ASSOCIATION OF ZOOS & AQUARIUMS

Guía para el Manejo de Anfibios en Cautiverio

Editado por:
Vicky A. Poole, National Aquarium in Baltimore
Shelly Grow, Association of Zoos and Aquariums
Edición 1.1, 27 Junio 2008

Traducido y editado por:
Luis Carrillo, Africam Safari
Carlos Olivera A., Dirección de Zoológicos de la Ciudad de México
Alison Acosta Oakes, Dirección de Zoológicos de la Ciudad de México
Mayo 15, 2009

ATAG
The Amphibian Taxon Advisory Group

AZCARM
Asociación de Zoológicos, Criaderos y Acuarios de México AC

Para mayor información acerca de AZA y sus programas de anfibios visite
http://www.aza.org/ConScience/Amphibians_Intro/
Para mayor información acerca de anfibios y sus amenazas visite
http://www.africamsafari.com.mx/rana.php
http://www.chapultepec.df.gob.mx/anfibios/index.html

Índice

Prólogo	3
Prólogo Para Nuestros Colegas Hispanoparlantes	4
Capítulo 1: Cuidados Generales para Anfibios	6
Capítulo 2: Higiene y Control de Enfermedades: en Campo y Cautiverio	57
Capítulo 3: Lineamientos de Cuarentena para Anfibios	67
Capítulo 4: Lineamientos para el Manejo de Poblaciones de Anfibios*	78
Capítulo 5: Reproducción Asistida en Anfibios	*pendiente*
Apéndice I: Cuartos Aislados para Anfibios en el Zoológico Omaha's Henry Doorly	119
Apéndice II: Centro de Conservación de Anuros de Montana (MACC)	128

* Este capítulo ha sido publicado previamente. La cita recomendada es: Schad, K., editor. Amphibian Population Management Guidelines. Amphibian Ark Amphibian Population Management Workshop; Diciembre 10-11, 2007; San Diego, CA, USA. Amphibian Ark, www.amphibianark.org; 2008. 31 pág.

Prólogo

La comunidad zoológica global está respondiendo a una crisis de conservación sin precedente; las poblaciones de anfibios están disminuyendo y de un tercio a la mitad de las más de 6,000 especies conocidas de anfibios están amenazadas con la posibilidad de llegar a extinguirse en la próxima década. Las amenazas que muchas especies de anfibios encaran en vida libre no pueden ser abatidas a tiempo para salvarlas; en estos casos, la conservación *ex situ* y la reproducción en cautiverio pueden ser su única esperanza de supervivencia.

Para lidiar con esta crisis de la manera más efectiva y eficiente posible, las instituciones pertenecientes a la Asociación de Zoológicos y Acuarios (AZA, o la de su país) deben juntar sus conocimientos y experiencias en herpetología. La mayoría de las especies con mayor necesidad de conservación *ex situ* nunca se han criado en cautiverio, y se están solicitando instalaciones para desarrollar programas de conservación comenzando desde cero.

El Grupo Consultivo de Anfibios de la AZA (ATAG, por sus siglas en ingles) lo alienta a ser un líder en la batalla a favor de estas especies y a partir del 2007 ha desarrollado numerosos recursos para empezar a ayudarlo (disponibles en: www.aza.org/ConScience/Amphibians_Intro/).

El ATAG ha identificado especies en Canadá, los Estados Unidos, México y el Caribe que se encuentran en mayor necesidad de conservación *ex situ*. La lista de estas especies se encuentra disponible en el ***Plan de Acción para la Conservación de Anfibios Ex Situ en la Comunidad AZA***. El Plan de Acción también incluye una descripción detallada de las colecciones e instalaciones actuales de anfibios dentro de la comunidad AZA.

El ATAG publicó adicionalmente un ***Manual de Recursos para la Conservación***, para ayudarlo a desarrollar programas exitosos de conservación y/o investigación de anfibios (ya sea *in situ* o *ex situ*; internacional o nacionalmente) que estén bien evaluados, se acoplen a los planes de colección de su institución, sean apropiados considerando sus recursos e incorporen programas de educación complementarios. El manual también identifica fuentes potenciales de financiamiento y provee planes de acción específicos por especie y manuales de mantenimiento disponibles actualmente.

Finalmente, esta ***Guía para el Manejo de Anfibios en Cautiverio*** le ayudará a proporcionar el mejor cuidado posible para los anfibios a su cargo. Los protocolos exactos para mantener poblaciones de muchas de las especies que requieren de conservación *ex situ* son desconocidos, pero esta guía ayudará a asegurar que esté utilizando algunas de las mejores técnicas de mantenimiento conocidas, particularmente con el riesgo actual de enfermedades emergentes cuyo arribo en las colecciones debe ser minimizado y cuya emergencia y transporte debe ser manejado. Para refinar más sus técnicas de crianza de anfibios y para beneficiarse de otros herpetólogos de la AZA, el ATAG le recomienda que atienda el curso de *Biología y Manejo de Anfibios* otorgado por la Junta de Regentes de la AZA (http://www.aza.org/prodev/) y participe en las oportunidades de enlaces que se presenten en las reuniones anuales del ATAG.

Agradezco a todos los autores que han dedicado tanto tiempo para hacer disponibles estos recursos a la AZA y a la comunidad global, espero conocer del desarrollo de proyectos nuevos. Juntos podemos superar este reto de conservación.

El ATAG está aquí para ayudarlos. Siéntanse en libertad de contactarme, Diane Barber, Coordinadora del ATAG, a dbarber@fortworthzoo.org o (817) 759-7180.

Suerte!
Diane Barber

Prólogo para Nuestros Colegas Hispanoparlantes

Hace ya casi dos décadas que la extinción repentina y catastrófica de los anfibios en varias regiones del mundo pasaron a la palestra pública, sin que hubiera una reacción inmediata frente a la crisis. El escepticismo inicial, paradójicamente generado por la idiosincrasia científica, al pasar de los años pasaría una factura actualmente impagable: cientos de especies de ranas, sapos y salamandras cuyas poblaciones aún mantenían unos pocos individuos remanentes se extinguieron, en particular en regiones notablemente diversas como el Neotrópico.

Lamentablemente muchas instituciones zoológicas, acuarios o de investigación no creían que fuera posible ayudar en la conservación de los anfibios desde sus campos de especialidad, ni mucho menos pensar en organizar y manejar un programa de conservación en cautiverio para aquellas especies que lo necesitaran. Aún para los más aventureros la experiencia no fue muy exitosa, y entonces las especies no solo desaparecieron de sus ambientes naturales sino que también fueron víctimas inocentes de nuestro desconocimiento de las técnicas de manejo de anfibios en cautiverio y de los patógenos que los afectaban, y por supuesto de la falta perenne de fondos para infraestructura, investigación y conservación.

El Grupo Consultivo de Anfibios (ATAG) de la Asociación de Zoológicos y Acuarios (AZA) creó esta Guía para el Manejo de Anfibios en Cautiverio en el 2008 para ayudar en el desarrollo de protocolos de manejo y para proporcionar los mejores cuidados posibles para aquellos anfibios que estén encarando amenazas a su supervivencia. El ATAG está complacido por que esta guía haya sido traducida al español por nuestros colegas de la Asociación de Zoológicos, Criaderos y Acuarios de México (AZCARM), Luis Carrillo de Africam Safari y Carlos Olivera y Alison Acosta Oaks de la Dirección de Zoológicos de la Ciudad de México, permitiendo el intercambio de información con un mayor audiencia.

Esta guía es el reflejo de que en años recientes el conocimiento, la conciencia sobre esta crisis, y la voluntad de acción están en crecimiento. Ciertamente esta guía es esencial y seguramente que una avalancha de conocimientos a generarse la irán enriqueciendo. Proyectos como los de la Balsa de los Sapos en la Pontificia Universidad Católica de Ecuador (PUCE), el Centro de Conservación de Anfibios de El Valle de Antón en Panamá, el Centro de Conservación de Anfibios del Zoológico de Cali, Colombia, el Centro para la Conservación de Anfibios de Africam Safari, México y otros que están naciendo son los primeros beneficiarios de tener esta versión de la guía en español.

El manejo *ex situ* es, hoy más que nunca, una de las herramientas prioritarias en la lucha humana contra la extinción. Es también indispensable sumar un ejército gigante de científicos, conservacionistas y ciudadanos, sin cuya ayuda la mayoría de anfibios seguirán desamparados. La extinción de los anfibios no ha cesado, sino que va en aumento, y hoy está claramente exacerbada por el cambio climático, patógenos emergentes, la infrenable destrucción de los hábitat y un coctel de muchos otros factores. No obstante, las dos últimas décadas nos han enseñado mucho y es nuestra obligación ética enfrentar el reto actual proactivamente y contra el reloj.

Aunque esta guía de ninguna manera abarca todos los aspectos, es un conglomerado de información, técnicas y recursos que tenemos esperanza sean de utilidad para los biólogos con el fin de frenar la extinción de especies de anfibios. Nuestro entendimiento de como cuidar diferentes especies, géneros y familias está creciendo rápidamente, pero aún hay mucho que aprender. Esperamos que la ciencia del cuidado de anfibios crezca a medida que la gente confronte el reto de desarrollar programas *ex situ* para las especies más amenazadas. Mientras aprendemos nuevas técnicas, es importante compartir nuestros conocimientos – tanto los éxitos como los retos que enfrentamos. Por favor continúe visitando la página electrónica de la AZA (www.aza.org) para obtener actualizaciones de esta guía así como nuevos recursos e ideas de manejo. Si no encuentra lo que usted está buscando contáctenos y nosotros trataremos de ayudarlo todo lo que

podamos. Sin embargo también queremos aprender de sus experiencias. Dénos su opinión acerca de esta guía y comparta sus resultados de sus experimentos – necesitamos trabajar juntos para superar esta crisis de conservación.

Gustosamente,

Diane Barber
Presidente, AZA ATAG
dbarber@fortworthzoo.org

Shelly Grow
Bióloga de Conservación, AZA
sgrow@aza.org

Luis A. Coloma
Director del Proyecto Balsa de los Sapos, Pontificia Universidad Católica del Ecuador
lcoloma@puce.edu.ec

Luis Carrillo
Coordinador de la Comisión de Anfibios, AZCARM
lcarrillo@africamsafari.com.mx

Capítulo 1

Cuidados Generales para Anfibios

Jennifer B. Pramuk[1] y Ron Gagliardo[2]

1 *Department of Herpetology, Bronx Zoo/Wildlife Conservation Society*
2300 Southern Blvd. Bronx, NY 10460 USA
jpramuk@wcs.org

2 *Atlanta Botanical Garden,*
1345 Piedmont Avenue
Atlanta, GA 30309
ron@amphibianark.org

Hylomantis lemur
Foto: J. Larsen Maher/WCS

INTRODUCCIÓN

Hay muchas razones para mantener anfibios en cautiverio, incluyendo exhibición, educación, conservación, preservación, por pasatiempo o incluso por intereses personales. Históricamente, los zoológicos y acuarios han incluido anfibios en sus programas de herpetología y en sus exhibiciones; sin embargo mientras se convierten hacia centros de conservación (versus plenos exhibidores en el pasado), éstos deben modificar sus colecciones para reflejar sus recursos y capacidades que les permitan realizar esta tarea (Rabb, 2004).

Los requerimientos de espacio y recursos para alcanzar las metas de conservación y de propagación de anfibios en peligro critico de extinción son mucho menores que aquellos requeridos para grandes especies (p. ej., elefantes). El Arca de Anfibios (www.AmphibianArk.org) estima que aproximadamente 500 especies de anfibios tienen necesidad de ayuda *ex situ* cuidadosamente manejada; sin embargo actualmente hay menos de 10 especies en programas de manejo (K. Zippel, com. pers.).

Los anfibios componen un grupo de vertebrados que tienen una gran diversidad de historias naturales. Dentro de los tres Ordenes, Anuros (sapos y ranas), Caudados (salamandras y tritones)

y Gymnophiona (cecilias) hay 6,218 especies (www.amphibiaweb.org) y potencialmente cientos más esperando a ser descubiertas y descritas. En este grupo existe una gran gama de especies, desde las terrestres hasta las totalmente acuáticas como adultos y algunas especies que se adaptan y prosperan en las regiones áridas del mundo. Los modos reproductivos van desde el "típico" anfibio que es terrestre en su etapa adulta y pone sus huevos en el agua que eclosionan como larva acuática, a especies que incuban los huevos dentro de su hendidura bucal o sacos especiales que tienen en su dorso, a hembras que son vivíparas (paren crías vivas). Dentro de los vertebrados, sólo los peces rivalizan con este rango de modos reproductivos. Ya que las características ecológicas y de requerimientos de crianza son tan diversas es imposible abarcar todos los grupos en este documento.

Esta guía brinda información básica de cómo mantener anfibios en cautiverio. Muchos problemas de salud encontrados en colecciones de anfibios pueden ser evitados practicando buenas técnicas de manejo. Cuando es posible se listan proveedores y materiales y en algunos casos se ofrecen alternativas para aquellos artículos que no se encuentran en todas las áreas o países. Al final de cada capítulo, se ofrecen referencias para aquellos que quieran fortalecer su conocimiento sobre anfibios y técnicas de cuidado y crianza. Es recomendable que usted se comunique con otros que hayan trabajado con las especies con que está trabajando (o especies parecidas) en cautiverio y emplee sus técnicas ya probadas de manera de evitar repetir métodos que no son fructíferos. Si no existe experiencia en el manejo de la especie seleccionada, pruebe métodos por medio del ensayo-error y comparta los resultados.

Hace veinte años, se sabía muy poco acerca de la atención que requieren los anfibios en cautiverio. Recientemente, una especie de "renacimiento" se ha producido en la ciencia del cuidado y reproducción de anfibios. Sin embargo, esta área de estudio está rezagada con respecto a las disciplinas de manejo de mamíferos y aves, especialmente en las áreas de nutrición y cuidados veterinarios. Corresponde a ustedes, próxima generación de científicos en anfibios el llenar los vacíos de nuestros conocimientos y mejorar un campo que es relativamente nuevo. Si desea obtener más información, consulte la lista de citas al final de este documento. Por otra parte, es una invaluable experiencia asistir al curso de *Biología y Manejo de Anfibios* del Programa de Entrenamiento Profesional de la AZA (www.aza.org/prodev/). La monografía publicada en este curso es una herramienta muy útil y mucho de los tópicos cubiertos son explicados en gran detalle. Finalmente los manuales de la AZA de manejo para rana de montaña de piernas amarilla (*Rana muscosa*), rana dorada de Panamá (*Atelopus zeteki*), y el sapo de cresta de Puerto Rico (*Peltophryne lemur*) han sido recientemente actualizados y otros lo serán en poco tiempo (Grow and Poole, 2007). Estos manuales son puntos de inicio para cualquiera de estas especies y también contienen información que puede ser aplicada a otros programas de propagación de anfibios.

Planeación

Es importante considerar el propósito general y las metas a largo plazo al mantener una especie particular en cautiverio. Las metas pueden ir desde su uso en exhibiciones educativas hasta ser candidatos para programas de reintroducción. Además, es imperativo colectar tanta información como sea posible acerca de la historia natural y parámetros ambientales de la especie seleccionada antes de adquirir los animales. Puede ser útil en algunos casos extrapolar de especies relacionadas cuando no hay ningún precedente de mantenimiento de la especie en cautiverio. Aunque sin duda controversial, la última y más completa revisión de la historia evolutiva de los anfibios es la realizada por Frost et al. (2006). Revise la literatura, ya que muchas veces algo está publicado acerca del manejo en cautiverio de al menos una especie dentro de la Familia de la especie que usted ha seleccionado. Seleccione la especie más cercanamente relacionada y que esté geográficamente más cerca de la especie de su interés. Al final de este capítulo ofrecemos una lista de referencias, páginas web y ligas para la adquisición de productos que han sido usados con éxito por los autores. Note que al sugerir esta lista no estamos implicando que esta sea aprobada por la AZA o el Grupo Consultivo de Anfibios (ATAG).

Adquiriendo Anfibios

Obtenga anfibios de fuentes confiables, preferiblemente animales nacidos en cautiverio o animales que han sido colectados de manera responsable y sustentable. Pregunte al proveedor acerca de los animales que está obteniendo (p. ej., cuánto tiempo ha estado en cautiverio, que tratamientos médicos ha recibido, parásitos, etc.). Sólo recolecte o reciba animales de vida silvestre bajo el consentimiento y documentación de las autoridades adecuadas. En muchos estados y en la mayoría de los países se requieren permisos para la recolección de anfibios. Además, en el campo, debes tomar medidas para prevenir la diseminación del *Batrachochytrium dendrobatidis* (*Bd*, hongo quítrido) y patógenos potenciales de un área a otra o de un individuo a otro. En el campo, deben usarse todo el tiempo guantes de látex o de vinilo y cambiarlos cada vez que maneje un animal. Limite el manejo de animales lo más que pueda. Tenga en mente que algunos patógenos peligrosos o secreciones tóxicas de la piel pueden ser transferidos fácilmente de un animal a otro. Las botas, bastones, y cualquier otro equipo de campo deben limpiarse de partículas de tierra, deshechos y si es posible, desinfectarlas con cloro casero (3-6% de hipoclorito de sodio) diluido al 10% durante 15 minutos entre sitio y sitio. Esta concentración debe matar al *Bd* y ranavirus. Otros protocolos de higiene adicional se pueden encontrar en el capítulo 2 de esta guía, Speare et al. (2004), y Zippel et al. (2006).

Transportando Animales

Los anfibios colectados deben ser colocados en envases desechables de alimento o en contenedores con tapas que estén bien reforzadas. Los contenedores deben tener pequeños hoyos en la tapa para permitir el intercambio de gases. Hay que tener mucho cuidado al hacer los agujeros, éstos deben ser hechos por la parte interna del contenedor y hacia fuera de manera de no dejar bordes cortantes, ya que la piel de los anfibios es delicada y se lastima fácilmente. El fondo del contenedor debe estar revestido de papel húmedo o musgo sphagnum bien lavado. Los animales deben permanecer a una temperatura fresca (generalmente 18-24°C, dependiendo de las especies) durante su transportación, utilizando material insulado como unicel (icopor, anime, tergopor). Primero, coloque los animales en los contenedores plásticos dentro de cajas de cartón y luego coloque esta caja en una hielera insulada de mayor tamaño. En condiciones extremadamente calurosas, se pueden colocar bolsas resellables llenas de hielo o bolsas de gel frío para prevenir el aumento de temperatura. Envuelva las bolsas frías en periódico y colóquelas dentro de la caja insulada, pero nunca dentro de la caja de cartón que contiene los animales. Los animales deben ser transportados lo más rápido posible no importa el costo[1]. Utilizar métodos de envío más lentos pueden significar la muerte de sus animales. Es mejor transportarlos en primavera o en otoño, en vez de hacerlo durante estaciones calurosas o frías. Aunque no hay suficiente información para decir con certeza cuantos anfibios mueren durante su transporte internacional (Smart y Bride, 1993), algunos embarques de anfibios han resultado con una gran mortalidad debido a un embalaje inadecuado (aplastamiento), sobrepoblación, sobrecalentamiento y falta de acceso a agua (Brookland et al., 1985).

Necesidades Básicas

Existen muchos aspectos básicos pero críticamente importantes para mantener anfibios en cautiverio: 1) recintos, 2) agua (fuente y calidad), 3) condiciones ambientales (luz, temperatura, humedad), 4) comida, 5) comportamiento e historia natural y 6) cuidados veterinarios. Aunque hay muchos otros matices a considerar en cuanto al cuidado de anfibios en cautiverio, si usted domina estos parámetros claves de manejo de anfibios tendrá una forma adecuada de mantener y propagar animales vigorosos. Ésta es una guía general de manejo y simplemente es un punto inicial para aquellos interesados en empezar un programa en cautiverio con anfibios. Al final del documento encontrará secciones que abordan métodos de reproducción, manejo de larvas y cuidado veterinario. La mayoría de las especies de anfibios del mundo nunca han sido mantenidas en cautiverio, mucho menos reproducidos, así que tenemos mucho que aprender (Poug, 2007). Mantener nuevas especies satisfactoriamente puede llevar meses incluso años de afinación

[1] Explore las opciones de envío aéreo o express (mismo día o día siguiente)

cuidadosa de protocolos de manejo apropiados. Recuerde que usted es un pionero. No se desaliente por fracasos y cuando descubra algo que funcione, por favor comparte su información con colegas. Considere publicar sus hallazgos o por lo menos empiece un blog, unáse a una red o listserve, lo que sea para compartir la información.

RECINTOS

Mientras que algunas especies de anfibios pueden sobrevivir en pequeños recintos como en cajas plásticas con papel en el fondo y un refugio, es importante considerar otros aspectos sobre la salud y bienestar que pueden ser abordados a través de alojamiento apropiado, sustrato y refugio. Estos aspectos, combinados con luz, temperatura y humedad, contribuyen directamente a que los animales puedan comportarse normalmente y prosperar en cautiverio.

Tipos de Recintos para Anfibios

Los recintos para anfibios comúnmente usados se construyen de vidrio, acrílico, fibra de vidrio y otros materiales sintéticos. Es importante usar materiales no porosos, fáciles de limpiar. Todos los recintos deben tener tapas que ajusten perfectamente bien, pero tome en cuenta también la ventilación. Los recintos más comúnmente usados son los acuarios de vidrio equipados con tapas con tela mosquitera. Recientemente, algunas compañías han empezado a fabricar terrarios específicamente para anfibios; a pesar del alto costo (entre 40 a 150 dólares), los reportes iniciales dicen que valen el costo extra por la facilidad de su limpieza y acceso[2]. A corto plazo los recintos de acrílico son más caros, sin embargo son más livianos y más difíciles de resquebrajarse y romperse que las de vidrio; a largo plazo, probablemente sean más baratos. La desventaja de los recintos hechos de plástico es que se rayan más rápido y requieren pulirse frecuentemente para que no se opaquen. Para muchas salamandras y pequeñas ranas terrestres, funcionan bien los acuarios de 80 litros con tapa. Para especies arborícolas es conveniente comprar acuarios altos o colocar uno de manera de proveer espacio vertical. Añada ramas y plantas para ofrecer suficientes áreas para trepar y posarse. Otra vez, se necesita considerar la historia natural de las especies en cuestión antes de comprar un recinto adecuado.

Una alternativa a los acuarios es usar contenedores de comida hechos de policarbonato[3]. Las tapas pueden ser modificadas para proveer suficiente intercambio de aire. Se puede hacer un hueco en la tapa que se cubre con una malla mosquitera plástica que es pegada usando silicón caliente o silicón. Aunque no es estéticamente tan agradable como los acuarios de vidrio, estos sirven perfectamente bien como recintos fuera de exhibición. El beneficio de usar contenedores de comida es que son rentables, se pueden apilar, y son más resistentes que el vidrio. Un cultivador de salamandras en los Estados Unidos utiliza éstos sencillos refugios para una colonia entera con gran éxito en su mantenimiento y reproducción.

Vivarios Independientes (esto es, sistemas cerrados)

Un drenaje adecuado es la clave para mantener sus vivarios saludables y productivos y para reducir los niveles de bacterias dañinas. El exceso de agua puede matar a sus plantas así que es importante drenar ese exceso para que la tierra no se torne anaeróbica o saturada. El nivel del agua en la grava debe mantenerse por lo menos a 1.5 centímetros por debajo del nivel alto del sustrato (p. ej., sphagnum o lámina de moho). Ésta agua lentamente encontrará su camino entre la tierra a través de la acción capilar, ofreciendo humedad para las plantas y proveyendo suficiente humedad por medio de la evaporación. La fibra de coco también puede ser usada como un sustrato encima de la grava. La fibra de coco es duradera, retiene la humedad, y está libre de organismos no gratos como lombrices o flagelados. Como la fibra de coco es fácil de deshacer, se debe usar un sustrato divisor, como láminas de fibra de vidrio, para evitar que esta se mezcle con la grava. Encima de la fibra de coco, puede usar musgo de java, almohadas de moho o también musgo sphagnum hidratado y lavado. El musgo sphagnum tiene ventaja sobre las láminas de

[2] Tanto ExoTerra® como ZooMed® venden acuarios específicamente diseñados para anfibios

[3] Como Rubbermaid® o Sterlite®

musgo, ya que en el primero usualmente se desarrolla si es manteniendo a una alta humedad y luz moderada.

Un vivario básico apropiado puede ser creado fácilmente con un acuario de vidrio y añadiendo aproximadamente 5 centímetros de grava del tamaño de un frijol, previamente lavada, y que tenga un color natural. Hay muchos sustratos económicos así como también algunos hechos específicamente para anfibios de mayor costo; la grava se usa como un sustrato económico. Ésta se coloca sobre un fondo falso hecho con rejillas de plástico (comúnmente usadas como techos falsos bajo los focos fluorescentes) cubierta con tela mosquitera plástica, apoyada en tubos de PVC de 2-5 centímetros. Éste sistema reduce el peso de su tanque permitiendo usar menos grava. El agregado ligero de arcilla expandida (LECA)[4] es ligeramente más costoso que la grava de acuario, pero es más liviana, y puede ser usada cuando el peso puede ser un problema. Haga una depresión cuadrada de unos 7.5 – 10 centímetros en la grava en una de las esquinas del acuario o escalone el substrato de modo que se forme un pequeño estanque o charca en el extremo llano para permitir acceso a sus animales al agua. La capa de grava debe estar completamente cubierta por una gruesa capa de musgo sphagnum de por lo menos 2 centímetros. El musgo debe remojarse durante la noche y enjuagarse muy bien antes de usarlo en un recinto.

Idealmente, este tipo de ambiente debe ser arreglado por lo menos dos semanas antes de introducir animales de manera que las plantas puedan establecerse y las bacterias benéficas (esto es, filtración biológica natural) estén listas para descomponer los desechos. Puede añadir corteza en el sustrato y plantas, pero es recomendable que remueva toda la tierra de las raíces porque la tierra puede albergar parásitos potencialmente dañinos como los nemátodos. Muchas plantas de raíz desnuda (p. ej., pothos) estarán bien si son plantadas en ambientes semi-acuáticos. Cuando desarme y limpie recintos, estos deben ser enjuagados con agua y pueden desinfectarse con blanqueadores caseros (3-6% de hipoclorito de sodio) a una dilución del 10%. Si se usa cloro, enjuaga perfectamente bien y deje secar completamente al aire, o use tiosulfato de sodio para neutralizarlo.

Vivarios Conectados (esto es, sistema abierto/semi-cerrado)
Usualmente se debe tomar la decisión entre alojar un animal en una exhibición naturalista o en el otro extremo, en una caja estéril con papel sanitario. Debe haber un medio agradable en usar un sistema que incorpore un recinto con drenaje, un fondo falso y plantas colocadas en macetas (sin la tierra). Este tipo de recinto ha probado su efectividad en prevenir el crecimiento de parásitos que puede darse en los sistemas cerrados o abiertos que contengan sustratos sustanciales. La simplicidad de este montaje hace más fácil la limpieza sin usar tanto tiempo y esfuerzo, permitiendo también el monitoreo de heces (Figura 1).

Figura 1. Acuario de gran tamaño montado para asegurar altas condiciones de hygiene. Vea que el cuidador está usando un aspersor para lavar las heces y otros contaminantes hacia afuera del terrario. Los productos de degradación son eliminados a través del fondo falso hacia el drenaje taladrado en el fondo del acuario. (Foto: R. Gagliardo).

[4] Como Terra Lite®

Otro tipo de recinto utiliza pantallas comercialmente disponibles, conocidas como reptarios. Éstas pantallas livianas son fáciles de ensamblar, de mover, y de limpiar (Figura 2). Su efectividad ha sido probada en exhibidores externos para ranas Phyllomedusine que disfrutan asolearse y para grandes Hílidos que pueden dañarse así mismos por brincar dentro de un recinto de vidrio.

Figura 2. Para ranas arborícolas grandes funcionan bien los recintos hechos de malla plástica de poco peso, colocando en el interior macetas con plantas y cortezas. También tienen la ventaja que pueden moverse fácilmente a diferentes áreas climáticas. (Foto: R. Gagliardo)

Algunas especies arborícolas y particularmente especies saltadoras son muy propensas a escapar y lastimarse en muchos recintos. Un método empleando un acuario de 40 litros equipado con una puerta al frente y con áreas ventiladas sirve bien para alojar ranas de cristal (Centrolenidos) y colonias de Phyllomedusines juveniles (Figura 3).

Figura 3. Acuarios verticales utilizados para alojar ranas arborícolas. Note lo simple del montaje que incluye el piso cubierto de papel húmedo en vez de grava o tierra que pueden almacenas parásitos. (Foto: R. Gagliardo)

Para colocar un desagüe en un acuario de vidrio, se realiza un hoyo en el fondo del acuario con una broca de punta de diamante (aproximadamente 2-4 cm). Use un taladro potente (p. ej., 14-18 volt) (Figura 4). Asegúrese de usar protección para los ojos mientras trabaja con este tipo de herramientas. Mientras taladre, debe haber siempre agua corriendo para evitar que el vidrio se caliente y se rompa. Si está en una zona donde no puede colocar una manguera busque la manera de empozar el área con cinta adhesiva, arcilla o masilla alrededor del área donde se va a taladrar

para crear un reservorio de agua. Mientras taladre, hágalo firmemente y despacio para evitar que el vidrio se rompa. Coloque en el hoyo un desagüe plástico (bulkhead) del tamaño apropiado y péguelo con silicón[5].

Figura 4. Demostración de cómo taladrar un hoyo en el vidrio de un acuario utilizando una broca de punta de diamante. Fotografiado en el curso de *Biología y Manejo de Anfibios* de la AZA donde todos los participantes tiene la oportunidad de taladrar un acuario. (Foto: J. Pramuk)

Coloque una válvula de paso de plástico en la base del tubo de PVC que va desde el desagüe del tanque hasta el drenaje principal. La válvula permitirá controlar la cantidad de agua que drena del acuario. Este montaje permitirá que el acuario sea lavado con agua purificada o declorinada. Los sistemas abiertos no requieren de filtración, ya que con los rociadores se está lavando y botando el agua diariamente. La mayoría de los desagües plásticos (bulkheads) son roscados, lo cual permite colocar un rebosadero vertical a cualquier altura deseada. Esta altura puede variarse dependiendo de la temporada para proveer a los animales de una charca de reproducción más profunda. La profundidad de la charca puede variar dependiendo de la especie.

Si planeas tener una gran colección o tener animales que requieren de frecuente nebulización, es recomendable colocar un sistema de rociadores, permitiendo que el exceso de agua fluya por el drenaje del fondo del recinto. El drenado frecuente asegura que no se acumulen deshechos. Tanto los rociadores como las luces pueden colocarse en un sistema de temporizadores automáticos, permitiendo rociar agua tantas veces como sea requerido por la especie. Este tipo de vivarios funciona muy bien para especies grandes que producen más desperdicios o en situaciones donde la colección es grande y entonces rociar a mano sería mucho trabajo. Un vivario con sistema de rociadores permite a los cuidadores mantener un alto nivel de limpieza. El enjuague frecuente del sistema también puede reducir las cargas parasitarias (p. ej., nemátodos) en el recinto. Los fondos falsos, que consisten en una pieza plástica recubierta con una malla mosquitera de plástico funcionan bien en este tipo de recintos.

Cámaras de Lluvia

Muchos anfibios se reproducen durante la temporada de lluvia, esto puede ser imitado fácilmente en condiciones *ex situ*. En algunos casos, el traslado de especimenes desde sus exhibidores hacia un recinto de reproducción puede interrumpir su ciclo de reproducción. Es prudente, bien sea mover los animales antes de que inicien sus condiciones pre-reproductoras (semanas o meses antes), o utilizar el recinto regular del animal e instalarle una cámara de lluvia.

Hay una gran variedad de maneras para crear una cámara de lluvia. La más común es utilizar un acuario equipado con doble fondo, desagüe, un recipiente en el fondo y una bomba sumergible que impulsa el agua hacia arriba hacia una barra de aspersión hecha con un tubo de PVC. El tubo de

[5] Los “bulkheads” pueden adquirirse de US Plastics, Aquatic Ecosystems o MacMaster-Carr

PVC puede ser modificado con agujeros en número, tamaño y posición deseados para conseguir varios grados de cobertura y fuerza. La bomba está conectada a un temporizador para regular los ciclos de lluvia. Se pueden hacer cámaras de lluvia con contendores plásticos grandes, acuarios con fondo falso y drenaje o hasta con baldes o cubetas. Si no tiene bombas sumergibles, puede funcionar un filtro de canasta junto con un rociador de barra.

Componentes de Recintos para Anfibios

Todos los materiales dentro de un acuario pueden ser usados para ofrecer diversos ambientes basándose en la historia y hábitat natural de la especie.

Fondo de la Exhibición

Concreto: El concreto es muy resistente y si se entinta para igualar el color de la tierra o lodo, puede obtener un aspecto naturalista y durar mucho (Figura 5), pero tiene varios inconvenientes como su excesivo peso y naturaleza porosa. Además las ranas muy activas tienden a desgastar sus narices contra el concreto cuando tratan de capturar sus presas y esto puede dar lugar a infecciones sistémicas y muerte (J. Pramuk, obs. pers.); durante la instalación haga que alisen la superficie del concreto tanto como sea posible antes de que se seque. El concreto despide cal por mucho tiempo después que se ha curado. Lamentablemente la cal crea un nivel peligrosamente alto de pH (básico) que puede llegar a matar a los anfibios. Si se realizan lavados ácidos se puede solucionar este problema, pero asegúrese de que éstos ambientes estén bien curados y de probar el grado de pH periódicamente durante varios meses antes de introducir anfibios. Sellar el concreto ayudará a disminuir la porosidad. Consulte con alguien experimentado si usted no está relacionado con los procedimientos de lavado con ácidos o con el sellado de concreto.

Figura 5. Una exhibición con fondo de concreto en el Zoológico del Bronx. En este se exhiben especies de EEUU incluyendo *Hyla versicolor, Ambystoma maculatum* y *Lithobates* (*Rana*) *sylvatica.* Es una exhibición cerrada con un filtro combinado, mecánico y biológico que produce una cascada. Las cascadas además de ser agradables airean el agua. (Foto: J. Pramuk)

Fibra de vidrio y resina: El beneficio de los fondos de fibra de vidrio y resina, es que estos materiales son livianos y fácilmente moldeables en forma de rocas, bancos de lodo, etc. Desafortunadamente, la fibra de vidrio y los componentes basados en resina liberan vapores químicos que pueden ser tóxicos para animales o plantas. Una ventaja es que la fase tóxica de estas sustancias es más corta que la del concreto. Ambos materiales son difíciles de trabajar y pueden requerir de una capacitación especializada, ventilación adecuada y dispositivos de protección personal, pero los resultados son estéticos y duraderos.

Sustratos

Cuando se elige un sustrato, se deben considerar en primer lugar las necesidades de los animales y determinar si usted desea un recinto estético o uno que sea fácil de limpiar. El beneficio de los sustratos naturales es que proporcionan a las especies excavadoras lugares para ocultarse. El pH

del sustrato también debe considerarse. Por ejemplo, algunos musgos (p. ej., musgo sphagnum) son más bien ácidos lo cual puede irritar la piel de algunas especies.

Situaciones de higiene o de cuarentena:

- Pasto artificial: ésta material plástico imitación de pasto es inerte y fácil de desinfectar (siempre y cuando sea enjuagado bien después). Se puede cortar para que ajuste a recintos de cualquier tamaño y forma. Es resistente al moho y puede mantenerse en recintos semi-acuáticos. Especies más grandes como la *Rhinella (Bufo) marinus* que defecan grandes cantidades son candidatos para este tipo de sustrato.
- Hule-espuma: el hule-espuma puede comprarse en varios grosores. Este material se puede cortar en diferentes formas y funciona bien en situaciones de cuarentena donde la limpieza sea una prioridad, y también puede ser desinfectado. También puede ser usado en especimenes aislados que necesitan o requieren superficies suaves para fines médicos (p. ej., rotura de extremidades, frotamiento rostral). Existe cierta preocupación por la posible liberación de dioxinas de este material y su potencial para albergar bacterias nocivas. Una mejor opción es utilizar musgo sphagnum de alta calidad (véase más adelante para obtener más información).
- Toallas de papel: las toallas de papel son muy útiles en situaciones de cuarentena, pero como se secan rápidamente deben revisarse varias veces al día para asegurarse que estén suficientemente húmedas. También pueden saturarse fácilmente de agua y ensuciarse, proveyendo un sustrato perfecto para el crecimiento bacteriano. Los cambios diarios aminoran problemas. Trate de usar toallas libres de blanqueadores, ya que pueden contener rastros de químicos como dioxina. Cámbielos por lo menos cada 48 horas sino antes dependiendo de la situacióna.
- Pulpa de fibra[6]: ésta opción es una alternativa adecuada para cecilias y otros anfibios excavadores (D. Fenolio, pers. comm.). Este sustrato debe ser rehidratado y el exceso de agua exprimido antes de su uso.

Sustratos naturales:

- Fibra de coco: este sustrato ha crecido en popularidad porque es difícil de romper, dura aproximadamente un año o más y es una alternativa ecológica. Viene seco y comprimido en bloques para facilitar su transporte. Hay que remojar los bloques en agua y exprimir el exceso de humedad antes de su colocación en el fondo de su recinto. Si se usa encima de una capa de grava, use un pedazo de tela o una lámina de fibra de vidrio para colocarla entre la grava y la fibra, esto evita que se mezcla la fibra con la grava.
- Musgo (lámina y sphagnum): el musgo sphagnum puede utilizarse como una alternativa al hule-espuma, es igual de suave, ofrece más oportunidades de excavación y escondites y es antibacterial y antifúgico. El musgo sphagnum de Nueva Zelanda y Chile es superior a otros tipos, tales como el Wisconsin. El musgo debe remojarse durante 24 horas y enjuagarse antes de su uso. Esto produce un sustrato muy suave y húmedo que es fácil de cambiar. En cuarentena o en otras situaciones en que el musgo no se usa por mucho tiempo, es posible esterilizarlo con calor y reciclarlo para aplicaciones hortícola. Se pueden recolectar musgos vivos a nivel local, pero es posible que estos musgos húmedos retengan *Bd* que podría infectar a toda la colección (las esporas de *Bd* son más fáciles de transferir de una superficie húmeda a otra). Antes de usarlo en recintos para anfibios, algunos criadores tratan el musgo vivo con una solución diluida de itraconazol (0.01%), pero tal vez esto no puedan llegar a todas las esporas del hongo. Teniendo en cuenta los riesgos y las consecuencias para una colección, la recolección de musgo vivo no es recomendable.
- Sustrato de orquídeas modificadas: el medio modificado para orquídeas desarrollado en el Jardín Botánico de Atlanta parece ser prometedor, puede usarse en terrarios por largo plazo (+ de 3 años). Esta mezcla fue desarrollada para el cultivo de plantas epífitas donde la humedad, acidez, y un buen drenaje son condiciones necesarias. Con un buen drenaje,

[6] Como el Petfresh Pet Bedding

algunas epífitas como las bromelias y algunas orquídeas pueden ser cultivadas dentro del recinto del anfibio. La receta de la mezcla es la siguiente:

Sustrato de Orquídeas Modificado (Jardín Botánico de Atlanta)

1 parte de turba
1 parte de carbón de horticultura
2 partes finas de corteza de orquídea (abeto)
2 partes de sphagnum molido
1 media parte de fibra de helecho

Mezcle y luego humedezca durante 24 horas antes de su uso (si es posible), ya que los componentes tienden a secarse fácilmente.

Sustitutos ecológicos amigales:

- Coco molido (de turba de coco) en lugar de turba (para información acerca de las prácticas de restauración con peat moss vea www.peatmoss.com).
- Fibra de bruc (malezas de ericáceas recolectadas en el Pacífico Noroeste) en lugar de fibra de helechos.

1. Tierra para maceta: en general la tierra comercial no es una buena elección, ya que esta no está bien regulada en términos de sus componentes. La tierra de maceta suele compactarse y tiende a permanecer sobresaturada de agua. Si no hay otra alternativa, use solamente tierra esterilizada mezclada con vermiculita, perlita u otros aditivos artificiales. La tierra para macetas puede fomentar y albergar el establecimiento de nematodos y otros parásitos, por lo que su uso debe ser limitado. Sin embargo, algunos anfibios fosoriales (p. ej., sapos patas de pala, y muchas salamandras) se desarrollan mejor en un sustrato de tierra.

- Rocas y Grava: la grava es un sustrato útil, barato y relativamente fácil de limpiar. Está ampliamente disponible en tiendas de mascotas y viene en una variedad de colores y tamaños. Sin embargo es pesada y puede dar un aspecto poco natural a su vivario. Tenga cuidado que los animales no ingieran la grava por accidente ya que esto puede provocar impactación. En particular, especie de alimentación agresiva como las ranas de cuernos (*Ceratophrys* spp.) tienen antecedentes de ingerir grava cuando se alimentan. Una generosa capa de musgo en la parte superior de la grava puede reducir el riesgo de ingestión accidental.
- Arena: la arena es relativamente barata y generalmente es limpiada antes de su empaquetado. Si se consume en cantidades importantes puede provocar impactación. Se ha empleado una arena enriquecida con calcio[7] para aestivar especies como la rana de Budgett (*Lepidobatrachus laevis*).

Mobiliario de Recintos

Mobiliario, refugios y paisaje son importantes para el bienestar de sus animales. Estos pueden ser simples (una toalla de papel húmedo como sustrato y un plato invertido que tenga un pequeño corte que sirva como puerta para simular un refugio o casa), o tan naturales como su imaginación le permita. Independientemente, a todos los anfibios se les debe ofrecer varios lugares de escondite para su refugio. En el medio silvestre, con excepción de algunas especies diurnas tóxicas, la mayoría de los anfibios son nocturnos y son considerados presas por casi todos los carnívoros de su hábitat. El proporcionarles algunos pertrechos les da mayor seguridad sin provocarles estrés y por lo tanto serán animales más sanos. La corteza de corcho, hojas secas, refugios hechos de cáscara de coco invertidos (mitades de coco con un pequeño corte en el revés para que funcione como acceso), tubos de plástico opaco con una abertura en un lado, piezas de

[7] Como Calisand®, Vitasand® o Reptilite®

PVC y empaques de rollo fotográfico resultan ser grandes escondites (Figura 6). Los troncos de corcho son muy buenos refugios para especies que habitan y viven en agujeros de árboles. Para especies excavadoras pueden usarse tubos de PVC enterrados parcialmente en el sustrato para simular una madriguera.

Figura 6. Un grupo de *Mantella pulchra* usando una corteza como escondite. El plato de la izquierda es un comedero que previene que los insectos se dispersen muy rápido lo que permite a las ranas tomar su tiempo para alimentarse. En la esquina derecha se observa un trozo de tubo de PVC que es utilizado como refugio alterno. (Foto: J. Pramuk)

Los refugios deben ser opacos. Asegúrese de no usar objetos que sean pesados o inestables, ya que se pueden caer y aplastar a los animales. Algunos herpetoculturistas también oscurecen la parte externa de las paredes del acuario para incrementar la privacidad y para proveer de barreras visuales entre acuarios. Evite las cubiertas negras que hacen que el vidrio sea más reflectivo en el interior, fomentando que las ranas salten contra la pared, lo que potencialmente puede causar traumas en el rostro. Se pueden hacer falsas paredes rocosas muy atractivas usando una pared de corteza de corcho fijado con silicona en la parte posterior del recinto. Sea cauteloso con los espacios que puedan quedar entre el corcho y el vidrio donde potencialmente pueden quedar atrapadas las ranas. Un método rápido y fácil para oscurecer las paredes interiores de un recinto y al mismo tiempo proporcionar un sustrato para las plantas consiste en utilizar silicona, turba (o turba de coco), helecho triturado (o sustituto de fibra Bruc). Coloque el recinto de lado y aplique una delgada capa de silicona en toda la superficie con una espátula. Usando guantes, espolvoree helecho o fibra de bruc sobre la superficie hasta tener el efecto deseado y presiónelo cuidadosamente contra la silicona para asegurar una buena adhesión. A continuación, espolvoree turba de coco seca o turba sobre toda la superficie, llenando los espacios entre los helechos o fibra de bruc. Aplaste y permita que la silicona seque durante 12 horas antes de levantar el recinto y permitir que caiga el exceso de turba. Esto hace una excelente superficie para el crecimiento de musgos y otras plantas rastreras como el *Ficus pumila* o *Philodendron* spp. Dando un paso más allá, se pueden crear paredes de roca mediante el establecimiento de una capa de espuma de expansión[8] tallándola una vez que se seque para parecer una roca, y revistiéndola con una capa de silicona negra infundido con fibra de coco o resina epóxica resistente al agua. Se pueden tallar “bolsillos” en la espuma para mantener plantas pequeñas. Las siliconas para aplicaciones acuáticas[9] son ligeramente más caras que las de acuario o de hogar, pero son más duraderas. Todas las siliconas utilizadas deben ser de 100% de silicona, sin aditivos potencialmente tóxicos.

Asegúrese que todo lo usado dentro de su recinto (orgánico e inorgánico) no esté contaminado con jabón, blanqueadores, pesticidas, u otros químicos. Si añade artículos como grava, rocas, decoraciones, o plantas, asegúrese también que no estén contaminadas. Ocasionalmente, la grava o algunas rocas contienen residuos tóxicos de su procesamiento. Algunas plantas plásticas no

[8] Como Great Stuff Gaps and Cracks®

[9] Como Dow Corning® 795

están hechas para ser usadas en agua y pueden contaminar su recinto. Sea cauteloso cuando recolecte artículos naturales de un área donde abunden anfibios. Las superficies húmedas (p. ej., musgos, tierra, hojas húmedas) pueden albergar parásitos y esporas de *Bd* que pueden infectar sus animales. Sólo colecciona materiales de áreas donde no hayan sido reportados *Bd* o ranavirus en las poblaciones de anfibios silvestres. Recuerde que sólo una espora de *Bd* puede infectar un anfibio. Si recolecta material silvestre asegúrese que esté completamente seco, o sea tratado y secado con calor antes de usarlo. Se sugiere que la tierra u otros objetos orgánicos sean esterilizados en microondas o al vapor antes de colocarlos en el recinto.

Las piezas de madera son bellas y naturales, ofreciendo a sus anfibios áreas para trepar, esconderse o asolearse. Se pueden montar plantas epífitas o lianas para añadir un estilo naturalista. Hay muchos tipos de madera disponibles y funcionan bien en la mayoría de las situaciones; sin embargo, en ambientes con mayor humedad, algunos tipos de madera se pudren. Algunas de las mejores opciones para recintos húmedos incluyen madera de ciprés, corcho, etc. Pueden crearse terrazas usando corcho u otra madera, en las cuales se puede plantar lianas, musgo de java, u otras plantas. Las terrazas también permiten "romper" el espacio que sería controlado por machos territoriales de ciertas especies como las ranas mantellas y dendrobatidos. La mayoría de las salamandras terrestres requerirán mucha cobertura como corteza y piezas de madera y una gruesa capa de hojas secas, que utilizarán para excavar y esconderse debajo.

Plantas

Las plantas artificiales (p. ej., plásticas o de seda) pueden ser usadas en acuarios para anfibios y sirven en situaciones donde los objetos colocados deben ser frecuentemente aseados. Un beneficio adicional de tener plantas artificiales es que estas no serán medio de transmisión de *Bd* a la colección animal como se sospecha que lo hacen las plantas vivas (C. Peeling, pers. comm.). Sin embargo, hay evidencia anecdótica que los anfibios prefieren las plantas vivas. Además, las plantas vivas funcionan como filtro biológico al convertir desechos nitrogenados dentro del recinto. Considere los siguientes aspectos cuando seleccione plantas: 1) adaptabilidad a condiciones de alta humedad, 2) no tóxicas para los animales, 3) compatibles con la historia natural de la especie y 4) nativa de la misma región que sus animales (si usted es una persona quisquillosa para la exactitud biológica).

Especies de alta humedad: Especies Pothos (p. ej., *Scindapsus aureum*), helechos, hiedras tropicales y de clima templado, *Selaginella y otros musgos, musgo java, Tillandsia* y otras bromelias (plantas de la familia de la piña cuyas axilas llenas de agua son esenciales para reproductores en axilas como *Oophaga (Dendrobates) pumilio*), especies de *Ficus,* aroides de la familia Araceae son plantas comúnmente usadas en los terrarios. También pueden utilizarse Peperomias, begonias y calatheas. Las orquídeas están creciendo en popularidad y su uso en los terrarios se ha vuelto más común. Las orquídeas terrestres son susceptibles a podrirse en ambientes húmedos y puede que no sean una buena opción para los principiantes. Se ha observado un mayor éxito con especies epífitas pequeñas montadas en ramas y al colocarlas en áreas con buena circulación de aire y drenaje permite el secado apropiado de los sistemas radiculares. Para las salamandras se deben ofrecer plantas acuáticas sumergidas, ya que muchas especies adhieren sus huevos de manera individual o en grupos en las hojas de plantas sumergidas. Algunas especies de plantas acuáticas que pueden cultivarse fácilmente son el helecho de java, musgo de java y la *Elodea*.

Algunas especies de plantas de maceta compradas localmente contienen toxinas que pueden ser consumidas involuntariamente por sus animales cuando los grillos u otras presas ingieren la planta. Por ejemplo, las plantas productoras de oxalato [p. ej., reina plateada (*Aglaonema roebelinii*)] han sido ligadas a edemas subcutáneos y letargia en ranas de cera (*Phyllomedusa sauvagii*). Se sospecha que los grillos dados como alimento comieron de las plantas antes que las ranas los consumieran (Wright and Whitaker, 2001). Evite usar otras plantas productoras de oxalato como las aroides [p. ej., oreja de elefante (*Dieffenbachia*)]. También hay evidencia que algunas plantas de la familia Commeleniaceae son tóxicas (R. Gagliardo, pers. obs.). Una pequeña investigación sobre las plantas se verá recompensada en el largo plazo con el bienestar de sus animales.

AGUA

Tanto la cantidad como la calidad del agua son consideraciones importantes y están entre los factores más importantes para ayudar en la supervivencia de anfibios. A diferencia de los reptiles, los anfibios no tienen huevos con cáscara. Sus huevos relativamente desprotegidos son esencialmente parte del ambiente acuático y el embrión en desarrollo está sujeto a cualquier problema presente con la calidad del agua. Los anfibios quizá sean más sensibles a la calidad del agua que muchos peces, es por ello que muchas veces los acuariófilos son muy buenos cuidadores de anfibios. Los anfibios no beben agua por su boca sino que absorben toda o casi toda la que necesitan a través de su piel permeable (en anuros, la absorción de agua se hace principalmente a través de los "parches de absorción," localizados en la parte posterior del abdomen). También absorben una parte significativa de oxígeno a través de su piel. Si su piel se seca, perderán la habilidad de intercambiar gases a través de la misma y se sofocarán. Desafortunadamente, las adaptaciones asombrosas y los fuertes vínculos al ambiente acuático también significan que los anfibios sean particularmente sensibles a los cambios en la cantidad y calidad del agua.

La temperatura, pH, amonio y nitritos del agua de los recintos deben ser medidos diariamente para asegurar que las condiciones son apropiadas para sus habitantes. Estuches poco costosos que miden la calidad del agua por métodos colorimétricos pueden ser comprados en muchas de las tiendas para mascotas (Figura 7). Reactivos específicos para cada prueba reaccionan con una muestra de agua, resultando en un cambio de color que es entonces comparado con una tabla que indica la cantidad de cada químico en el agua. Además, pueden ser usados los espectrofotómetros para medir estos parámetros, pero son más caros con la ventaja de ser más exactos. Hacer pruebas más sofisticadas da resultados más exactos, pero no necesariamente más útiles; los métodos colorimétricos son más rentables y nos dan usualmente suficiente información para decir si el agua está entre los rangos normales o no. Los terrarios de reciente construcción normalmente pasan por un pico de amonio de varios días y usted debe asegurarse que se haya alcanzado un equilibrio antes de introducir los animales. Se recomienda que establecer un recinto varias semanas a un mes antes de introducir los animales. Esto permitirá un establecimiento natural de bacterias en el substrato y que el crecimiento de plantas sea exuberante. Tanto las bacterias como las plantas actuarán como filtros biológicos. Después que se introduzcan los animales, se debe medir la calidad del agua periódicamente para solucionar los problemas de mortalidad en caso que esta suceda. El mantener un registro diario de la calidad del agua permite tener una línea base de datos y por ello se pueden atacar problemas antes de que se vuelvan dañinos para sus animales.

La importancia de la calidad del agua no puede ser exagerada. Para mayor información refiérase a Whitaker (2001), Browne et al. (2007), y al sitio web de Kevin Zippel (http://home.att.net/~kczippel/waterqual.html), o regístrese en el curso de *Biología y Manejo de Anfibios* de la AZA, de donde se ha extraído la mayoría de la información expuesta anteriormente (Odum and Zippel, 2004).

Figura 7. Medición química del agua: Los kits para pruebas colorimétricas del agua proporcionan una manera económica y fácil de monitorear y solucionar problemas en cuanto a la salud de su recinto. (Foto: J. Pramuk)

Cloro

El cloro es la sustancia más tóxica contenida en el agua que recibe por la tubería con la que usted tendrá que lidiar. Desafortunadamente, usted muy probablemente encontrará este químico ya que la mayoría de las plantas de tratamiento municipales lo usan para matar bacterias. Hasta

cantidades muy pequeñas pueden causar estrés o muerte en peces y anfibios; el grado de sensibilidad varía mucho entre especies y estadío de desarrollo. Por ejemplo, los renacuajos son más sensibles al cloro y a otros problemas de calidad de agua que los anfibios adultos, por que ellos respiran por las branquias. Se recomienda remover todo el cloro del agua antes de usarla en su colección. Se disponen comercialmente de kits para medición de cloro y usted debería medir su cantidad en el agua rutinariamente a diferentes horas del día ya que las concentraciones de cloro del agua servida por los municipios fluctúa.

Añejar el agua (dejarla almacenada por uno o dos días) antes de su uso, permite que el cloro libre (Cl2) se disipe en forma de gas. El proceso de declorinización puede acelerarse a través de aireación, calentamiento del agua o usando un filtro de carbón activado. Sin embargo esto no hará que se deshaga de las cloraminas, si es que éstas están siendo usadas en vez de cloro en el tratamiento del agua municipal. Si usted no está usando osmosis reversa u otro dispositivo de filtración, en este caso debe usar un acondicionador de agua (p. ej., tiosulfato de sodio). El tiosulfato de sodio puede ser comprado al por mayor para convertirlo a una solución supersaturada al mezclar cristales en agua a temperatura ambiente antes que nada más pueda disolverse en la solución. La solución puede ser conservada para su uso conveniente. Sea consciente de que cuando el tiosulfato reacciona con las cloraminas, se producen pequeñas cantidades de amonio, que debe ser manejado con un sistema de filtración apropiado.

Muchas ciudades añaden fosfatos al agua para quelar el plomo que se desprende de las tuberías viejas. Desafortunadamente el exceso de fosfatos es perjudicial para los anfibios por que se une al calcio. Una alta relación fosforo:calcio puede conllevar a serios problemas neurológicos y osteológicos (p. ej., parálisis) e incluso la muerte. Los fosfatos generalmente son muy pequeños para ser removidos por osmosis reversa (OR), pero pueden removerse con esponjas de fosfato[10], filtros de arsénico (Figura 8) u otros métodos de filtración química.

Figura 8. Sistema de filtración de agua para sapos de Kihansi en el Zoológico del Bronx. A) Unidad de manejo del aire; B) Filtro de aire colocado en la ventana de toma del cuarto; C) Pre-filtro y filtro de carbón; D) Filtro de Arsenico/fosfato elaborado por BASF y distribuido por Aquasana en Houston, Texas; E) Reservorio de agua filtrada; F) Recipiente de reconstitución donde se añaden sales y minerales al agua de OR; G) Rociador ProMist® que asperja cada exhibidor del cuarto. La entrada a este cuarto está equipada con una pediluvio lleno con desinfectante Virkon-S®. (Foto: J. Pramuk)

Oxigeno Disuelto

Las larvas de anfibios absorben oxígeno a través de sus agallas y piel y/o por tragar aire. La cantidad de oxígeno requerida por un anfibio acuático depende en gran parte de su historia natural. Por ejemplo las especies lénticas (que viven en estanques) requieren menos oxígeno que las especies lóticas (que viven en arroyos). Para las que viven en arroyos usted deberá emplear un filtro y/o un aireador para incremetar la cantidad de oxígeno disuelto (OD) en el recinto.

[10] Phos-Zorb®, Aquatic Eco-systems, Inc. esponjas de fosfato y Poly Filters® son buenas opciones para retirar el fosfato. Otra opción es usar un filtro Tide Pool® y colocar una almohadilla de fosfato adentro. Al circular el agua por a través de la misma almohadilla (estos es, en un sistema cerrado) removerá más fosfato del agua con el tiempo. El efluente del filtro Tide Pool® deberá pasar por un buen esterilizador de luz ultravioleta para matar las bacterias. Se requiere de una bomba de acuario poderosa (p. ej., 600 galones/minuto) para retornar el agua a los acuarios de arriba.

El OD es la cantidad de oxígeno presente en el agua. Se dice que el agua está saturada de oxígeno cuando tiene un máximo teórico a una temperatura y presión atmosférica dada. Mientras el agua esté más caliente y la presión atmosférica sea menor, menos oxígeno puede contener. La concentración de OD debe ser suficiente para mantener la comunidad aeróbica del recinto, incluyendo los anfibios, su comida y las bacterias biofiltrantes. La concentración de OD es dependiente del volumen de agua y la superficie, la densidad de la población y la carga orgánica y la eficiencia del biofiltro. Niveles bajos de OD (<80%) aceleran la descomposición de la materia orgánica, liberando gases tóxicos como el sulfuro de hidrógeno (detectable por su olor como a huevo podrido y por ello sirve de indicador de bajo nivel de OD), monóxido de carbono y metano (Odum and Zippel, 2004). Los niveles de OD pueden aumentarse aireando y circulando el agua utilizando una bomba de aire y una piedra porosa y debe ser monitoreada utilizando kits colorimétricos o medidores electrónicos (espectrofotómetro). Una manera simple y atractiva de aumentar el OD es utilizar una bomba para crear una corriente de agua (p. ej., una cascada).

Demasiado OD en el agua puede conllevar a una supersaturación. Muchas veces el agua de la cañería, debido a las altas presiones y cambios de temperatura, tienen altos niveles de gases disueltos, que pueden salir de la solución cuando se ponen en contacto con animales que están sumergidos. Si aparecen burbujas en la piel de sus animales o en la superficie de objetos sumergidos, el agua puede estar supersaturada de oxígeno. Este fenómeno puede conllevar a "enfermedad de burbujas de gas" que puede ocasionar eritema, hemorragia y muerte (Whitaker, 2001). La supersaturación del agua puede ser prevenida añejando el agua, llevándola a temperatura ambiente o usando un aireador por un día o dos antes de su uso. La aireación es importante para romper la tensión superficial del agua para permitir a los gases disiparse.

Dureza del agua

La dureza del agua (también llamada Dureza Total del Agua) es la cantidad de sales disuelta en agua dulce, y es medida a través de titulación química para determinar el grado de dureza (dGH) (Tabla 1) o vía conductividad eléctrica en micro Siemens (µS) (Andrews et al., 1988). Principalmente, los minerales que contribuyen a la dureza son el calcio y el magnesio, pero también ayudan el cobre, zinc, hierro, boro y silicona. El agua suave contiene hasta 75 mg/L de carbonato de calcio ($CaCO_3$), mientras que el agua dura contiene 150–300 mg/L de $CaCO_3$. En la naturaleza, el agua de lluvia es usualmente muy suave y las especies que viven en microclimas alimentados por agua de lluvia (p. ej., acumulación de agua temporal en las axilas de hojas de algunas plantas) se desarrollarán mejor en agua suave. Generalmente la dureza del agua para anfibios no debe exceder 150 mg/L CaCO3 (~8.5 dGH). Pueden añadirse sales de calcio y magnesio para añadir dureza al agua o puede añadirse agua deionizada, destilada o de osmosis reversa (OR) para suavizar un agua (Odum and Zippel, 2004).

Suavidad del Agua (dGH)	Saturación de Minerales (ppm)	Suavidad
0–4	0 –70	muy suave
4–8	70–140	suave
8–2	140–210	medianamente dura
12–18	210–320	bastante dura
18–30	320–530	dura
>30		roca líquida

Tabla 1. Grados de dureza del agua y su correspondiente suavidad.

Alcalinidad

La alcalinidad del agua es una medida de la habilidad de una solución para neutralizar ácidos o su capacidad amortiguadora.

Nitrógeno

A diferencia de muchos organismos terrestres como los reptiles, que secretan ácido úrico concentrado u otras formas relativamente poco tóxicas de amoníaco, casi todos los anfibios

acuáticos excretan desechos nitrogenados en forma de amoníaco. Este modo de excreción de desechos es eficiente en gasto energético más sin embargo este producto es altamente tóxico y depende de la salud del medio ambiente externo para mantener los niveles de amoníaco correctamente. El amoníaco se presenta en dos formas en el agua: la altamente tóxica molécula sin ionizar (NH3), y el amonio ionizado que es menos peligroso ($NH4^+$) (Odum and Zippel, 2004). Dependiendo de la temperatura y el pH, el amoníaco acuoso y el amonio existirán en equilibrio:

$$\mathbf{NH3 + H2O \leftrightarrow NH4^+ + OH^-}$$

La concentración de amoníaco tóxico (NH3) aumentará cuando la temperatura y el pH son más altos y disminuirá y convertirá en el menos tóxico ión amonio ($NH4^+$) mientras la temperatura y el pH disminuyen. La mayoría de las pruebas de calidad de agua miden el amoníaco total nitrogenado (TAN) como la cantidad total de amoníaco más el amonio, si embargo el pH y la temperatura también deberán ser evaluados para determinar el valor real de amoniaco tóxico en el agua. La Tabla 2 puede ser usada para determinar el porcentaje de amoníaco no ionizado en el agua dado un pH y una temperatura.

Temperatura (°C)	**pH**						
	Ácido		*Neutro*	*Básico*			
	6.0	**6.5**	**7.0**	**7.5**	**8.0**	**8.5**	**9.0**
5	0.0125	0.0395	0.125	0.395	1.23	3.80	11.1
10	0.0186	0.0589	0.186	0.586	1.83	5.56	15.7
15	0.0274	0.0865	0.273	0.859	2.67	7.97	21.5
20	0.0397	0.125	0.369	1.24	3.82	11.2	28.4
25	0.0569	0.18	0.566	1.77	5.38	15.3	36.3
30	0.0805	0.254	0.799	2.48	7.46	20.3	44.6

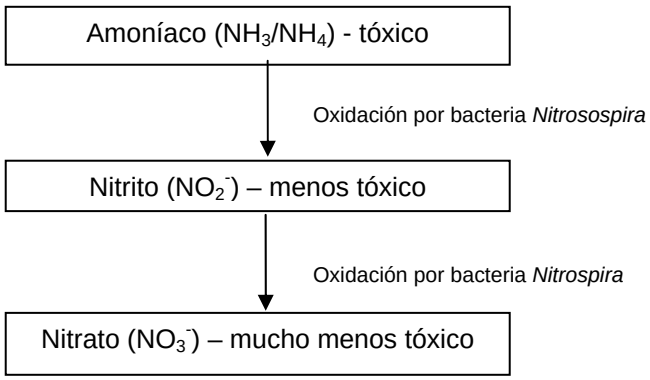
Tabla 2. Amoníaco relativo al pH y la temperatura (adaptado de Emerson et al, 1975).

Los desperdicios de los anfibios y la comida que no se han comido producen desechos tóxicos (amoníaco y nitrito). Los signos clínicos de una intoxicación por amoníaco son cambio de color, incremento en la producción de moco, eritema y letargia (Whitaker, 2001). La exposición por plazos prolongados a niveles elevados de amoníaco puede llevar a un compromiso de la función inmunitaria y a infecciones secundarias. Se deben realizar pruebas semanales al agua seguido de un examen minucioso si se sospecha de alguna enfermedad. Se debe llevar un registro de la calidad del agua para rastrear cambios químicos a lo largo del tiempo; este debe incluir temperatura, amoníaco, pH, nitrito/nitrato, dureza y alcalinidad del agua. Un filtro mecánico, cambios parciales de agua a la semana y una buena aireación y circulación ayudarán a mantener la calidad del agua en balance. Los niveles de amonio pueden ser regulados mediante el uso de aditivos tales como AmRid® o AmLock®.

Los filtros diseñados para peces que están disponibles en tiendas para mascotas funcionan también para anfibios. Un buen filtro proveerá tanto una remoción mecánica de material orgánico grande como también desnitrificación a través de un proceso biológico. Componentes químicos tales como filtros de carbón activado, esponjas de fosfato, arcillas absorbentes de amoníaco, o resinas[11] pueden ser usadas para remover químicos específicos. En el mercado se pueden conseguir muchos tipos de filtros, estos pueden emplear fibra de poliéster, canastilla/cartucho o arena como métodos para filtración mecánica. Los mecanismos de filtración son impulsados por aire, motores de rotación magnética o bombas de agua. Después de unas semanas de uso, la eficiencia de todos los filtros disminuye ya que los desechos inhiben que el agua fluya a través del medio. Se deben seguir programas de limpieza rutinarios para asegurar la eficiencia del filtro.

[11] Como Zeolite® o Ammo-Chips®

Las bacterias beneficiosas en el tanque convierten las toxinas de amoníaco, producto de los desechos, en formas menos tóxicas (nitratos y nitritos) a través de un proceso llamado filtración biológica o biofiltración. La filtración biológica se aprovecha de comunidades de bacterias de ocurrencia natural *Nitrosospira* y *Nitrospira* trabajando en concierto en reacciones oxidativas para convertir las formas tóxicas de nitrógeno en formas más seguras. El proceso puede ser explicado siguiendo las reacciones químicas que son parte del ciclo del nitrógeno:



Un acuario que está bien establecido con bacterias desnitrificadoras será un microcosmos saludable que mantiene los niveles de desecho naturalmente. Asegúrese de preservar las colonias bacterianas al no usar agua clorada para limpiar el filtro y al no limpiar el mismo con demasiado vigor. Las bacterias desnitrificantes viven en todas las superficies acuáticas y es importante mantener esta capa bacteriana tanto como sea posible para recolonizar las superficies después de la limpieza.

El biofiltro requiere de dos cosas muy importantes para una apropiada salud y mantenimiento: un sustrato adecuado y mucho oxígeno. Los sustratos apropiados consisten en cerámica o grava de acuario que proveen una gran superficie donde las bacterias pueden progresar. Las especies de bacterias benéficas son aeróbicas, por lo cual requieren suficiente oxígeno para sobrevivir. La oxigenación se logra empleando una bomba que recircula agua oxigenada a través del biofiltro. El agua debe pasar lentamente por el medio para permitir que las bacterias absorban los desechos nitrogenados, pero lo suficientemente rápido para mantener una ambiente aeróbico. El ambiente de un filtro anaeróbico, creado por agua estancada o lenta, también produce amoníaco y otros subproductos tóxicos como sulfuro de hidrógeno. Esta situación puede ser fatal para los anfibios. Usted puede montar un acuario con biofiltros externos unidos y de esta manera tener filtros biológicos disponibles cuando los necesite. Se puede alentar a crecer bacterias consumidoras de nitrógeno alimentando el tanque con amoníaco casero (no perfumado).

Los esterilizadores de luz ultravioleta funcionan bien al reducir los niveles de bacterias dañinas en el agua. Los focos ultravioleta pierden efectividad con el tiempo y deben ser cambiados cada seis meses.

Los recambios de agua son muy importantes y deben ser realizados tanto como su sistema lo requiera. No hay una fórmula universal para la frecuencia de recambios de agua, ya que esto depende del número y tamaño de animales en el recinto, volumen de agua, frecuencia de alimentación, eficiencia de los filtros y las plantas asociadas a cada acuario.

pH

El pH del agua es básicamente la proporción de hidrógeno (H^+) e iones de hidróxido (OH^-) en una solución. La escala de pH es logarítmica con cada unidad de pH representando 10 veces el cambio en el número de iones de hidrógeno. Por ejemplo un pH de 6 es 10 veces menor que un pH de 7 y 100 veces menor que un pH de 8. Cuando el número de iones de hidrógeno es mayor que el número de iones de hidróxido presentes, el agua es ácida y su valor de pH cae por debajo de 7 y

cuando el hidróxido excede al hidrógeno, el agua se vuelve básica (alcalina) con un pH encima de 7. Con un pH neutro de 7, los iones de hidrógeno son iguales a los iones de hidróxido. Fuentes de agua natural prístinas generalmente tienen un pH entre 6,5 y 8,5 (Ultsch et al., 1999) que pueden ser dramáticamente influenciadas por el aire, el agua, o la contaminación del suelo. Muchos anfibios prefieren un agua ligeramente básica. Sin embargo, como el requerimiento de pH varía entre especies, se recomienda un pH de 7 como un buen punto de inicio si se desconoce el pH óptimo. Algunos anfibios prefieren el agua ligeramente ácida, tales como las cecilias acuáticas y especies que se reproducen en ciénagas o pantanos como las ranas de pino de barrens (*Hyla andersonii)*. Las salamandras que habitan en acuíferos de piedra caliza como las salamandras de los Manantiales Barton (*Eurycea sosorum),* requieren ambientes ligeramente alcalinos (básicos).

Como se indicó en la Tabla 2 (más arriba), el nivel de amoníaco tóxico (NH3) es relativo al pH y la temperatura. El amoníaco producido por la acumulación de desechos y los productos de la respiración animal y bacteriana progresivamente hacen que el pH disminuya (se vuelve ácido) en un recinto. El pH puede mantenerse cerca de la neutralidad a través de limpiezas regulares del filtro mecánico, recambios rutinarios de agua y buena aireación. Si un pH requiere una corrección inmediata, usted puede incrementar su acidez en una forma segura de dos maneras: 1) añadiendo "blackwater", un tratamiento comercialmente preparado o 2) agregue taninos en la forma de turba o musgo sphagnum, puesto dentro de un pedazo de tela o pantimedias y colocados dentro del acuario (como una bolsa de té). Agregar agua deionizada, destilada o de osmosis reversa también disminuirá el pH, sin embargo el ph resultante puede no ser estable (Odum and Zippel, 2004). Haga el sistema más básico (aumente el pH) añadiendo lentamente pequeñas cantidades de bicarbonato de sodio al sistema (aproximadamente 1/8 de cucharada por 75 litros de agua) y espere por 24 horas antes de medir y, si es necesario, reajustar. Cuando cambie el pH, vaya lentamente para minimizar el impacto fisiológico en sus animales, no pretenda más que un cambio de 0.5 pH por 24 horas.

Tratamiento del Agua

La osmosis reversa (OR) o los filtros de carbón son los tipos de purificación de agua más comúnmente usados por los herpetoculturistas para mejorar el agua a ser usada por los anfibios. Los sistemas de OR emplean una membrana semipermeable que selectivamente permite el paso de algunas moléculas o átomos pero impidiendo el paso de otras. La membrana retiene impurezas tales como las sales, pero no es efectiva removiendo del agua algunos componentes más pequeños como los fosfatos. El agua producto de OR está libre de solutos y es más pura de lo que pueden tolerar la mayoría de los anfibios. Su alta pureza (bajo nivel de solutos) significa que en el intento por alcanzar el equilibrio osmótico, el agua se moverá desde la relativamente agua pura que rodea al individuo hacia los tejidos del anfibio, que contienen una mayor concentración de solutos. Con el tiempo, esto puede resultar en animales edematosos (hinchados) y con problemas de riñón. Para compensar la pureza del agua obtenida por OR, se le deben añadir sales y minerales para crear una solución isotónica para los anfibios. Abajo se describe una receta para reconstituir agua obtenida por OR:

Receta para la Reconstitución de agua de OR (K. Zippel)
(http://home.att.net/~kczippel/waterqual.html)
378.5 litros de agua de OR
15.0 gr. CaCl2 (Cloruro de Calcio)
17.6 gr. MgSO4 -7H2O (Sulfato de Magnesio)
13.6 gr. KHCO3 (Bicarbonato de Potasio)
11.3 gr. NaHCO3 (Bicarbonato de Sodio)
0.5 g mezcla comercial de elementos traza[12]

[12] Disponible de proveedores de cultivos hidropónicos (p. ej., #6 Chelate Trace Element de Homegrown Hydroponics)

Disuelva los cristales en una jarra de agua y añada a la cubeta de almacenamiento. Mezcle bien antes de usar. Composición final:

Dureza General: 3 grados
Dureza por Carbonato: 2 grados
Ca:Mg (3:1)
Na:Ca+Mg+K (1:4)
pH ~ 7.4 dependiendo de la aireación

El agua pura de OR (sin reconstituir) es ideal para sistemas de nebulización en recintos de exhibición donde no queremos depósitos minerales. Sin embargo, dentro del recinto necesitan estar accesibles para los animales otras fuentes (charcas) de agua balanceada para prevenir desbalances osmóticos dentro de sus cuerpos.

Si usted vive en un área que no está expuesta a la lluvia ácida, el agua de lluvia puede ser una alternativa al agua que provee el municipio. Los barriles donde se colecte el agua de lluvia pueden estar unidos a bajantes de edificios, aunque superficies (techos y bajantes) de cobre, galvanizado o asfalto pueden contaminar el agua con metales y otros químicos. Los barriles de colección también pueden contaminarse por anfibios que pueden habitar en sus canales. El agua de lluvia generalmente es ligeramente suave y es particularmente útil para mantener especies que se reproducen en las axilas de plantas como la rana dardo venenoso roja y azul [*Oophaga* (*Dendrobates*) *pumilio*].

Los Siete Mandamientos de un Agua Saludable

Estos siete puntos clave para asegurar una buena calidad del agua están adaptados de Odum y Zippel (2004):

1. Empiece con agua de alta calidad y mida los parámetros de calidad en un programa rutinario.
2. Mantenga el agua fresca a través de recambios de agua parciales o completos, flujo adecuado y/o aireación.
3. Limpie los filtros mecánicos al menos una vez por semana.
4. Reemplace los medios químicos regularmente.
5. Trate los filtros biológicos como criaturas vivientes. Necesitan oxígeno y comida (nitrógeno).
6. No sobrealimente o ateste a sus animales.
7. Incorpore tantas plantas vivas como le sea posible.

CONDICIONES AMBIENTALES

La gran diversidad de especies de anfibios es el resultado de la variedad de hábitat que ellos han exitosamente colonizado y el amplio rango de parámetros ambientales donde ellos viven. El acomodar anfibios requerirá atención a la temperatura (aire y agua), luz y humedad que pueden variar significativamente entre hábitat naturales especializados y microhábitat. Además la habilidad para replicar la ocurrencia natural de temperatura, humedad, y ciclos de lluvia puede ser clave para la supervivencia en cautiverio o la reproducción de algunas especies.

Temperatura del Aire

Mantener la temperatura apropiada para sus anfibios es una de las consideraciones más importantes para su salud general. Como ectotermos, los anfibios son incapaces de producir cantidades sustanciales de calor corporal y por ello dependen de las temperaturas ambientales y modificaciones del comportamiento (p. ej., asoleamiento o hibernación) para alcanzar sus requerimientos térmicos. Los requerimientos de temperatura de los anfibios son tan importantes como lo son para reptiles o peces. Una popular idea errónea es que todos los anfibios necesitan ser mantenidos frescos, pero aquí es donde la investigación de la historia de vida es importante. Si usted está manteniendo especies tropicales de montaña, sus requerimientos medios de temperatura serán menores que los de una especie de tierras bajas tropicales. Invierta en una pistola infrarroja de temperatura y monitoree el gradiente de temperatura en su recinto con

frecuencia, asegurándose que las temperaturas estén dentro del rango aceptable para sus especies.

Debe considerarse el microhábitat de hábitat nativo de cada especie. Algunas especies de anfibios viven en microhábitat que son diferentes a lo esperado del área geográfica en donde viven. Por ejemplo, las especies de clima templado usualmente están bien a temperaturas en el rango de 18–24°C; sin embargo se requerirán temperaturas más frescas o un período de torpor en las estaciones de otoño e invierno. Las ranas tropicales de tierras bajas deben mantenerse a 24–30°C. Las ranas tropicales de montaña estarán mejor cuando se mantienen a 18–24°C (Whitaker, 2001). Los huevos y las larvas de la mayoría de los hilidos y dendrobatidos neotropicales pueden mantenerse a 25–27°C (Cover et al., 1994; Whitaker, 2001). Los cecilidos acuáticos (de los cuales todas las especies son tropicales) pueden ser mantenidos a temperaturas relativamente altas entre 27–30 °C.

Usualmente es más fácil agregar calor a un recinto que quitarlo. Por ello es recomendable mantener las habitaciones donde se tiene anfibios ligeramente más frescas que la temperatura promedio requerida por la colección animal. Se debe calentar los recintos individualmente con luces asoleadoras o calentadores sumergibles para crear gradientes termales que permitan a los animales moverse dentro del recinto para regular su temperatura corporal. Idealmente, es preferible modificar la temperatura de la habitación en vez de usar almohadillas o lámparas de calor ya que estos métodos pueden secar el ambiente rápidamente, afectar impredeciblemente los niveles de humedad o sobrecalentar los animales lo cual puede rápidamente conducirlos a la muerte. Sin embargo este lujo usualmente no es viable con colecciones cosmopolitas alojadas juntas en una sola habitación.

Si los anfibios están confinados a un cuarto pequeño o una estructura tipo invernadero, se puede instalar una unidad de aire acondicionado/calentador para regular la temperatura ambiente[13]. Estas unidades son un poco costosas pero han sido usadas en el Omaha's Henry Doorly Zoo para mantener la temperatura en cuartos pequeños con gran éxito. (Vea el Apéndice 1).

Temperatura del Agua

La temperatura del agua generalmente reflejará la temperatura ambiente de su recinto. Asegúrese que el agua entrante haya alcanzado la temperatura de la habitación antes de usarla con sus animales. Una buena forma de asegurar el equilibrio en la temperatura del agua es tener un reservorio para aclimatar el agua antes de su uso. Dependiendo de las condiciones usted necesitará calentar o enfriar el agua en reservorios o hasta en un recinto acuático. Como regla general elija un calentador sumergible que provea de 5-10 vatios de salida por cada 3.78 litros (1 galón) de agua a ser calentados. Los calentadores de agua son bastante económicos, mientras que una unidad enfriadora para acuarios es mucho más cara. Sin embargo los enfriadores son importantes para el cultivo de salamandras de agua fría como las salamandras gigantes (*Cryptobranchus* spp.).

Iluminación

Si bien se necesita mucha más investigación para documentar los requerimientos específicos y los beneficios, la calidad y la cantidad de luz son importantes para los anfibios. Algunas especies requieren luz ultravioleta para el metabolismo del calcio, tener un comportamiento normal y reproducirse. Los anfibios (y reptiles) sintetizan vitamina D3 de la exposición a la radiación ultravioleta-B (UVB) a través de un proceso en el que la vitamina D2 se convierte en D3. La vitamina D3 es fundamental para una correcta absorción de calcio necesario para la construcción y el fortalecimiento de los huesos. Muchas especies de ranas, como las ranas arlequín (*Atelopus* spp.) y algunas especies de ranas hoja *(Phyllomedusa* spp.*)* se asolean con regularidad y, por tanto, parecen necesitar una mayor fuente de luz ultravioleta que muchas otras especies. Hasta las

[13] Como la unidad Supentown®de 12,000 BTU

especies que no se asolean reciben luz ultravioleta reflejada; esto es importante para su fisiología y el desarrollo.

El sol emite dos tipos de radiación ultravioleta: ultravioleta A (UVA) y UVB. La UVA incluye los rayos solares de onda larga de 320-400 nanómetros. La radiación UVB se compone de rayos solares de onda corta de 290-320 nanómetros. Ambos tipos de radiación ultravioleta puede causar mutaciones puntuales en el ADN y en dosis excesivas puede causar cáncer u otros problemas. En los seres humanos, los rayos UVB son más potentes que las de los rayos UVA en la producción de quemaduras solares. La luz natural es de lejos la mejor opción para animales en cautiverio pero no siempre está disponible. En lugar de la luz natural, pueden utilizarse temporizadores para mantener el fotoperíodo ambiental en un ciclo natural. Ya que el vidrio no transmite luz ultravioleta de mediana longitud de onda, no debe ser usado como tapa para los recintos; en vez de esto elija malla de alambre. El acrílico y algunos fluoroplásticos transmiten algo de luz ultravioleta de onda corta (Gehrmann, 1987), pero la malla de alambre es la mejor.

La iluminación artificial ha recorrido un largo camino hacia la reproducción de lo real, pero todavía está lejos de sustituir a la luz natural. Las luces deben colocarse a una distancia prudencial de sus animales a fin de no provocar quemaduras u otros problemas, pero lo suficientemente cerca para que la luz ultravioleta sea eficaz. La emisión de rayos UVB de los focos fluorescentes disminuye considerablemente después de unos pocos cientos a unas miles de horas de uso. Lamentablemente, el cambio gradual en la eficacia del ultravioleta no es evidente para el ojo humano. Obtenga información de los focos y su vida útil de los fabricantes y periódicamente mida la emisión de luz ultravioleta con un medidor de luz[14] para monitorear su vida útil y cambiarlo cuando sea necesario.

En el mercado están disponibles muchas luces emisoras de ultravioleta que han sido diseñadas específicamente para anfibios y reptiles[15].Tenga en cuenta que hay muy pocos datos que indiquen los requisitos precisos de UVB para anfibios, ni cómo las especies pueden diferir en su absorción de ultravioleta (Pough, 2007). Sin embargo, hay algunas evidencias anecdóticas de que la luz ultravioleta ha mejorado el manejo de los anfibios, especialmente la salud de las especies diurnas. Por ejemplo, los focos halógenos modificados Eiko ® [(Eiko ® Ext/Su/1OK Supremo, 12V 50W, (quitando cuidadosamente el vidrio protector utilizando un herramienta Dremel ®)] son ampliamente utilizados por varios zoológicos y proporcionan todo el espectro de luz ultravioleta. La evidencia sugiere que estas luces permiten incrementar unas 5 - 20 veces más la conversión de vitamina D3 a partir de los rayos UVB en algunos anfibios, en comparación con otras fuentes de luz (Browne et al., 2007). Los focos duran más de dos años, el costo es de menos de 3 dólares cada uno y, por lo tanto, son más rentables que muchas marcas de focos para reptiles disponibles. Pueden comprarse bases y lámparas para estos focos en cualquier tienda de aplicaciones para el hogar (Figura 9).

[14] Como el medidor de luz de Solartech® UV(A+B) o UVB Modelo 6.2

[15] Algunas de estas marcas son ZooMed® ReptiSun®, Caralife® Incandescent Reptile Bulb, etc

Figura 9. A la izquierda, arreglo para sapos de Kihansi (*Nectophrynoides asperginis*) en el Zoológico del Bronx. Este acuario fue hecho por All Glass Aquariums de acuerdo a nuestras especificaciones. Este acuario está en un sistema abierto colectado a un sistema de aspersores y con luz de amplio espectro. A la derecha, focos Eiko® y bases usadas para iluminar estos sapos y para asolear los anfibios de la colección. (Fotos: J. Pramuk)

Humedad

La humedad relativa (HR) es el porcentaje de vapor de agua en una zona determinada, la proporción de agua en la atmósfera en relación con la cantidad de humedad que la atmósfera puede mantener. Es una medida relativa, porque el valor absoluto cambia con la temperatura del aire. En otras palabras, el aire caliente contiene más vapor de agua que el aire fresco con la misma humedad relativa, por ello la correlación directa con la temperatura.

La humedad es muy importante porque determina que tan rápido un animal pierde agua de su cuerpo al aire circundante. Una baja humedad, como en un ambiente desértico asegurará que el agua se pierde a un ritmo más rápido. Por esta razón, muchos anfibios sólo son activos por la noche, durante tormentas, o durante el tiempo lluvioso del año.

Los niveles de humedad en las habitaciones fluctúan dependiendo de la época del año. En los meses más cálidos, si se usa un aire acondicionado o calefacción, la HR disminuirá y se perderá humedad con mayor rapidez de recintos y animales. Pueden utilizarse humidificadores para aumentar la HR dentro de una habitación. Existen muchos tipos de humidificadores que son relativamente baratos (30-150 US$). Se ha reportado que algunos humidificadores portátiles liberan microorganismos y minerales a partir de su depósito al aire, lo que puede dar lugar a problemas de salud. El uso de vaporizadores de vapor genera mucho calor y tampoco se recomiendan para anfibios. Los humidificadores de evaporación puede ser el mejor tipo de humidificador para ser usado, pero es necesario que se mantengan limpios o puede acumularse sarro en el depósito de agua y crear problemas. Aunque es cara (aproximadamente 1 US$/galón), se puede utilizar agua destilada, lo que reduce bastante la liberación de microorganismos y minerales al aire.

Si bien es útil el mantenimiento de la humedad ambiental en una habitación, lo que es más crucial será mantener la humedad dentro de un recinto que contiene anfibios. Hay muchas maneras de añadir o regular humedad en recintos que van desde los sistemas de nebulización automática a atomización manual, a regulación de la cantidad de ventilación. Los sistemas de nebulización automáticos son excelentes para mantener niveles constantes de humedad en un gran número de recintos y vienen en una variedad de tamaños, marcas y configuraciones. Aunque la mano de obra es intensa, la nebulización a mano con nebulizadores manuales o nebulizadores grandes de bombeo permite más oportunidades para la observación por parte de los cuidadores y puede ayudar en el monitoreo general de los animales.

Se pueden estimular los comportamientos reproductivos de algunas especies aumentando la humedad, en vez de imitar fuertes lluvias. Simule esto desfogando un humidificador hacia el tanque, con tuberías de PVC o tubo flexible (Figura 10). Sellar el tanque con papel plástico

adherible ayudará a mantener humedad, aunque deben incluirse pequeñas aberturas de ventilación para permitir la disipación.

Figura 10. El uso de humidificadores de rocío es otra manera de obtener un cambio brusco de incremento de humedad lo que puede estimular la reproducción. (Foto: R. Gagliardo)

Herramientas

Antes de colocar los animales en un recinto, monitoree los parámetros ambientales cada pocas horas durante unos días. Es muy fácil sobrecalentar sus animales así que asegúrese que las más altas temperaturas estén dentro del rango aceptable para su especie. Hay una serie de herramientas que facilitan el seguimiento de las condiciones.

Figura 11. Termómetro digital. (Foto: J. Pramuk)

Los termómetros digitales y analógicos son esenciales para medir la temperatura tanto del interior como del exterior de sus recintos. Un termómetro de máxima/mínima (Figura 11) sirve bien para obtener información básica de las fluctuaciones diarias de temperatura. Las pistolas infrarrojas de de temperatura son ideales para medir la temperatura dentro y fuera del exhibidor sin molestar a los animales o abrir los recintos. Para tener registros detallados, las condiciones ambientales pueden medirse con registradores de datos (data loggers) portátiles dentro de los recintos o cuartos donde se tengan anfibios (Figura 12)[16]. Estos dispositivos digitales pueden medir HR, temperatura y hasta niveles de luz. Dependiendo del modelo, usted puede almacenar hasta 65,000 mediciones. Estos dispositivos vienen con un programa fácil de usar que permiten anotar intervalos, seleccionar tiempos de inicio y registrar datos que serán descargados a un programa de hoja de cálculo como el Microsoft® Excel para realizar tablas y gráficos detallados.

[16] Como HOBO® (fabricado por Onset)

Figura 12. Almacenador de datos de temperatura y humedad HOBO®. (Foto: J. Pramuk)

ALIMENTO

Alimente a sus anfibios con una dieta lo más similar a lo que comería en vida silvestre y ofrézcale la mayor variedad posible. La malnutrición de los anfibios pueden conducir a problemas de desarrollo y reproductivos, enfermedad ósea metabólica, tetania y parálisis, falla en el desarrollo y muerte.

Cosas importantes a considerar en la selección de alimento para sus animales son: 1) la proporción calcio:fósforo, 2) contenido de lípidos (grasas) y 3) el tamaño de la presa. La frecuencia de alimentación también es fundamental y dependerá de la historia natural de la especie que se mantiene. Por ejemplo, las ranas venenosas son muy enérgicas y requieren alimentación frecuente (al menos tres veces por semana). Una buena regla para usar para especies enérgicas es que deben quedar en el recinto un remanente de insectos entre alimentaciones para que los animales puedan alimentarse *ad libitum*. Especies más sedentarias, como algunos miembros de ranas del género *Ceratophrys*, *Dyscophus*, *Litoria*, y *Pyxicephalus* y salamandras como *Ambystoma* son propensos a la obesidad y en consecuencia la alimentación debe ser controlada. Evite alimentar con presas demasiado grasosas (p. ej., crías de ratón) a estos y otros predadores de asecho, ya que su metabolismo es lento. Debe ofrecerse un buen suplemento vitamínico con una relación calcio:fósforo cercana a 1:1 varias veces a la semana con la alimentación. Es fundamental considerar a la historia natural de la especie para decidir cómo y cuándo alimentarlos. Las alimentaciones deben basarse en los tiempos de alimentación natural del animal, más que en la conveniencia del cuidador. Alimentar a especies nocturnas temprano en el día puede dar oportunidad a las presas de ocultarse y eludir la depredación antes de que las luces se apaguen. Usar cuencos o alimentar a mano especies críticas puede ayudar en el monitoreo de salud y una nutrición adecuada.

Nutrición

Existen varias vitaminas para herpetos en el mercado que son muy buenas incluyendo Reptocal ® mezclado 1:1 con carbonato de calcio (CaCO3), Reptimin ®, productos NeKton ®, etc. (Figura 13). La Administración de Alimentos y Medicamentos (FDA – institución de USA encargada de regular medicamentos y alimentos, adjunta al Departamento de Salud y Servicios Humanos) no prueba y regula las vitaminas para animales, por lo tanto los porcentajes de vitaminas y minerales en estos productos no están controlados y por ello no hay ninguna garantía de lo que está en el producto final. Una forma de evitar este problema es mediante el uso de vitaminas para humanos[17]. Asegúrese de utilizar vitaminas que contienen Vitamina A en lugar de Vitamina A en forma de beta-caroteno. La nutrición de anfibios se trata en detalle en otro aparte (Wright y Toddes, 2004).

[17] Como One a Day Men's Plus®

Figura 13. Dos ejemplos de preparados de vitaminas para anfibios. (Foto: J. Pramuk)

Cultivo de Alimento Vivo

La ventaja de cultivar sus propios alimentos vivos es que le da control sobre la limpieza de sus cultivos. A menudo, este será el método más rentable de obtener insectos. Toma mucho tiempo y mano de obra intensiva, y en el caso de algunas colonias, muy oloroso. Si es posible, la captura de insectos de tamaño apropiado de la naturaleza, es una buena manera de suplementar la dieta de los animales, sin embargo, esto puede introducir parásitos y contaminantes químicos como los plaguicidas.

Recolección de insectos

Muchos insectos pueden ser recolectados localmente pasando redes para mariposas por la vegetación alta. Otros métodos eficaces de recolección incluye el empleo de trampas para insectos en la noche con luces negras o de mercurio[18].Sin embargo, asegúrese de que la zona esté libre de sustancias químicas (es decir, sin pesticidas o herbicidas).

Una forma fácil de colectar insectos nutritivos es atrapando termitas, una fuente comúnmente disponible y nutritiva de alimentos en muchas partes del mundo. Enrolle cartón corrugado húmedo que esté libre de pesticidas en un tubo de PVC de medio metro de largo con una tapa al final. Taladre algunos hoyos en la mitad inferior del tubo. Entierre la mitad abierta del tubo en el suelo. Después de una semana o dos, revise periódicamente la trampa de las termitas. Si está ocupada, agite el extremo abierto del tubo en una cubeta para recoger las termitas. Los animales que gustan de termitas y que son consumidores de hormigas son las ranas microhylidos, dendrobatidos, y mantellas.

Grillos

Los grillos, así como tenebrios y otras larvas e insectos pueden adquirirse de proveedores en EE.UU. Algunos de los reportes de calcio deben ser considerados cuidadosamente, ya que el contenido de calcio en bruto de la presa no se relaciona directamente con la disponibilidad para sus anfibios. En otras palabras, el calcio puede que no esté disponible para un animal.

El insecto más comúnmente utilizado para alimentar a los anfibios en cautiverio es el grillo doméstico, *Acheta domestica*. Los grillos pueden ser cultivados en sus instalaciones o comprados a un proveedor de alimentos. Normalmente, los proveedores ofrecen diferentes tamaños adecuados para la alimentación de los animales. Grillos (cabeza de alfiler) son adecuados para la alimentación de ranas venenosas, mantellas, especies pequeñas de salamandras. Los grillos adultos son aptos para las grandes especies de anfibios como los sapos marinos, la mayoría de los ranidos y salamandras *Dicamptodon*. Los grillos que son demasiado grandes para un animal, o bien no se lo consumirá o puede romper el tracto digestivo del anfibio que sea capaz de tragar algo más grande de lo que se puede acomodar en su boca. Los grillos pueden ser alojados en recipientes de plástico o cubos de basura. Coloque una capa de vaselina sobre una tira de cinta de embalaje (diurex, teipe) en la parte superior de la caja para reducir al mínimo los escapes de grillos. Proporcione una pila de cajas de cartón de huevo para aumentar la superficie para los

[18] Este tipo de trampas y las redes para mariposas pueden encontrarse en BioQuip®

grillos y la humedad a través de un bebedero para pollos[19] o naranjas en rodajas. Los grillos no tienen una relación óptima de calcio: fósforo y deben ser siempre alimentados (gut-loaded) con una dieta alta de calcio[20] por un mínimo de 48 horas de antelación a la alimentación de sus animales. “Gut-loaded” es la práctica de alimentar o "cargar" el alimento vivo con una alimentación nutritiva antes de darlos de comer a un depredador. Los grillos alimentados de esta manera están más cercanos a la relación ideal de calcio: fósforo de 1,5:1 (Wright y Whitaker, 2001). También deben ser espolvoreados con vitaminas de buena calidad inmediatamente antes de darlos de comer (ver la sección de Nutrición).

Se pueden cultivar grillos fácilmente, ofreciendo a colonia adulta un plato llano o tina llena con una mezcla de arena húmeda o turba estéril en la que las hembras pueden ovipositar (ponen sus huevos). Después de tres o cuatro días, los contenedores llenos de huevos pueden ser removidos y colocados en un acuario. Los huevos son pequeños, blancos y ovalados y (parecen como pequeños granos de arroz). Diez a catorce días más tarde, nacerán los grillos. Algunas instituciones colocan tinas de reproducción en los contenedores de grillos adultos recién adquiridos durante el período de “gut-loading” para aumentar el potencial de cultivo.

Para separar los grillos recién nacidos (cabeza de alfiler) del sustrato, coloque la bandeja en un pedazo de caja de huevo que se ha suspendido en la parte superior de un acuario. Cuando los grillos nazcan caerán a través de la malla en el recinto limpio de abajo. Utilice una esponja húmeda en un plato para proporcionar agua a los grillos cabeza de alfiler. Asegúrese que los grillos se mantengan a una temperatura moderadamente alta 27-29 °C con una humedad relativamente alta. Se puede utilizar una dieta de mantenimiento alta en calcio o concentrado para pollo para alimentar los grillos en crecimiento.

Como con todos los insectos, coloque una roca u otro objeto pequeño emergente en todos los platos para agua de los anfibios para que los grillos no se ahoguen. Además, esté consciente de que se conoce que los grillos han masticado la piel de anfibios. Colocar una tapa de botella con alimento para grillo en el terrario le ayudará a prevenir que grillos hambrientos hieran a sus anfibios.

Moscas de la fruta

Las moscas de la fruta son una excelente fuente de alimento para los anfibios pequeños y aquellos que han realizado recientemente la metamorfosis (p. ej., estos tienen relativamente más calcio que los grillos cabeza de alfiler). Cultivar moscas de la fruta requiere práctica y un poco de delicadeza, pero el concepto es sencillo. El crecimiento de levadura cultivada en una fuente de azúcar/almidón produce un azúcar-alcohol que a su vez soporta el ciclo de vida completo de las moscas. Un medio de papa seca se rehidratada en el fondo de un recipiente añadiendo una parte igual de agua (en volumen) al mismo (Figura 14). Existen dos especies diferentes de moscas de la fruta disponibles en el comercio para su cultivo: *Drosophila hydei* (la mayor de las dos especies) y la *Drosophila melanogaster*. Ambas especies se venden sin alas o *apterus* (mutante), lo que facilita su cultivo y para los anfibios su captura. Si ambas especies son criadas en sus instalaciones, críelos por separado y no los mezcle.

[19] Disponible de tiendas de alimentos en el internet

[20] Como el alimento alto en calcio de Mazuri® o la dieta para grillos Hi-Cal de Ziegler’s®

Figura 14. A la izquierda: un cultivo maduro de mosca de la fruta hecha con Carolina Biological Formula 4-24 (blue). Note el pedazo de toalla de papel en el interior del frasco para incrementar la superficie para las moscas, larvas y pupas. Una tela colocada en la tapa permite a las moscas respirar. A la derecha: una repisa que contiene los cultivos de moscas de la fruta. Los cultivos duran aproximadamente un mes, después del cual se desechan. Cada caja está etiquetada con la fecha en que el cultivo fue hecho. Las cajas deben rotarse regularmente. Los frascos deben ser limpiados con agua caliente y cloro, luego enjuagados para posteriormente permitir que se sequen al aire libre antes de hacer un nuevo cultivo. (Fotos: J. Pramuk)

El medio para cultivo de la mosca de la fruta puede hacerse o comprarse.

Medio casero para moscas de la fruta del Zoológico de Staten Island (C. Eser)

3 tazas de hojuelas de papa instantáneo (sin mantequilla u otro aditivo de sabor)[21]
2 cucharaditas de levadura de cerveza
Mezcle los ingredientes anteriores en seco

4 tazas de agua hervida
2 cucharaditas de melaza
Mezcle los ingredientes anteriores en húmedo

Añada los contenidos líquido y sólido juntos y revuelva. Divida la mezcla por igual en los contenedores. Espolvoree por encima de cada mezcla con metilparaben[22] (un con servador disponible comercialmente) y levadura de cerveza. Use cerca de una cucharadita por contenedor. Para la levadura de cerveza, añadir aproximadamente 1/2 cucharadita por contenedor. Rendimiento: suficiente para 6 contenedores de un litro.

Cultivo para mosca de la fruta del Jardín Botánico de Atlanta (R. Gagliardo)

Mezcla seca: 794 gramos de hojuelas de papa, 3 tazas de azúcar en polvo
227 gramos de levadura de cerveza
Mezcla líquida: Mitad y mitad de agua y vinagre blanco

Por volumen, mezcle de 1 parte de la mezcla seca y 1 parte de la líquida. Esparza alrededor de 10 granos de levadura de panadería en la superficie. Enjuagar los lados del recipiente con agua y al hacerlo, mojar la levadura de panadería. Esperar 2 minutos para que se disipe la primera liberación de etanol de la levadura hidratada y, a continuación, inocular la superficie de la mezcla con una sólida capa de moscas de la fruta.

[21] Como el Potato Buds

[22] Disponible de Ed's Fly Meat o Carolina Biological Supply

Existen medios comerciales para cultivo que vienen de color blanco o azul[23]. Son idénticos a excepción de color azul se añade para ayudar a ver las larvas enterradas en el sustrato. Se incorporan agentes antifúngicos en la mezcla, pero si los cultivos se mantienen en calor y en condiciones húmedas, puede ser necesario añadir un poco más de metilparaben u otro conservador de alimentos a cada cultivo.

Receta de Cultivo para Moscas de la Fruta (I. Hiler)

1. Coseche las moscas de cultivos activos en un frasco. Asegúrese de que los frascos que va a utilizar para los nuevos cultivos están limpios y secos. Cubra con una tapa segura. Seleccione cultivos sanos que estén libres de hongos y ácaros. Coseche lo suficiente para añadir alrededor de 50 moscas por frasco.
2. Limpie un área con desinfectante y seque bien. Prepare los frascos. Ponga 1/3 de taza de medio para mosca de la fruta a medio en el fondo de cada frasco.
3. Añada 1/3 de taza (o un poco más) de agua a cada frasco. No debe dejar hojuelas secas (hojuelas secas indica que no ha añadido una cantidad suficiente de agua).
4. Rocíe una pequeña cantidad (aproximadamente 1/8 de cucharadita en cada uno) de levadura fresca y vitamina en polvo en la parte superior del medio húmedo. Para mantenerlas frescas, estos aditivos deben almacenarse en el refrigerador. Nota: La levadura que se provee con el medio generalmente está pasada y no debe utilizarse. Demasiada levadura creará un exceso de CO2 y matar a la colonia.
5. Añadir un pedazo de toalla de papel arrugada y húmeda (aproximadamente 1/3 de una hoja) o un filtro de café húmedo en la parte superior del medio (es preferible el papel sin blanquear). Esto dará más superficie para las moscas y su descendencia.
6. Esparza alrededor de 50 moscas en el frasco inmediatamente y un pedazo limpio de muselina o filtro de café en la parte superior y cerrar con tapa roscada para evitar que las moscas escapen.
7. Colocar los frascos en un estante, en una zona cálida y libre de corrientes de aire y una etiqueta con la fecha.

Mosca casera

Las moscas caseras (*Musca domestica*) puede ser fácilmente criadas a partir de gusanos de cualquier empresa de carnadas. Los gusanos se enpupan en cuestión de días a temperatura ambiente. Una vez que las moscas emergen de las pupas, pueden ser refrigerados por unas horas para calmarlas antes de colocarlos en un recinto de anfibios. Las ranas arborícolas en particular, disfrutan las moscas. Usted puede también tener su propio cultivo pero las horas-hombre y el hedor que emite este cultivo hace que sea más fácil adquirir las larvas de los productores comerciales.

Tenebrios

Los tenebrios están disponibles en la mayoría de las tiendas proveedoras de insectos. Hay dos especies comunes, *Tenebrio molitor* (una larva pequeña) y *Zoophobas morio* (tenebrios "gigantes" o "Super" gusanos). Ambos son la fase larvaria de escarabajos tenebrioides, que son insectos fuertes y fáciles de mantener. Las larvas se pueden mantener en harina o salvado en un recipiente de plástico abierto. Para evitar fugas, coloque cinta de embalaje o vaselina en una banda alrededor de la parte superior del contenedor. Rebanadas de manzana y/o papa son una buena fuente de humedad. Los escarabajos adultos pondrán huevos en el sustrato y la próxima generación comenzará de nuevo. Las larvas pueden ser fácilmente recolectadas del medio mediante el uso de una cuchara para limpiar arena para gatos o un dispositivo similar. El medio tendrá que ser reemplazado una vez que ha sido consumido por las larvas y reemplazado por excrementos en polvo. Tenga en cuenta que muchas personas son o pueden convertirse alérgicas al polvo de

[23] Como la Fórmula 4-24 Drosophila Médium®, disponible de Carolina Biological Supply

excremento, por lo que se recomienda el uso de una máscara antipolvo al limpiar los contenedores. Las larvas pueden ser cosechadas a mano o con pinzas. Tenga en cuenta que estas larvas de escarabajos tienen un grueso exoesqueleto, que es difícil de digerir para muchos anfibios. El tenebrio gigante sólo debe ser dado de alimento a las especies de anfibios más grande [p. ej., rana toro africana *(Pyxicephalus adspersus)*]. Información adicional sobre la crianza de tenebrios está disponible en otros lugares (Nehring, 1996).

Larva de polilla de la cera (gusano de cera)
La larva de la polilla de la cera (*Galleria mellonella*) son parásitos de las colmenas y comen la cera y la miel de la colmena. Las larvas de polilla de la cera son una fuente muy rica en lípidos (grasas). Son buenos para alimentar animales que están bajos peso o los que se están preparando para reproducción. No sobre alimente las larvas de la polilla de cera, ya que demasiada grasa puede causar lipidosis (depósitos grasos en la lente del ojo o el hígado) o la muerte.

Medio de cultivo de la Polilla de Cera (I. Hiler)
454 gramos de cereal seco Gerber ®
454 gramos de harina de avena seca
907 gramos de miel
113 gramos de glicerina

Ponga el cereal y la avena en una licuadora o procesador de alimentos y muélalo hasta obtener un polvo fino. Ponga el polvo en un tazón grande con la glicerina. Agregue la miel y mezcle a mano para incorporar todos los ingredientes hasta que se forme una masa pegajosa. Para iniciar una colonia, añada una docena de larvas en estadío tardío o polillas. Su ciclo de vida es de alrededor de diez semanas. En tres semanas y media aproximadamente tendrá disponibles gusanos útiles para alimentar pequeñas ranas. Rendimiento: aproximadamente 30 porciones.

Cucarachas
Las cucarachas pueden cultivarse fácilmente en un acuario colocando una capa de periódico en la parte inferior y el suministro de piezas de corteza para proveer una mayor superficie. Las cucarachas son alimentadas con una dieta de verduras y frutas, y aunque son relativamente lentas para reproducirse ofrecen una buena alternativa a los grillos. Mientras que existen en el mercado de mascotas tenebrios y grillos para ser usados como alimento, las cucarachas pueden ser cultivadas fácilmente ofreciendo un suplemento a la calidad y variedad de la dieta para anfibios. Actualmente tres especies se propagan en gran número como alimento vivo:

Cucaracha Langosta (*Nauphoeta cinerea*)
Probablemente, el tipo más común de las especies de cucarachas para alimentación. Los adultos son comparables en tamaño con grillos grandes (23-26 mm), a pesar de que tienen una mayor relación de carne al exoesqueleto de los grillos adultos. Los adultos de ambos sexos tienen alas pero no vuelan. Las cucarachas langosta pueden subir el vidrio, así que se deben usar todos los medios necesarios para contenerlas. Una capa de vaselina de 2-5 centímetros de ancho o de un producto llamado Detenedor de Bichos (Bug Stop[24]) funcionará perfectamente bien. Esta especie es muy prolífica con un período corto de tiempo entre generaciones. Las ninfas recién nacidas pueden llegar a la edad reproductiva en tres meses. Las hembras adultas producen nacimientos de 20-30 ninfas en 30-60 días de intervalo. La hembra produce una ooteca, sin embargo la introduce de nuevo en su cuerpo para su incubación. Las cucarachas pueden vivir durante 12-24 meses.

Cucaracha discoide (*Blaberus discoidalis*)
La cucaracha discoide es también fácil de propagar. Los adultos (35-45 mm) son ideales para especies grandes de anfibios, pero las ninfas son útiles para las especies pequeñas y

[24] Disponible en Pro Exotics

medianas. Ambos sexos tiene alas, pero no vuelan, y no pueden escalar superficies lisas como el vidrio. Esta especie no es tan prolífica como la pequeña cucaracha langosta y toma tiempo a las colonias para establecerse, sin embargo una vez que se establecen pueden ser muy prolíficas. La edad de reproducción se alcanza a los 4-5 meses y la duración de vida es de 12-18 meses. Los jóvenes nacen vivos, permanecen ocultos bajo la madre durante varias horas o días, y luego se dispersan.

Cucaracha de cabeza naranja (*Eublaberus prosticus*)
Esta es una especie más grande (38-48 mm) y un prolífico reproductor. La madurez sexual ocurre entre los 3-5 meses. Estas cucarachas pueden vivir hasta 24 meses. Debido a la agresión, aloje estos insectos en un recinto tan grande como sea posible. Si no se provee de suficiente espacio, humedad y alimento de alto contenido proteínico la cucaracha naranja se torna caníbal, mordiendo las alas de otros adultos y comiendo ninfas o adultos que recientemente hayan mudado. Asegúrese de que haya disponible mucha agua en forma de frutas o verduras picadas. Estas cucarachas son aladas, pero no vuelan y son incapaces de subir el vidrio o superficies lisas.

Dependiendo de las necesidades de producción, las colonias pueden ser establecidas en contenedores como acuarios de 40 litros a recipientes plásticos (100 litros o más grande). Se pueden apilar cajas de cartón de huevo en varias capas como mobiliario. No se necesita sustrato, y de hecho, puede hacer más difícil la colecta. La cucaracha hará refugios en las múltiples capas de cartones de huevo.

La temperatura debe mantenerse a 27-32°C. Las tres especies de cucarachas discutidas acá pueden manejar temperaturas inferiores a esta, sin embargo la reproducción disminuye drásticamente a temperaturas inferiores a 27°C, o puede cesar por completo.

Alimento seco para perro finamente molido u hojuelas de alta calidad para peces tropicales trituradas debe ofrecerse todo el tiempo en un plato llano. Esta parte de la dieta debe mantenerse seca en todo momento para evitar el crecimiento de moho. Como fuente de vitaminas y humedad, una variedad de verduras troceadas deben ofrecerse al menos tres veces por semana. Retire las verduras no consumidas después de 24 horas para evitar la aparición de moho en la colonia.

Las colonias pequeñas de cucarachas deben limpiarse semanalmente, y con mayor frecuencia para las más grandes. Debido a sus heces en forma de bolitas, barrer el recinto generalmente es suficiente, aunque se deben desinfectar los contenedores cada 1-3 meses dependiendo del número de cucarachas en una colonia. Los cartones de huevo también deben ser sustituidos a medida que estén revestidos de heces.

Colémbolas
Las colémbolas son un cultivo esencial si se está criando especies pequeñas o anfibios de reciente metamorfosis. Las colémbolas (*Collembola* spp.) son hexápodos de color blanco o gris, pequeños insectos que viven en el suelo y comen hongos, bacterias y material vegetal. Algunas especies son carnívoras, alimentándose de nematodos y otras colémbolas. Estos diminutos insectos muchas veces se ven en la tierra de plantas de maceta. Se pueden comprar cepas para inicio de cultivos comercialmente[25]. Las colémbolas pueden ser cultivadas en un recipiente de plástico con tapa ceñida. Añada la cepa inicial en una capa de tierra para maceta comercial estéril de 4 centímetros, mezcle la tierra con musgo *Sphagnum* y manténgala húmeda. Espolvoree levadura de cerveza y un poco de comida en hojuela para peces en la parte superior de la tierra. Coloque corteza en la parte superior de la tierra (Figura 15). Las colémbolas colonizarán los pedazos de corteza que pueden luego colocarse en los recintos de los animales y luego colocarlos de nuevo en las colonias de colémbolas. Las colémbolas pueden mantenerse en un rango de temperaturas y por lo general

[25] Disponible en Ed's Fly Meat o LFS Cultures

lo hará bien en regular a temperatura ambiente. Para obtener más información acerca colémbolos referirse a Emmer (1993).

Figura 15. Un cultivo de colémbolas en una caja plástica. Puede utilizarse corteza de corcho o fibra de helecho para inocular recintos de anfibios con colémbolas simplemente transfiriendo estas piezas al terrario. (Foto: J. Pramuk)

Escarabajo de la Harina (*Tribolium* spp.)
Estos escarabajos se pueden dar de alimento a larvas o anfibios adultos y son muy fáciles de criar. Las cepas de inicio pueden obtenerse comercialmente[26]. Para crear un cultivo de escarabajos, llenar un recipiente de plástico por la mitad con harina enriquecida, introduzca una cepa inicial de escarabajos y larvas. Dentro de un mes o dos, las larvas y escarabajos pueden cosecharse mediante un colador de harina. Ofrezca los escarabajos y las larvas en un plato llano en el fondo del recinto de los anfibios. No todos los animales se comen los escarabajos, pero son una buena alternativa a los grillos cabeza de alfiler y a las moscas de la fruta para anfibios pequeños.

Lombrices de tierra y gusanos blancos
Las lombrices y los gusanos blancos son una fuente rica en lípidos y proteínas y son un gran alimento para anfibios bajos de peso. Las lombrices de tierra tienen una de la mejor relación de calcio: fósforo de cualquier invertebrado usado como alimento vivo. Las lombrices de tierra y el gusano blanco pueden encontrase en tiendas de carnada. Pariente de la lombriz de tierra, el gusano blanco puede conseguirse también en forma comercial[27]. Los gusanos blancos deben mantenerse más frescos que otros cultivos (aproximadamente a 15-20 °C). Para cultivar gusanos blancos, una vez que haya añadido los gusanos, coloque una rebanada de pan blanco sobre el sustrato. Coloque un pequeño pedazo de plato de vidrio o acrílico sobre el pan, permitiendo a los gusanos congregarse entre el pan y el plato. Los gusanos pueden ser lavados o retirados y colocados en el plato de alimentación de los anfibios. Si el cuarto donde se cultivan los gusanos es caliente, considere adquirir un refrigerador para enfriar vinos que puede mantenerse a 15–20 °C.

Gusanos negros (*Lumbriculus variegatus*)
Los gusanos negros son una buena fuente nutricional de comida para alimentar salamandras y las ranas más pequeñas. Pueden ser ordenados a varios proveedores o adquiridos a nivel local en tiendas de mascotas en los Estados Unidos. Los gusanos pueden mantenerse en un recipiente de plástico con tapa cubiertos tan sólo con suficiente agua para sumergirlos y almacenados en un refrigerador. Los gusanos deben ser enjuagados con agua dulce cada día. Los gusanos muertos flotarán y se eliminarán con el agua efluente hacia el desagüe. Los gusanos se agregarán y por lo tanto serán más fáciles de cosechar. Los gusanos se pueden colocar en un plato llano para la alimentación de animales terrestres.

[26] Disponible en Ed's Fly Meat o LFS Cultures

[27] Disponible en Aquabid.com y LFS Cultures

Peces y Roedores
Peces de diferentes especies puede servir de alimento a las especies de anfibios grandes[28]. Alimentar anfibios únicamente con peces descongelados puede conducir a deficiencia de tiamina (vitamina B_1). Es mejor variar la dieta o evitar la alimentación con pescado congelado por completo.

Los roedores incluyen los siguientes tamaños de ratones o ratas: recién nacidos (pinkies), pelitos (fuzzies), saltarines (hoppers) y adultos. Pueden ser suministrados a los anfibios más grandes, a pesar de que debería ofrecerse con moderación debido a su elevado contenido de grasa. Los recién nacidos, en parte debido a la leche materna en sus estómagos, son particularmente grasosos y cargados de colesterol. Sobre-alimentar anfibios con estos elementos pueden conducir a obesidad y problemas de salud relacionados, tales como hígado graso, insuficiencia renal, gota y lipidosis (a menudo se manifiesta en los ojos de anfibios como depósitos opacos en las corneas). Sin embargo, si un animal está bajo de peso, ofrecer ratones recién nacidos o larvas de polilla de la cera es efectivo para recuperar rápidamente el peso. Los roedores deben ofrecerse muertos para reducir las posibilidades de que los anfibios sean heridos.

HISTORIA NATURAL Y COMPORTAMIENTO
Las consideraciones de comportamiento no pueden ser exageradas, promoviendo el comportamiento normal en cautiverio ultimadamente conduce a una mayor longevidad y a reproducción. Reproducir los hábitat y parámetros naturales, proporcionar alimentos naturales y la utilizar técnicas de enriquecimiento conductual incentiva a actividades naturales (es decir, asolearse, posarse, alimentarse y reproducirse). El enriquecimiento del comportamiento es un proceso dinámico que altera el ambiente de un animal. Al proporcionar estímulos para ofrecer opciones y fomentar comportamientos naturales, se realza el bienestar de un animal. Aunque los sesos de los anfibios carecen del cerebro altamente desarrollado de los mamíferos, los anfibios tienen comportamientos naturales que se pueden fomentar en cautividad y que están pensados para aumentar su calidad de vida y la salud en general.

El enriquecimiento del comportamiento para los anfibios se centra en los métodos que reproducen el entorno natural tanto como sea posible y la inducción de comportamientos naturales, y no se centra exclusivamente en la modificación de su recinto o ambiente. Una de las conductas naturales más importantes para todos los animales es la alimentación y la respuesta de alimentación. Una forma de enriquecimiento es ofrecer una amplia variedad de presas, proporcionando una mayor base nutricional y creando por tanto una vida cautiva más compleja. Sin embargo, no sólo la variedad de alimentos, sino también la forma de ofrecerlos puede promover el comportamiento natural. Los alimentos se pueden ocultar o dispersar en el recinto para fomentar comportamientos de forrajeo y cacería; por el contrario ofrecer alimentos en los momentos en que los animales no están activos (durmiendo) permitirá que las presas vivas evadan la depredación. La mayoría de los anfibios son nocturnos, lo que los hace difíciles de exhibir, alimentar y monitorear durante el día. Revertir la iluminación puede ser logrado usando temporizadores, aunque puede ser difícil forzar el reloj biológico de los anfibios para imitar el diurno de los humanos. Es importante tener en cuenta "qué", "cómo" y "cuando" alimentamos las diferentes especies y además tenga en cuenta la diferencia entre "comodidad del cuidador" y "comodidad del animal". Pueden crearse dispensadores de grillos y mosca de la fruta para liberar poco a poco a las presas en un recinto. Estos alimentadores son más útiles para las especies comedoras de hormigas como dendrobatidos y microhylidos, que en la naturaleza a menudo se pasean por los montículos de hormigas en una estrategia de emboscada para la captura de su alimento. Otra forma de enriquecimiento del comportamiento es el entrenamiento de anfibios para venir a una estación (para llegar a un lugar designado) permitiendo el personal veterinario y cuidadores pesar o examinar los animales sin ser manipulados, disminuyendo así el potencial de trauma y estrés. Aunque esto puede sonar como una tarea imposible para un animal tan pequeño como un anfibio, se puede lograr a través de

[28] Como las salamandras chriptobranquidas, sapo de Surinam (*Pipa* spp.), rana cornuda (*Ceratophrys* spp.), especies de rana toro y sapos grandes (*Rhinella* spp. o *Rhaebo* spp.), etc. Para evitar por sus odontoides (proyecciones tipo colmillo de la mandíbula inferior) use pinzas Para alimentar las ranas cornudas y ranas toro africanas

trabajo arduo: cuidadores del Disney's Animal Kingdom entrenaron ranas dendrobates a ir a una estación de pesaje al sonido de un “clicker”, mientras que cuidadores del Zoológico Louisville condicionaron tritones mandarín (*Tylototriton shanjing*) para responder al sonido de pinzas golpeando metal para ser alimentados.

Los aspectos reproductivos también son motivo de preocupación. Muchos anfibios son territoriales en el campo y en situaciones de cautividad pueden formar jerarquías de dominancia. Las ranas dardo venenoso machos y especies *Mantella* crearán territorios y lucharán por la hembras. A pesar de que las ranas dardo son generalmente criaturas solitarias, dendrobatidos tanto machos como hembras se convertirán en territoriales durante la temporada de cría. La observación cuidadosa de los animales de la colección ayudará en la determinación de la proporción de sexos y monitorear los niveles de combate. Las salamandras Plethodontidas son muy olfatorias y utilizan feromonas para marcar sus territorios y atraer a las hembras. Los recintos que contengan residuos de feromonas de un habitante anterior pueden causar estrés a un animal recientemente introducido. El tamaño y la disposición de los recintos pueden afectar el comportamiento. Especies grandes o activas como algunas ranas arbóreas (hylidos), ranas goliat africanas (*Conraua* spp.) o coquis (*Eleutherodactylus* spp.) requieren mucho espacio. Recintos que son demasiado pequeños pueden llevar a la abrasión del rostro, otros traumas e incluso la muerte. Plantas vivas, tubos de corcho, y otros "mobiliario" sirven de perchas y áreas de escondite que no sólo proporcionan una sensación de seguridad para los animales y sitios potenciales para oviposición, sino que también es una forma de evitar saltos largos de lado a lado del recinto. Tubos de PVC parcialmente enterrados se convierten en sitios muy seguros para ocultarse para ranidos y algunas salamandras. Además, considere los sustratos como vehículos para estimular el comportamiento natural. Especies fosoriales como las cecilias y el sapo excavador mexicano (*Rhinophrynus dorsalis*) se sienten más como en casa en varios centímetros de turba húmeda que en toallas de papel.

La disposición también debe considerarse. Por ejemplo, depredadores de emboscada como la rana toro africana (*Pyxicephalus* spp.) y las ranas cornudas (*Ceratophrys* spp.) no pueden ser parte de un recinto multi-especies ya que consumen todo lo que les cabe en la boca, incluyendo congéneres (canibalismo). En aras de la exactitud de la historia natural se recomienda que solo se exhiban múltiples especies si estas coexisten en la naturaleza. Nada mejor para completar estas exhibiciones que plantas vivas que estas especies puedan conseguir en su ambiente natural. Cuando la especie de planta geográficamente correcta no esté disponible, sustituyala con otras que satisfagan la necesidad del anfibio. Esta última instancia conduce a anfibios más contentos y saludables.

Reproducción de Anfibios

Los ciclos de reproducción de anfibios están estrechamente vinculados con sus ambientes físico y biológico. Muchos programas efectivos de reproducción manipulan señales ambientales como temperatura, humedad y fotoperíodo. Modificar estos factores en un ciclo anual que imita la latitud natural de la especie es un buen punto de partida para la mayoría de los anfibios.

Ciclando

Ciclar, un condicionamiento físico artificial, es una respuesta a los cambios estacionales del medio ambiente (lluvia/sequía o frío/calor) que se produce naturalmente en el medio natural y varía según la especie. Se necesita que se produzcan estos cambios fisiológicos para inducir a la postura de huevos o producción de esperma. Un período de uno a cuatro meses de disminuir las temperaturas seguido por un período de calentamiento gradual puede inducir la reproducción de muchas especies de anfibios. Para que esto ocurra, los animales deben someterse a un periodo de ayuno antes de ser enfriados. Al final del período de enfriamiento, el fotoperíodo y la temperatura deben aumentarse gradualmente. La temperatura ambiente se puede reducir a un mínimo de 10 °C para las especies de zonas templadas y 18-20 °C para las especies tropicales. La mayoría de los animales no se aletargan en estas condiciones y siguen siendo, al menos, un poco activos, requiriendo agua limpia todos los días. En las regiones tropicales del mundo, la condición de

reproducción a menudo inicia con la temporada de lluvias. Sistemas de nebulización[29] junto con un temporizador puede replicar las condiciones de lluvia y la sincronización con eventos locales de lluvia le da señales al animal para una respuesta reproductiva instintiva en respuesta a los cambios barométricos.

Hibernación o Torpor
El torpor es un estado similar a la hibernación en el que un anfibio dramáticamente disminuye su metabolismo y reduce la ingesta de alimentos, aunque todavía puede beber agua. Tanto la hibernación como el torpor son una respuesta a bajas temperaturas, pero en el torpor la respuesta del animal no muestra el letargo extremo de un animal en hibernación. Para simular las condiciones invernales, muchos cultivadores de anfibios usan pequeños refrigeradores o enfriadores de vino para hacer entrar en topor a sus animales durante el invierno. Asegúrese de que haya suficiente agua o humedad durante este período, ya que los animales siguen necesitándola.

Reproducción Asistida
Si la cría no se puede lograr a través de métodos cíclicos, otro método ampliamente utilizado para inducir la reproducción es la administración de hormonas exógenas (p. ej., inyecciones de gonadotropina coriónica humana o análogos sintéticos de la hormona liberadora de la hormona leuteinizante). El tema de reproducción asistida se cubre en detalle en otra parte (Whitaker, 2001).

Huevos
Los huevos deben ser tratados con sumo cuidado. Todos los huevos de anfibios poseen capas semi-permeables de membranas que rodean el óvulo. Debido a que carecen de una cáscara dura, son esencialmente parte de su entorno acuático. Incluso los huevos de desarrollo directo con cápsulas exteriores duras obtienen humedad del sustrato y debe mantenerse húmedos en todo momento. Si es posible, evite la tentación de mover las masas de huevos hasta que las larvas eclosionen. Algunos casos en que esto no es posible son aquellos en donde los huevos pueden ser consumidos por otras ranas en el mismo recinto. Para transferir masas de huevos pueden ser usados pequeñas redes húmedas o cucharas. Los renacuajos pequeños pueden ser transferidos con un cuentagotas de cocina.

Los huevos pueden ser puestos en el agua en grandes masas, ristras, etc. Muchas salamandras ponen sus huevos unidos a palos o vegetación debajo del agua. Hay mucha variación interespecífica en la forma y el número de huevos puestos, y las propiedades fisicoquímicas de los huevos varían de acuerdo a dónde se desarrollen en el ambiente. Ver Duellman y Trueb (1994) para una revisión exhaustiva.

Los huevos de anfibios tienen un polo animal y uno vegetal (Figura 16A). En la mayoría de los casos, los huevos de las especies cuyos embriones son expuestos a la luz del sol son pigmentados con melanina en el hemisferio animal. En contraste, la mayoría de los huevos que se desarrollan en lugares ocultos carecen de pigmentos y son sensibles a la luz (p. ej., mantellas), como son los huevos puestos en el revés de las hojas (p. ej., los de *Phyllomedusa, Afrixalus,* e *Hyperolius*)[30]. Las yemas pueden ser de color amarillo cremoso, de color amarillo pálido-grisáceo, o en los casos de los huevos que se ponen en las hojas, de color verde pálido. Dentro de varias horas a unos pocos días, los primeros signos de desarrollo deben ser evidentes, como el tapón de la yema claramente definido (Figura 16B) y el alargamiento del embrión (Figura 16C). Si toda la postura o un huevo individual se tornan borrosos, los huevos están dañados y deben ser descartados. Esto lo más seguro es el resultado de que los huevos no fueron fertilizados por un macho. Esto podría ser causado por varios factores, entre ellos animales estresados

[29] Como productos ProMist®

[30] Estos huevos deben ser protegidos de la luz y si se reubican colocarlos en áreas oscuras o contendores. Si los huevos son valiosos evite fotografiarlos con flash.

(hacinamiento), número insuficiente de machos para incitar comportamiento territorial, mala nutrición, condiciones ambientales inadecuadas, o machos jóvenes sin experiencia.

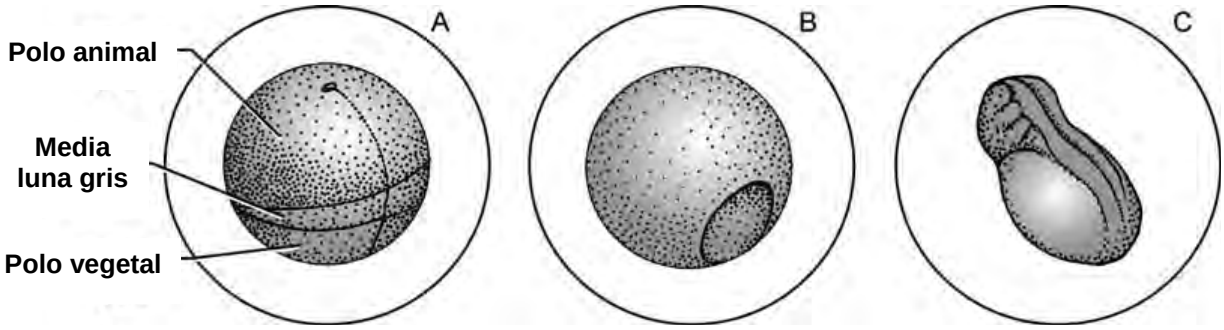


Figura 16. Huevos de anfibios y embrión en sus primeros estadíos de desarrollo. Dentro de los primeros días, incluso horas deben estar visibles signos de desarrollo. Los signos tempranos de desarrollo incluyen la definición de los polos animal y vegetal (A), gastrulación (B) y (C) elongación del embrión y desarrollo del pliegue neural (el pliegue neural se convertirá en el cordón espinal de la larva). Los huevos mohosos (turbios) no se desarrollaran y deben descartarse (Dibujos: J. Pramuk)

Las cápsulas de los huevos puestos en el agua se hinchan inmediatamente por la absorción de agua. La oxigenación de los huevos es fundamental para su desarrollo y hay un continuo aumento en el consumo de oxígeno durante el mismo. Es importante proveer suficiente oxigenación, especialmente si hay una gran postura en un solo recinto. Los embriones y larvas de anfibios en general excretan residuos nitrogenados en forma de amoníaco, la forma más tóxica. Además, los embriones de anfibios solo se desarrollarán normalmente dentro de límites específicos de salinidad y pH. En general, el desarrollo se producirá más rápidamente en ambientes cálidos pero se estabilizará a un cierto punto (la temperatura ideal) y eventualmente disminuirá si la temperatura es demasiado caliente. Garantice la salud de los huevos y embriones en desarrollo mediante el cambio frecuente de agua y pruebas de calidad de la misma. Una vez más, lea sobre las especies a colectar para garantizar un recinto óptimo para la salud de los huevos y larvas.

Cría de Larvas

Lea sobre la especie antes de intentar reproducirla y criarla. La supervivencia de la mayoría de las larvas (renacuajos) de vida libre es dependiente de la densidad. Aunque la mayoría de los renacuajos principalmente consumen material vegetal, muchos son omnívoros y algunas especies son caníbales[31].Las partes bucales y sistemas digestivos de las larvas están adaptados a dietas específicas y, por tanto, un comedor de material vegetal por ejemplo, probablemente no sobreviva con una dieta de materia animal. Los comedores de material vegetal tienen un tracto digestivo más largo, lo que les permite romper la celulosa de manera eficaz.

La calidad del agua es extremadamente importante para las larvas de anfibios. El agua debe ser purificada o como mínimo, libre de cloro si la fuente de agua municipal es relativamente limpia (véase la sección de Agua más arriba). Algunas especies de ranas se han adaptado a vivir en ambientes con taninos, como en los charcos de agua en el suelo de la selva tropical. Estas especies pueden ser criadas en té para renacuajos diluido que es fabricado para imitar estas condiciones y tiene propiedades antibacterianas naturales para evitar que el agua se pudra.

[31] El canibalismo entre larvas puede requerir que algunas especies (p. ej., *Dendrobates auratus*) sean criadas individualmente

Té para Renacuajo (Pramuk y Hiler, 1998)
28.35 gramos de conos Alder (*Alnus* spp.) (Figura 17)
28.35 gramos de turba alemana[32]
2.2 litros de agua de lluvia

Mezcle los tres ingredientes en una cacerola mediana y cocine a fuego lento durante unos veinte minutos. Deje enfriar. Añada 0,5 taza de *té* a 19 litros de agua. Rendimiento: 151 litros de agua renacuajo.

Figura 17. A la izquierda, hojas de almendra de la India y a la derecha, conos de alder. Los productos de ambas plantas pueden ser usados para incrementar los taninos en el agua de renacuajos o en el sustrato de un recinto para limitar el crecimiento bacteriano e imitar las condiciones tánicas observadas en los bosques tropicales. (Foto: J. Pramuk)

Otro truco adoptado más recientemente por los criadores de ranas dardo es el uso de hojas de almendro indio en el cultivo de renacuajos (Figura 17)[33]. Los aficionados a la cría de peces *Betta* han utilizado estas hojas para reducir la carga bacteriana en el agua. Las hojas de almendra india también son atractivas y se pueden utilizar en el suelo de un recinto de ranas tropicales bien sea trituradas o enteras para proporcionar taninos antimicrobianos al recinto. Estos han sido particularmente eficaces con ranas musgosas (*Theloderma corticale*).

La limpieza del agua se puede mantener a través de filtración mecánica y/o biológica, recambios parciales de agua frecuentemente o ambos. Esto está directamente correlacionado con el tamaño y el volumen de los contenedores.

Figura 18. Los contenedores plásticos son perfectos para criar grupos pequeños de larvas de dendrobatidos, centrolenidos o hylidos. Estos contenedores no están conectados a filtros y por ello debe cambiarse el agua al menos parcialmente de manera regular. (Foto: R. Gagliardo)

[32] Como Eheim Ltd.

[33] Pueden obtenerse hojas de los criaderos de ranas venenosas o al por mayor de proveedores como Aquabid.com

Los recambios de agua deben utilizar agua de la misma temperatura a la que se encuentra el recinto de los renacuajos. Los recintos para renacuajos pueden variar desde un acuario con filtro que contiene toda una postura a contenedores de plástico (Figura 18) o envases plásticos para contener alimentos para alojar las larvas de manera individual. Los renacuajos también pueden colocarse en cajas plásticas con compartimientos (organizadores de clavos y tornillos) con el fondo sustituido por malla (pegada en el lugar con silicona o silicón caliente). También se pueden utilizar láminas de PVC perforado, que se consiguen en algunas ferreterías, para construir bandejas para renacuajos con separadores (Figura 19). Estas bandejas sirven como un tamiz que puede separar los renacuajos unos de los otros, pero permite mantenerlos en un cuerpo común de agua filtrada. Este arreglo ofrece la ventaja de reducir la labor de limpieza, pero se corre el riesgo de compartir a toda la postura (es decir, si uno se enferma, todo el grupo está expuesto).

Figura 19. Una bandeja para renacuajos construida con láminas de PVC perforadas. La bandeja se coloca dentro de un acuario que está conectado a un filtro. Este montaje fue fotografiado en el Zoológico de Toledo. Aunque es útil para mantener una gran número de renacuajos de forma separada, el agua recirculante podría permitir que un renacuajo enfermo infecte todo el sistema. (Foto: J. Pramuk)

Independientemente de que el acuario de los renacuajos tenga un filtro, se deben realizar pruebas periódicas de calidad del agua y el agua tendrá que ser cambiada periódicamente para reducir la acumulación de residuos. Se recomienda que los cambios parciales de agua se realicen cuando el agua esté ligeramente turbia, con mal olor, los renacuajos naden lento cerca de la superficie, y/o hay residuos asentados en el fondo del tanque. Sustituya aproximadamente la mitad a un tercio del agua por evento de limpieza. Si se utiliza un filtro, asegúrese de que la corriente no sea lo suficientemente fuerte como para arrastrar los renacuajos hacia el filtro. Se puede hacer un filtro de esponja alrededor de la succión del filtro para disminuir la toma de agua y prevenir que se mueran los renacuajos. Una vez que los miembros posteriores estén bien desarrollados y haya evidencia de desarrollo de las extremidades anteriores, proporcione una forma para que las ranas en metamorfosis puedan salir a tierra, como reducir el volumen de agua e inclinar el tanque o proporcionar un sustrato inclinado de manera que el metamorfo pueda trepar a una superficie gradualmente expuesta. Si no proporciona una superficie de tierra a los metamorfos, estos pueden ahogarse.

Alimento para Larvas

Una inadecuada o insuficiente nutrición del renacuajo puede conducir a problemas metabólicos y de desarrollo, tales como el síndrome de las piernas espigadas, que lleva a la deformación permanente y a menudo adultos lisiados. Demasiado alimento a la vez puede ensuciar el agua y matar a las larvas. Investigue con antelación los métodos de alimentación natural de la especie con la que va a trabajar.

Figura 20. Placas de alimentación hechas con pasta de Sera Micron® extendido en un portaobjetos y dejado secar antes de ofrecerlo de alimento. (Photo: R. Gagliardo)

Alimentos adecuados para larvas:
- Tetramin® hojuelas para peces tropicales y tabletas para renacuajos de ranas dardo y otras muchas otras especies. Rompa las tabletas en cuartos o en trozos más pequeños en función de la porción que los renacuajos pueden comer dentro de aproximadamente diez minutos. Los alimentos de mayor tamaño pueden ser molidos con un molinillo para grano de café.
- SeraMicron ® y/o espirulina (algas verde azules) finamente molida para especies que se alimentan por filtración como algunos renacuajos de hylidos.
- Frotis de SeraMicron ® en una placa de alimentación (es decir, láminas portaobjeto, cápsula de Petri, piedras, u otro material inerte) permitiendo que se seque y colocándolo en el fondo del tanque para especies pastoreadoras (Figura 20).
- Mazuri ® para Anfibios y Gel para Reptiles Carnívoros es un gel nutritivo muy completo que se prepara a partir de un polvo. Algunos renacuajos de anfibios consumen el gel, pero úselo con moderación por que descompone el agua.
- Aunque es una labor muy intensiva, en el Centro Nacional de Conservación de Anfibios del Zoológico de Detroit, se ha usado algas diatomeas (algas verde-marrón) como alimento para renacuajo. Un protocolo para la cría de diatomeas se presenta en Poole (2006).
- La comida casera para renacuajos *Hojuelas Zippy* es un excelente alimento para larvas de anfibios. Vea la receta a continuación:

COMIDA PARA RENACUAJOS – *HOJUELAS ZIPPY* (K. Zippel**)**

Mezclar los siguientes ingredientes:
16 g de SeraMicron ® en polvo
8 g algas verde-azules Klamath Lake (cianobacterias)[34]
2 g de vitaminas en polvo para reptiles/anfibios, como Reptocal ® mezclado 1:1 con carbonato de calcio.

Agregue agua lentamente hasta que el polvo forme una pasta espesa. Unte en una lámina de vidrio o un plato plástico llano. Deshidrate en el refrigerador por dos días. Raspe las hojuelas con un cuchillo y guarde en un recipiente de almacenamiento que sea hermético.

MEDICINA VETERINARIA

Cuarentena

Los animales que ingresen a la colección deben ser puestos en cuarentena por un mínimo de 30 días (es preferible una duración de 60 días) idealmente en un edificio separado del resto de la colección. Un período de cuarentena debe dar suficiente tiempo para que aparezca cualquier síntoma que no este relacionado con el estrés del transporte. Como mínimo, debería haber una sala dedicada para la cuarentena de anfibios. Los animales nuevos pueden parecer saludables y

[34] Disponible en muchas tiendas de alimentos naturales

exhibir conductas normales, pero pueden ser portadores de agentes patógenos a los que los animales de la colección podrían nunca haberse expuestos y ser sensibles. Además, el transporte es estresante para la mayoría de los animales, lo que lleva a deshidratación, sobrecalentamiento, inanición, estrés de los compañeros de recinto, o trauma físico a la piel o a los órganos internos. Estas tensiones pueden deprimir la inmunidad de los especimenes y hacerlos más susceptibles a la infección. Idealmente, absténgase de manipular los animales durante las primeras semanas cuando lleguen a la cuarentena. Minimizar la cantidad de contacto al que sea absolutamente necesario, proporciona animales con poco estrés y el período necesario para su aclimatación. Recoja y analice muestras de heces durante este período.

NOTA: Animales silvestres capturados de zonas del mundo que se sabe que tienen *Bd* (p. ej., en muchas partes de los Estados Unidos, América Latina, África, Australia, Europa y Asia) o aquellos que han tenido exposición a una colección cosmopolita, en algún momento de su transporte o historia en cautiverio deben ser controlados y tratados por este agente patógeno a la llegada (Nichols y Lamirande, 2000). Recientemente, una colección de *Hyla cinerea* recibido de un distribuidor en la Florida parecía perfectamente sana pero fue positiva a las pruebas de *Bd*. Cuando se llamó al distribuidor para informarle que sus animales fueron positivos, este no habían oído hablar del *Bd*, ni estaban especialmente interesados en aprender la manera de curarlo. Uno tiene que preguntarse cuántos animales en el almacén de este distribuidor estaban expuestos a *Bd* y posteriormente propagado a otras instituciones y aficionados de todo el mundo.

Los acuarios pequeños de plástico funcionan bien como recintos temporales de cuarentena[35]. Se pueden utilizar toallas de papel como un sustrato relativamente estéril y desechable, lo que permitirá un rápido examen visual de los animales así como la facilidad en la colección de heces. El sustrato debe ser cambiado diariamente y mantener una cantidad suficiente de agua para que el recinto permanezca suficientemente húmedo entre las limpiezas. Las toallas de papel se pueden secar con rapidez alarmante en ambientes de baja humedad así que revíselos varias veces al día para garantizar que exista suficiente cantidad de agua. Los recintos pueden ser parcialmente cubiertos de plástico para envolver alimentos para aumentar la humedad. Durante todo el período de cuarentena, la manipulación de los animales y la actividad humana en la habitación debe mantenerse al mínimo. Idealmente, estos animales deben ser atendidos por el personal que no tenga otros anfibios en su rutina diaria, o bien estos animales deben ser atendidos al final del día para reducir el riesgo de contaminación cruzada. Para obtener más información sobre los protocolos de cuarentena, consulte el Capítulo 3.

Parásitos

Los animales silvestres e incluso aquellos nacidos y criados en cautiverio probablemente hospeden parásitos. A menudo, los comerciantes de animales mantienen animales nacidos en cautiverio en una colección cosmopolita, antes de su envío. Esta situación puede conducir a que animales infectados sean enviados a receptores desprevenidos. Deben examinarse muestras de heces a lo largo de la duración de la cuarentena para asegurarse que los anfibios se encuentran libres de parásitos y estén sanos antes de ser colocados en una habitación con otros animales de la colección. Asegúrese de que las muestras de heces sean enviadas a un veterinario para su examen. Pueden realizarse exámenes *directos* y de *flotación* en su institución con un microscopio y unas pocas piezas de equipo. Se deben obtener tres exámenes de materia fecal negativos antes de la liberación de un animal de la cuarentena. Los cuidadores deben rutinariamente revisar las heces como una cuestión de buenas prácticas de manejo. Los tratamientos antiparasitarios pueden incluir alimentos tratados con fenbendazol (*Panacur* ®), Drontal Plus ® (praciquantel/pamoato de pirantel/febantel), u otra medicina administrada por vía oral (véase el Capítulo 3 y Wright y Whitaker, 2001).

[35] Como Critter Keepers® o Small Pal Pens®

Bioseguridad
La bioseguridad comprende tres aspectos de igual importancia: 1) la seguridad de los seres humanos y los científicos en una zona, 2) la descontaminación/desinfección de equipos de campo (especialmente las botas y redes) para prevenir la propagación de un posible agente infeccioso a otros sitios y otras poblaciones de animales, y 3) una cuarentena cuidadosa (aislamiento) de animales enfermos procedentes de todas las demás poblaciones en el campo y en las colonias de animales de laboratorio (USGS, 2007). Deben adoptarse medidas estrictas de asepsia y cuarentena para mantener colecciones de anfibios libres de enfermedades y para reducir la propagación potencial de agentes patógenos. Esto es importante para todos los animales de la colección independientemente de la etapa de vida, pero es especialmente crítico para los animales en cuarentena. Use un desinfectante como el cloro (3-6% de hipoclorito de sodio) a una dilución del 10% para limpiar herramientas, recintos vacíos, etc., y asegúrese de que todas las superficies sean bien enjuagadas y estén libres de residuos químicos (use cloro en áreas bien ventiladas y use un dispositivo de protección personal). Deben usarse guantes de caucho libres de polvo, de vinilo o de látex para la manipulación de todos los anfibios y deben cambiarse entre recintos.

Los guantes deben ser humedecidos con un pulverizador o con otra fuente de agua limpia antes de manipular los anfibios. Los pediluvios o tapetes sanitarios deben estar siempre a la entrada y salida de cada una de las habitaciones para reducir el riesgo de transferir agentes patógenos entre habitaciones. Los pediluvios o tapetes sanitarios deben llenarse con un antiséptico como el cloro doméstico al 10% y este debe ser reemplazado a diario. Haga todo lo posible para eliminar animales plaga (p. ej., cucarachas, moscas, roedores, gatos callejeros o geckos) de las habitaciones para anfibios, por que pueden ser portadores de enfermedades. Idealmente, el personal debe usar equipo y traje exclusivo o por lo menos una bata de laboratorio exclusiva para cada cuarto de anfibios, que debe lavarse a diario. También deben usarse zapatos o botas de caucho o hule exclusivas para estas áreas. Véanse los Capítulos 2 y 3 para obtener más información acerca de este tema.

Enfermedades de los Anfibios y su Tratamiento
No hay sustituto para la observación cuidadosa, así que monitoree sus animales de cerca todos los días. Estos datos de referencia ofrecerán información inestimable para evaluar la salud de los animales. Al primer signo de comportamiento extraño o síntomas, póngase en contacto con un veterinario con experiencia en anfibios. A menudo, dudar incluso un día para tratar un anfibio enfermo será demasiado tarde para su tratamiento.

Las pruebas fecales pueden indicar la presencia de parásitos en los animales. Heces sanguinolentas también pueden ser un indicador de animales infestados con parásitos. La mayoría de los anfibios silvestres albergan parásitos que son simbióticos y no perjudican a sus hospedadores, sin embargo, traer animales con una carga parasitaria al cautiverio puede perturbar este equilibrio, y los parásitos, si no se controlan, pueden matar a su hospedador. Tratamientos antihelmínticos y antiprotozoarios eficaces que pueden ser recetados por un veterinario incluyen levamisol, ivermectina, fenbendazol (Panacur ®), praciquantel (Droncit ®), pirantel (Strongid-T ®) y metronidazol (Flagyl ®). *Bd* es una enfermedad descubierta recientemente que puede ser devastadora para una colección en cautiverio y acabar con una colección entera en cuestión de días. Sin embargo, en algunas especies los síntomas pueden no ser expresados y los portadores pueden no ser identificados en una colección por años. El tratamiento prescrito con mayor frecuencia es el Itraconazol 0.01% (*Sporonox* ®) en baños durante diez minutos al día durante diez días (Nichols y Lamirande, 2000).

Para obtener más información sobre el control de enfermedades de anfibios en las colecciones, consulte el Capítulo 2.

CONCLUSIONES
Esta guía se ofrece como punto de partida para la cría y manejo en general de anfibios. Hay muchos otras buenas publicaciones disponibles incluidas las citadas a continuación. Le deseamos

suerte en sus esfuerzos de propagación de anfibios. Su trabajo puede ser la última esperanza para algunas especies para evitar su extinción.

RECONOCIMIENTOS
Los autores desean agradecer a Shelly Grow (AZA) y Vicky A. Poole (Acuario Nacional en Baltimore), por su invalorable ayuda en el formateo y edición de este capítulo. También damos las gracias a William Holmstrom (Zoológico del Bronx) y Joseph R. Mendelson, III (Zoológico de Atlanta) por sus valiosos comentarios al manuscrito. Cathy Eser (Staten Island Zoo) y B. Ian Hiler (Acuario de las Américas) amablemente proporcionaron información valiosa sobre dieta de insectos, mientras que Kevin Zippel y R. Andrew Odum (Toledo Zoo) proporcionaron información experta sobre calidad del agua, cultivo, y en otras áreas. Robert Hill (Jardín Botánico de Atlanta) generosamente proporcionó información sobre el cultivo de cucarachas.

La Asociación Mexicana de Zoológicos y Acuarios (AZCARM) desea agradecer a los traductores por su esfuerzo, ya que debido a esto, esta guía traducida al español podrá ser utilizada por muchos colegas hispano-parlantes en sus esfuerzos por ayudar en la conservación de las especies amenazadas en sus países de origen.

SITIOS WEB RECOMENDADOS ACERCA DE LA HISTORIA NATURAL DE LOS ANFIBIOS
www.amphibiaweb.org
Mantenido por UC Berkeley contiene información de taxonomía de anfibios. Usualmente tienen la más reciente lista de especies de anfibios.

http://research.amnh.org/herpetology/amphibia/index.php
Especies de Anfibios del Mundo del Museo Americano de Historia Natural.

SITIOS WEB RECOMENDADOS ACERCA DEL CUIDADO DE ANFIBIOS
www.amphibiacare.com
Un muy buen sitio con información de cuidados generales para anfibios.

www.caudata.org
Un sitio detallado e informativo acerca del cuidado de salamandras.

http://home.att.net/~kczippel/waterqual.html
Un buen sitio acerca de calidad del agua relacionada con el mantenimiento de anfibios.

LISTA DE PRODUCTOS Y DISTRIBUIDORES – en Estados Unidos de América
UNIDADES DE AIRE ACONDICIONADO/CALEFACCIÓN:
Sunpentown International
(800) 330-0388
www.sunpentown.com/wa12poacwihe.html

PRODUCTOS PARA TERRARIOS:
Twin Oaks/Glasscages.com: Recintos
(615) 446-8877
www.glasscages.com

ExoTerra®, ZooMed®, and Kritter Keeper®: Recintos disponibles en tiendas para mascotas

Autograph Foliages: Plantas artificiales
(216) 426-6151
3631 Perkins Avenue, Cleveland, OH 44114
www.autographfoliages.com/custom_made/floor_plants.html

Aquabid.com: Productos para acuarios, incluyendo hojas de almendra de la India
www.aquabid.com

PRODUCTOS PARA HORTICULTURA:
Tropical Plant Products, Inc.: Plantas tropicales vivas y productos
(407) 293-2451
www.tropicalplantproducts.com

Tropiflora: Plantas tropicales vivas
(800) 613-7520
3530 Tallevast Road, Sarasota, FL 34243-3890
www.tropiflora.com

Agristarts Inc. (I-IV): Cultivos para plantas tropicales
(407) 889-8055
1728 Kelly Park Road, Apopka, FL 32712
www.agristarts.com

Casa Flora, Inc.: Cultivos tisulares de muchos tipos de plantas natives y tropicales.
(972) 225-5210
P.O. Box 41140, Dallas, TX 75241
www.casaflora.com

Deroose Plants, Inc.: Bromelias y otras plantas tropicales
(407) 889-5228
4601 N. Rock Springs Road, Apopka, FL 32712
www.derooseplants.com

OFE International, Inc.: Musgo y productos para orquídeas y bromelias
(305) 253-7080
P.O. Box 161081, Miami, FL 33116-1081
www.ofe-intl.com

Discoveries in Gardening: Musgo sphagnum de alta calidad
New Zealand
(866) 241 9653 (international call free)
www.discoveriesingardening.com

Calwest Orchid Supplies: Musgo sphagnum moss, corteza de corcho, fibra de helecho
(800) 301-9009
11614 Sterling Avenue, Riverside, CA 92503
www.orchid-supplies.com

Black Jungle Terrarium Supply: LECA, fibra de coco, mobiliario para acuarios, plantas y recintos ExoTerra®
(800) 268-1813
370 Avenue A, Turners Falls, MA 01376
www.blackjungle.com/

Hummert International: Productos para horticultura
(800) 325-3055
www.hummert.com

ALIMENTO PARA LARVAS DE ANFIBIOS:
Mazuri: Dieta en gel para reptiles carnívoros y anfibios
www.mazuri.com

Ambystoma Genetic Stock Center: Pellets para axolotes
(859) 323-5679
101 TH Morgan Building, Lexington, KY 40506-0225 www.ambystoma.org/AGSC/food.htm

Sera-Micron: Comida pulverizada para peces
(800) 659-1970
158 Keystone Dr., Montgomeryville, PA 18936
www.sera-usa.com

TetraMin® Tabletas tropicales y comida en hojuelas que puede ser obtenida en tiendas para mascotas.

SUPLEMENTOS VITAMÍNICOS :
Arcata Pets: Reptocal®
(800) 822-9085
www.arcatapet.com

Drs. Foster and Smith: Reptocal®
(800) 381-7179
www.drsfosterandsmith.com

Guenter Enderle: Nekton®-Rep y Nekton®-MSA
(727) 741-3386
2340 State Rd., Clearwater, FL 33763
www.nekton.de

Vitamin-B Complex and One a Day® Men's Vitamins disponibles en cualquier farmacia

CULTIVO DE INSECTOS:
Aubuchon Hardware/Hardwarestore.com: Frascos de vidrio de boca ancha
www.hardwarestore.com

Sefar America: Malla de polipropileno fina para cultivos de moscas de la fruta
(800) 995-0531

Ed's Fly Meat: Cultivos de moscas de la fruta y colémbolas
(877) 359-6328
www.edsflymeat.com

Carolina Biological Supply: Moscas de la fruta, medios preparados (Formula 4-24®), frascos y productos miscelaneos
(800) 334-5551
www2.carolina.com

Bioquip: Equipo de colección de invertebrados (p. ej., luces negras, redes para mariposas)
(310) 667-8800
2321 Gladwick Street, Rancho Dominguez, CA 90220
www.bioquip.com

Armstrong's Crickets: Grillos, tenebrios, gusanos de cera, lombriz roja
(800) 345-8778
PO Box 125 West Monroe, LA 71294
www.armstrongcrickets.com

Bassett's Cricket Ranch, Inc.: Grilllos y tenebrios
(800) 634-2445
365 Mariposa, Visalia, CA 93292
www.bcrcricket.com

Fluker Farms: Grillos, moscas de la fruta y tenebrios
(800) 735-8537
www.flukerfarms.com

Grubco: Grillos, larvas de mosca, tenebrios y gusanos de cera
(800) 222-3563
P.O. Box 15001 Hamilton, OH 45015
www.grubco.com

L.F.S. Cultures: Colémbolas, microgusanos, tubifex worms, gusanos blancos, gusanos rojos, mosca de la fruta, escarabajo de la harina y tenebrios
(662) 236-4687
P.O. Box 607 University, MS 38677
www.lfscultures.com

New York Worms: Grillos, lombrices, gusanos de cera y moscas de la fruta
(516) 759-3538
7 Germaine Street, Glen Cove, NY 11542
www.nyworms.com

Worm Man's Worm Farm: Grillos, moscas de la fruta, tenebrios, gusanos Phoenix cucarachas, larvas de mosca y gusanos de cera
(732) 656-0369
PO Box 6947, Monroe Township, NJ 08831
www.wormman.com

PLOMERÍA:
Pro Products: Productos especializados en control de habitat incluyendo sistemas de nebulización y paneles de calor
36 Split Rock Road Mahopac, NY 10541 (845) 628-8960
www.pro-products.com

Aquatic Eco-systems: Filtración de agua, bombas, sistemas de OR, medios de absorción de fosfatos y brocas para vidrio
(407) 886-3939
www.aquaticeco.com

McMaster-Carr: "Bulkheads", válvulas de bola, tubería
(330) 342-6100
www.mcmaster.com

U.S. Plastics: Plasticos, "bulkheads", válvulas de bola, tubería
1390 Neubrecht Rd., Lima, OH 45801-3196
(800) 809-4217
www.usplastic.com

North Coast Pets: Brocas para vidrio y "bulkhead"
(877) 231-7416
www.northcoastmarines.com

Spectrapure: Sistemas de OR y otros tipos de filtros
(800) 685-2783
2167 E. 5TH Street, Tempe, AZ 85281
www.spectrapure.com

Ecologic Technologies, Inc.: Sistemas de nebulización Rainmaker®
(410) 431-7106
P.O. Box 1038, Pasadena, MD 21123-1038
www.cloudtops.com/misting_system_index.htm

MISCELANEOS:
Forestry Supply: "Data loggers"
(800) 647-5368
205 West Rankin Street, Jackson, MS 39284-8397
www.forestry-suppliers.com

Ben Meadows: "Data loggers"
(800) 241-6401
Janesville, WI 53547-5277
www.benmeadows.com

Precision Weighing Balances: Balanzas y pesolas
(978) 521-7095
www.balances.com

LITERATURA CITADA

Andrews, C., A. Exell, and N. Carrington. 1988. The Manual of Fish Health. Tetra Press, Morris Plains, NJ. Pp 44-45.

AZA Amphibian Biology and Management Monograph: Compiled for students of AZA's Board of Regents Amphibian Biology and Management course. Learn more about this class at www.aza.org/prodev/

Barnett, S. L., J. F. Cover, and K. M. Wright. 2001. Amphibian Husbandry and Housing In K. M. Wright and B. R. Whitaker (Eds.): Amphibian Medicine and Captive Husbandry. Krieger Publishing Company, Malabar, Florida. Pp 35–61.

Browne, R.K., R.A. Odum, T. Herman, and K. Zippel. 2007. Facility design and associated services for the study of amphibians. ILAR Journal 48(3):188-202.

Berns, M. W. 1965. Mortality caused by kidney stones in spinach-fed frogs (*Rana pipiens*). BioScience 15:297–8.

Brookland, J., C. Hora, and N. Carter. 1985. Injury, damage to health and cruel treatment: present conditions in the shipment of live fauna. A Report by the Environmental Investigation Agency. Animal Welfare Institute and Humane Society of the United States, Washington. Pp. 36.

Cover, J. F. Jr., S. L. Barnett, and R. L. Saunders. 1994. Captive management and breeding of denrobatid and neotropical hylid frogs at the National Aquarium in Baltimore. In J. B. Murphy, K. Adler, and J. T. Collins (Eds.): Captive Management and Conservation of Amphibians and Reptiles. Society for the Study of Amphibians and Reptiles, St. Louis, MO. Pp. 267–273.

Duellman W. E. and L. Trueb. 1986. Biology of Amphibians. McGraw-Hill Book Company, New York. Pp. 670

Emerson, K., R.C. Russo, R.E. Lund, and R.V. Thurston. 1975. Aqueous ammonia equilibrium calculations: Effect of pH and temperature. J. Fish Res. Board Can. 32(12):2379-2383.

Emmer, R. E. 1993. How to culture springtails. AAZPA 1993. Regional Proceedings. Pp. 520–524.

Frost, D. R., T. Grant, J. Faivovich, R. H. Bain, A. Haas, C. F. B. Haddad, R. O. De Sá, A. Channing, M. Wilkinson, S. C. Donnellan, C. J. Raxworthy, J. A. Campbell, B. L. Blotto, P. Moler, R. C. Drewes, R. A. Nussbaum, J. D. Lynch, D. M. Green, and W. C. Wheeler. 2006. The Amphibian Tree of Life. Bulletin of the American Museum of Natural History. Pp. 370.

Gerhmann, W. B. 1987. Ultraviolet irradiances of various lamps used in animal husbandry. Zoo Biology 6:117–127.

Grow, S. and V.A. Poole (eds.). 2007. Amphibian Conservation Resource Manual. Association of Zoos and Aquariums. Silver Spring, Maryland. Pp. 208. www.aza.org

Lillywhite, H. B. 1975. Physiological correlates of basking in amphibians. Comp. Biochem. Physiol. 52A:323–330.

Nehring, N. 1996. Raising Mealworms. Learn how to create your own colony at home. Reptiles 7:108–115.

Nichols, D.K. and E.W. Lamirande. 2000. Treatment of cutaneous chytridiomycosis in blue-and-yellow poison dart frogs (*Dendrobates tinctorius*) (abstract). In Proceedings: Getting the Jump on Amphibian Disease, Cairns, Australia, 26–30 August 2000. Pp. 51.

Odum, R. A. and K. Zippel. 2004. Water Quality. Monograph for Amphibian Biology and Management. AZA 2004. Pp. 26.

Poole, V. A. 2006. Husbandry Manual: Panamanian Golden Frog, *Atelopus zeteki*. 2nd Edition. www.ranadorada.org.

Pough, F.H. 2007. Amphibian biology and husbandry. ILAR Journal 48(3):203-213.

Pramuk, J. and I. Hiler. 1998. An investigation into the obligate oophagy of *Dendrobates pumilio* tadpoles (Anura: Dendrobatidae). Herpetological Review 30:219–221.

Rabb, G.B. 2004. The Evolution of Zoos From Menageries to Centers of Conservation and Caring. Curator 47:237–246.

Smart, A. C. and I. G. Bride. 1993. The UK Trade in Live Reptiles and Amphibians: A report to the RSPCA on the nature and status of the reptile and amphibian pet trade between 1980 and 1992. The Durrell Institute of Conservation and Ecology, University of Kent at Canterbury, Canterbury, Kent, UK. Pp. 252.

Speare, R., L. Berger, Skerratt, L. F., R. Alford, D. Mendez, S. Cashins, N. Kenyon, K. Hauselberger, and J. Rowley. 2004. Hygiene protocol for handling amphibians in field studies. Amphibian Diseases Group, James Cook University, Townsville 4811, Australia. Pp. 4,

Ultsch, G.R., D.F. Bradford, and J. Freda. 1999. Physiology: Coping with the environment. In: McDiarmid R.W. and R. Altig (eds.). Tadpoles: The Biology of Anuran Larvae. University of Chicago Press, Chicago. Pp. 189-214.

USGS. 2007. Collection, preservation and mailing of amphibians for diagnostic examinations. USGS National Wildlife Health Center Publication, Washington, D.C. www.nwhc.usgs.gov/publications/amphibian_research_procedures/specimen_collection.jsp

Wright, K. M. and B. Toddes. 2004. Amphibian Nutrition. Monograph for Amphibian Biology and Management. AZA 2004. Pp. 18.

Wright, K. M. and B. R. Whitaker. 2001 (eds.). Amphibian Medicine and Captive Husbandry. Keieger Publishing Company. Malabar, Florida. Pp. 499.
Whitaker, B.R. 2001. Reproduction. In: Wright, K. M. and B. R. Whitaker (eds.). Amphibian Medicine and Captive Husbandry. Keieger Publishing Company. Malabar, Florida. Pp. 499.

Zimmerman, E. 1986. Breeding Terrarium Animals, TFH Publications, Inc., New Jersey, USA. Pp. 384.

Zippel, K., R. Lacy, and O. Byers (eds.). 2006. CBSG/WAZA Amphibian Ex Situ Conservation Planning Workshop Final Report. IUCN/SSC Conservation Breeding Specialist Group, Apple Valley, MN 55124, USA. Copies can be ordered through the IUCN/SSC Conservation Breeding Specialist Group, 12101 Johnny Cake Ridge Road, Apple Valley, MN 55124 (www.cbsg.org)

LITERATURA ADICIONAL RECOMENDADA

Allen, M. E., and O. T. Oftedahl. 1989. Dietary manipulation of the calcium content of feed crickets. Journal Zoo Wildlife Medicine 20:26–33.

Cochran, D. M. 1961. Living Amphibians of the World. Doubleday and Company, Inc., Garden City, NJ. Pp. 199.

Conant, R. and J. T. Collins. 1998. A Field Guide to Reptiles and Amphibians: Eastern and Central North America, 3rd Ed., Houghton-Mifflin, Boston, MA. Pp. 614.

Goncharov, B. F., O. I. Shubravy, I. A. Serbinova, and V. K. Uteshev. 1989. The USSR programme for breeding amphibians, including rare and endangered species. International Zoo Yearbook 28:10–21.

Elinson, R. P., E. M. del Pino, D. S. Townsend, F. C. Cuesta, and P. Eichorn. 1990. A practical guide to the developmental biology of terrestrial-breeding frogs. Biological Bulletin 179:163–177.

Feder, M. E., J. F. Lynch, H. B. Shaffer, and D. B. Wake. 1982. Field body temperatures of tropical and temperate zone salamanders. Smithsonian Herpetological Information Service, No. 52. Smithsonian Institution: Washington, D.C. Pp. 1–23.

Fletcher, C., (ed). 2007. Use of Amphibians in the Research, Laboratory, or Classroom Setting. The National Academies, Washington, DC. ILAR Journal 48(3):179-300.

Halliday, T. R. and K. Adler. 1986. The Encyclopedia of Reptiles and Amphibians. Facts on File, New York. Pp. 143.

Heatwole, H. and G. T. Barthalmus. 1994. Amphibian Biology, Vol. 1: The Integument. Surrey Beatty and Sons Pty. Ltd. Chipping Norton, Australia. Pp. 418.

Heatwole, H. and R. L. Carroll. 2000. Amphibian Biology, Vol. 4: Paleontology: The Evolutionary History. Surrey Beatty and Sons Pty. Ltd. Chipping Norton, Australia. Pp. 536.

Heatwole, H. and B. K. Sullivan. 1994. Amphibian Biology, Vol. 2: Social Behaviour. Surrey Beatty and Sons Pty. Ltd. Chipping Norton, Australia. Pp. 299.

Heyer, W. R., M. A. Donnelly, R. W. McDiarmid, L. C. Hayek, and M. S. Foster. 1994. Measuring and Monitoring Biological Diversity: Standard Methods for Amphibians. Smithsonian Institution Press, Washington, D.C. Pp. 364.
Kaplan, R. H. 1987. Developmental plasticity and maternal effects of reproductive characteristics in the frog, Bombina orientalis. Oecologia 71:273–279.

Kluger, M. J. 1977. Fever in the frog Hyla cinerea. J. Thermal. Biol. 2:79–81.

Lannoo, M. J. (ed.) 1998. Status and Conservation of Midwestern Amphibians. University of Iowa Press, Iowa City. Pp. 526.
Lannoo, M. J. (ed.) 2005. Amphibian Declines: The Conservation Status of United States Species. University of California Press, Berkeley, CA. Pp. 1094.

Lötters, S, K, H, Jungfer, W. Schmidt, and F. W. Henkel. 2007. Poison Frogs Biology, Species and Captive Husbandry. Serpent's Tale/NHBD Edition Chimera Pp. 668.

Lillywhite, H. B., P. Licht, and P. Chelgren. 1973. The role of behavioral thermoregulation in the growth energetics of the toad, Bufo boreas. Ecology 54:375–383.

Masters, C. O. 1975. Encyclopedia of Live Foods. T. F. H. Publications, Inc.: Neptune, N.J. Pp. 336.

Mattison, C. 1982. The Care of Reptiles and Amphibians in Captivity. Blanford Press, Poole, England. Pp. 320

Mattison, C. 1987. Frogs and Toads of the World. Blandford Press, New York. Pp. 191.

Mattison, C. 1993. Keeping and Breeding Amphibians. Sterling Publishing Co. Inc., New York, USA. Pp. 224.

McDiarmid, R. W. and R. Altig. 1999. Tadpoles: The Biology of Anuran Larvae. University of Chicago Press, Chicago, IL. Pp. 436.

Moyle, M. 1989. Vitamin D and UV radiation: Guidelines for the herpetoculturist. In M. J. Uricheck (Ed.): Proceedings of the 13th International Symposium on Captive Propagation and Husbandry, Western Connecticut State University. Pp. 61–70

Murphy, J. B., K. Adler, and J. T. Collins (eds.). 1994. Captive Management and Conservation of Amphibians and Reptiles. SSAR Publications, Ithaca, NY. Pp. 408.

Myers, C. W., J. W. Daly, and B. Malkin. 1978. A dangerously toxic new frog (Phyllobates) used by Ember, Indians of western Colombia, with discussion of blowgun fabrication and dart poisoning. Bull. Amer. Mus. Nat. Hist. 161:307–366.

National Academy of Sciences. 1974. Amphibians: Guidelines for the Breeding, Care and Management of Laboratory Animals. National Academy Press: Washington, DC. Pp. 156. Available at the following link: http://books.nap.edu/openbook.php?record_id=661&page=R1

National Research Council. 1985. Guide for the Care and Use of Laboratory Animals. Washington, D.C.: U.S. Department of Health and Human Services. Pp. 162. Available at the following link: www.nap.edu/catalog.php?record_id=661

Noble, G. K. 1954. Biology of the Amphibia. McGraw-Hill, Dover, NY. Pp. 577.

Norris, D. O., and R. E. Jones (eds.). 1987. Hormones and Reproduction in Fishes, Amphibians, and Reptiles. Plenum Press, New York. Pp. 590.
Obst, F. J., K. Richter, and U. Jacob. 1988. The Completely Illustrated Atlas of Reptiles and Amphibians for the Terrarium. T.F.H. Publications, Neptune, NJ. Pp. 830.

Paine, F. L., J. D. Miller, G. Crawshaw, B. Johnson, R. Lacy, C. F. Smith III, and P. J. Tolson. 1989. Status of the Puerto Rican crested toad, Peltophryne lemur. International Zoo Yearbook 28:5–58.

Petranka, J. W. 1998. Salamanders of the United States and Canada. Smithsonian Institution Press, Washington, D.C. Pp. 587.

Porter, K. 1972. Herpetology. W.B. Saunders Company, Philadelphia, PA. Pp. 524

Pough, F. H., R. M. Andrews, J. E. Cadle, M. L. Crump, A. H. Savitzky, and K. D. Wells. 2001. Herpetology, 2nd Edition. Prentice Hall, Upper Saddle River, NJ. Pp. 736.

Semlitsch, R. D. (ed.) 2003. Amphibian Conservation. Smithsonian Books, Washington, D.C. Pp. 324.

Staniszewski, M. 1995. Amphibians in Captivity. T.F.H. Publications, Neptune, NJ. Pp. 544.

Stebbins, R. C. 2003. Field Guide to Western Reptiles and Amphibians, 2nd Edition. Houghton-Mifflin, Boston, MA. Pp. 544.

Stebbins, R. C. and N. W. Cohen. 1995. A Natural History of Amphibians. Princeton University Press, Princeton, NJ. Pp. 316.

Taigen, T. L., F. H. Pough, and M. M. Stewart. 1984. Water balance of terrestrial anuran (Eleutherodactylus coqui) eggs: Importance of parental care. Ecology 65:248–255.

Tracy, C. R. 1976. A model of the dynamic exchanges of water and energy between a terrestrial amphibian and its environment. Ecological Monographs 46:23–326.

Zug, G. R., L. J. Vitt, and J. P. Caldwell. 2001. Herpetology: An Introductory Biology of Amphibians and Reptiles. Academic Press, San Diego, CA. Pp. 630.

Capítulo 2

Higiene y Control de Enfermedades: en Campo y Cautiverio

John Kast[1] y Nick Hanna[2]

[1]*Curador Asistente de Ectotérmicos, Fort Worth Zoo*
1989 Colonial Parkway Fort Worth, TX 76110
jkast@fortworthzoo.org
Fotos por J. Kast

[2]*Curador Asistente de Reptiles y Anfibios, Audubon Zoo*
P.O. BOX 4327 New Orleans, LA 70178
nhanna@audoboninstitute.org

INTRODUCCIÓN

Las poblaciones de anfibios se encuentran en declive mundialmente. Las causas de estos declives varían desde factores directos como destrucción de hábitat, alteración y fragmentación; especies introducidas y sobre-explotación hasta mecanismos más complejos e indirectos incluyendo cambio climático; radiación ultravioleta; contaminantes químicos; enfermedades infecciosas; y deformidades (AmphibiaWeb, 2007). De todas las causas potenciales para el declive de las poblaciones solo una *enfermedad infecciosa* ha sido indicada como causa de declive tanto en poblaciones silvestres como cautivas (Bradford, 1991; Daszak et al., 2001; Pessier et al., 1999; Young et al., 2007).

Hay muchas enfermedades infecciosas en anfibios, incluyendo, virus, bacterias, mohos acuáticos (Oomycetes), hongos, y agentes parasitarios. Ranas comunes (*Rana temporaria)* y salamandras tigre de Sonora (*Ambystoma tigrinum stebbinsi)* han experimentado eventos de mortalidad masiva, causados por un virus de la familia Iridoviridae, mientras que han sido observadas mortandades de huevos en múltiples especies como resultado de la introducción del moho acuático patógeno *Saprolegnia ferax* (AmphibiaWeb, 2008). Un nuevo patógeno similar al protozoario *Perkinsus* fue

descrito como la causa de una mortalidad masiva entre renacuajos de la rana leopardo sureña (*Rana sphenocephala)* (Davis et al., 2007). Estudios adicionales sugieren que este protista, posiblemente *Dermomycoides* sp*.*, es también la causa de un evento de mortalidad masiva en renacuajos de la, críticamente en peligro, rana de Mississippi (*Lithobates sevosus*) (Cook and Overstreet, 2007). Recientemente, enfermedades emergentes de anfibios tal como el hongo quítrido de anfibios (*Batrachochytrium dendrobatidis; Bd*) y el iridovirus (*Ranavirus* spp.) han sido factores fundamentales en muertes de poblaciones silvestres y en cautiverio de anfibios en todo el mundo (Mao et al., 1999; Young et al., 2007; Voigt, 2001; Zupanovic et al., 1998). Ya sea que hablemos acerca de la transmisión de enfermedad entre anfibios en cautiverio dentro de una sola instalación, entre varias instalaciones, o entre poblaciones silvestres y en cautiverio, la conclusión es la misma: *Nuestras prácticas actuales de mantenimiento de anfibios ya no son aceptables*. De hecho, en muchos casos, pueden facilitar la diseminación de enfermedades entre diferentes poblaciones de anfibios. Este capítulo esta diseñado para reconsiderar el control básico de higiene y enfermedades, tanto en el campo como en cautiverio, con consideración de las amenazas cambiantes que enfrentan los anfibios y el conocimiento que todos los cuidadores de anfibios deberían tener y estar conscientes de los patógenos y enfermedades que afectan a los animales a su cargo (Browne et al., 2007; Densmore and Green, 2007). Las referencias y la lista de recursos adicionales, al final de este capítulo, proveen más información sobre las enfermedades de anfibios.

CAMPO

Definición de Sitio

Cuando se trabaja en condiciones de campo, la primera precaución contra el posible esparcimiento de enfermedad entre poblaciones de anfibios debería ser la definición del sitio o sitios. Definir los límites de un sitio o múltiples sitios puede ser difícil, y los mecanismos para definir las fronteras pueden cambiar de un sitio a otro.

Las fronteras de un sitio dado pueden ser obvias e incluir barreras naturales o hechas por el hombre. Las barreras naturales incluyen cambios en vegetación; referencias geológicas como los picos de montañas o cañadas, o cuerpos de agua discretos como son charcas, arroyos, humedales, o vertientes. Los cuerpos de agua individuales deberían ser tratados como sitios separados (NSW National Parks and Wildlife Service, 2001). Las barreras hechas por el hombre consisten en caminos, desarrollos, o áreas protegidas delineadas tal como son los refugios, parques o reservas. La definición del sitio es más difícil en condiciones cuando no existen barreras naturales o hechas por el hombre. En estos casos los límites del sitio tendrán que ser establecidos por el investigador.

Cuando sea posible, deben de hacerse planes de antemano para trabajar en un solo sitio por salida o tener diferentes grupos trabajando en cada sitio individual para evitar contaminación cruzada. Todas las personas que conduzcan el trabajo de campo en un sitio dado, deben de estar conscientes de los límites y como están definidos.

Higiene del Sitio y Control de Enfermedades

Cuando se conduce un trabajo de campo, deben de ser tomadas ciertas precauciones para reducir el riesgo de diseminar enfermedades. Las enfermedades pueden ser transferidas desde diferentes sitios y a situaciones en cautiverio a través de varios vectores incluyendo calzado, equipo, vehículos, y especímenes.

La higiene y el control de enfermedades se regulan en gran medida por una adecuada limpieza, desinfección y/o esterilización. La *limpieza* involucra la remoción física de restos orgánicos e inorgánicos de los objetos. La limpieza no podrá remover los patógenos de los objetos, pero es un paso necesario que permite a los agentes desinfectantes tener un contacto directo con los patógenos en la superficie real de un objeto. La limpieza es importante antes de desinfectar o esterilizar ya que la mayoría de los agentes se inactivan por residuos orgánicos. *Desinfectar* un objeto lavándolo con un agente químico adecuado (ver Tabla 1) reducirá la carga bacteriana o de patógenos al punto en donde no funcionarán como fuente de infección, pero continuaran

persistiendo en niveles bajos en el objeto. La *Esterilización* por medio del uso de calor, químicos, o radiación removerá toda vida de un objeto (Wright and Whitaker, 2001).

Una vez que un objeto esté limpio, es necesario determinar qué nivel de esterilidad es aceptable. Puede ser difícil y tomar tiempo esterilizar todo el equipo en condiciones de campo. También, el equipo necesario para hacerlo puede no estar disponible. Por lo tanto, desinfectar el equipo con un agente conveniente con un tiempo de contacto apropiado, debe de ser adecuado para el correcto control de enfermedades en el campo (ver Tabla 1). La desinfección de los objetos siempre deberá de ser hecho a una distancia segura de cuerpos de agua, para que la solución infiltre el suelo en lugar de que corra directamente al agua. En condiciones *ex situ*, los objetos pequeños pueden ser esterilizados por calor por medio de un autoclave. Como una recomendación efectiva, la esterilización bajo presión por medio de calor a 71°C por 20 minutos elimina tanto ranavirus como *Bd* (Johnson et al, 2003; Langdon, 1989).

Todo el calzado debe de ser completamente desinfectado antes, entre, y después de que se trabaja en cada sitio. Siempre que sea posible deben usarse botas de hule dada la facilidad de limpieza y desinfección. Botas/zapatos de lona o cuero son más difíciles de desinfectar por completo y solo deben utilizarse cuando no hay botas de hule disponibles. Cuando nos retiramos de un sitio de campo, el calzado debe primero limpiarse de todos los residuos, y luego sumergirse en una solución desinfectante por la cantidad de tiempo adecuada (ver Tabla 1). Después de la desinfección, el calzado de ser enjuagado bien y permitir que se seque completamente, tomando cuidado de que la solución desinfectante no sea introducida en ningún cuerpo de agua. Si es necesario, el tener varios pares de calzado disponibles y guardar los objetos utilizados en bolsas de plástico entre sitio y sitio puede ser una alternativa práctica a la limpieza inmediata. El calzado que sea específico deberá ser etiquetado de acuerdo a donde es utilizado.

Todo el equipo debe de ser desinfectado entre sitios, y de ser posible debe utilizarse equipo específico para cada sitio. El uso de artículos desechables minimiza aún más el riesgo de transmisión de enfermedades. El equipo que no sea desechable debe ser limpiado de todo residuo, remojado en alguna de las soluciones desinfectantes (Tabla 1) por el tiempo adecuado, y luego enjuagado cuidadosamente, tomando precauciones para asegurarse que no se introduzca ninguna porción de la solución desinfectante en ningún cuerpo de agua. Si se trabaja en un solo sitio, el equipo puede ser regresado al laboratorio para su desinfección.

Los vehículos usualmente son menos probables de ser vectores de transmisión de enfermedades que el calzado y equipo de campo, pero aun así deberán ser desinfectados, especialmente si se utilizan para cruzar o entrar a una zona que se conoce esta contaminada. Las ruedas y llantas deben de ser limpiadas de todo residuo y desinfectadas antes de dejar el sitio, usando el mismo desinfectante que se utilizo para el calzado. Siempre recuerde desinfectar calzado antes de subir a un vehículo para prevenir que los patógenos se transfieran al piso o pedales.

Manejo, Colecta y Procesamiento de Especímenes

Cuando se manipulen especimenes en el campo, aun cuando sea dentro del mismo sitio, se deben tomar precauciones para minimizar el riesgo de diseminar patógenos. Para manejar a los especimenes, la mejor opción son los guantes desechables de vinilo o látex. Los guantes con talco deben de ser enjuagados hasta quedar libres del mismo. Debe utilizarse un par nuevo de guantes para cada espécimen. Si no hay guantes disponibles, habrá que lavarse las manos entre los especimenes.

El mayor riesgo de diseminar una enfermedad cuando se manejan especimenes, ocurre cuando los animales son colocados en el mismo contenedor o cuando se reutilizan contenedores sin ser previamente desinfectados. Siempre utilice una bolsa o contenedor por espécimen. No reutilice bolsas para la colecta, y utilice una nueva para cada espécimen. Siempre maneje a los especimenes lo menos posible. Los procedimientos que son rápidos, aun cuando sean potencialmente dolorosos, pueden causar menor estrés que procedimientos prolongados (Speare et al., 2004). Los anfibios tienden a no mostrar señales de estrés inmediatamente después del

manejo; sin embargo, deberá de evitarse el manejo innecesario. El instrumental y material siempre debe ser desinfectado entre especimenes, recordando enjuagar cuidadosamente después del tiempo adecuado. Los especimenes solo deben de ser liberados en el sitio de captura, y cualquier anfibio enfermo o muerto encontrado deberá de ser preservado y sometido a diagnósticos de enfermedad. Ver el Capítulo 3 para métodos de preservación de anfibios para necropsia y patología.

CAUTIVERIO

Muchos de los principios básicos de higiene utilizados en el campo para prevenir la transmisión de enfermedades son aplicables a situaciones de cautiverio. Sin embargo, también deben ser señaladas consideraciones adicionales, incluyendo bioseguridad para aquellos animales que se pretenden reintroducir; recintos, equipo, y mantenimiento adecuados; tratamiento de agua y entrenamiento, procedimientos, y protocolos para el personal.

Áreas de Bioseguridad

Bioseguridad, de acuerdo al Centro Nacional de Salud de Fauna Silvestre del US Geological Survey (USGS) (2007), involucra tres aspectos igualmente importantes: 1) seguridad de los humanos y científicos en el área; 2) descontaminación/desinfección del equipo de campo (especialmente botas y redes) para prevenir el esparcimiento de posibles agentes infecciosos hacia otros sitios y otras poblaciones animales y 3) cuidado cuarentenario (aislamiento) de animales vivos enfermos de otras poblaciones en el campo y en colonias de laboratorio.

El nivel de bioseguridad recomendado para *cada especie* o *grupo de especies* depende de la meta final del programa en cautiverio. Existen cuatro niveles de cuarentena actualmente reconocidos para áreas de bioseguridad:

1. **Cuarentena 1 (Q1)**: para especies albergadas en una instalación fuera de su rango natural con la intención de regresarlas a su ambiente natural.
2. **Cuarentena 2 (Q2)**: para especies albergadas en una instalación dentro de su rango natural (o de geografía similar) con la intención de regresarlas a su medio natural.
3. **Cuarentena 3 (Q3)**: para especies albergadas en una instalación fuera de su rango natural para exhibición o educación, sin posibilidad de que sean retornadas a su ambiente natural.
4. **Cuarentena 4 (Q4)**: para especies que están ingresando a una instalación con el propósito general de exhibición, ya sea que provengan de vida silvestre o de otra instalación.

Estos niveles de cuarentena y los métodos para lograrlos se discuten con más detalle en el Capítulo 3.

Alojamiento

Idealmente, los animales obtenidos de diferentes sitios deben de mantenerse en albergues separados unos de otros así como de otros animales en cautiverio. Esto puede lograrse teniendo áreas individuales separadas por especie, sitio de recolección, o por región (ver Apéndice I para un ejemplo de una instalación Q1; Apéndice II para un ejemplo de una instalación Q2). Otra vez, el grado de separación depende de las metas del programa de cautiverio. En cuartos con múltiples especies, los animales deben de ser albergados en tanques individuales, especie por especie. Cuando se alberguen diferentes especies de un mismo sitio de recolección o región en la misma área, se asume que las especies del mismo sitio ya han sido igualmente expuestas a cualquier patógeno encontrado actualmente en ese sitio.

Las áreas destinadas para albergar a los anfibios, deberán tener equipo como bastidores, repisas, mostradores, y pisos que sean fáciles de lavar/trapear, desinfectar y enjuagar. Un calendario de limpieza y desinfección de todas las superficies expuestas es el lineamiento básico defensivo en contra de la contaminación cruzada (ver Tabla 1).

Los contenedores que alberguen anfibios necesitan estar hechos de materiales que permitan fácilmente su limpieza y desinfección. Se recomiendan materiales no-porosos como el vidrio, fibra de vidrio, o plástico. Previo al alojamiento de cualquier anfibio, estos contenedores deben de ser limpiados, desinfectados, enjuagados y secados cuidadosamente. El mismo procedimiento debe de seguirse cuando un contenedor se desocupa y almacena.

Es ideal el uso de sistemas automatizados para la irrigación y drenaje de los albergues. Esto, no solo disminuirá la carga de trabajo para los cuidadores, también reduce el contacto de los cuidadores con otros albergues y disminuye el potencial de transmisión de enfermedades. Para más información en albergues de anfibios y sistemas automatizados ver el Capítulo 1.

Equipamiento

El uso del equipo apropiado mientras se da mantenimiento a los anfibios, es tan importante como el tipo adecuado de albergue cuando se habla de higiene y control de enfermedades. Equipo como herramientas, guantes, calzado y vestimenta debe de estar designada para su uso de cuarto a cuarto o tanque a tanque dependiendo del nivel de bioseguridad deseado.

Están recomendados para la limpieza de encierros o el manejo de anfibios los guantes desechables de látex o vinilo sin talco. Si se utilizan guantes con talco, éstos deberán de estar enjuagados eliminando el talco previo a su uso. Hay que cambiar de guantes entre encierros y guardarlos en una locación de fácil acceso dentro de las áreas de contención. Cuando se requieran niveles más altos de bioseguridad, es posible que se deban considerar vestimentas adicionales especificas, como son filipinas u overoles desechables tipo Tyvek® (disponibles en la mayoría de proveedores de laboratorio o de ropa protectora) y botas de hule. Ejemplos de esto se discuten más adelante en el Capítulo 3.

Así como con los guantes y la vestimenta, cualquier herramienta que se utilice mientras se da servicio a los albergues, deberá ser específica por contenedor o área. Previo a la desinfección de cualquier herramienta, deberá ser limpiada concienzudamente para remover cualquier materia orgánica. Lo mejor es una rutina de desinfección dual [p. ej.; limpiar, 1er agente desinfectante (p. ej., solución de cloro), enjuague, 2º agente desinfectante (p. ej., solución de amonio), enjuague, secado]. Ver Tabla 1 para agentes desinfectantes, soluciones, y tiempos de exposición.

El material orgánico empleado para decorar los contenedores como musgo, cortezas de corcho, ramas, y plantas no deben de ser reciclados o transferidos entre albergues. Estos artículos son difíciles de desinfectar y proveen una fuente ideal para transferencia de patógenos. Material de decoración no-poroso como platos de agua, escondites de plástico, y algunos tipos de rocas pueden pasar por la rutina de desinfección dual y ser reutilizados. Ver Capítulo 1 para más información referente a materiales para encierros.

Tratamiento del Agua

El tratamiento del agua en un ambiente de cautiverio es de extrema importancia. En muchos casos, el agua sin tratamiento es el vector primario para la transmisión de patógenos. Por ejemplo, *Batrachochytrium dendrobatidis (Bd),* el hongo quítrido de los anfibios, puede ser esparcido por una solo gota de agua contaminada (Voigt, 2001). El tratamiento del agua debe ocurrir tanto en el agua que entra como la que sale. El agua que entra debe estar tratada para contaminantes químicos estándares (cloro, cloraminas, etc.) a través del uso de filtros de carbón, aditivos para el agua, aeración o filtración por osmosis reversa/deionización y reconstitución (ver Capítulo 1 sobre *Agua*). Para sitios de cautiverio dentro de áreas en las que se sabe existen enfermedades relacionadas a anfibios como el *Bd*, es necesario un tratamiento más intensivo del agua. El filtrado del agua a través de filtros de cartucho de un micrón (1µ), fácilmente encontrado en ferreterías, es un método que se ha mostrado exitoso en la remoción de esporas de *Bd*.

El agua de desecho deberá ser transferidas a tanques de colección centrales para su tratamiento antes de ser desechada a las aguas residuales locales, previniendo así la introducción de patógenos foráneos al hábitat local. Antes de mandar el agua a los tanques de recolección central,

el agua deberá de ser colada o filtrada mecánicamente por medio del uso de canastillas de filtración, bolsas, telas, u otros medios para remover desechos sólidos. Grandes cantidades de materia orgánica inhibirán la efectividad de los agentes desinfectantes. Una vez que el agua se colecta puede ser tratada a través del uso de calor, esterilización ultravioleta, o una solución clorhídrica (cloro común) que es neutralizada después al menos por el tiempo mínimo de contacto con tiosulfato de sodio. El tratamiento del agua de desecho puede ser incorporado a la rutina diaria del cuidador, para que ésta sea colectada, tratada y guardada de un día a otro antes de ser desechada. El tratamiento deberá ser efectuado lejos de las áreas de contención de anfibios, para prevenir efectos secundarios dañinos y posibles mortaliades por gases químicos.

Procedimientos para el Personal

El personal es la defensa primaria en contra de la transmisión de enfermedades y debe recibir suficiente entrenamiento para este rol. El personal deberá asumir que todos los recintos están infectados y que los patógenos son fácilmente transmisibles de uno a otro. Los anfibios pueden ser transmisores de enfermedades sin mostrar síntomas de infección infectando así a poblaciones sanas. Siguiendo unas simples rutinas en el manejo diario se puede llegar lejos en la prevención de la transmisión de enfermedades.

La atención de animales reproductores de alta prioridad debe llevarse acabo antes de la de especimenes comunes o que nos están en programas de reproducción. Dentro de un cuarto o una colección, se deben atender primero los contenedores que sean menos probables de tener individuos infectados, como son animales con periodos largos en cautiverio y animales que ya han tenido pruebas negativas para *Bd* y otras enfermedades y que no han mostrado ningún síntoma. El mantenimiento de animales recién llegados a cuarentena debe de ser realizado al final, mientras que animales en cuarentena permanente deben de ser atendidos primero. Esto no significa que los animales deben de ser revisados al final del día, pero deben de ser atendidos después de la colección principal para disminuir el riesgo de transmisión de una enfermedad nueva a una colección existente *limpia* (que se sabe sin infección). Ver el Capítulo 3 para más información de rutinas de mantenimiento y atención para el personal. Las observaciones hechas temprano en el día pueden servir para determinar problemas potenciales que se puedan atender de manera oportuna. Los anfibios que muestren cualquier señal de enfermedad deben de ser atendidos de manera inmediata y aquellos que fallezcan deben de ser sometidos a una necropsia detallada en cuanto sea posible.

Tomando en cuenta estas recomendaciones, se puede desarrollar una rutina de atención direccional en la colección de anfibios dependiente de las instalaciones. Por ejemplo, cuando se lleve a cabo el mantenimiento de un cuarto, empezar siempre en el lado más lejano del cuarto y trabajar hacia la puerta, o siempre trabajar en una rotación en el sentido de las manecillas del reloj dentro del cuarto. Cualquiera que sea la rutina establecida, debe de ser seguida en el mismo orden cada día. De esta manera, en el caso de un brote, este puede ser rastreado y tratado más efectivamente y esperando una perdida mínima de especimenes.

CONCLUSIONES

Los cuidadores deben de repensar sus prácticas de control de enfermedades e higiene conforme incluyan nuevos especimenes de interés para la conservación y al enfrentar enfermedades emergentes (Browne et al., 2007). Siguiendo los pocos lineamientos sencillos discutidos en este capítulo puede llevar a un control efectivo de higiene y enfermedades. Al hacerlo, una institución puede dar grandes pasos en el manejo efectivo de sus programas de anfibios y evitar consecuencias catastróficas.

El error humano o fallas en el equipo pueden llevar a un quebrantamiento del protocolo y los procedimientos, comprometiendo el nivel deseado de aislamiento para cualquier animal. Cualquier ruptura en la bioseguridad debe ser cuidadosamente documentada para que animales nuevos no sean introducidos a circunstancias inciertas. Estas fallas pueden poner retos adicionales para la reintroducción de animales a condiciones silvestres (aquellos en Q1 o Q2) y deben de ser

discutidas con colegas para determinar la mejor manera de actuar, incluyendo miembros del Grupo Consultivo de Anfibios (ATAG, por sus siglas en ingles) de la AZA y el equipo de reintroducción de la especie. Se recomienda esforzarse por incorporar la más alta higiene, estrategias de control y manejo de enfermedades desde el principio, especialmente conforme se creen nuevas instalaciones y se incorporen nuevas especies a programas *ex situ,* pero aun pueden ocurrir fallas; la comunicación puede minimizar los impactos negativos de estos problemas.

Tabla 1. Estrategias de desinfección adecuadas para eliminar *Batrachochytrium dendrobatidis (Bd)* y ranavirus en estudios en campo (Speare et al., 2004). Las concentraciones y los tiempos dados son los mínimos que han mostrado ser efectivos. Las recomendaciones para *Bd* están basadas en Berger (2001) y Johnson et al. (203). Las recomendaciones para ranavirus están basadas en Langdon (1989) y Miocevic et al. (1993)

Propósito	Desinfectante	Concentración	Tiempo	Patógeno eliminado
Desinfección de equipo quirúrgico y otros instrumentos (p. ej., balanzas)	Etanol	70%	1min	*B. dendrobatidis* Ranaviruses
	Vircon	1 mg/ml	1 min	*B. dendrobatidis Ranaviruses*
	Cloruro de Benzalconio	1 mg/ml	1 min	*B. dendrobatidis*
Desinfección de equipo de recolección y contenedores	Hipoclorito de Sodio (cloro)	1%	1 min	*B. dendrrobatidis*
	Hipoclorito de Sodio (cloro)	4%	15 min	Ranaviruses
	Cloruro de didecil dimetil amonio	1 a 1000 dilución	0.5 min	*B. dendrobatidis*
	Secado completo		3 hrs o mas	*B. dendrobatidis*
	Calor	140°F (60°C)	5 min	*B. dendrobatidis*
			15 min	Ranaviruses
	Calor	98.6°F (37°C)	4 hrs	*B. dendrobatidis*
	Esterilización por luz ultravioleta		1 min	Solo Ranaviruses
Desinfección de calzado	Hipoclorito Sodio (cloro)	1%	1 min	*B. dendrrobatidis*
	Hipoclorito Sodio (cloro)	4%	15 min	Ranaviruses
	Cloruro de didecil dimetil amonio	1 a 1000 dilución	1 min	*B. dendrobatidis*
	Secado completo		3 hrs o mas	*B. dendrobatidis*
Desinfección de telas (p. ej., bolsas, ropa)	Lavado caliente	140°F (60°C) o mayor	5 min	*B. dendrobatidis*
	Lavado caliente	140°F (60°C) o mayor	15 min	Ranaviruses

LISTA DE REVISION: FUENTES DE INFORMACION SOBRE ENFERMEDADES DE ANFIBIOS
Página de Enfermedades de Anfibios, www.jcu.edu.au/school/phtm/PHTM/frogs/ampdis.htm
Enfocada a enfermedades significativas asociadas a declives de anfibios.

Grupo Especialista en Anfibios, www.amphibians.org
La Unión Mundial para la Conservación (IUCN, por sus siglas en ingles), la Comisión para la Supervivencia de Especies (SSC, por sus siglas en ingles), Grupo de Trabajo del Declive de Poblaciones Anfibias (DAPTF, por sus siglas en ingles), el Grupo Global Especialista en Anfibios (GASG, por sus siglas en ingles), y el grupo de Evaluación Global de Anfibios (GAA, por sus siglas en ingles).

Amphibiaweb, www.amphibiaweb.org
Página de internet mantenida por la Universidad de Berkeley. Incluye información de taxonomía y declives de anfibios.

Medicina de la Conservación, www.conservationmedicine.org/amphib.htm

Frog Web, declives de anfibios y malformaciones, www.frogweb.gov
Centro de Informática Biológica del Monitoreo Geológico de los EEUU

Evaluación Global de Anfibios (Global Amphibian Assessment), www.globalamphibians.org
Una valoración comprehensiva del estado de conservación de las especies conocidas a nivel mundial de ranas, sapos, salamandras, y cecilas.

REFERENCIAS

AmphibiaWeb. 2007. Información de conservación y biología de anfibios. Berkeley, California. www.amphibiaweb.org

AmphibiaWeb, 2008. Información de conservación y biología de anfibios: Revisión General de Enfermedades de Anfibios. Berkeley, California. www.amphibiaweb.org

Berger, L. 2001. Diseases in Australian Frogs [PhD thesis]. James Cook University, Townsville, Australia. Pp 330.

Bradford, D.F. 1991. Mass mortality and extinction in a high elevation population of *Rana muscosa*. Journal of Herpetology 25:369-377.

Browne, R.K., R.A. Odum, T. Herman, and K. Zippel. 2007. Facility design and associated services for the study of amphibians. ILAR Journal 48(3):188-202.

Cook, J. and R. Overstreet. 2007. Aspects of the biology of the protistan parasite *Dermomycoides* sp., a lethal pathogen of the Mississippi gopher frog and other Anurans in the southeastern United States. Abstracts from the Joint Meeting of Ichthyologists & Herpetologists. Saint Louis, Missouri. www.asih.org/MeetingAbstracts2007

Daszak, P., Cunningham, A.A., & Hyatt, A.D. 2001. Draft guidelines for international translocation of amphibians with respect to infectious diseases. Attachment 6. *In* Speare, R and Steering Committee (Eds.): Getting the Jump on Amphibian Disease: Developing management strategies to control amphibian diseases. School of Public Health and Tropical Medicine, James Cook University: Townsville, Australia. Pp. 150-156. www.jcu.edu.au/school/phtm/PHTM/frogs/adms/attach6.pdf

Davis, A.K., M.J. Yalsley, M.K. Keel, and J.C. Maerz. 2007. Discovery of a novel alveolate pathogen affecting southern leopard frogs in Georgia: Description of the disease and host effects. EcoHealth 4:310-317.

Densmore, C.L. and D.E. Green. 2007. Diseases of Amphibians. ILAR Journal 48(3):235-254.

Johnson, M., L. Berger, L. Philips, and R. Speare. 2003. Fungicidal effects of chemical disinfectants, UV light, desiccation and heat on the amphibian chytrid, *Batrachochytrium dendrobatidis.* Diseases of Aquatic Organisms 57:255-260.

Langdon, J.S. 1989. Experimental transmission and pathogenicity of epizootic haematopoietic necrosis virus (EHNV) in red fin perch, *Perca fluviatilis* L., and 11 other teleosts. Journal of Fish Diseases 12:295-310.

Lynch, M. 2001. Amphibian quarantine protocols, Attachment 6. *In* Speare, R and Steering Committee (Eds.): Getting the Jump on Amphibian Disease: Developing management strategies to control amphibian diseases. School of Public Health and Tropical Medicine, James Cook University: Townsville, Australia. Pp. 157-161. www.jcu.edu.au/school/phtm/PHTM/frogs/papers/attach6-lynch-2001.pdf

Mao, J., D.E. Green, G. Fellers, and V.G. Chinchar. 1999. Molecular characterization of iridoviruses isolated from sympatric amphibians and fish. Virus Research 63:45-52.

Miocevic, I., J. Smith, L. Owens, and R. Speare. 1993. Ultraviolet sterilisation of model viruses important to finfish aquaculture in Australia. Australian Veterinary Journal (70):25-27.

NSW National Parks and Wildlife Service. 2001. Hygiene protocol for the control of disease in frogs. Information Circular Number 6, NSW NPWS, Hurstville, NSW. Pp 20. www.nationalparks.nsw.gov.au/pdfs/hyprfrog.pdf

Pessier, A.P., D.K. Nichols, J.E. Longcore, and M.S. Fuller. 1999. Cutaneous chytridiomycosis in poison dart frogs (*Dendrobates* spp.) and White's tree frogs (*Litoria caerulea*). Journal of Veterinary Diagnostic Investigations 11:194-199.

Speare, R., L. Berger, L.F. Skerratt, R. Alford, D. Mendez, S. Cashins, N. Kenyon, K. Hauselberger, J. Rowley. 2004. Hygiene Protocol for handling amphibians in field studies. Amphibian Diseases Group, James Cook University, Townsville, Australia. Pp. 4. www.jcu.edu.au/school/phtm/PHTM/frogs/field-hygiene.pdf

USGS. 2007. Collection, preservation and mailing of amphibians for diagnostic examinations. USGS National Wildlife Health Center Publication, Washington, D.C. www.nwhc.usgs.gov/publications/amphibian_research_procedures/specimen_collection.jsp

Voight, L. 2001. Frog hygiene for captive frogs. The Frog and Tadpole Study Group of NSW, Inc., Rockdale, NSW. Pp. 1-4. http://fats.org.au/Publications_files/FF806.pdf

Woodhams, D.C., R.A. Alford, and G. Marantelli. 2003. Emerging disease of amphibians cured by elevated body temperature. Diseases of Aquatic Organisms 55:65-67. www.int-res.com/articles/dao2003/55/d055p065.pdf
Wright, K.M. and B.R. Whitaker. 2001. Amphibian medicine and captive husbandry. Pp. 301-307.

Young, S., L. Berger, and R. Speare. 2007. Amphibian chytridiomycosis: strategies for captive management and conservation. International Zoo Yearbook 41:1-11. www.jcu.edu.au/school/phtm/PHTM/frogs/papers/young-2007.pdf

Zupanovic, Z., C. Musso, G. Lopez, C.L. Louriero, A.D. Hyatt, S. Hengstberger, and A.J. Robinson. 1998. Isolation and characterization of iridoviruses from the giant toad *Bufo marinus* in Venezuela. Diseases of Aquatic Organisms 33:1-9.

Capítulo 3

Lineamientos de Cuarentena para Anfibios

Shannon T. Ferrell, D.V.M., D.A.B.V.P., D.A.C.Z.M.

Veterinario Asociado, Fort Worth Zoo
1989 Colonial Parkway Forth Worth, TX 76119-6640
sferrell@fortworthzoo.org

Aviso: Todas las clasificaciones y recomendaciones a continuación fueron creadas para formar una base de información sobre decisiones de manejo de anfibios dentro de instalaciones de miembros de la AZA. Las recomendaciones representan la calidad óptima de cuidados los cuales pueden no ser posibles financiera o físicamente, dadas las limitaciones particulares de cada instalación. Por lo tanto, este documento no debe ser interpretado como norma estricta, sino como una serie de sugerencias que pueden mejorar los programas de cuidado y conservación de anfibios dentro de las instituciones participantes. El documento también puede ser usado para asegurar que los más altos estándares recomendados posibles (como son los de tratamientos de aguas sucias y desecho de residuos sólidos) sean incorporados en los planes para nuevas instalaciones de anfibios. A través del tiempo, el reconocimiento de nuevas enfermedades y tecnologías puede y debe ser utilizado para modificar la información encontrada dentro de este documento.

TIPOS DE CUARENTENA

- **Cuarentena 1 (Q1):** *Fuera de su rango natural con intención de regresar a vida silvestre.* Estos animales no son de la localidad donde se encuentran las instalaciones. Las principales preocupaciones son tanto la entrada como la salida de patógenos de este grupo de cuarentena, ya que cualquiera de las dos implica una nueva interacción hospedero/enfermedad con efectos potencialmente fatales.
- **Cuarentena 2 (Q2):** *Dentro de su rango natural con intenciones de regresar a vida silvestre.* Estos animales silvestres son de la localidad donde se encuentran las instalaciones. La preocupación principal es la entrada de un patógeno nuevo al grupo en cautiverio, desde fuera de las instalaciones (p. ej., un nuevo agente infeccioso que se haya adentrado a un rango geográfico, al tiempo que se extraen especimenes para las instalaciones, exponiendo a riesgo a toda la colección en cautiverio).
- **Cuarentena 3 (Q3):** *Fuera de rango natural para exhibición, educación, e investigación; sin posibilidad de regreso a vida silvestre en su rango natural.* Estos son animales en la colección estándar de un zoológico o acuario, designados para educación, exhibición, o investigación. Aunque no se vayan a liberar, se pueden considerar en un estado de semi-cuarentena, ya que no están expuestos a animales fuera de la colección.
- **Cuarentena 4 (Q4):** *Entrando a las instalaciones.*
  Estos animales están llegando a la colección de vida silvestre o de otras instituciones. Pueden traer enfermedades, nativas o no-nativas al rango natural o a la colección. Todos los especimenes que entren a las instalaciones deben completar un régimen de entrada-cuarentena completo (Q4) sin importar la designación final (Q1-Q3).

INSTALACIONES DE CUARENTENA

Historia natural del animal

Previo al desarrollo de un plan de colección por especie y a la construcción de cualquier instalación/cuarto, es importante estar familiarizado con la historia natural de la especie en cuestión. Un conocimiento de la temperatura, humedad, y los requerimientos de luz con atención adicional otorgada al temperamento conductual puede y debe influenciar en gran medida la construcción de las instalaciones. Muchas especies requieren calidades de agua y temperaturas específicas para una óptima alimentación y reproducción, lo cual pone serias demandas en la construcción y utensilios, y que requieren de planeación y presupuestos por adelantado.

Ubicación

- Cuarentena 1, 2, y 4 – Ubicación estándar *preferida* de la Instalación de Cuarentena para Anfibios
  La instalación de cuarentena es un edificio completamente separado de la colección cosmopolita de animales. Solo una especie o un ensamblaje de especies (un grupo de fauna anfibia que ocurre naturalmente en el rango) están permitidos por cuarto. Las instalaciones que albergan especies individuales o ensamblajes de especies en contenedores individuales, unidades auto-contenidas [como son contenedores de barco (Centro de Investigación de Anfibios, 2007)] pueden tener ventajas sobre un único edificio dedicado únicamente para esto.
- Cuarentena 1, 2, y 4 – *Estándares mínimos* para la ubicación de la Instalación de Cuarentena para Anfibios
  En una colección cosmopolita de animales, el espacio dedicado deberá consistir de cuartos aislados que contengan una sola especie o ensamblaje de especies (como fue descrito arriba para los estándares preferidos). El servicio de mantenimiento de estos animales debe de llevarse a cabo primero en el día, antes de atender a los animales de la colección cosmopolita. Es importante para los administradores comprender que estos cuartos comprenden la Instalación de Cuarentena para Anfibios; el personal debe ducharse a la salida o una acción equivalente mínima **ANTES** de manejar animales de la colección que no se encuentren bajo cuarentena.

Cuartos

- Superficies
  Las paredes, pisos, y techos deben de ser impermeables a los fluidos, facilitando la limpieza e incrementando la sanidad.
- Instalación Eléctrica
  Durante la limpieza de anfibios acuáticos es frecuente que se salpique agua, de tal forma que todos los enchufes eléctricos deben de contar con interruptores con circuito de falla de tierra (GFCI, por sus siglas en ingles).
- Controles ambientales (Para más información en los siguientes temas, ver Capitulo 1)
  - *Temperatura:* Los cuartos deben de tener la capacidad de ajustar la temperatura para cubrir los rangos naturales para la especie y ser capaces de variación independiente dentro de las instalaciones, de tal forma que cada cuarto pueda mantenerse a una temperatura individual. Idealmente, las temperaturas dentro de un cuarto, deben de ser más calientes durante el día con un pequeño decremento nocturno para simular las fluctuaciones ambientales.
  - *Humedad:* La humedad puede ser incrementada con el uso de humidificadores portátiles independientes, sistemas nebulizadores, o cambiando el diseño de los albergues para optimizar la humedad. Los anfibios no acuáticos, usualmente necesitan humedad alta que puede ser provista por medio del uso de un sustrato de musgo para mantener el ambiente del contenedor a un nivel de humedad óptimo.
  - *Luz:* Los cuartos y contenedores deben de ser capaces de niveles de iluminación independientes basados en los ciclos de luz requeridos (la mayoría de los anfibios requieren por lo menos de 8-12 horas de luz diaria). La iluminación con espectro completo es recomendada para proveer de luz ultravioleta-B (UVB) y UVA.

Contenedores

Se pueden utilizar tanques de vidrio, fibra de vidrio o plástico. Los plásticos que se usan para almacenar alimentos humanos son los mejores ya que cualquier otro tipo de plástico industrial puede filtrar toxinas al agua. Con frecuencia se emplean contenedores de plástico para almacenaje de comida (19-57 lts.) con tapas ventiladas fabricadas a la medida. Las dimensiones del tanque varían con el tamaño y número de animales albergados. Se pueden adicionar drenajes a los tanques para poder cambiar el agua y tener flujo constante si se requiere (ver la sección de *Agua* abajo para información de plomería). Los contenedores opacos y el uso de escondites (tubos de PVC, tejas de cerámica, ollas de cerámica, etc.) reducen el estrés y promueven el crecimiento. Los encierros colocados en estantes con desnivel promueven drenaje e higiene, maximizan espacio de almacenamiento y mejoran el acceso a través de la tapa por la parte de arriba. Como muchas especies pueden escapar escalando o saltando del encierro, las tapas deben de estar bien ajustadas y aseguradas. Para más información de encierros, ver el Capítulo 1.

Agua

- Tipos deseados
  - *Agua libre de enfermedades*: Agua adquirida de fuentes que se determinen libres de enfermedades relacionadas a anfibios.
  - *Agua tratada*: Agua tratada para salvaguardar a los habitantes en contra de la transmisión de enfermedades
    - Esterilizada por medio de calor a 71°C por 15-20 minutos bajo presión es el método *preferido.*
    - Filtros mecánicos removedores de sedimentos con tratamientos químicos (como cloros o cloraminas) es el método *mínimo*. El uso inapropiado de agentes clorados potencialmente puede llevar a un contacto accidental y catastróficamente fatal de los animales residentes, además de ser una preocupación ambiental. La aireación del agua puede ser utilizada para remover algunos compuestos clorados. Otros agentes (tiosulfato de sodio, AmQuel®+, y/o carbón activado) pueden ser añadidos para un tratamiento químico del agua para remover compuestos clorados. Si se utiliza tiosulfato para la remoción de cloraminas el agua necesitara de tratamiento adicional para remover el amonio (p. ej., zeolita o filtro biológico).
- Fuentes
  - *Ciudad/Pozo*: De bajo costo y utilizada comúnmente. El agua de la llave de las municipalidades contiene niveles letales de cloro o cloraminas que deben ser removidos con aireación por 24-48 horas, tratamiento químicos (tiosulfato de sodio o AmQuel®+), y/o filtración con carbón activado. El carbón activado es mucho más efectivo en la remoción de las cloraminas que la aireación. El agua de pozo y de la llave puede contener restos de químicos tóxicos que pueden ser letales para los anfibios, haciendo el uso de carbón activado el tratamiento preferido. Tanto el agua de la llave como la de pozo deben revisarse los niveles de pH y otros niveles de calidad de agua para asegurarse que estén dentro de los parámetros para la especie que se mantiene. En algunas fuentes de agua se tendrá que manipular el pH con aditivos químicos o buffers para que sean adecuadas para el uso con algunas especies de anfibios.
  - *Embotellada:* Destilada o tratada por osmosis reversa (OR)
    Costosa para una operación a gran escala; el agua destilada o tratada por ósmosis reversa, generalmente no tiene un balance adecuado de electrolitos y puede ser fatal para los anfibios si no es rebalanceada con sustancias buffer, electrolitos y ajustado el pH (Ver Capítulo 1 respecto a *Tratamiento de Fuentes de Agua*).
  - *Tratada con osmosis reversa en casa*
    Costosa para una operación a gran escala, pero provee la más alta pureza de agua disponible. Solo volúmenes moderados son generados en cualquier momento, lo cual implica una producción diaria por parte del personal. Este método también requiere del rebalanceo y de sustancias buffer con sales y electrolitos para un uso seguro a largo plazo con anfibios (Ver Capítulo 1 respecto a *Tratamiento de Fuentes de Agua*).

- Plomería/sistemas de flujo
    - *Estático:* Sistemas cerrados con agua estática (*tirar y rellenar*)
      Funciona bien para grupos grandes o pequeños. Los contenedores deben de tener un sistema adecuado de drenado y rellenado. Estos sistemas requieren de una labor manual diaria para limpiar y mantener la calidad de agua adecuada en el ambiente confinado.
    - *Sistema de recirculación*: Sistemas cerrados
      Las bombas instaladas pasan el agua a través de filtros mecánicos (p. ej., arena y/o carbón) y biológicos para remover de los recintos los residuos y desperdicios nitrogenados, respectivamente. Los filtros pueden saturarse de residuos y desperdicios si se utilizan con poblaciones muy grandes. Estos sistemas requieren mantenimiento y monitoreo regular para asegurar una adecuada calidad y velocidad de flujo del agua.
    - *Sistemas de flujo continuo:* Sistemas abiertos
      Un flujo constante de agua, entrando y saliendo del acuario, usualmente por medio de una manguera, un sistema de aspersión u otra fuente de goteo, diluye el desperdicio a un nivel no-toxico en el agua del recinto y remueve el agua de desecho y los desperdicios continuamente. Puede ser utilizada un tubo de drenaje elevado para regular la profundidad de las charcas así como para drenar agua del sistema. La temperatura y calidad del agua que entra al sistema debe de ser regulada y tratada para asegurar que no contengan compuestos clorados u otras toxinas. Es necesario un monitoreo constante para prevenir fluctuaciones de temperatura a rangos extremos y desbordamiento causado por un drenaje bloqueado.
- Pruebas de Calidad de Agua
  Semanalmente deben de realizarse pruebas en Q4 y por lo menos mensualmente en Q1, Q2, y Q3. Se requiere de equipo preciso para las pruebas y el personal debe estar capacitado para su uso correcto. Los equipos electrónicos colorimétricos[1] son altamente precisos y deben ser considerados, pero también tienen un costo elevado. Existen kits de titulación química y pruebas de tiras de inmersión menos costosas, sin embargo estas suelen presentar menos exactitud y precisión que los colorímetros electrónicos.
- Modificación
  La química del agua puede ser manipulada para promover el crecimiento de renacuajos, la reproducción, etc. Hay formulas disponibles que detallan aditivos y cantidades que deben de ser añadidas al agua del tanque según sea necesario (Wright and Whitaker, 2001).
- Desecho
  Ver la sección de *Higiene* más adelante.

MANTENIMIENTO

Identificación

- Identificación morfológica
  Incluye el uso de características físicas como son tamaño, patrones de coloración, dimorfismo sexual (p. ej., almohadillas nupciales en machos, ancho de almohadillas dactilares, etc.), y/u otros marcadores distintivos que identifiquen individuos dentro de la colección. La fotodocumentación es una herramienta valiosa, pero los juveniles de algunas especies cambian dramáticamente conforme maduran.
- Identificación externa
    - *Recorte dactilar*
      Esta opción poco costosa para marcar individuos involucra la amputación quirúrgica de la porción final de dígitos específicos basados en un esquema de codificación con el propósito de marcaje (Donnelly et al., 1994). El tejido removido puede ser guardado para bancos de ADN, para el análisis de reacción en cadena de la polimerasa (PCR por sus siglas en ingles) para detectar *Batrachochytrium dendrobatidis (Bd*; el hongo

[1] Como el Colorímetro Hach® DR/890

quítrido de anfibios), y/u otras investigaciones de enfermedades, si se almacenan adecuadamente.

- *Etiquetas y cuentas*
  Se han colocado bandas elásticas o de alambre removibles alrededor de las cinturas de ranas. Cuentas de plástico han sido cosidas a los miembros de anfibios, utilizando material de sutura no-absorbible que pase a través de la masa muscular y ancla las cuentas permanentemente. Con este método debe tomarse en consideración, el lugar de sujeción en el animal, el peso añadido y el potencial de enganche en la ambientación del exhibidor.
- *Tinta y Marcajes*
  De forma exitosa se han utilizado tatuajes tradicionales y marcajes (calientes o congelados) para marcar a los anfibios (Kaplan, 1959; Clarke, 1971; Daugherty, 1976). Sin embargo, la aplicación de estos métodos varía entre las especies y se deben de hacer pruebas antes de un uso extenso. Seleccione una tinta o método que pueda contrastar con el pigmento de la piel y permanecer legible con el paso del tiempo.
- *Tinta bio-compatible de radiofrecuencia*
  Esta tinta de tatuaje especial emite una señal de identificación específica para el animal y puede ser leída con una radiofrecuencia[2]. Esta es una nueva tecnología y es desconocido su uso en anfibios.

- Identificación interna
  - *Dispositivo de Identificación Microchip (etiquetas PIT)*
    Los microchips implantados subcutáneamente funcionan en diferentes frecuencias y niveles de codificación. Los lectores de algunas compañías solo reconocen y/o identifican frecuencias múltiples, pero la mayoría leen solo su propia frecuencia. La frecuencia ISO (134.2 kHz, código numérico de identidad de 15 dígitos) se está convirtiendo en el estándar mundial, y la mayoría de los distribuidores en EEUU están comenzando a manejar los lectores y chips de frecuencia ISO[3]. Se recomienda pegamento quirúrgico para cerrar el sitio de implante.
  - *Elastómeros inyectables*
    Los elastómeros fosforescentes son inyectados bajo la piel o en el músculo superficialmente (Implantes de Elastómero Visibles o etiquetas *VIE* por sus siglas en ingles)[4]. Existen múltiples colores disponibles, incluyendo elastómeros invisibles que requieren de luz negra para su detección. Hay marcadores de elastómero pre-curado con códigos individuales alfanuméricos impresos de un lado (*VI Alpha)*. Los marcadores implantados pueden migrar.
  - *Etiquetas de Alambre Codificado* (CWT)
    Un trozo corto implantado de alambre de acero inoxidable magnetizado se marca con hileras de números codificados que pueden leerse bajo magnificación. Los marcadores implantados pueden migrar.

Nutrición

- Dieta completa, balanceada
  - *Presa en general*
    La mayoría de los anfibios intentaran comer animales presa solo si estos están vivos y moviéndose. Los animales presa necesitan ser del tamaño correcto o no desataran una respuesta alimenticia. En la medida de lo posible, ofrezca una dieta variada para proveer un rango más amplio de nutrientes y simular mejor una dieta natural. Ver Capítulo 1 para más información referente a dietas de anfibios.
  - *Insectos* – grillos, moscas de fruta, larvas de escarabajo, larvas de polillas de cera, cucarachas, etc.

[2] Sommark Innovations, Inc. Saint Louis, MO

[3] AVID® (125 kHz); Banfield® (125 and 134.2 kHz); Biomark®/Destron Fearing™ (125 and 134.2 kHz); and Trovan® (128 and 134.2 kHz)

[4] Disponible en Northwest Marine Technology, Inc.

  - *Otros invertebrados* – gusanos o langostinos
  - *Peces*- pequeños charales, peces dorados, etc.
  - *Animales pequeños*- roedores, lagartijas, anfibios, pájaros, o salchichas comerciales[5]
- Suplementos
  La mayoría de insectos tendrán que ser espolvoreados con un suplemento vitamínico formulado para asegurarse de una proporción adecuada de calcio a fósforo (Ca:P) en la dieta, así como de la provisión de ciertas vitaminas, como la vitamina A.
- Horario de alimentación
  Varía dependiendo de las necesidades de los animales, pero usualmente es diario para insectívoros pequeños y menos frecuente para anfibios más grandes (cada segundo o tercer día). La obesidad puede ser una consideración, especialmente en anfibios terrestres grandes, así que la frecuencia de ofrecimiento de comidas puede variar desde semanal a mensualmente; el ofrecer insectos vivos mas pequeños entre comidas grandes promoverá el ejercicio.
- Presentación/remoción
  Idealmente, los animales de presa deberán de estar frescos y moviéndose. Si los animales de presa no se consumen dentro de 24 horas, deberán ser removidos para prevenir la contaminación del ambiente y la posible depredación – adversa sobre del anfibio. Algunos insectos como los grillos necesitan una fuente de alimento (un pequeño plato con dieta de grillos o comida para roedores) dentro del acuario del anfibio para prevenir que ataquen al mismo.

Higiene

- Horario de limpieza: Estándar *mínimo* con incremento de frecuencias conforme la biomasa anfibia y las comidas incrementen
  - La frecuencia de cambio de agua depende de la historia natural del animal y el tipo de sistema que se utilice. Un flujo de bajo volumen, continuo, con drenajes de sobrellenado es preferido sobre un método estático (*vaciado y llenado*), y reduce el estrés para los animales. Si se van a utilizar sistemas cerrados, se recomiendan cambios semanales o más frecuentes de agua, dependiendo de si se está empleando un sistema de filtración. Es recomendable hacer el cambio de agua dos horas después de la alimentación para anfibios acuáticos.
  - La limpieza general de todos los recintos deberá hacerse por lo menos semanalmente.
  - La limpieza completa y desarmado de jaulas debería hacerse semanalmente en Q4 y por lo menos bianualmente en Q1, Q2, y Q3.
  - Intente limpiar los recintos a la misma hora del día y en el mismo orden direccional para controlar esparcimiento de enfermedades.
- Estándares para vestimenta, guantes, y uniformes
  - Para cuarentena 1, 2, y 4 – Estándares *preferidos* para trabajar entre especies o ensamblajes de especies:
    Debe de haber disponibilidad de vestimenta y calzado dedicado para cada especie o ensamblaje de especies y el personal debe cambiarse antes de trabajar con un grupo diferente. Puede ser útil la ropa protectora desechable (p. ej., overoles Tyvek®) en este rubro. Idealmente, los cuidadores deberían contar con instalaciones adecuadas para ducharse entre la limpieza de cada especie o ensamblaje de especies albergadas en las Instalaciones de Cuarentena para Anfibios. Se deben utilizar guantes mientras se accede a los encierros de anfibios, y puede ser que se requiera el uso de guantes específicos por contenedores individuales, por especie, o por grupo de fauna, dependiendo del riesgo a patógenos.
  - Cuarentena 1, 2, y 4 – Estándar *mínimo* para trabajar entre especies o ensamblajes de especies:

[5] Salchichas Natural Balance® Reptile Diet

Debe de estar disponible vestimenta y calzado dedicado para cada especie o ensamblaje de especies y se deberá cambiar antes de trabajar con un grupo diferente. Puede ser útil la ropa protectora desechable (p. ej., overoles Tyvek®) en este aspecto. Deben utilizarse guantes mientras se trabaja en los recintos de anfibios, y puede ser que se requiera el uso de guantes específicos para contenedores individuales, por especie o por grupo de fauna dependiendo del riesgo a patógenos.

- Herramientas
  Idealmente, cada especie o ensamblaje de especies tendrá su propio juego de herramientas (redes, fórceps, tubería de succión, cepillos de tallado y esponjas, etc.) que no se tendrá que mover entre recintos/cuartos. Si las herramientas se utilizaran en múltiples recintos dentro de un cuarto, es recomendable que se remojen en una solución de desinfectante específica o múltiple, al menos por 15 minutos. Es posible que las herramientas requieran ser remojadas en desinfectantes específicos o múltiples, antes de su uso, dependiendo de los patógenos a eliminar (ver Capitulo 2 para recomendaciones). Después de cada desinfectante, todas las herramientas necesitarán ser enjuagadas concienzudamente con agua limpia.
- Frecuencia de cambio de sustrato
  Para los sustratos que no puedan ser desinfectados (p. ej., materia orgánica y toallas de papel), el reemplazo completo debe de hacerse diario o semanalmente en Q4 y por lo menos bianualmente en Q1, Q2, y Q3.
- Eliminación de agua de desecho
  El agua de desecho de las instalaciones deberá ser tratada para minimizar el riesgo de exportar patógenos foráneos afuera de las instalaciones y de introducirlos en el área circundante (Brown et al., 2007). La esterilización por medio de calor a 71°C por 15-20 minutos bajo presión es el método *preferido* y matará tanto esporas de *Bd* como ranavirus (Johnson et al', 2003; Langdon, 1989). Como mínimo, el agua de desecho debe recibir un tratamiento con cloro estándar de uso casero (diluciones recomendadas y tiempo de contacto mínimo aún por determinarse) de una manera segura para los anfibios (p. ej., ventilación de vapores químicos y el desecho a un sistema de desagüe en lugar de a los mantos acuíferas locales). El tratamiento de agua de desecho puede ser incorporado a las actividades diarias del cuidador, de tal forma que el agua de desecho sea colectada, tratada y mantenida en el transcurso de la noche antes de ser descargada.
- Eliminación de desechos sólidos
  La eliminación de desechos sólidos de Q1, Q2, y Q4 (y Q3 en el caso que se tenga conocimiento de una epidemia patógena), incluyendo todo el sustrato, accesorios, guantes, etc., deberán ser descontaminados por medio de incineración o calefacción a un mínimo de 71°C por 20 minutos antes de ser desechados. La eliminación por medio de un contenedor de desechos médicos es una alternativa.
- Eliminación de cadáveres
  Para la eliminación de cadáveres, las instituciones deben de seguir los procedimientos de necropsia adecuados. Las opciones aceptables de eliminación final de tejidos incluyen: incineración, digestión de tejidos por medios alcalinos, fijación por alcohol o formalina, o eliminación por medio de un contenedor certificado para desechos médicos.
- Control de plagas
  Las plagas en una instalación pueden actuar como hospederos trasportadores de agentes virales, bacterianos, y parasitarios. El uso de métodos de captura mecánicos es preferido al de agentes químicos ya que muchos de estos (ya sea rociados o almacenados como carnada) pueden afectar la salud de los anfibios por medio de efectos tóxicos directos o al funcionar como desestabilizadores endócrinos.
- Desinfectantes
  No hay desinfectantes ideales que combinen una eficacia amplia contra un amplio espectro de patógenos, baja toxicidad, facilidad de uso y desecho y bajo costo. Un desinfectante debe de ser cuidadosamente elegido basado en todos los factores relevantes. Es altamente recomendado leer las indicaciones del producto para un uso y desecho adecuados del (de los) compuesto(s). El equipo, acuarios y superficies deben de ser limpiados de residuos y enjuagados antes de la aplicación de cualquier desinfectante. La remoción manual previa de

residuos intensifica de gran manera la eficacia del desinfectante aplicado. Los siguientes métodos de desinfección y tiempos de exposición han sido recomendadas para escenarios de anfibios:

- hipoclorito de sodio al 4% (cloro de uso casero) por 15 minutos
- etanol al 70% o 1mg/ml de cloruro de bensalkonio por 1 minuto
- Desecación o exposición a calor de 60°C por 30 minutos

Se debe enjuagar todo el equipo, recintos y superficies con agua limpia después de aplicar un desinfectante (ver Capítulo 2 para más información sobre recomendaciones de higiene y desinfección).

DURACION

- Cuarentena 1, 2, y 4 – Estándares *preferidos* para la duración de la cuarentena
  Todos los animales ingresan a la instalación al mismo tiempo y son dados de alta al mismo tiempo (*todos adentro – todos afuera*). Usualmente sesenta días son necesarios para detectar y tratar por completo los patógenos, antes de la liberación de un área de cuarentena. La duración puede extenderse dependiendo de los resultados clínicos. Los animales no serán liberados de la cuarentena si ocurren mortalidades por causas desconocidas, no identificadas. Si es posible y práctico, debe iniciarse un tratamiento para los animales sobrevivientes. Ningún animal debe de ser liberado de cuarentena hasta que todas las mortandades hayan cesado, se eliminen por completo los problemas de enfermedad y los animales restantes estén alimentándose, defecando y con apariencia sana.
- Cuarentena 1, 2, y 4 – Estándares *mínimos* para la duración de la cuarentena
  Todos los animales ingresan a la instalación al mismo tiempo y son dados de alta al mismo tiempo (*todos adentro - todos afuera*). Treinta días es el periodo mínimo de cuarentena. La duración puede prolongarse dependiendo de los hallazgos clínicos. Los animales no serán liberados de la cuarentena si ocurren mortalidades sin que se identifique una causa de muerte. Si es posible y práctico, el tratamiento debe ser iniciado en los animales sobrevivientes. Ningún animal debe ser liberado de la cuarentena hasta que todas las mortandades hayan cesado, se hayan atendido o eliminado por completo los problemas de enfermedad y el resto de los animales estén alimentándose, defecando y con apariencia saludable.

CUIDADOS MÉDICOS

Registros

Las observaciones diarias de todos los animales deben de estar documentadas. Monitorear el peso corporal semanalmente mientras los animales se encuentren en Q4 y mensualmente para Q1, Q2, y Q3.

Parásitos

- Deben examinarse muestras fecales para determinar presencia de parásitos, semanalmente mientras los animales se encuentren en Q4, y bianualmente para Q1, Q2, y Q3, si no se encuentran programados para una liberación inminente (p. ej., una instalación de corta permanencia). Los animales destinados para liberación inmediata requieren dos muestreos fecales en los 30 días anteriores a su liberación.
- Aunque muchos anfibios llevan una carga comensal de flagelados entéricos que usualmente no requieren de tratamiento, la decisión de dar tratamiento dependerá del parásito, nivel de infestación, agentes antiparasitarios, temperamento de la especie y plan de disposición final. El tratar de eliminar todos los parásitos entéricos y sistémicos por medio de quimioterapéuticos puede estresar a los animales, cambiar su biota entérica y resultar en la muerte del animal. Un veterinario debe hacer un análisis de costos/beneficios antes del tratamiento parasitario.
- Medicamentos disponibles incluyen fenbendazole, ivermectina, y levamisol. Las dosificaciones y la manera de administración, puede variar dependiendo de la especie a la que pertenezca el parásito y el hospedero (Wright and Whitaker, 2001).

Diagnósticos médicos

- Revisiones físicas por un veterinario familiarizado con anfibios
  - *Revisión visual con palpación realizada por lo menos una vez en Q4 y Q1.*
  - *Morfometría:* Registrar el peso y marcas de identificación.
- *Clínicas:* Documentar anomalías físicas y conductuales.
- *Batrachochytrium dendrobatidis (Bd;* el hongo quítrido de anfibios) detección por medio de sondeo de ADN
  - *Realizarlo anterior a cualquier tratamiento por lo menos una vez en Q4 y Q1.*
  - *Laboratorio, costo y método de colección sugeridos:*
    Pisces Molecular LLC, 2200 Central Avenue, Suite F, Boulder, CO 80301-2841, 303-546-9400; US$22/muestra; Someter frotis de piel superficial o raspado colocado en alcohol al 70% (por favor contacte a Pisces para detalles).
- Detección de ranavirus por medio de sondeo de ADN
  - *Realizarlo anterior a cualquier tratamiento por lo menos una vez en Q4 y Q1.*
  - *Laboratorio, costo y método de colección sugeridos:*
    Universidad de Florida, contacto April Childress, 2015 SW 16th Ave, Building 1017 Room V2-238, Gainesville, FL 32608, Teléfono 352-39204700 x 5775; US$60/muestra; Someter frotis o tejido (la muestra sugerida para animales vivientes es un frotis de cloaca).
- Hematologia/bioquímicas
  Dependiente del tamaño del espécimen, es seguro colectar hasta el 1% del peso corporal de un animal saludable. Considere no colectar sangre de especímenes que pesen menos de 50g., por consideraciones de seguridad. El uso correcto de tricaína metasulfonato (MS-222) puede facilitar la colección de sangre con una reducción de estrés y problemas adversos. Sólo un veterinario o individuo entrenado debe realizar la anestesia, ya que pueden ocurrir mortalidades.
  - *Realizar por lo menos un panel sanguíneo completo en animales de Q4 y Q1.*
  - *Laboratorio y costo sugerido*
    Utilice **cualquier laboratorio de diagnostico veterinario** que trabaje muestras de reptiles. Un panel hematológico y de bioquímicas costara aproximadamente US$30 en la mayoría de laboratorios nacionales (en EEUU) para anfibios. Actualmente, existen pocos valores normales para especies en la base de datos del *Sistema de Información Internacional por Especie (ISIS,* por sus siglas en ingles), dificultando algo la interpretación de los resultados. Basado en las necesidades de diagnóstico, el laboratorio puede tener la necesidad de diseñar un panel hematológico y de bioquímica completo, pero si existe una limitación por costo se aplican aquellos existentes para especies de reptiles. Conforme se diseñen y sometan más paneles específicos de anfibios a la base de datos de *ISIS,* el valor diagnóstico de cualquier resultado incrementa para la población, mejorando el servicio de salud de los anfibios en general.
- Necropsia
  Todos los animales, a su muerte son sometidos a una necropsia general con un reporte generado para el registro medico. Las necropsias deben llevarse a cabo por un veterinario o individuo entrenado para maximizar la información diagnóstica. Los cadáveres deben de ser refrigerados de inmediato si hay cualquier retraso en la ejecución de la necropsia. No congele el cadáver antes de la necropsia. Si existe un retraso significativo anterior a la necropsia haga una incisión en la cavidad celómica y sumerja el cadáver completo en formalina al 10% buferizada. Los animales que se encuentren autolisados y/o desecados son de poco valor diagnóstico ya que los tejidos se degradan rápidamente. Envíe un historial reciente y análisis de calidad de agua con el cadáver.
  - *Colección de muestras para histopatología*
    Las muestras de un animal fresco son ideales. La muestras deben estar colocadas en formalina al 10% buferizada. Los animales pequeños (menores a 10-20g) pueden ser colocados intactos en formalina si se hace una incisión pequeña en la cavidad interna, permitiendo que la formalina penetre en la cavidad del cuerpo. Los tejidos de animales más grandes deben ser colectados por un veterinario o individuo entrenado. Se

sugiere que se congelen y guarden en todas las necropsias porciones de hígado de manera rutinaria. Si múltiples animales mueren de un brote de enfermedad al mismo tiempo, congele la mitad de los especimenes a -57°C para futuras pruebas diagnósticas secundarias y realice las necropsias e histopatologías en los animales fallecidos restantes. Los tejidos serán entonces enviados a un patólogo familiarizado con enfermedades de los anfibios. El patólogo debe generar un reporte para el registro médico, siendo entonces utilizado para tomar decisiones de manejo.

- *Recolección de muestra para diagnósticos adicionales*
  - Recolección de muestras de piel para pruebas de *Bd (*ver *detección de Bd por medio de sondeo de ADN* arriba).
  - Recolección de frotis de cloaca o muestra de hígado para detección de ranavirus (ver *detección de Ranavirus por sondeo de ADN* arriba).
  - Si está organizado por un veterinario, se pueden someter muestras adicionales a microscopia electrónica (en un fijador de glutaraldehido) o para cultivo viral (medio especial requerido).
- *Desecho de cadáveres*
  Para desechar cadáveres, las instituciones deben seguir procedimientos de necropsia apropiados. Opciones aceptables para el desecho de tejidos incluyen la fijación en formalina o alcohol, incineración, digestión alcalina de tejidos o desechado por un transportista de desechos médicos certificado.

Tratamientos

- *Profilaxis y tratamiento para Bd*
  - Se sugiere un tratamiento profiláctico, primariamente para los anfibios que arriban de una colección o sitio de campo confirmado positivo para *Bd*, o si se identifican animales positivos para *Bd* por medio de las pruebas. Los especimenes destinados para liberación de Q1 o Q2 requieren de un tratamiento mínimo de 5 días para *Bd* (listado abajo) a completarse inmediatamente antes de la liberación. Los animales que resulten positivos para *Bd* (y sus compañeros de recinto) deben ser tratados y re-examinados una semana después del tratamiento. Pueden requerirse múltiples ciclos de tratamiento para eliminar por completo la infección de *Bd*.
  - Tratamiento: El autor recomienda baños en itraconazole diluido a una concentración de 0.01% (en 0.6% salino) de 15 a 60 minutos diarios por 5 días como régimen profiláctico para animales destinados a liberación. Para tratamiento de animales que se sabe son positivos o han sido expuestos a positivos, se recomienda un baño de itroconazole al 0.01% de 5 minutos diarios por 11 días (Nichols and Lamirande, 2000). Para el tratamiento, los animales son colocados en un contenedor plástico y se permite que se remojen con sus dígitos y superficie ventral de su abdomen cubierto por la solución.
- Terapias antibacterianas
  Administrar antibióticos con actividad bactericida contra Gram negativos (-) previo a períodos de estrés. La dosificación y modo de administración puede variar basado en las especies (Wright and Whitaker, 2001)
- Otros patógenos o enfermedades
  Consulte con el personal veterinario para tratamiento.

ACTIVIDAD EN EL SITIO DE LIBERACION

- Evaluación
  Un veterinario o persona capacitada debe realizar una última observación visual de todos los especimenes previo a la liberación y retener cualquier animal con apariencia o comportamiento anormal.
- Adaptación
  Ya sean acuáticos o terrestres, el agua y/o ambiente del recinto de los animales debe ser lentamente ajustado a los parámetros a los que entrarán al momento de su liberación. Hay que proveer el sombreado y protección de depredación apropiados durante el tiempo de adaptación después de liberación.

REFERENCIAS

Amphibian Research Centre. 2007. Amphibian Research Centre Web tour, ARC Containers: On the Inside. http://frogs.org/au/arc/container.php.

Browne, R.K., R.A. Odum, T. Herman, and K. Zippel. 2007. Facility design and associated services for the study of amphibians. ILAR Journal 48(3):188-202.

Clarke, D.R., Jr. 1971. Branding as a marking technique for amphibians and reptiles. Copeia 1971:148-151.

Daugherty, C.H. 1976. Freeze branding as a technique for marking anurans. Copeia 1976:836-838.

Donnelly, M.A., C. Guyer, J.E. Juterbock and R.A. Alford. 1994. Techniques for marking amphibians. *In* W.R. Heyer, M.A. Donnelly, R.W. McDiarmid, L.C. Hayek, and M.S. Foster (eds.): Measuring and Monitoring Biological Diversity, Standard Methods for Amphibians. Smithsonian Institutions Press, Washington, D.C. Pp 279-282.

Johnson, M., L. Berger, L. Philips, and R. Speare. 2003. Fungicidal effects of chemical disinfectants, UV light, desiccation and heat on the amphibian chytrid, *Batrachochytrium dendrobatidis.* Diseases of Aquatic Organisms 57:255-260.

Kaplan, H.M. 1959. Electric tattooing for permanent identification of frogs. Herpetologica 15:126.

Langdon, J.S. 1989. Experimental transmission and pathogenicity of epizootic haematopoietic necrosis virus (EHNV) in red fin perch, *Perca fluviatilis* L., and 11 other teleosts. Journal of Fish Diseases 12:295-310.

Nichols, D.K. and E.W. Lamirande. 2000. Treatment of cutaneous chytridiomycosis in blue-and-yellow poison dart frogs (*Dendrobates tinctorius*) (abstract). In Proceedings: Getting the Jump on Amphibian Disease, Cairns, Australia, 26-30 August 2000. Pp. 51.

Wright, K.M. and B.R. Whitaker. 2001. Amphibian Medicine and Captive Husbandry. Pp 301-307.

Capítulo 4

Lineamientos para el Manejo de Poblaciones de Anfibios

Editado por Kristine Shad

Associate Population Biologist; Co-Chair Amphibian Population Management Committee
AZA Population Management Center
kschad@lpzoo.org

INTRODUCTION

Compilado por Brandie Smith, Association of Zoos and Aquariums

El mantenimiento de la variación genética en una población incrementa la probabilidad tanto de su mantenimiento a largo como a corto plazo incluyendo a sus individuos. Como base de la evolución, la variación genética permite a las poblaciones adaptarse a los cambios ambientales (Allendorf 1986; Lewontin 1974; Selander 1983) y muchos estudios han mostrado sus beneficios al estado físico individual (Hedrick et al. 1986; Allendorf and Leary 1986; Ralls et al. 1995; Lacy et al. 1993; Wildt et al. 1987). Las poblaciones pequeñas son especialmente susceptibles a la pérdida de variación genética a través del proceso de deriva genética (Nei et al. 1975). Esta fluctuación al azar en frecuencias alélicas puede impactar fuertemente la composición genética de las poblaciones pequeñas, acelerando su desaparición.

La ciencia del manejo de poblaciones ha avanzado enormemente a través de programas desarrollados para poblaciones cautivas (Ballou and Lacy 1995; Lacy et al. 1995; Ballou and Foose 1996). Zoológicos y acuarios manejados profesionalmente mantienen poblaciones de animales con propósitos de exhibición, conservación, investigación y educación (Hutchins and Conway 1995). Ya que estas poblaciones son pequeñas y están muy dispersas, son manejadas cooperativamente a través de programas de reproducción en cautiverio como los Planes de Supervivencia de Especies (SSP®) y Planes de Manejo de Poblaciones (PMP) de la Asociación de Zoológicos y Acuarios (AZA), los Programas de Manejo de Especies Australiasiáticas (ASMP) de la Asociación Regional de Zoológicos y Acuarios de Australasia (ARAZPA) y los Programas de Especies en Peligro (EEP) de la Asociación Europea de Zoológicos y Acuarios (EAZA)[1]. A través de estos programas, se realizan recomendaciones específicas de reproducción para ayudar a mantener poblaciones sostenibles que son genéticamente diversas y demográficamente estables.

La meta del manejo genético en cautiverio es detener la evolución. Más específicamente, el manejo se realiza para minimizar cambios en el pool génico para retener tantas características genéticas de los fundadores de la población como sea posible (Ballou and Lacy 1995). Los

1 Existen también programas cooperativos de conservación de la AZCARM llamados Programas de Estrategias de Colaboración para la recuperación de Especies (ECRES)

fundadores son individuos que se asume no están relacionados entre sí y que tienen descendientes vivos. Actualmente es posible retardar la pérdida de diversidad genética en poblaciones con pedigrí a través del manejo intensivo. La constitución genética de toda una población puede ser examinada por la información guardada en el pedigrí, se pueden realizar recomendaciones de reproducción animal por animal y se pueden evaluar los efectos del manejo a largo plazo.

La estrategia actual usada mundialmente por programas cooperativos de reproducción en cautiverio para minimizar la pérdida de diversidad genética, empareja individuos de acuerdo a su valor medio de parentesco (MK) (Ballou and Lacy 1995). Bajo esta estrategia, la importancia genética de un individuo puede ser evaluada basándose en el número y grado de familiares que este tiene en la población. Individuos con la menor media de parentesco son reproductores prioritarios. El parentesco medio ha probado ser la mejor estrategia para mantener la diversidad genética en poblaciones con pedigrí probado contra otras alternativas tanto en modelos computacionales (Ballou and Lacy 1995) y con organismos vivos (Montgomery et al. 1997). El parentesco medio solamente es efectivo cuando se conoce todo el pedigrí y los emparejamientos pueden ser controlados. Esta estrategia es práctica para muchas especies en cautiverio tales como elefantes, dragones de Komodo, buitres, pero impráctica para especies con poca información o aquellas en las que tenemos menos control en los emparejamientos. Para estas especies, las recomendaciones son más indulgentes al tratar de minimizar el entrecruzamiento y prevenir la fijación de alelos en sub-poblaciones.

La Clase Anfibia incluye tres Ordenes – Anuros (ranas y sapos), Cecilidos y Caudados (salamandras y tritones) – y cubre más de 6,000 especies que exhiben un amplio rango de historias naturales y estrategias reproductivas. Aunque algunos anfibios siguen un modelo reproductivo que permite identificación individual, conociendo el parentesco y controlando los emparejamientos, muchas otras no.

Además, son muy importantes las consideraciones conductuales al mantener poblaciones de anfibios cautivas y pueden necesitarse condiciones específicas ambientales para lograr la reproducción en programas de reproducción en cautiverio (Pramuk and Gagliardo 2008).

Consecuentemente muchas especies de anfibios en cautividad no se amoldan al modelo de parentesco medio y un diverso rango de técnicas de manejo específicas deben ser implementadas para maximizar el mantenimiento de la diversidad genética. Estas técnicas son el tema de estos “Lineamientos de Manejo de Poblaciones de Anfibios.”

REFERENCIAS

Allendorf F. 1986. Genetic drift and the loss of alleles versus heterozygosity. Zoo Biology 5:181-190.

Allendorf F.W. and Leary R.F. 1986. Heterozygosity and fitness in natural populations of animals. In Soulé M.E. (ed.) Conservation Biology: The Science of Scarcity and Diversity. Sunderland, MA: Sinauer Associates. p. 57-76.

Ballou J.D. and Foose T.J. 1996. Demographic and genetic management of captive populations. In Kleiman D.G., Lumpkin S., Allen M., Harris H., Thompson K. (eds.) Wild Mammals in Captivity. Chicago, IL: University of Chicago Press. p. 263-283.

Ballou J.D. and Lacy R.D. 1995. Identifying genetically important individuals for management of genetic diversity in pedigreed populations. In Ballou J.D., Foose T.J., Gilpin M. (eds.) Population Management for Survival and Recovery. New York, NY: Columbia University Press. p. 76-111.

Hedrick P.W., Brussard P.F., Allendorf F.W., Beardmore J.A., and Orzack S. 1986. Protein variation, fitness and captive propagation. Zoo Biology 5. 91-99.

Hutchins M. and Conway W.G. 1995. Beyond Noah's ark: the evolving role of modern zoological parks and aquariums in field conservation. International Zoo Yearbook 34:117-130.

Lacy R., Ballou J.D., Princée F., Starfield A. and Thompson E.A. 1995. Pedigree analysis for population management. In Ballou J., Gilpin M., Foose T. (eds.) Population Management for Survival and Recovery. New York, NY: Columbia University Press. p. 57-75

Lacy R., Petric A., and Warneke, M. 1993. Inbreeding and outbreeding in captive populations of wild animal species. In Thornhill, N. (ed.) The Natural History of Inbreeding and Outbreeding. Chicago, IL: University of Chicago Press. p. 352-374.

Lewontin, RC. 1974. The Genetic Basis of Evolutionary Change. New York, NY: Columbia University Press.

Montgomery M.E., Ballou J.D., Nurthen R.K., England P.R., Brisco D.A., and Frankham R. 1997. Minimizing kinship in captive breeding programs. Zoo Biology 16: 377-389.

Nei M., Maruyama T., and Chakraborty, R. 1975. The bottleneck effect and genetic variability in populations. Evolution 29:1-10.
Pramuk J.B. and Gagliardo R. 2008. General Amphibian Husbandry. In Poole V and Grow s (eds.) Amphibian Husbandry Resource Guide. Pp 4-52.
http://www.aza.org/ConScience/Documents/Amphibian_Husbandry_Resource_Guide_1.0.pdf

Ralls K., Ballou J.D., and Templeton A. 1995. Estimates of lethal equivalents and the cost of inbreeding in mammals. In Ehrenfeld D. (ed.) Readings from Conservation Biology: Genes, Populations and Species. p. 192-200.

Selander R.K. 1983. Evolutionary consequences of inbreeding. In Schonewald-Cox C.M., Chambers S.M., MacBryde B., Thomas L. (eds.) Genetics and Conservation: A Reference for Managing Wild Animal and Plant Population. Menlo Park, CA: Benjamin/Cummings. p. 201-215.

Wildt D.E., Bush M., and Goodrowe K.L. 1987. Reproductive and genetic consequences of founding isolated lion populations. Nature 329:328-31.

MANEJO DE DATOS PARA POBLACIONES DE ANFIBIOS

Compilado por Sarah Long and Kristine Schad, AZA Population Management Center

El manejo de poblaciones de anfibios en zoológicos depende de las bases de datos llamados "studbooks." Un studbook es un registro de la historia cronológica de una población manejada. Es compilado de una base institucional con toda la información conocida de cada individuo en la población, incluyendo su parentesco con otros individuos y fechas de nacimientos y muertes. Los studbooks proporcionan datos para análisis demográfico y genético que ayudan a asegurar la supervivencia de las poblaciones en los zoológicos y acuarios. Los studbooks pueden ser creados fácilmente utilizando programas como SPARKS o PopLink (ver más abajo).

DEMOGRAFÍA

Definición: Demografía es la ciencia que estudia cómo el tamaño, estructura y distribución de una población ha cambiado en el pasado y cómo se espera que pueda cambiar en el futuro.
Metas: Alcanzar y mantener tamaños poblacionales deseados, estructuras de edades estables y distribuciones de sexo biológicamente apropiadas.
Implementación: Determinando y recomendando el número de nacimientos que ayudarán a la población a alcanzar sus metas demográficas.
Información requerida: Para planificar el número apropiado de nacimientos, necesitamos conocer información acerca de las capacidades reproductivas de los animales (p. ej., edad de primera y última reproducción, tamaño de postura/camada, intervalo entre nacimientos, probabilidades de reproducción a diferentes edades, etc.) y tasas de mortalidad (probabilidad de morir a diferentes edades, longevidad, etc.).
Datos crudos requeridos: Los datos de reproducción y mortalidad son esencialmente derivados de cuatro piezas cruciales de información — fechas de nacimiento, parentesco u otra medida de monitoreo reproductivo, fechas de muerte y sexo.

GENÉTICA DE POBLACIONES

Definición: Genética de poblaciones es el estudio de cómo se estructura la genética de una población, más específicamente, como la frecuencia de alelos (variantes de genes) están distribuidos dentro y entre poblaciones, y cómo estas distribuciones cambian con el tiempo.
Meta: Preservar la diversidad genética y evitar la consanguinidad.
Implementación: La diversidad genética es mantenida y la consanguinidad es evitada a través de una selección cuidadosa de individuos o grupos reproductores.
Información requerida: En orden de determinar qué machos, hembras, o grupos deben reproducirse, necesitamos saber su pedigrí. Los pedigrí nos dan información acerca del valor genético comparativo de cada animal o grupo (que tan único o comunes pueden ser sus alelos) y su relación entre sí. Si se desconoce o es incierto el parentesco de cada individuo o grupo, entonces las otras variables serán importantes como pistas de cómo los animales pueden estar relacionados (p. ej., fuente, ubicación y fecha de nacimiento o inmigración, etc.).
Datos crudos requeridos: La información del pedigrí y relación está basada en datos de parentesco que están marcados a través de generaciones desde los animales vivos hasta los fundadores nacidos en vida libre.

REGISTROS PARA MANEJO INDIVIDUAL

- Identificación individual, marca y registro de los diferentes fundadores y de sus descendientes si es posible.
    - Use cualquier método factible – microchip, implantes, fotografías de marcas únicas, contenedores separados (tanto para individuos como grupos), etc.
- Parentesco de los individuos
    - Registre el padre y madre siempre que sea posible.
- Sexo de cada individuo si es posible.
- Fecha de nacimiento/eclosión, ubicación y origen.

- Si fue capturado de vida libre, registre la fecha, sitio de colecta, posible relación con otros individuos capturados de vida libre (esto es, muchos anfibios capturados en la misma fuente de agua), y fecha en la que el animal ingresó al cautiverio.
- Si fue nacido en un zoológico/acuario, registre los padres y la ubicación donde fueron capturados.

o La ubicación y transferencia de animales (es decir, movimiento a una nueva exhibición, unión con nuevos individuos/grupo, transferencia a otra institución)
o Composición del recinto (es decir, quien está alojado con quién, en situación de reproducción o no)
o Fecha de muerte, ubicación, causa
    - Anotar si la muerte fue debida a causas naturales vs. eliminación

REGISTROS PARA MANEJO DE GRUPO

DATOS DE ENTRADA INCIALES

o Identificación, marcaje y registro de los diferentes fundadores o grupos fundadores con identificadores únicos.
    - Use cualquier método factible - etiquete cada recinto, etc.
o Haga seguimiento a los recintos, ubicación.
o Origen o parentesco del grupo (fundadores de vida silvestre, partido de otro grupo, combinación de otros grupos). Sea tan específico como sea posible para seguir el pedigrí y la composición genética del grupo
    - Si es capturado de vida libre, registre la fecha, ubicación de colecta, posible relación con otros individuos colectados de vida libre (esto es, muchos anfibios capturados en la misma fuente de agua), y fecha en que los animales ingresaron a cautiverio.
o Composición del grupo (quién está alojado con quién)
o Número de generación (p. ej., fundador, F1, F2, etc.)

COLECTA CONSTANTE DE DATOS

o Haga censos regularmente (semanal, mensualmente o con tanta frecuencia como le sea posible) y registre los datos asociados a esos conteos para identificar:
    - Número de individuos en cada estadío de vida (Huevos/posturas, metamorfos, adultos)
    - Cantidad de cada sexo (si es posible)
    - Número de muertes
        - Causa de muerte(natural o sacrificio por manejo)
o Registre cualquier evento y fecha asociadas con ellos:
    - Tranferencias de grupos (nuevas exhibiciones, información de ubicación)
    - División de grupos (registre la identificación y ubicación de los nuevos grupos)
    - Combinación de grupos (registre la identificación y ubicación de los nuevos grupos combinados)
    - Eventos reproductivos o de desarrollo

REFERENCIAS

Ballou J.D. and Foose T.J. 1996. Demographic and genetic management of captive populations. In Kleiman D.G., Lumpkin S., Allen M., Harris H., Thompson K. (eds.) Wild Mammals in Captivity. Chicago, IL: University of Chicago Press. p. 263-283.

Population Group Management Workshop; 2002 May 16-18; Seattle, Washington. Association of Zoos and Aquariums; 2002.

PROGRAMAS

SPARKS - Análisis de la Población y Programa de Registro de Datos (Single Population Analysis & Records Keeping System, ISIS) es un programa que trabaja en el sistema MS-DOS, diseñado para ser usado en el manejo y análisis de bases de datos de studbooks. Un studbook es un registro electrónico de la historia de una población cautiva. Incluye información de cada individuo en una población, incluyendo pedigrí y fechas de nacimiento/muerte y transferencia entre instituciones. El studbook registra toda la historia de cada individuo en una población; estas historias colectivas describen la identidad genética y demográfica de la población.

El programa SPARKS está disponible para todos los miembros de ISIS (del inglés International Species Information System) en el CD de instalación.

PopLink es un programa de computadora basado en Windows diseñado para manejar y analizar bases de datos de studbook. Similar a SPARKS, PopLink puede ayudar a mantener, analizar y exportar los datos de una población cautiva que son relevantes para su manejo genético y demográfico. PopLink puede importar y exportar un studbook desde o hacia SPARKS, el cual es el programa que se está utilizando actualmente para manejar las bases de datos de los studbook. Los encargados de los studbook pueden usar rastrear y mantener todos los datos relevantes de una especie dentro de los zoológicos. Los biólogos poblacionales pueden utilizar PopLink para almacenar datos analíticos, la versión del studbook utilizada en los análisis demográficos y genéticos, en los cuales se basan las decisiones de manejo. PopLink contiene muchas herramientas que asisten en el desarrollo y mantenimiento de los datos analíticos necesarios para el manejo. PopLink fue desarrollado por el Lincoln Park Zoo.

PopLink es distribuido gratis por el Lincoln Park Zoo y puede ser descargado desde www.lpzoo.org/poplink.Cualquier pregunta o comentario puede ser hecha directamente a software@lpzoo.org.

El programa **PM2000** provee una serie de herramientas para análisis genético y demográfico y para el manejo de poblaciones animales con pedigrí (un studbook). PM2000 combina las capacidades de los programas GENES (desarrollado por Robert Lacy, Chicago Zoological Society), DEMOG (desarrollado por Laurie Bingaman-Lackey y Jon Ballou, National Zoological Park), y CAPACITY (desarrollado por Jon Ballou), y además se le han anexado nuevas características. PM2000 fue desarrollado por JP Pollak (Cornell University), Bob Lacy, y Jon Ballou.

PM2000 puede descargarse gratis desde http://www.vortex9.org/pm2000install.zip

Otras herramientas de manejo poblacional están actualmente en desarrollo por parte de la Zoological Society of London, Chicago Zoological Society, National Zoo (Washington) y probablemente otros lugares. Se espera que estas nuevas herramientas estén disponibles pronto para ayudar en el manejo de poblaciones de anfibios, especialmente aquellas especies en las cuales el pedigrí no puede ser rastreados con precisión y manejados a nivel de individuo.

MANEJO GENÉTICO DE POBLACIONES DE ANFIBIOS

Compilado por Sarah Long, AZA Population Management Center

Generalmente, los altos niveles de diversidad genética están asociados con los MÁS ALTOS / MAYORES valores de:

- Número de fundadores (fundadores = individuos no relacionados que pueden ayudar a establecer una población) (Vea Apéndice A, Figuras 1, 2 y 3)
- Proporción de animales reproduciéndose (# de individuos reproduciéndose / total del # de individuos) (Vea Apéndice A, Figuras 4, 5a, y 5b)
- Tasa de crecimiento de la población (Vea Apéndice A, Figuras 6 y 7)
- Tamaño de la población (tamaño inicial y tamaño deseado) (Vea Apéndice A, Figura 4)
- Número de crías que sobreviven hasta reproducirse

LINEAMIENTOS BÁSICOS PARA UN BUEN MANEJO GENÉTICO:

FUNDADORES

- Comience la población con al menos 20 fundadores, idealmente con igualdad de sexos (p. ej., 10.10). (Nota: a través de este documento, la notación X.Y será usada para identificar X número de machos y Y número de hembras.) (Ver Apéndice A, Fig. 1, 2 y 3)
    - Esto significa al menos 20 individuos (o grupo de individuos) que no están relacionados y que se reproducirán exitosamente. Tome en cuenta que se tendrán que capturar muchos más individuos para asegurarse que efectivamente 20 sobreviven y se reproducen.
    - La colecta de fundadores debe enfocarse a obtener tantos linajes únicos como sea posible (p. ej., colecte de diferentes lugares y si es posible de diferentes sitios en cada colecta para reducir la posibilidad de colectar individuos relacionados).

REPRODUCIENDO - ¿CUÁNTOS?

- Produzca un número similar de crías de cada fundador para igualar tamaños familiares dentro del espacio disponible para el taxon. (Vea Apéndice A, Figuras 4, 5a y 5b)
    - Produzca al menos 5 crías por fundador
    - Mantenga el número de crías igual entre fundadores – basado en la cantidad de espacio disponible, dé igual cantidad de espacio para las crías de cada fundador.

CRECIMIENTO DE LA POBLACIÓN – ¿CUÁN RÁPIDO DEBE CRECER LA POBLACIÓN?

- Especies con tiempo de generación cortos (longevidad reproductiva < 5 años) necesitarán que muchos individuos produzcan tantas crías como puedan tan rápido como sea posible. Un tamaño poblacional elevado también es beneficioso (tanto para evitar una crisis demográfica y para retener una mayor diversidad genética). (Vea Apéndice A, Figuras 6 y 7)

MEDIO AMBIENTE

- Las condiciones ambientales deben alentar la reproducción y minimizar la selección involuntaria en el ambiente de zoológicos altamente alterado. Sin embargo, las condiciones no deben ser tan estrechas y rígidas como para alentar la selección involuntaria hacia condiciones específicas cautivas. Las variaciones en el ambiente cautivo ayudarán a mantener la variación genética y permiten medir las posibles mejoras en el manejo.

REPRODUCIENDO – ¿QUÉ INDIVIDUOS/GRUPOS?

- Una vez que los fundadores se han reproducido exitosamente, manténgalos en los mismos pares/grupos; no mezcle y combine innecesariamente. Si una pareja potencial de fundadores

falla en reproducirse, trate otras parejas y cualquier otra manipulación para intentar propagar sus genes.

- Priorice reproducir la generación parental antes que las crías nacidas de algunos de los mismos.
    - Los padres siempre serán más valiosos genéticamente que las crías.
    - Sin embargo, intente reproducir la segunda generación antes que los padres mueran para probar los métodos de cuidado.
    - Los descendientes pueden ser reproducidos con los fundadores cuando no hay otra opción.
- Priorice linajes poco representados (aquellos con menor número de descendientes) para reproducirse y empareje animales con valor genético similar:
    - Si los linajes no son iguales, reproduzca los más pequeños, osea líneas familiares poco representadas con otras líneas familiares poco representadas.
    - Si el espacio lo permite, reproduzca líneas familiares sobre-representadas con otras líneas familiares obre-representadas.

SACRIFICIO

- Sacrifique crías excedentes de la población cuando sea necesario de manera de igualar los linajes de fundadores y para mantener el objetivo de tamaño poblacional.
    - "Sacrificio" es usado acá para referir cualquier método de remoción permanente de individuos de la población reproductora primaria, tales como:
        - Transferencia a cualquier población no reproductora (para investigación, exhibición, etc).
        - Liberación al medio silvestre si esto es apropiado
        - Eutanasia (cuando los animales son eutanasiados, se debe preservar material biológico.
    - Para evitar selección prejuiciosa:
        - El número de individuos/grupos a ser sacrificados debe ser basado en el equilibrio del tamaño familiar.
        - La selección de los individuos/grupos de un linaje familiar a ser sacrificado debe ser realizada al azar (p. ej., no señale para ser sacrificados solamente a renacuajos de rápido desarrollo, los que naden más lento, los más feos, etc.).
        - Si los individuos y pedigrí son rastreados, entonces sacrificando a los individuos con la mayor media de parentesco alcanzaremos los dos objetivos anteriores.
        - Si el sacrificio es necesario, debe ser hecho en los primeros estadíos de desarrollo sin comprometer la estabilidad y supervivencia de la población.
    - El sacrificio debe seguir las políticas apropiadas de disposición (gubernamentales, de la institución, asociación, etc).

CONSIDERACIONES ESPECIALES PARA POBLACIONES MANEJADAS COMO GRUPO – Básicamente, las mismas reglas descritas anteriormente aplican para los grupos, pero es importante mencionar algunas consideraciones especiales:

TAMAÑO DEL GRUPO

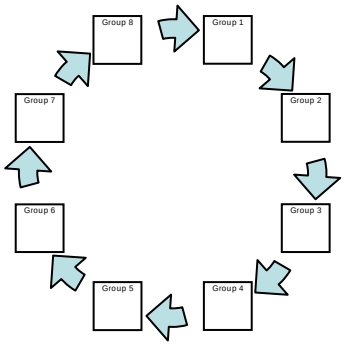
- Mantenga el tamaño del grupo lo más pequeño como sea posible según la biología de la especie mientras se satisfagan los cuidados necesarios para el manejo en cautiverio.
- Mantenga tantos grupos como el espacio y la biología reproductiva lo permita.
- Iguale el tamaño familiar entre grupos al mantener el número de nacimientos lo más parecido posible.

- Si los individuos reproductivamente exitosos dentro de los grupos pueden ser identificados, considere removerlos de los grupos después que se reproduzcan para permitir a otros individuos reproducirse.

ESTRATEGIAS DE REPRODUCCIÓN EN GRUPO

Hay muchas estrategias para retener la diversidad genética en poblaciones de animales viviendo en grupos:

A. Una vez que ocurre la reproducción, transfiera sistemáticamente individuos entre grupos como “round robin.” Nosotros recomendamos uno de estos métodos:



- Transferir cerca de 5 individuos por generación – Este número puede aumentar si la mortalidad es alta y la fecundidad es baja.
- Transfiera todos los juveniles – Mueva todos los juveniles fuera de su grupo natal para establecer un nuevo grupo generacional antes de que alcancen la madurez sexual.
- Transfiera todos los individuos del mismo sexo – Mueva todos los machos (o hembras) de un grupo al grupo siguiente para evitar entrecruzamiento con la descendencia y mezclar las líneas genéticas.

O

B. Mantenga cada grupo fundador junto indefinidamente y permítales cruzarse (y entrecruzarse) sin mezclarlos con otros grupos. Este método no implica mantener toda la población de una especie como un grupo sencillo (es decir “no poner todos los huevos dentro de la misma canasta”). En vez, este método asume una sub-división inicial en muchos grupos más pequeños, para salvaguardarlos de eventos catastróficos, y después seguir adelante con reproducción aislada del grupo. Esta estrategia puede mantener linajes fundadores en cada grupo, pero también involucra el riesgo de una pérdida genética rápida, si algunos grupos se pierden. La población debe ser monitoreada para identificar signos de depresión por entrecruzamiento, de tal manera que puedan implementarse transferencias para revertir el entrecruzamiento si este es una amenaza para el éxito. Eventualmente pueden ser necesarias las transferencias si se desarrolla depresión por entrecruzamiento.

O

C. Divida los fundadores iniciales por la mitad y siga ambas estrategias, A y B para incrementar las oportunidades de éxito reproductivo.

REFERENCIAS

Ballou J.D. and Foose T.J. 1996. Demographic and genetic management of captive populations. In Kleiman D.G., Lumpkin S., Allen M., Harris H., Thompson K. (eds.) Wild Mammals in Captivity. Chicago, IL: University of Chicago Press. p. 263-283.

Ballou J.D. and Lacy R.D. 1995. Identifying genetically important individuals for management of genetic diversity in pedigreed populations. In Ballou J.D., Foose T.J., Gilpin M. (eds.) Population Management for Survival and Recovery. New York, NY: Columbia University Press. p. 76-111.

Frankham R., Ballou J.D., and Briscoe D.A. 2002. Introduction to Conservation Genetics. Cambridge, UK: Cambridge University Press.

Lacy R.C. 1995. Clarification of genetic terms and their use in the management of captive populations. Zoo Biology 14:565-577.

Princée F.P.G. 1995. Overcoming the constraints of social structure and incomplete pedigree data through low-intensity genetic management. In J.D. Ballou, M. Gilpin, and T.J. Foose, eds., Population management for survival and recovery. Analytical methods and strategies in small population conservation, pp. 124-154. New York, Columbia University Press.

CONSIDERACIONES DEMOGRÁFICAS PARA EL MANEJO DE POBLACIONES DE ANFIBIOS

Compilado por Lisa Faust, Alexander Center for Applied Population Biology, Lincoln Park Zoo

Establecer poblaciones estables y viables de anfibios en cautiverio depende inicialmente de trabajar en las técnicas de cuidado para asegurar la supervivencia y reproducción de los individuos capturados en vida libre. Una vez que esas técnicas están establecidas, la decisión de cuán grande debe mantenerse una población para asegurar su viabilidad a largo plazo, debe ser considerada idealmente para cada población individual por parte de un biólogo de poblaciones experimentado. Es difícil generalizar acerca de un número mágico como tamaño mínimo de población viable desde una perspectiva demográfica ya que los patrones demográficos de las especies de anfibios en vida silvestre caen en un amplio rango de historias de vida y las metas para una población cautiva pueden variar. Las poblaciones de anfibios pueden ser especies muy “rápidas”con alta fecundidad, alta mortalidad y grandes fluctuaciones en tamaños poblaciones en el tiempo o especies “lentas” con menor fecundidad y mortalidad que tienen tamaños poblacionales más estables o pueden estar entre los dos extremos de historias naturales (para un buen resumen, vea Green 2000).

Sin embargo, la teoría demográfica e investigaciones pre-existentes acerca de anfibios pueden darnos una orientación inicial mínima acerca de las consideraciones demográficas importantes para el manejo de anfibios en cautiverio. Si el tamaño de una población es muy pequeño, se hace susceptible a la estocacidad, que es la variabilidad en supervivencia y reproducción que puede ser debida a procesos demográficos o ambientales lo cual puede resultar en una mayor disminución de la población o la extinción. Una regla general es que las poblaciones son menos susceptibles a la estocacidad demográfica si esta están compuestas por al menos 100 individuos (Morris and Doak 2002).

Además, el tamaño total de la población no es el único factor importante de la viabilidad de una población, ya que los diferentes estadíos de vida pueden ser más o menos importantes para la persistencia a largo plazo. Biek et al. (2002) revisaron varias poblaciones de anfibios con un rango en demografía (aunque la mayoría seguiría siendo considerada especie "rápida") para determinar la importancia de los diferentes estadíos de vida para la tasa de crecimiento poblacional a largo plazo. Ellos encontraron que las tasas vitales post-metamórficas fueron más críticas para el crecimiento a largo plazo que las tasas vitales pre-metamórficas. Esto indica que, una vez que las técnicas básicas de cuidado han sido trabajadas, mejorar la tasa de supervivencia en los estados post-metamórficos es el objetivo más importante para incrementar el tamaño de una población cautiva.

Una consideración adicional importante para el manejo del riesgo demográfico incluye la protección de las poblaciones por pérdidas catastróficas esencialmente a través de “no poner todos los huevos en la misma canasta.” Al establecer una nueva población cautiva, sería extremadamente riesgoso establecer toda la población en un mismo acuario debido al riesgo de catástrofes comunes tales como fallas de electricidad, enfermedades, contaminación del agua, problemas con la comida, etc. Estos riesgos pueden ser mitigados dispersando la población en múltiples acuarios en la misma área, en múltiples localidades de la misma institución o en múltiples instituciones.

Ultimadamente, una vez que las técnicas de cuidado han sido perfeccionadas para un nuevo taxa, los manejadores y biólogos de poblaciones deben evaluar su biología poblacional. Una meta de tamaño poblacional puede ser establecida basándose en las metas genéticas, y luego pueden planearse tácticas de manejo demográfico para alcanzar el tamaño poblacional meta basados en las tasas de supervivencia y fecundidad poblacional. Los anfibios pueden variar enormemente con respecto a la fecundidad, aunque las consideraciones de cuidado y las altas mortalidades de los estadíos tempranos estrecharán el rango que alcanza la metamorfosis. Desde una perspectiva de manejo poblacional, la consideración importante para el crecimiento poblacional es el número de

progenie por cría que sobrevive hasta la edad reproductiva. Sacrificar individuos de grandes posturas para reducir números a un nivel manejable debe generalmente apuntar a dejar un número igual por postura o debe usar estrategias de parentesco medio para determinar cuales sacrificar.

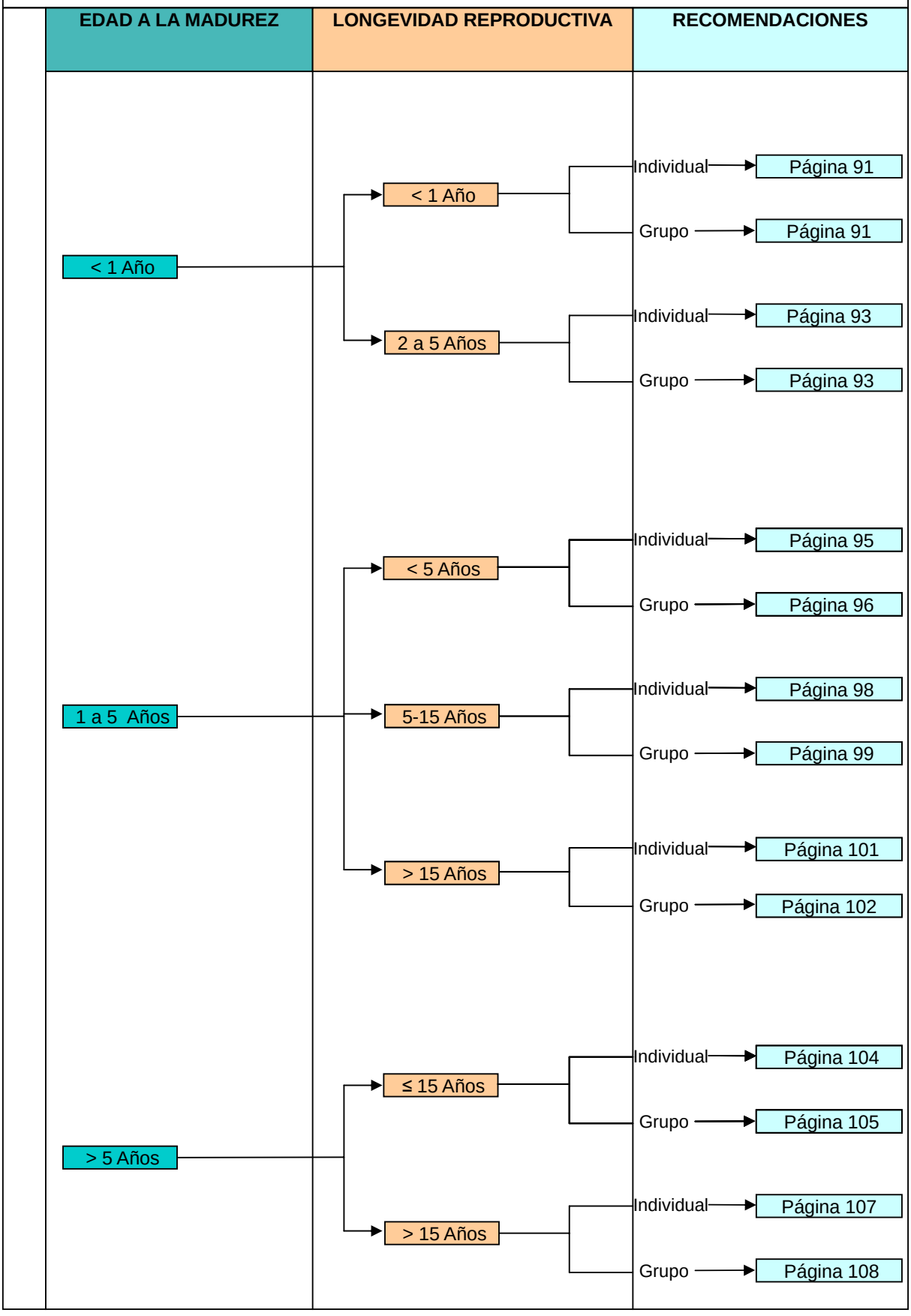
REFERENCIAS

Biek R., Funk W.C., Maxell B.A., and Mills L.S. 2002. What is Missing in Amphibian Decline Research Insights from Ecological Sensitivity Analysis. Conservation Biology 16(3): 728-734.

Green D.M. 2000. “How do Amphibians Go Extinct” from L. M. Darling, editor. 2000. Proceedings of a Conference on the Biology and Management of Species and Habitats at Risk, Kamloops, B.C., 15 - 19 Feb., 1999. Volume One. B.C. Ministry of Environment, Lands and Parks, Victoria, B.C. and University College of the Cariboo, Kamloops, B.C. 490pp.

Morris W.F. and Doak D.F. 2002. Quantitative Conservation Biology. Sinauer Associates Inc. Sunderland, MA. 479 pp.

ÁRBOL DE DECISIÓN



Edad a la Madurez	Longevidad Reproductiva
< 1 año	1 año

Especie ejemplo: *Acris crepitans*

Problema de Manejo Poblacional: Estas especies perderán diversidad genética muy rápido; así que se requieren muchos fundadores y grandes tamaños poblacionales.

MANEJO INDIVIDUAL

- El Manejo Individual puede que no sea factible para este tipo de especie. Sin embargo, si usted escoge manejar individualmente, entonces utilice las recomendaciones de manejo de grupo expuestas más adelante para asegurar la viabilidad a largo plazo de la población.

MANEJO DE GRUPO

¿Cuántos fundadores se deben colectar?

- Usted quiere 50.50 fundadores que sobrevivan y se reproduzcan. Colecte más basado en su estimado de tasa de éxito reproductivo y de supervivencia. (Esto es, si usted espero que el 50% de los animales colectados sobreviven y se reproduzcan, debería colectar 100.100 especimenes). Trate de colectar una relación de sexo lo más parecida posible.
- Mantenga los fundadores en grupos tan pequeños como sea posible (p. ej., en pares) para dar igual oportunidad a todos los fundadores. Si los fundadores son mantenidos en grupos grandes, usted puede necesitar más fundadores para asegurar 50.50 reproductores.

¿Cuál es la meta de tamaño poblacional?

- El tamaño poblacional meta está definido como el número de tamaño poblacional mínimo necesario para alcanzar las metas genéticas. Este tamaño de meta genética puede diferir del tamaño de la meta necesario para alcanzar las metas demográfica, de investigación o de reintroducción.
- El tamaño meta depende de la duración del programa (p. ej., corto vs largo plazo) y del tiempo generacional de la especie.
- El tamaño meta fue estimado usando un tiempo de generación de 6 meses y un tamaño poblacional efectivo de 0.15.
- Estos tamaños meta fueron estimados para mantener el 90% de la diversidad genética por la duración del programa.

Duración del Programa (Años)	Meta Genética Mínima Tamaño Poblacional
10	635
15	950
25	1590
40	2540
55	3490
70	4430
85	5480
100	6330

¿Cuán rápido debe usted aumentar la población hacia el tamaño meta?

- Aumente la población fundadora hacia el tamaño meta tan rápido como le sea posible debido a la corta vida útil (o al menos cinco crías por fundador).
- Después de alcanzar el tamaño meta, cada año determine el número de crías necesarias para mantener el tamaño poblacional.

¿Quién debe reproducirse?

Tamaño del Grupo

- Mantenga el tamaño del grupo tan pequeño como sea efectivo para la biología de la especie, si es posible trate de mantener ocho grupos separados.

- Iguale el tamaño familiar a través de los grupos al mantener los tamaños de postura tan parecidos como sea posible.
- Si se pueden identificar dentro de los grupos a los individuos exitosos en la reproducción, considere retirarlos de los grupos para permitir a otros individuos reproducirse.

Estrategias de Reproducción en Grupo: Hay muchas estrategias para mantener la diversidad genética en poblaciones de animales viviendo en grupo:

A. Una vez se haya dado la reproducción, sistemáticamente transfiera individuos entre grupos a manera de “round robin”. Recomendamos uno de estos métodos:

    - Transfiera 5 individuos por generación – Este número puede que necesite incrementarse si la mortalidad es alta o la fecundidad es baja.
    - Transfiera todos los juveniles – Mueva todos los juveniles fuera de su grupo natal para establecer grupos nuevos de siguiente generación antes de que estos alcancen la madurez sexual.
    - Transfiera todos los de un mismo sexo – Mueva todos los machos (o hembras) de un grupo al siguiente para evitar entrecruzamiento con las crías y mezclar líneas genéticas.

B. Mantenga cada grupo fundador junto indefinidamente y permita que se crucen sin mezclarlos con otros grupos. Esta estrategia es mejor para poblaciones que tiene problemas de enfermedades, cuidados o logísticos que prohíben moverlos entre grupos.

C. Divida las poblaciones fundadoras iniciales en la mitad y siga ambas estrategias A y B para incrementar la probabilidad de éxito reproductivo.

Edad a la Madurez	Longevidad Reproductiva
< 1 año	2 - 5 años

Especies Ejemplo: Eleutherodactylus, Nectophrynoides, algunos Hyperoliidae

Problema de Manejo Poblacional: Estas especies perderán diversidad genética muy rápido. Cuando se maneja en grupos, se necesita grandes tamaños poblacionales para asegurar un tamaño poblacional adecuado.

MANEJO INDIVIDUAL

- El Manejo Individual puede no ser posible para estas especies tipo. Sin embargo, si usted decide manejarla individualmente use las recomendaciones de grupo expuestas más adelante para asegurar una viabilidad a largo plazo de la población.

MANEJO DE GRUPO

¿Cuántos fundadores colectar?
- Usted quiere 25.25 fundadores que sobrevivan y se reproduzcan. Colecte más cantidad basado en su tasa estimada de supervivencia y éxito reproductivo. (Por ejemplo, si usted espera el 50% de los animales recolectados sobrevivan y se reproduzcan, entonces debería colectar 50.50 especimenes.) Trate de obtener una relación se sexo tan pareja como sea posible.
- Mantenga los fundadores en grupos lo más pequeños posibles (p. ej., en pares) para dar igual oportunidad para reproducirse a todos los fundadores. Si los fundadores son mantenidos en grupos grandes, usted necesitará más fundadores para asegurar 25.25 reproductores.

¿Cuál es la meta de tamaño poblacional?
- El tamaño poblacional meta está definido como el número de tamaño poblacional mínimo necesario para alcanzar las metas genéticas. Este tamaño de meta genética puede diferir del tamaño de la meta necesario para alcanzar las metas demográfica, de investigación o de reintroducción.
- El tamaño meta depende de la duración del programa (p. ej., corto vs largo plazo) y del tiempo generacional de la especie.
- El tamaño meta fue estimado usando un tiempo de generación de 2 años y un tamaño poblacional efectivo de 0.15.
- Estos tamaños meta fueron estimados para mantener el 90% de la diversidad genética por la duración del programa.

Duración del Programa (Años)	Meta Genética Mínima Tamaño Poblacional
≤ 25	400
40	635
55	875
70	1110
85	1350
100	1585

¿Cuán rápido debe usted aumentar la población hacia el tamaño meta?
- Aumente la población fundadora hacia el tamaño meta tan rápido como le sea posible debido a la corta vida útil (o al menos cinco crías por fundador).
- Después de alcanzar el tamaño meta, cada año determine el número de crías necesarias para mantener el tamaño poblacional.

¿Quién debe reproducirse?

Tamaño del Grupo

- Mantenga el tamaño del grupo tan pequeño como sea efectivo para la biología de la especie, si es posible trate de mantener ocho grupos separados.
- Iguale el tamaño familiar a través de los grupos al mantener los tamaños de postura tan parecidos como sea posible.
- Si se pueden identificar dentro de los grupos a los individuos exitosos en la reproducción, considere retirarlos de los grupos para permitir a otros individuos reproducirse.

Estrategias de Reproducción en Grupo: Hay muchas estrategias para mantener la diversidad genética en poblaciones de animales viviendo en grupo:

A. Una vez se haya dado la reproducción, sistemáticamente transfiera individuos entre grupos a manera de “round robin”. Recomendamos uno de estos métodos:

    - Transfiera 5 individuos por generación – Este número puede que necesite incrementarse si la mortalidad es alta o la fecundidad es baja.
    - Transfiera todos los juveniles – Mueva todos los juveniles fuera de su grupo natal para establecer grupos nuevos de siguiente generación antes de que estos alcancen la madurez sexual.
    - Transfiera todos los de un mismo sexo – Mueva todos los machos (o hembras) de un grupo al siguiente para evitar entrecruzamiento con las crías y mezclar líneas genéticas.

B. Mantenga cada grupo fundador junto indefinidamente y permita que se crucen sin mezclarlos con otros grupos. Esta estrategia es mejor para poblaciones que tiene problemas de enfermedades, cuidados o logísticos que prohíben moverlos entre grupos.

C. Divida las poblaciones fundadoras iniciales en la mitad y siga ambas estrategias A y B para incrementar la probabilidad de éxito reproductivo.

Edad a la Madurez	Longevidad Reproductiva
1 -5 años	< 5 años

Especies Ejemplo: algunos Hylidae, algunos Hyperoliidae, Scaphiophryne

Problema de Manejo Poblacional: Estas especies tienen expectativa de vida corta, así que se pueden perder las oportunidades de reproducción si se espera demasiado. Aún teniendo un tiempo de generación relativamente corto, de todas formas serán necesarias grandes tamaños poblacionales.

MANEJO INDIVIDUAL

¿Cuántos fundadores colectar?
- Usted quiere 10.10 fundadores que sobrevivan y se reproduzcan. Colecte más cantidad basado en su tasa estimada de supervivencia y éxito reproductivo. (Por ejemplo, si usted espera el 50% de los animales recolectados sobrevivan y se reproduzcan, entonces debería colectar 20.20 especimenes.) Trate de obtener una relación se sexo tan pareja como sea posible.

¿Cuál es la meta de tamaño poblacional?
- El tamaño poblacional meta está definido como el número de tamaño poblacional mínimo necesario para alcanzar las metas genéticas. Este tamaño de meta genética puede diferir del tamaño de la meta necesario para alcanzar las metas demográfica, de investigación o de reintroducción.
- El tamaño meta depende de la duración del programa (p. ej., corto vs largo plazo) y del tiempo generacional de la especie.
- El tamaño meta fue estimado usando un tiempo de generación de 3 años y un tamaño poblacional efectivo de 0.30.
- Estos tamaños meta fueron estimados para mantener el 90% de la diversidad genética por la duración del programa.

Duración del Programa (Años)	Meta Genética Mínima Tamaño Poblacional
≤ 25	135
40	215
55	290
70	370
85	450
100	530

¿Cuán rápido debe usted aumentar la población hacia el tamaño meta?
- Aumente la población fundadora hacia el tamaño meta tan rápido como le sea posible (o al menos cinco crías por fundador).
- Después de alcanzar el tamaño meta, cada año determine el número de crías necesarias para mantener el tamaño poblacional.

¿Quién debe reproducirse?
- Reproduzca de acuerdo a la estrategia de la media de parentesco (Lacy 1995, Pollak et al. 2005).
- Reproduzca los fundadores tanto como pueda; trate de mantener un número similar de crías de todos los fundadores.
- Haga al menos alguna prueba de reproducción de animales nacidos en cautiverio para asegurarse que la población puede mantenerse aún cuando se pierdan los fundadores.
- No es necesario mantener discretas las generaciones si los animales son individualmente rastreados.

Edad a la Madurez	Longevidad Reproductiva
1 - 5 años	< 5 años

MANEJO DE GRUPO

¿Cuántos fundadores colectar?

- Usted quiere 25.25 fundadores que sobrevivan y se reproduzcan. Colecte más cantidad basado en su tasa estimada de supervivencia y éxito reproductivo. (Por ejemplo, si usted espera el 50% de los animales recolectados sobrevivan y se reproduzcan, entonces debería colectar 50.50 especimenes.) Trate de obtener una relación se sexo tan pareja como sea posible.
- Mantenga los fundadores en grupos lo más pequeños posibles (p. ej., en pares) para dar igual oportunidad para reproducirse a todos los fundadores. Si los fundadores son mantenidos en grupos grandes, usted necesitará más fundadores para asegurar 25.25 reproductores.

¿Cuál es la meta de tamaño poblacional?

- El tamaño poblacional meta está definido como el número de tamaño poblacional mínimo necesario para alcanzar las metas genéticas. Este tamaño de meta genética puede diferir del tamaño de la meta necesario para alcanzar las metas demográfica, de investigación o de reintroducción.
- El tamaño meta depende de la duración del programa (p. ej., corto vs largo plazo) y del tiempo generacional de la especie.
- El tamaño meta fue estimado usando un tiempo de generación de 3 años y un tamaño poblacional efectivo de 0.15.
- Estos tamaños meta fueron estimados para mantener el 90% de la diversidad genética por la duración del programa.

Duración del Programa (Años)	Meta Genética Mínima Tamaño Poblacional
≤ 25	265
40	425
55	590
70	740
85	900
100	1060

¿Cuán rápido debe usted aumentar la población hacia el tamaño meta?

- Aumente la población fundadora hacia el tamaño meta tan rápido como le sea posible (o al menos cinco crías por fundador).
- Después de alcanzar el tamaño meta, cada año determine el número de crías necesarias para mantener el tamaño poblacional.

¿Quién debe reproducirse?

Tamaño del Grupo

- Mantenga el tamaño del grupo tan pequeño como sea efectivo para la biología de la especie, si es posible trate de mantener ocho grupos separados.
- Iguale el tamaño familiar a través de los grupos al mantener los tamaños de postura tan parecidos como sea posible.
- Si se pueden identificar dentro de los grupos a los individuos exitosos en la reproducción, considere retirarlos de los grupos para permitir a otros individuos reproducirse.

Estrategias de Reproducción en Grupo: Hay muchas estrategias para mantener la diversidad genética en poblaciones de animales viviendo en grupo:

A. Una vez se haya dado la reproducción, sistemáticamente transfiera individuos entre grupos a manera de “round robin”. Recomendamos uno o más de estos métodos:

    - Transfiera 5 individuos por generación – Este número puede que necesite incrementarse si la mortalidad es alta o la fecundidad es baja.

- Transfiera todos los juveniles – Mueva todos los juveniles fuera de su grupo natal para establecer grupos nuevos de siguiente generación antes de que estos alcancen la madurez sexual.
- Transfiera todos los de un mismo sexo – Mueva todos los machos (o hembras) de un grupo al siguiente para evitar entrecruzamiento con las crías y mezclar líneas genéticas.

O

B. Mantenga cada grupo fundador junto indefinidamente y permita que se crucen sin mezclarlos con otros grupos. Esta estrategia es mejor para poblaciones que tiene problemas de enfermedades, cuidados o logísticos que prohíben moverlos entre grupos.

O

C. Divida las poblaciones fundadoras iniciales en la mitad y siga ambas estrategias A y B para incrementar la probabilidad de éxito reproductivo.

Edad a la Madurez	Longevidad Reproducitva
1 - 5 años	5 - 15 años

Especies Ejemplo: Dendrobatidae, Typhlonectes, Tylototriton/Echinotriton, Theloderma, Cynops, Leptodactylus, Ceratobatrachus, Mantella, Atelopus

Problema de Manejo Poblacional: Estas especies tienen historias de vida que muchas veces empiezan a aproximarse a las de los grandes vertebrados, y por eso las estrategias de manejo poblacional pueden muchas veces ser más parecidas a las usadas para muchas aves y mamíferos. Sin embargo, aunque el manejo genético se hace más fácil, hay mayor riesgo de fallo demográfico para especies mantenidas en pequeños grupos.

MANEJO INDIVIDUAL

¿Cuántos fundadores colectar?

- Usted quiere 10.10 fundadores que sobrevivan y se reproduzcan. Colecte más cantidad basado en su tasa estimada de supervivencia y éxito reproductivo. (Por ejemplo, si usted espera el 50% de los animales recolectados sobrevivan y se reproduzcan, entonces debería colectar 20.20 especimenes.) Trate de obtener una relación se sexo tan pareja como sea posible.

¿Cuál es la meta de tamaño poblacional?

- El tamaño poblacional meta está definido como el número de tamaño poblacional mínimo necesario para alcanzar las metas genéticas. Este tamaño de meta genética puede diferir del tamaño de la meta necesario para alcanzar las metas demográfica, de investigación o de reintroducción.
- El tamaño meta depende de la duración del programa (p. ej., corto vs largo plazo) y del tiempo generacional de la especie.
- El tamaño meta fue estimado usando un tiempo de generación de 6 años y un tamaño poblacional efectivo de 0.30.
- Estos tamaños meta fueron estimados para mantener el 90% de la diversidad genética por la duración del programa.

Duración del Programa (Años)	Meta Genética Mínima Tamaño Poblacional
≤ 25	70*
40	110
55	150
70	190
85	225
100	265

*Note que este tamaño meta es el mínimo recomendado para alcanzar las metas genéticas, pero puede ser demasiado pequeño para alcanzar las metas demográficas. En general, un tamaño poblacional de 100 es muchas veces considerado el mínimo necesario para alcanzar las metas demográficas.

¿Cuán rápido debe usted aumentar la población hacia el tamaño meta?

- Aumente la población fundadora hacia el tamaño meta tan rápido como le sea posible (o al menos cinco crías por fundador).
- Después de alcanzar el tamaño meta, cada año determine el número de crías necesarias para mantener el tamaño poblacional.

¿Quién debe reproducirse?

- Reproduzca de acuerdo a la estrategia de la media de parentesco (Lacy 1995, Pollak et al. 2005).
- Reproduzca los fundadores tanto como pueda; trate de mantener un número similar de crías de todos los fundadores.
- Haga al menos alguna prueba de reproducción de animales nacidos en cautiverio para asegurarse que la población puede mantenerse aún cuando se pierdan los fundadores.
- No es necesario mantener discretas las generaciones si los animales son individualmente rastreados.

Edad a la Madurez	Longevidad Reproductiva
1 - 5 años	5 - 15 años

MANEJO DE GRUPO

¿Cuántos fundadores colectar?

- Usted quiere 25.25 fundadores que sobrevivan y se reproduzcan. Colecte más cantidad basado en su tasa estimada de supervivencia y éxito reproductivo. (Por ejemplo, si usted espera el 50% de los animales recolectados sobrevivan y se reproduzcan, entonces debería colectar 50.50 especimenes.) Trate de obtener una relación se sexo tan pareja como sea posible.
- Mantenga los fundadores en grupos lo más pequeños posibles (p. ej., en pares) para dar igual oportunidad para reproducirse a todos los fundadores. Si los fundadores son mantenidos en grupos grandes, usted necesitará más fundadores para asegurar 25.25 reproductores.

¿Cuál es la meta de tamaño poblacional?

- El tamaño poblacional meta está definido como el número de tamaño poblacional mínimo necesario para alcanzar las metas genéticas. Este tamaño de meta genética puede diferir del tamaño de la meta necesario para alcanzar las metas demográfica, de investigación o de reintroducción.
- El tamaño meta depende de la duración del programa (p. ej., corto vs largo plazo) y del tiempo generacional de la especie.
- El tamaño meta fue estimado usando un tiempo de generación de 6 años y un tamaño poblacional efectivo de 0.15.
- Estos tamaños meta fueron estimados para mantener el 90% de la diversidad genética por la duración del programa.

Duración del Programa (Años)	Meta Genética Mínima Tamaño Poblacional
≤ 25	140
40	225
55	300
70	370
85	450
100	530

¿Cuán rápido debe usted aumentar la población hacia el tamaño meta?

- Aumente la población fundadora hacia el tamaño meta tan rápido como le sea posible (o al menos cinco crías por fundador).
- Después de alcanzar el tamaño meta, cada año determine el número de crías necesarias para mantener el tamaño poblacional.

¿Quién debe reproducirse?

Tamaño del Grupo

- Mantenga el tamaño del grupo tan pequeño como sea efectivo para la biología de la especie, si es posible trate de mantener ocho grupos separados.
- Iguale el tamaño familiar a través de los grupos al mantener los tamaños de postura tan parecidos como sea posible.
- Si se pueden identificar dentro de los grupos a los individuos exitosos en la reproducción, considere retirarlos de los grupos para permitir a otros individuos reproducirse.

Estrategias de Reproducción en Grupo: Hay muchas estrategias para mantener la diversidad genética en poblaciones de animales viviendo en grupo:

A. Una vez se haya dado la reproducción, sistemáticamente transfiera individuos entre grupos a manera de “round robin.” Recomendamos uno o más de estos métodos:

    - Transfiera 5 individuos por generación – Este número puede que necesite incrementarse si la mortalidad es alta o la fecundidad es baja.

- Transfiera todos los juveniles – Mueva todos los juveniles fuera de su grupo natal para establecer grupos nuevos de siguiente generación antes de que estos alcancen la madurez sexual.
- Transfiera todos los de un mismo sexo – Mueva todos los machos (o hembras) de un grupo al siguiente para evitar entrecruzamiento con las crías y mezclar líneas genéticas.

O

B. Mantenga cada grupo fundador junto indefinidamente y permita que se crucen sin mezclarlos con otros grupos. Esta estrategia es mejor para poblaciones que tiene problemas de enfermedades, cuidados o logísticos que prohíben moverlos entre grupos.

O

C. Divida las poblaciones fundadoras iniciales en la mitad y siga ambas estrategias A y B para incrementar la probabilidad de éxito reproductivo.

Edad a la Madurez	Longevidad Reproductiva
1 - 5 años	> 15 años

Especies Ejemplo: Salamandra, algunos Ambystoma

Problema de Manejo Poblacional: Estas especies tienen historias de vida muy parecidas a la de los grandes vertebrados. El manejo poblacional se beneficiaría al moverse hacia el manejo individual, más que al manejo de grupo siempre que sea posible.

MANEJO INDIVIDUAL

¿Cuántos fundadores colectar?

- Usted quiere 10.10 fundadores que sobrevivan y se reproduzcan. Colecte más cantidad basado en su tasa estimada de supervivencia y éxito reproductivo. (Por ejemplo, si usted espera el 50% de los animales recolectados sobrevivan y se reproduzcan, entonces debería colectar 20.20 especimenes.) Trate de obtener una relación se sexo tan pareja como sea posible.

¿Cuál es la meta de tamaño poblacional?

- El tamaño poblacional meta está definido como el número de tamaño poblacional mínimo necesario para alcanzar las metas genéticas. Este tamaño de meta genética puede diferir del tamaño de la meta necesario para alcanzar las metas demográfica, de investigación o de reintroducción.
- El tamaño meta depende de la duración del programa (p. ej., corto vs largo plazo) y del tiempo generacional de la especie.
- El tamaño meta fue estimado usando un tiempo de generación de 7 años y un tamaño poblacional efectivo de 0.30.
- Estos tamaños meta fueron estimados para mantener el 90% de la diversidad genética por la duración del programa.

Duración del Programa (Años)	Meta Genética Mínima Tamaño Poblacional
≤ 25	60*
40	95*
55	125
70	160
85	195
100	230

*Note que este tamaño meta es el mínimo recomendado para alcanzar las metas genéticas, pero puede ser demasiado pequeño para alcanzar las metas demográficas. En general, un tamaño poblacional de 100 es muchas veces considerado el mínimo necesario para alcanzar las metas demográficas.

¿Cuán rápido debe usted aumentar la población hacia el tamaño meta?

- Aumente la población fundadora hacia el tamaño meta en una generación (o al menos cinco crías por fundador).
- Después de alcanzar el tamaño meta, cada año determine el número de crías necesarias para mantener el tamaño poblacional.

¿Quién debe reproducirse?

- Reproduzca de acuerdo a la estrategia de la media de parentesco (Lacy 1995, Pollak et al. 2005).
- Reproduzca los fundadores tanto como pueda; trate de mantener un número similar de crías de todos los fundadores.
- Haga al menos alguna prueba de reproducción de animales nacidos en cautiverio para asegurarse que la población puede mantenerse aún cuando se pierdan los fundadores.
- No es necesario mantener discretas las generaciones si los animales son individualmente rastreados.

Edad a la Madurez	Longevidad Reproductiva
1 - 5 años	> 15 años

MANEJO DE GRUPO

¿Cuántos fundadores colectar?

- Usted quiere 25.25 fundadores que sobrevivan y se reproduzcan. Colecte más cantidad basado en su tasa estimada de supervivencia y éxito reproductivo. (Por ejemplo, si usted espera el 50% de los animales recolectados sobrevivan y se reproduzcan, entonces debería colectar 50.50 especimenes.) Trate de obtener una relación se sexo tan pareja como sea posible.
- Mantenga los fundadores en grupos lo más pequeños posibles (p. ej., en pares) para dar igual oportunidad para reproducirse a todos los fundadores. Si los fundadores son mantenidos en grupos grandes, usted necesitará más fundadores para asegurar 25.25 reproductores.

¿Cuál es la meta de tamaño poblacional?

- El tamaño poblacional meta está definido como el número de tamaño poblacional mínimo necesario para alcanzar las metas genéticas. Este tamaño de meta genética puede diferir del tamaño de la meta necesario para alcanzar las metas demográfica, de investigación o de reintroducción.
- El tamaño meta depende de la duración del programa (p. ej., corto vs largo plazo) y del tiempo generacional de la especie.
- El tamaño meta fue estimado usando un tiempo de generación de 7 años y un tamaño poblacional efectivo de 0.15.
- Estos tamaños meta fueron estimados para mantener el 90% de la diversidad genética por la duración del programa.

Duración del Programa (Años)	Meta Genética Mínima Tamaño Poblacional
≤ 25	115
40	185
55	250
70	320
85	390
100	455

¿Cuán rápido debe usted aumentar la población hacia el tamaño meta?

- Aumente la población fundadora hacia el tamaño meta en una generación (o al menos cinco crías por fundador).
- Después de alcanzar el tamaño meta, cada año determine el número de crías necesarias para mantener el tamaño poblacional.

¿Quién debe reproducirse?

Tamaño del Grupo

- Mantenga el tamaño del grupo tan pequeño como sea efectivo para la biología de la especie, si es posible trate de mantener ocho grupos separados.
- Iguale el tamaño familiar a través de los grupos al mantener los tamaños de postura tan parecidos como sea posible.
- Si se pueden identificar dentro de los grupos a los individuos exitosos en la reproducción, considere retirarlos de los grupos para permitir a otros individuos reproducirse.

Estrategias de Reproducción en Grupo: Hay muchas estrategias para mantener la diversidad genética en poblaciones de animales viviendo en grupo:

A. Una vez se haya dado la reproducción, sistemáticamente transfiera individuos entre grupos a manera de “round robin.” Recomendamos uno o más de estos métodos:

    - Transfiera 5 individuos por generación – Este número puede que necesite incrementarse si la mortalidad es alta o la fecundidad es baja.

- Transfiera todos los juveniles – Mueva todos los juveniles fuera de su grupo natal para establecer grupos nuevos de siguiente generación antes de que estos alcancen la madurez sexual.
- Transfiera todos los de un mismo sexo – Mueva todos los machos (o hembras) de un grupo al siguiente para evitar entrecruzamiento con las crías y mezclar líneas genéticas.

O

B. Mantenga cada grupo fundador junto indefinidamente y permita que se crucen sin mezclarlos con otros grupos. Esta estrategia es mejor para poblaciones que tiene problemas de enfermedades, cuidados o logísticos que prohíben moverlos entre grupos.

O

C. Divida las poblaciones fundadoras iniciales en la mitad y siga ambas estrategias A y B para incrementar la probabilidad de éxito reproductivo.

Edad a la Madurez	Longevidad Reproductiva
> 5 años	≤ 15 años

Problema de Manejo Poblacional: Crecimiento poblacional muy lento cuando la fecundidad es baja y la posibilidad de reemplazo de la población con progenie predominantemente de uno o algunos apareamientos cuando la fecundidad es alta, significa que cada apareamiento y cada individuo es importante para el éxito de la población.

MANEJO INDIVIDUAL

¿Cuántos fundadores colectar?

- Usted quiere 10.10 fundadores que sobrevivan y se reproduzcan. Colecte más cantidad basado en su tasa estimada de supervivencia y éxito reproductivo. (Por ejemplo, si usted espera el 50% de los animales recolectados sobrevivan y se reproduzcan, entonces debería colectar 20.20 especimenes.) Trate de obtener una relación se sexo tan pareja como sea posible.

¿Cuál es la meta de tamaño poblacional?

- El tamaño poblacional meta está definido como el número de tamaño poblacional mínimo necesario para alcanzar las metas genéticas. Este tamaño de meta genética puede diferir del tamaño de la meta necesario para alcanzar las metas demográfica, de investigación o de reintroducción.
- El tamaño meta depende de la duración del programa (p. ej., corto vs largo plazo) y del tiempo generacional de la especie.
- El tamaño meta fue estimado usando un tiempo de generación de 5 años y un tamaño poblacional efectivo de 0.30.
- Estos tamaños meta fueron estimados para mantener el 90% de la diversidad genética por la duración del programa.

Duración del Programa (Años)	Meta Genética Mínima Tamaño Poblacional
≤ 25	80*
40	130
55	175
70	225
85	270
100	320

*Note que este tamaño meta es el mínimo recomendado para alcanzar las metas genéticas, pero puede ser demasiado pequeño para alcanzar las metas demográficas. En general, un tamaño poblacional de 100 es muchas veces considerado el mínimo necesario para alcanzar las metas demográficas.

¿Cuán rápido debe usted aumentar la población hacia el tamaño meta?

- Aumente la población fundadora hacia el tamaño meta en una generación (o al menos cinco crías por fundador).
- Después de alcanzar el tamaño meta, cada año determine el número de crías necesarias para mantener el tamaño poblacional.

¿Quién debe reproducirse?

- Reproduzca de acuerdo a la estrategia de la media de parentesco (Lacy 1995, Pollak et al. 2005).
- Reproduzca los fundadores tanto como pueda; trate de mantener un número similar de crías de todos los fundadores.
- Haga al menos alguna prueba de reproducción de animales nacidos en cautiverio para asegurarse que la población puede mantenerse aún cuando se pierdan los fundadores.
- No es necesario mantener discretas las generaciones si los animales son individualmente rastreados.

Edad a la Madurez	Longevidad Reproductiva
> 5 años	≤ 15 años

MANEJO DE GRUPO

¿Cuántos fundadores colectar?

- Usted quiere 25.25 fundadores que sobrevivan y se reproduzcan. Colecte más cantidad basado en su tasa estimada de supervivencia y éxito reproductivo. (Por ejemplo, si usted espera el 50% de los animales recolectados sobrevivan y se reproduzcan, entonces debería colectar 50.50 especimenes.) Trate de obtener una relación se sexo tan pareja como sea posible.
- Mantenga los fundadores en grupos lo más pequeños posibles (p. ej., en pares) para dar igual oportunidad para reproducirse a todos los fundadores. Si los fundadores son mantenidos en grupos grandes, usted necesitará más fundadores para asegurar 25.25 reproductores.

¿Cuál es la meta de tamaño poblacional?

- El tamaño poblacional meta está definido como el número de tamaño poblacional mínimo necesario para alcanzar las metas genéticas. Este tamaño de meta genética puede diferir del tamaño de la meta necesario para alcanzar las metas demográfica, de investigación o de reintroducción.
- El tamaño meta depende de la duración del programa (p. ej., corto vs largo plazo) y del tiempo generacional de la especie.
- El tamaño meta fue estimado usando un tiempo de generación de 5 años y un tamaño poblacional efectivo de 0.15.
- Estos tamaños meta fueron estimados para mantener el 90% de la diversidad genética por la duración del programa.

Duración del Programa (Años)	Meta Genética Mínima Tamaño Poblacional
≤ 25	160
40	255
55	350
70	445
85	540
100	635

¿Cuán rápido debe usted aumentar la población hacia el tamaño meta?

- Aumente la población fundadora hacia el tamaño meta en una generación (o al menos cinco crías por fundador).
- Después de alcanzar el tamaño meta, cada año determine el número de crías necesarias para mantener el tamaño poblacional.

¿Quién debe reproducirse?

Tamaño del Grupo

- Mantenga el tamaño del grupo tan pequeño como sea efectivo para la biología de la especie, si es posible trate de mantener ocho grupos separados.
- Iguale el tamaño familiar a través de los grupos al mantener los tamaños de postura tan parecidos como sea posible.
- Si se pueden identificar dentro de los grupos a los individuos exitosos en la reproducción, considere retirarlos de los grupos para permitir a otros individuos reproducirse.

Estrategias de Reproducción en Grupo: Hay muchas estrategias para mantener la diversidad genética en poblaciones de animales viviendo en grupo:

A. Una vez se haya dado la reproducción, sistemáticamente transfiera individuos entre grupos a manera de “round robin.” Recomendamos uno o más de estos métodos:

    - Transfiera 5 individuos por generación – Este número puede que necesite incrementarse si la mortalidad es alta o la fecundidad es baja.

- Transfiera todos los juveniles – Mueva todos los juveniles fuera de su grupo natal para establecer grupos nuevos de siguiente generación antes de que estos alcancen la madurez sexual.
- Transfiera todos los de un mismo sexo – Mueva todos los machos (o hembras) de un grupo al siguiente para evitar entrecruzamiento con las crías y mezclar líneas genéticas.

O

B. Mantenga cada grupo fundador junto indefinidamente y permita que se crucen sin mezclarlos con otros grupos. Esta estrategia es mejor para poblaciones que tiene problemas de enfermedades, cuidados o logísticos que prohíben moverlos entre grupos.

O

C. Divida las poblaciones fundadoras iniciales en la mitad y siga ambas estrategias A y B para incrementar la probabilidad de éxito reproductivo.

Edad a la Madurez	Longevidad Reproductiva
> 5 años	> 15 años

Especies Ejemplo: Cryptobranchus, Andrias

Problema de Manejo Poblacional: La diversidad genética puede ser mantenida con población es relativamente pequeñas, pero estas pequeñas poblaciones pueden ser vulnerables a colapso demográfico o pérdida debido a que catástrofes ambientales locales golpeen una de las pocas instalaciones.

MANEJO INDIVIDUAL

¿Cuántos fundadores colectar?
- Usted quiere 10.10 fundadores que sobrevivan y se reproduzcan. Colecte más cantidad basado en su tasa estimada de supervivencia y éxito reproductivo. (Por ejemplo, si usted espera el 50% de los animales recolectados sobrevivan y se reproduzcan, entonces debería colectar 20.20 especimenes.) Trate de obtener una relación se sexo tan pareja como sea posible.

¿Cuál es la meta de tamaño poblacional?
- El tamaño poblacional meta está definido como el número de tamaño poblacional mínimo necesario para alcanzar las metas genéticas. Este tamaño de meta genética puede diferir del tamaño de la meta necesario para alcanzar las metas demográfica, de investigación o de reintroducción.
- El tamaño meta depende de la duración del programa (p. ej., corto vs largo plazo) y del tiempo generacional de la especie.
- El tamaño meta fue estimado usando un tiempo de generación de 10 años y un tamaño poblacional efectivo de 0.30.
- Estos tamaños meta fueron estimados para mantener el 90% de la diversidad genética por la duración del programa.

Duración del Programa (Años)	Meta Genética Mínima Tamaño Poblacional
≤ 25	45*
40	65*
55	90*
70	115
85	140
100	160

*Note que este tamaño meta es el mínimo recomendado para alcanzar las metas genéticas, pero puede ser demasiado pequeño para alcanzar las metas demográficas. En general, un tamaño poblacional de 100 es muchas veces considerado el mínimo necesario para alcanzar las metas demográficas.

¿Cuán rápido debe usted aumentar la población hacia el tamaño meta?
- Aumente la población fundadora hacia el tamaño meta en una generación (o al menos cinco crías por fundador).
- Después de alcanzar el tamaño meta, cada año determine el número de crías necesarias para mantener el tamaño poblacional.

¿Quién debe reproducirse?
- Reproduzca de acuerdo a la estrategia de la media de parentesco (Lacy 1995, Pollak et al. 2005).
- Reproduzca los fundadores tanto como pueda; trate de mantener un número similar de crías de todos los fundadores.
- Haga al menos alguna prueba de reproducción de animales nacidos en cautiverio para asegurarse que la población puede mantenerse aún cuando se pierdan los fundadores.
- No es necesario mantener discretas las generaciones si los animales son individualmente rastreados.

Edad a la Madurez	Longevidad Reproductiva
> 5 años	> 15 años

MANEJO DE GRUPO

¿Cuántos fundadores colectar?

- Usted quiere 25.25 fundadores que sobrevivan y se reproduzcan. Colecte más cantidad basado en su tasa estimada de supervivencia y éxito reproductivo. (Por ejemplo, si usted espera el 50% de los animales recolectados sobrevivan y se reproduzcan, entonces debería colectar 50.50 especimenes.) Trate de obtener una relación se sexo tan pareja como sea posible.
- Mantenga los fundadores en grupos lo más pequeños posibles (p. ej., en pares) para dar igual oportunidad para reproducirse a todos los fundadores. Si los fundadores son mantenidos en grupos grandes, usted necesitará más fundadores para asegurar 25.25 reproductores.

¿Cuál es la meta de tamaño poblacional?

- El tamaño poblacional meta está definido como el número de tamaño poblacional mínimo necesario para alcanzar las metas genéticas. Este tamaño de meta genética puede diferir del tamaño de la meta necesario para alcanzar las metas demográfica, de investigación o de reintroducción.
- El tamaño meta depende de la duración del programa (p. ej., corto vs largo plazo) y del tiempo generacional de la especie.
- El tamaño meta fue estimado usando un tiempo de generación de 10 años y un tamaño poblacional efectivo de 0.15.
- Estos tamaños meta fueron estimados para mantener el 90% de la diversidad genética por la duración del programa.

Duración del Programa (Años)	Meta Genética Mínima Tamaño Poblacional
≤ 25	80*
40	130
55	180
70	225
85	270
100	320

*Note que este tamaño meta es el mínimo recomendado para alcanzar las metas genéticas, pero puede ser demasiado pequeño para alcanzar las metas demográficas. En general, un tamaño poblacional de 100 es muchas veces considerado el mínimo necesario para alcanzar las metas demográficas.

¿Cuán rápido debe usted aumentar la población hacia el tamaño meta?

- Aumente la población fundadora hacia el tamaño meta en una generación (o al menos cinco crías por fundador).
- Después de alcanzar el tamaño meta, cada año determine el número de crías necesarias para mantener el tamaño poblacional.

¿Quién debe reproducirse?

Tamaño del Grupo

- Mantenga el tamaño del grupo tan pequeño como sea efectivo para la biología de la especie, si es posible trate de mantener ocho grupos separados.
- Iguale el tamaño familiar a través de los grupos al mantener los tamaños de postura tan parecidos como sea posible.
- Si se pueden identificar dentro de los grupos a los individuos exitosos en la reproducción, considere retirarlos de los grupos para permitir a otros individuos reproducirse.

Estrategias de Reproducción en Grupo: Hay muchas estrategias para mantener la diversidad genética en poblaciones de animales viviendo en grupo:

A. Una vez se haya dado la reproducción, sistemáticamente transfiera individuos entre grupos a manera de “round robin.” Recomendamos uno o más de estos métodos:

- Transfiera 5 individuos por generación – Este número puede que necesite incrementarse si la mortalidad es alta o la fecundidad es baja.
- Transfiera todos los juveniles – Mueva todos los juveniles fuera de su grupo natal para establecer grupos nuevos de siguiente generación antes de que estos alcancen la madurez sexual.
- Transfiera todos los de un mismo sexo – Mueva todos los machos (o hembras) de un grupo al siguiente para evitar entrecruzamiento con las crías y mezclar líneas genéticas.

O

B. Mantenga cada grupo fundador junto indefinidamente y permita que se crucen sin mezclarlos con otros grupos. Esta estrategia es mejor para poblaciones que tiene problemas de enfermedades, cuidados o logísticos que prohíben moverlos entre grupos.

O

C. Divida las poblaciones fundadoras iniciales en la mitad y siga ambas estrategias A y B para incrementar la probabilidad de éxito reproductivo.

CONSIDERACIONES ADICIONALES

- Manejo manipulado para minimizar la adaptación al cautiverio.
- Evitar selección intencional y no intencional.
- Curva de aprendizaje de manejo – cuando lleve nuevas especies a cautiverio, posiblemente empiece tanto con parejas como grupos para entender la mejor manera de reproducirlos.
- Paternidad múltiple en poblaciones manejadas individualmente.
- Investigación sobre manejo.
- Capacidad de mantenimiento.
- Número de instituciones involucradas en mantener cada especie.
- Duración del programa en cautiverio.
- Preocupación con enfermedades.
- Cumplimiento de las recomendaciones.
- Entrenamiento para aquellos involucrados en el manejo de anfibios en cautiverio.
- Problemas con el ingreso de datos – la mayoría de los programas no fueron construidos para las historias de vida de los anfibios.
- Taxonomía siempre cambiante de los anfibios.
- "Reglas de oro," que deben ser investigadas más a fondo:
    - Prioridad Alta
        - Desarrollo de métodos de sexado para anfibios
        - Modelos de manejo en grupos
        - Efectividad e implicaciones por la posibilidad de selección para la resistencia o inmunidad al hongo quítrido *Batrachochytrium dendrobatidis* (*Bd*).
    - Prioridad Intermedia
        - Estabilidad demográfica y fluctuaciones debido a que la demografía en cautiverio puede ser diferente de la del medio silvestre.
        - Prevalencia de diferentes problemas reproductivos: paternidad multiple, partenogénesis, almacenamiento de semen, etc.
    - Prioridad Baja
        - Se necesita desarrollar un banco de tejido para preservar material genético/individuos.
        - Lineamientos para modelos de Ne/N por tanque
        - Investigación de historia natural
        - Recrear el estudio de salmones de Griffith, pero con anfibios - selección inadvertida para adaptaciones en cautiverio.

APÉNDICE A
Explicaciones de las Recomendaciones de Manejo Poblacional

Compilado por Kevin Willis, Minnesota Zoo

Recomendación de la Pregunta 1: ¿Cuántos fundadores colectar?

Figura 1: La probabilidad de que una muestra de N animales contendrá al menos un individuo de cada sexo. Esto asume que la fuente de la población tiene una relación de 50%/50% machos/hembras. Cualquier grupo con un tamaño de 5 animales o mayor tiene un 90% de oportunidad de incluir al menos uno de cada sexo. Esto asume un muestreo al azar de individuos y comportamientos no sexualmente dimórficos. La ecuación es P =1-0.5^(N-1).

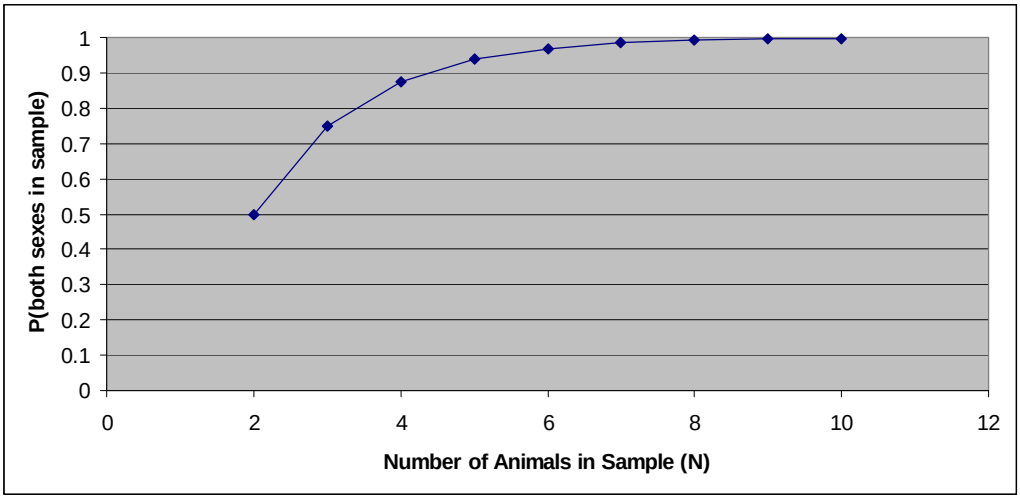


Figura 2: El porcentaje promedio de la diversidad genética de la población inicial capturada en una muestra de N animales seleccionados al azar. Esto asume que la población es tanto homogénea (es decir, sin estructuración sub-poblacional) y en equilibrio Hardy-Weinberg). Cualquier número de fundadores mayor de 20 le permitirá empezar con un potencial de 97.5% de diversidad genética. La ecuación es GD = 1-1/(2N).

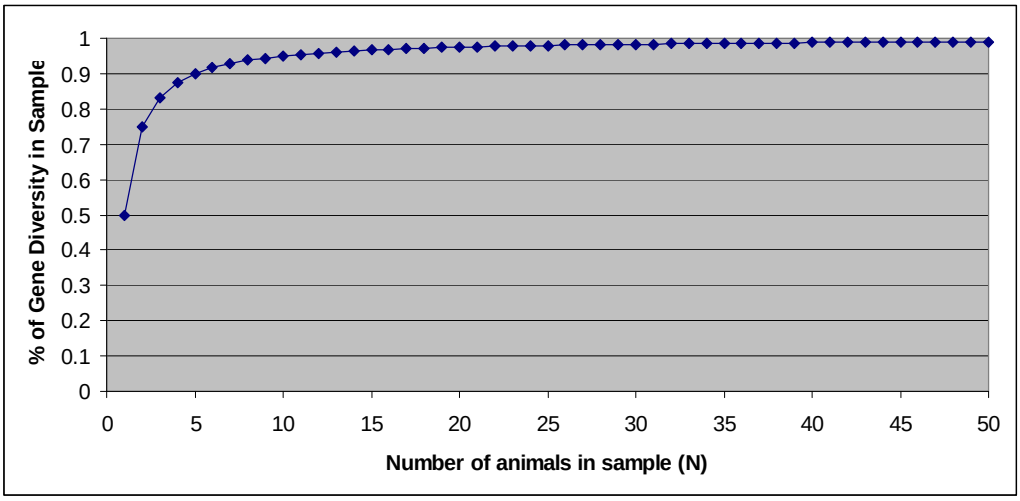
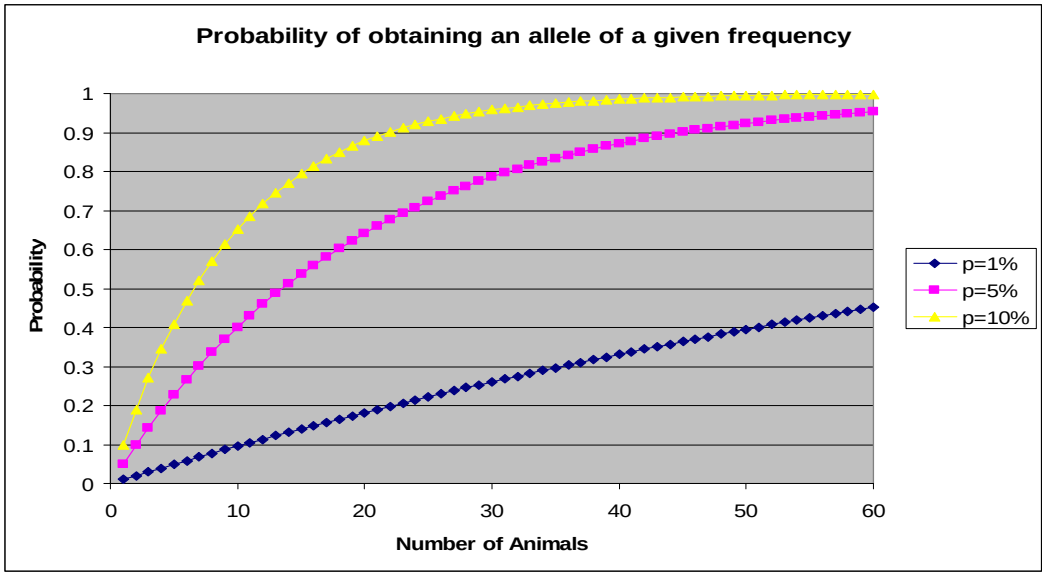


Figura 3: Probabilidad de obtener un alelo de una frecuencia dada. Además de la diversidad genética, la probabilidad de que sean colectados alelos en una muestra de N individuos es también de interés. Esto es un poco más complejo mientras la frecuencia de alelos es también un factor. En esta figura la probabilidad de obtener un alelo de frecuencia *p* en una muestra de N individuos seleccionados al azar es dada por los valores de *p* y tamaños de muestra de 1 a 60 animales. La ecuación es 1 – (1-p)^N.



<u>Recomendación de la Pregunta 2: ¿Cuál el tamaño poblacional meta?</u>

Figura 4: La diversidad genética se pierde en promedio cada generación al aumentar inversamente la proporción del tamaño efectivo poblacional de la población. La tasa promedio de pérdida es 1/[2Ne] de la diversidad genética remanente por generación, donde Ne es el tamaño poblacional reproductivo efectivo, y factores como el número de animales que producen crías, influencia la relación entre el tamaño poblacional total y el tamaño poblacional efectivo. Acá se muestra una relación entre el tamaño poblacional (N) y la tasa mínima de pérdidas (en donde Ne = 2 * N), una tasa típica de pérdida (con Ne = 0.3 * N) para una población manejada intensivamente, y una tasa típica de pérdida (con Ne = 0.15 *N) para una población no manejada (reproducción en grupo o al azar).

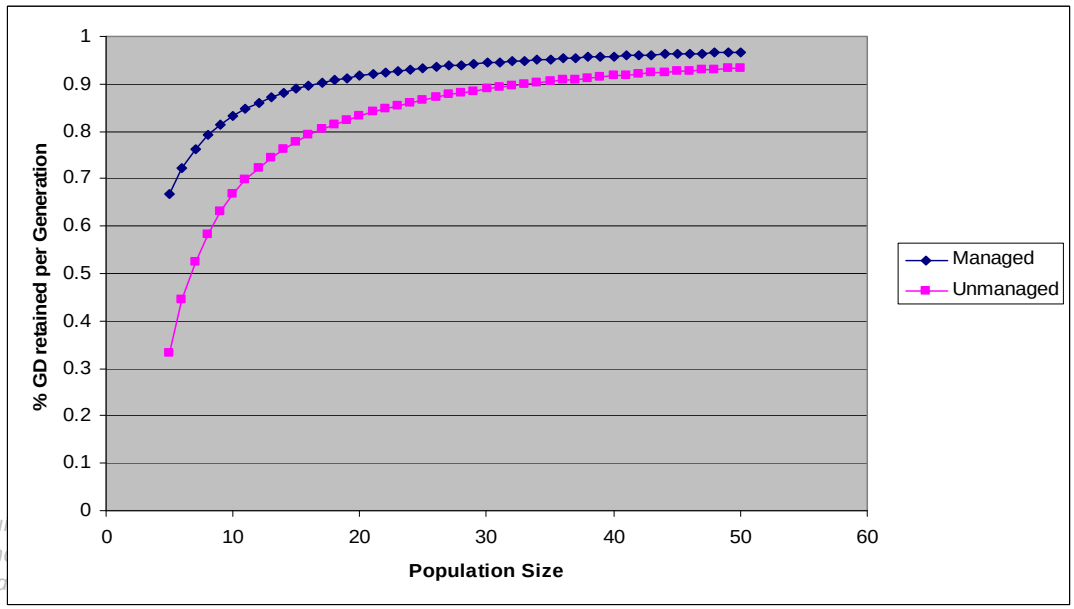


Figura 5a: El número de generaciones hasta que la diversidad genética cae por debajo del 90% para una población de tamaño N con una tasa de pérdida como se define en la figura 4. La diversidad genética se pierde con cada generación. La ecuación general es G=log(0.75)/log(1-1/(0.3*2N)) para una población intensamente manejada y una población no manejada (reproducción en grupo o al azar).

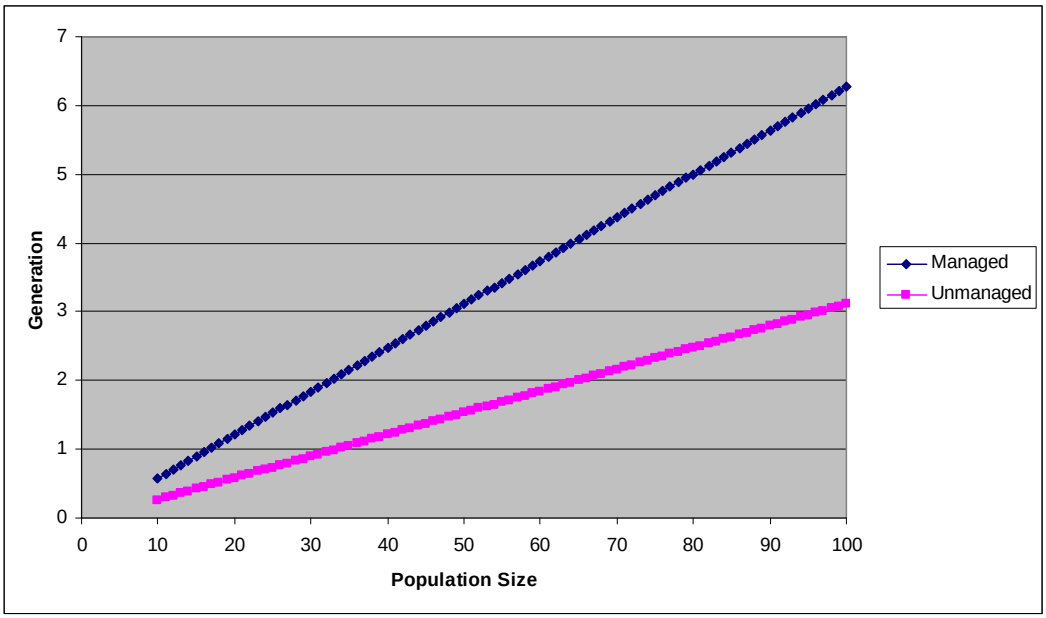
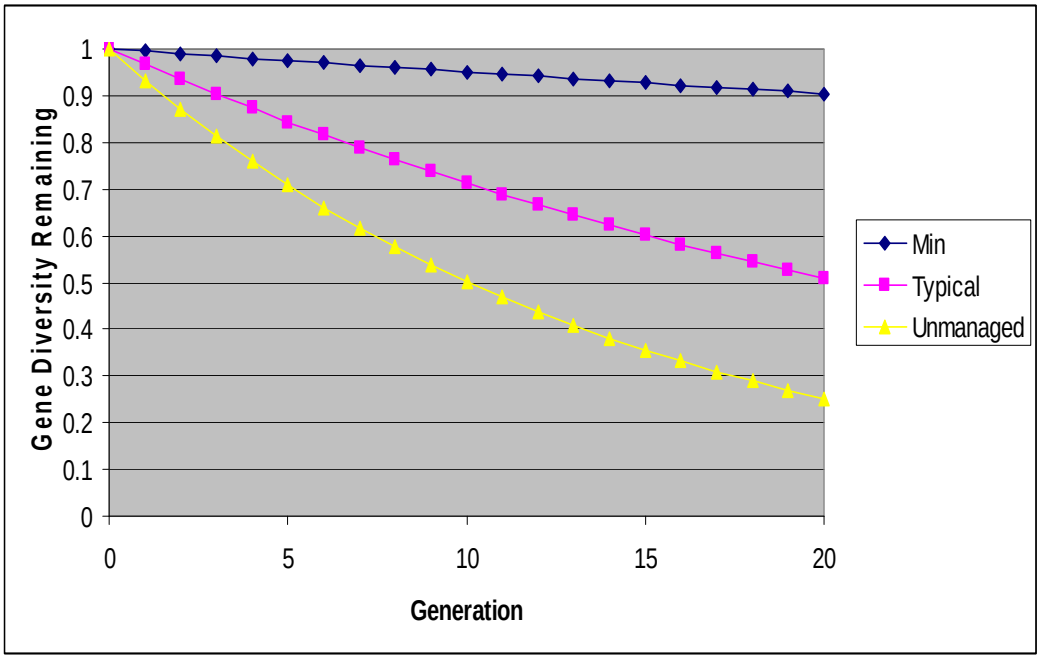


Figura 5b: Proporción de diversidad genética remanente de cada generación por 20 generaciones basado en una población de 50 animales con una tasa de pérdida de diversidad genética como se define en la figura 4. La diversidad genética se pierde con cada generación y se pierde más rápido con manejo menos intensivo (como con grupos).La ecuación general es GDt = (1-1/[4N])^t para una población intensamente manejada y una población no manejada (reproducción en grupo o al azar). Note que esta es una vista alterna de los datos de la figura 5, pero ilustra los mismos principios básicos.



Recomendación de la Pregunta 3: ¿Cuán rápido debe crecer la población a su tamaño meta?

Figura 6: La diversidad genética permanece para cada generación después de la población fundadora. La diversidad genética remanente in la generación t para una población de tamaño inicial X y un tamaño meta N que crece a diferentes tasas. La formula es GD(t+1) = GDt*(1-1/2N)^(year/G); donde G = al intervalo generacional, GDt es la diversidad genética en el tiempo t, GD(t+1) no es GD tiempo (t+1) sino GD en el tiempo t+1, y N es el tamaño poblacional efectivo. El gráfico es para poblaciones para poblaciones con una tamaño efectivo de 50, todos empezando con GD=1, y valores de G = 2, 4 y 8.

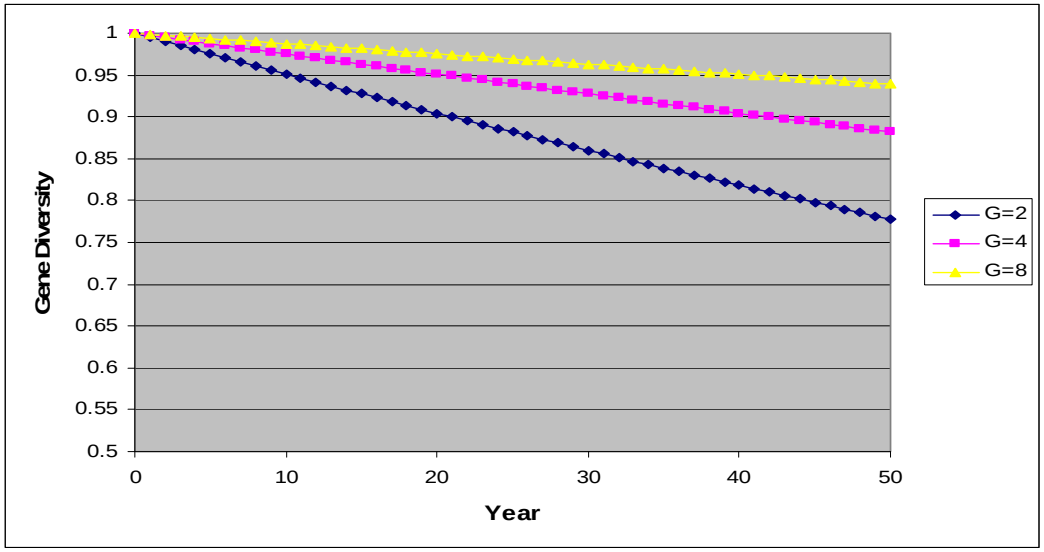
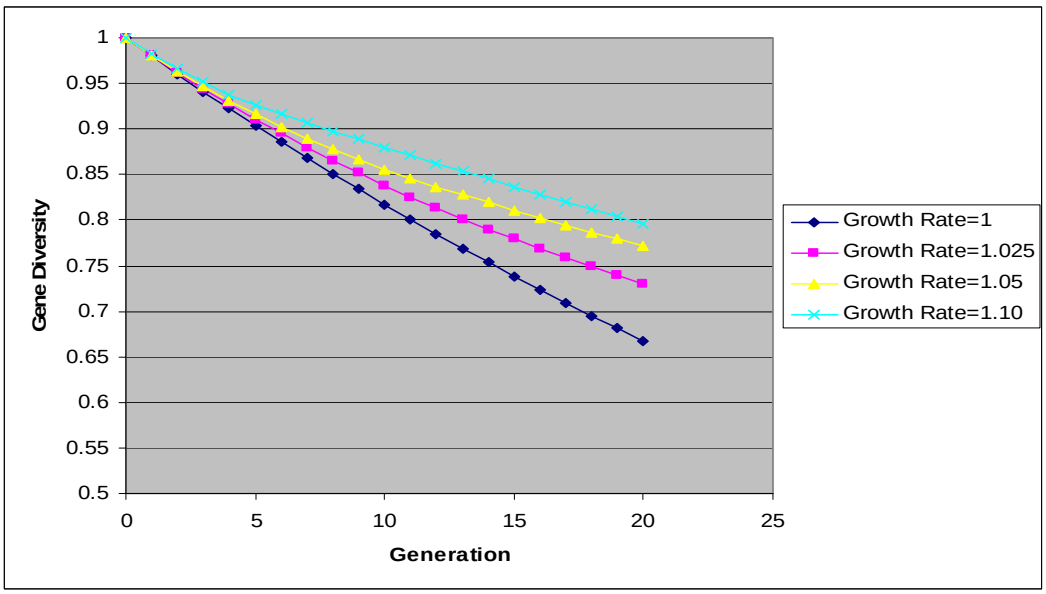


Figura 7: La diversidad genética se pierde con cada generación y disminuye más rápidamente con tasas de crecimiento poblacional menores. En este ejemplo, cada población comienza con un tamaño efectivo de 25 individuos y crece a un tamaño máximo efectivo de 50 individuos. Cada línea representa una diferente tasa de crecimiento por generación. La tasa de crecimiento es multiplicada por el número de individuos efectivo en esta generación para determinar el número de individuos efectivo en la siguiente generación y la tasa de pérdida de diversidad genética sigue una ecuación de flujo estándar.



APÉNDICE B
Literatura Citada

Allendorf F. 1986. Genetic drift and the loss of alleles versus heterozygosity. *Zoo Biology* 5:181-190.

Allendorf F.W. and Leary R.F. 1986. Heterozygosity and fitness in natural populations of animals. In Soulé M.E. (ed.) *Conservation Biology: The Science of Scarcity and Diversity*. Sunderland, MA: Sinauer Associates. p. 57-76.

Ballou J.D. and Foose T.J. 1996. Demographic and genetic management of captive populations. In Kleiman D.G., Lumpkin S., Allen M., Harris H., Thompson K. (eds.) *Wild Mammals in Captivity*. Chicago, IL: University of Chicago Press. p. 263-283.

Ballou J.D. and Lacy R.D. 1995. Identifying genetically important individuals for management of genetic diversity in pedigreed populations. In Ballou J.D., Foose T.J., Gilpin M. (eds.) *Population Management for Survival and Recovery*. New York, NY: Columbia University Press. p. 76-111.

Biek R., Funk W.C., Maxell B.A., and Mills L.S. 2002. What is Missing in Amphibian Decline Research Insights from Ecological Sensitivity Analysis. Conservation Biology 16(3): 728-734.

Frankham R., Ballou J.D., and Briscoe D.A. 2002. *Introduction to Conservation Genetics*. Cambridge, UK: Cambridge University Press.

Green D.M. 2000. "How do Amphibians Go Extinct" from L. M. Darling, editor. 2000. Proceedings of a Conference on the Biology and Management of Species and Habitats at Risk, Kamloops, B.C., 15 - 19 Feb.,1999. Volume One. B.C. Ministry of Environment, Lands and Parks, Victoria, B.C. and University College of the Cariboo, Kamloops, B.C. 490pp.

Hedrick P.W., Brussard P.F., Allendorf F.W., Beardmore J.A., and Orzack S. 1986. Protein variation, fitness and captive propagation. *Zoo Biology* 5. 91-99.

Hutchins M. and Conway W.G. 1995. Beyond Noah's ark: the evolving role of modern zoological parks and aquariums in field conservation. *International Zoo Yearbook* 34:117-130.

Lacy R.C. 1995. Clarification of genetic terms and their use in the management of captive populations. Zoo Biology 14:565-577.

Lacy R., Ballou J.D., Princée F., Starfield A., and Thompson E.A. 1995. Pedigree analysis for population management. In Ballou J., Gilpin M., Foose T. (eds.) *Population Management for Survival and Recovery*. New York, NY: Columbia University Press. p. 57-75

Lacy R., Petric A., and Warneke, M. 1993. Inbreeding and outbreeding in captive populations of wild animal species. In Thornhill, N. (ed.) *The Natural History of Inbreeding and Outbreeding*. Chicago, IL: University of Chicago Press. p. 352-374.

Lewontin RC. 1974. *The Genetic Basis of Evolutionary Change*. New York, NY: Columbia University Press.

Montgomery M.E., Ballou J.D., Nurthen R.K., England P.R., Brisco D.A., and Frankham R. 1997. Minimizing kinship in captive breeding programs. *Zoo Biology* 16: 377-389.

Morris W.F. and Doak D.F. 2002. Quantitative Conservation Biology. Sinauer Associates Inc. Sunderland, MA. 479 pp.

Nei M., Maruyama T., and Chakraborty R. 1975. The bottleneck effect and genetic variability in populations. *Evolution* 29:1-10.

Pollak J.P., Lacy R.C., and Ballou J.D. 2005. Population Management 2000, version 1.211. Chicago Zoological Society, Brookfield, IL.

Population Group Management Workshop; 2002 May 16-18; Seattle, Washington. Association of Zoos and Aquariums; 2002.

Pramuk J.B. and Gagliardo R. 2008. General Amphibian Husbandry. In Poole V and Grow s (eds.) *Amphibian Husbandry Resource Guide*. Pp 4-52. http://www.aza.org/ConScience/Documents/Amphibian_Husbandry_Resource_Guide_1.0.pdf

Princée F.P.G. 1995. Overcoming the constraints of social structure and incomplete pedigree data through low-intensity genetic management. In J.D. Ballou, M. Gilpin, and T.J. Foose, eds., Population management for survival and recovery. Analytical methods and strategies in small population conservation, pp. 124-154. New York, Columbia University Press.

Ralls K., Ballou J.D., and Templeton A. 1995. Estimates of lethal equivalents and the cost of inbreeding in mammals. In Ehrenfeld D. (ed.) *Readings from Conservation Biology: Genes, Populations and Species*. p. 192-200.

Selander R.K. 1983. Evolutionary consequences of inbreeding. In Schonewald-Cox C.M., Chambers S.M., MacBryde B., Thomas L. (eds.) *Genetics and Conservation: A Reference for Managing Wild Animal and Plant Population*. Menlo Park, CA: Benjamin/Cummings. p. 201-215.
Wildt D.E., Bush M., and Goodrowe K.L. 1987. Reproductive and genetic consequences of founding isolated lion populations. *Nature* 329:328-31.

Este capítulo del documento fue creado en el taller de manejo de poblaciones de anfibios llevado a cabo el 10-11 de Diciembre del 2007 en el Zoológico de San Diego, San Diego, California, U.S.A patrocinado por Amphibian Ark.
Si quiere mayor información o tiene alguna duda por favor contactar a Kristine Schad o Kristine Leus.

Asistentes al taller y otros contactos importantes:

Nombre	Trabajo	Institución	E-mail	Área de Experiencia
Kristin Leus	CBSG Europe Programme Officer; Population Management Advisor; Co-Chair Amphibian Population Management Committee	Copenhagen Zoo; European Association of Zoos and Aquaria (EAZA); Amphibian Ark (AARK)	Kristin@cbsgeurope.eu	Primary Contact for Amphibian Population Management; Population Biology
Kristine Schad	Associate Population Biologist; Co-Chair Amphibian Population Management Committee	AZA Population Management Center; Amphibian Ark (AARK)	kschad@lpzoo.org	Primary Contact for Amphibian Population Management; Population Biology
Bob Maillouix	Owner	Sandfire Dragon Ranch, California		Amphibian Husbandry
R. Andrew Odum	Curator	Toledo Zoological Society	RAOdum@aol.com	Amphibian Husbandry
Mike Ready		Sandfire Dragon Ranch, California		Amphibian Husbandry
Andy Snider	Director of Animal Care and Conservation	Fresno Chaffee Zoo	asnider@fresnochaffeezoo.com	Amphibian Husbandry
Louise Bier	Consulting Population Biologist	AZA Population Management Center	lbier@lpzoo.org	Population Biology
Kevin Johnson	Amphibian Ark Taxon Officer	Australasian Regional Association of Zoological Parks and Aquaria (ARAZPA) & Amphibian Ark (AARK)	kevinj@amphibianark.org	Software Development

Richard Gibson	Curator Lower Vertebrates and Invertebrates; Amphibian Ark Taxon Officer	Zoological Society of London (ZSL)* & Amphibian Ark (AARK) *recently moved to Chester Zoo	Richard@amphibianark.org	Conservation Biology, Species Prioritization
Bob Lacy	Conservation Biologist	Chicago Zoological Society & IUCN/SSC Conservation Breeding Specialist Group (CBSG)	rlacy@ix.netcom.com	Population Biology; Management Software Development
Sarah Long	Senior Population Biologist	AZA Population Management Center	slong@lpzoo.org	Population Biology
Brandie Smith	Senior Biologist	Association of Zoos and Aquariums (AZA) *recently moved to National Zoological Park	smithbr@si.edu	Group Management; Population Biology
Bob Wiese	Director of Collections	Zoological Society of San Diego	BWiese@sandiegozoo.org	Population Biology
Kevin Willis	Biological Programs Director	Minnesota Zoo	Kevin.Willis@state.mn.us	Population Biology
Sharon Baker	Curatorial Assistant	Zoological Society of San Diego	SKBaker@sandiegozoo.org	
Becky Bryning	Senior Systems Analyst/Programmer	Zoological Society of San Diego	RBryning@sandiegozoo.org	

Apéndice I

Cuartos Aislados para Anfibios en el Zoológico Omaha's Henry Doorly, USA

Un ejemplo para cumplir con los estándares de cuarentena y cuidado designados para la reintroducción de anfibios al medio silvestre

Jessi Krebs

Supervisor of Reptiles and Amphibians, Omaha's Henry Doorly Zoo
3701 S. 10th St. Omaha NE 68107
jkrebs@omahazoo.com
Fotos por J. Krebs

INTRODUCCIÓN

En Febrero del 2006, el Grupo Especialista de Conservación y Cría (CBSG) de la UICN y la Asociación Mundial de Zoológicos y Acuarios (WAZA) organizó el Taller de Planeación de Conservación *Ex Situ* en El Valle, Panamá. Uno de los propósitos de esta reunión fue hacer recomendaciones de estándares de cuidado para anfibios que son parte de los programas de reintroducción o de colecciones cautivas que pueden ser devueltas a sus hábitat naturales en el futuro (Zippel et al., 2006). Muchas de las recomendaciones hechas involucraron el mejoramiento de los estándares actuales de alojamiento y cuarentena practicados por muchos zoológicos, instituciones académicas y privadas y que han sido consideradas por algunas personas como poco prácticas y extremas para zoológicos y acuarios. Armados con las lecciones aprendidas de la diseminación del *Batrachochytrium dendrobatidis* (*Bd*; el hongo quítrido de los anfibios) y el potencial de emerger de otros patógenos, sería prudente para aquellas instituciones que mantienen anfibios el revisar sus prácticas de cuidado y sus estándares de cuarentena en un intento por obedecer las nuevas recomendaciones.

El Zoológico Omaha's Henry Doorly respondió al llamado de acción e inmediatamente estableció cuartos específicos para anfibios dentro de las construcciones ya existentes ene el zoológico. Los Cuartos Aislados para Anfibios (CAA) se han convertido en un modelo para la aplicación de estándares recomendados para zoológicos y acuarios. Cada CAA mantiene una especie o un grupo de especies de la misma área geográfica. Se proporcionan las siguientes imágenes, precios, materiales y fuentes como un ejemplo para aquellos que consideren construir sus propios CAA[1].[1]

1 Los materiales y fuentes citadas son presentados con base a la fabricación hecha en el Omaha's Henry Doorly Zoo, no como un endoso. Contacte al autor para información adicional acerca de cualquiera de los productos presentados.

Figura 1. Un cuarto típico no compatible con anfibios.

CUARTOS PARA ANFIBIOS

No Compatible con la Bioseguridad

La mayoría de los cuartos para mantener anfibios en los zoológicos y acuarios no son compatibles con las nuevas recomendaciones de bioseguridad. Un ejemplo de un cuarto para anfibios no bioseguro es aquel que mantiene animales de todo el mundo (Figura 1). Otros problemas pueden ser que no se tomaron precauciones para evitar que se salpique agua de tanques colocados en repisas superiores a los que estén debajo o que no se emplee procesos de tratamiento de agua para prevenir la salida de patógenos fuera de la instalación poniendo en riesgo las poblaciones locales de anfibios. No se puede excluir por totalidad el error humano, una tapa mal puesta puede incrementar la dispersión de un patógeno entre animales de diferentes áreas del mundo.

Figura 2. Un ejemplo de Cuarto Aislado para Anfibios – tamaño 2.4 x 2.4 x 2.4 mts.

Compatibilidad con la Bioseguridad

Cada CAA del Zoológico Omaha's Henry Doorly Zoo mantiene una especie o varias especies de la misma área. Los CAA son cuartos versátiles construidos con materiales disponibles de invernadero que han sido construido por los cuidadores de animales (Figura 2). Los CAA en el zoológico varían desde 2.4 x 1.5 x 2.4 mts. a 3 x 4.9 x 2.4 mts. Las paredes están hechas de marcos de aluminio de 3.8 x 3.8 cms. y dos láminas de policarbonato (Lexan®). Las paredes se unen con ángulos de aluminio de 2 cms. (Figura 3). Para accesar a cada cuarto, este tiene una puerta. Todas las juntas son selladas con silicón 100% para prevenir el escape de agua. Las juntas son checadas con agua a presión antes de instalar equipos y animales y se inspección visualmente de manera continua para mantener los niveles de bioseguridad. La puerta se coloca en el punto más bajo y antes que el agua alcance el nivel de espacio entre marco y puerta el cuarto puede inundarse con 796 lts. antes que el agua salga a un pasillo común.

A continuación se presenta la lista de artículos utilizados para la construcción del cuarto de la Figura 1:

Sobremarco[2] (Figura 4)	18 @ 2.4 m
Uniones[2] (Figura 5)	3 @ 2.4 m
Lámina de Policarbonato[2]	6 @ 1.8 x 2.4 m
Tubo de aluminio[3]	18 @ 3.8 x 3.8 cm; 0.3 cm de espesor
Puerta batiente	
Herramienta	
Tornillos y arandelas	

Figura 3. Acercamiento de la pieza de ángulo de aluminio manteniendo la tubería de aluminio (3.8 x 3.8 cm) y la puerta.

2 www.stuppy.com

3 www.statesteel.com/omaha.htm

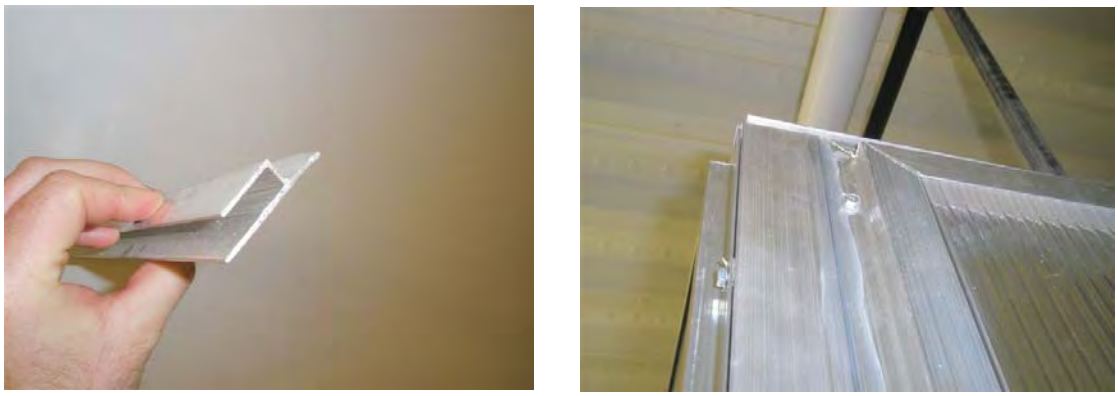


Figura 4. Acercamiento de un sobremarco y su uso.

Figura 5. Acercamiento de uniones y su uso.

Figura 6. Unidad de aire acondicionado portátil y botas dedicadas para cada cuarto.

Se utilizan unidades de aire acondicionado/calentador portátil para controlar la temperatura ambiental en cada cuarto (Figura 6). Las unidades pueden ser compradas a distintos BTU para cuartos de diferente tamaño: cuartos de 2.4 x 2.4 x 2.4 mts. usan unidades de 10,000 BTU; cuartos de 3 x 4.9 x 2.4 mts. usan unidades 12,000 BTU. En la Figura 4 se observan las botas dedicadas para cada cuarto. Las botas, que son fáciles de desinfectar, se cambian cada vez que el cuidador cruza la línea de seguridad del cuarto.

A continuación se lista los artículos usados en el cuarto que aparecen en la Figura 6:

Aire acondicionado/calentador[4]	10,000 unidades BTU
Botas de hule	

Figura 7. Estantes con acuarios para anfibios.

Las cajas utilizadas como acuarios para anfibios son de policarbonato de alta calidad para prevenir que el material despida toxinas que algunas veces se encuentran en materiales plásticos (Figura 7). Aunque los acuarios de vidrio pueden ser menos costosos, las cajas de policarbonato son mucho más duraderas y versátiles, haciendo que puedan ser usadas tanto para especies acuáticas como terrestres. Para taladrar las cajas no hacen faltan brocas especiales y no se resquebrajan o quiebran tan fácilmente como el vidrio. El volumen de los tanques usados va desde 19 a 60 litros.

Lista de materiales utilizados para las estanterías dentro del cuarto mostradas en la Figura 7:

Estantes[5]
Tanques para ranas[6]
Tapas[7]

4 www.sunpentown.com/wa12poacwihe.html

5 www.samsclub.com/shopping/navigate.do?dest=5&item=203424&pCatg=7085

6 www.rcpworksmarter.com/rcp/products/detail.jsp?rcpNum=3328

7 www.habitatsystemsltd.com , fabricados a la medida

Figura 8. Sistema de drenaje debajo de cada estante instalado en el CAA.

El drenaje para cada caja descarga en un sistema de drenaje común ubicado bajo cada repisa. Las tuberías de drenaje son de 2 pulgadas de diámetro para permitir que pasen grandes volúmenes de agua sin que esta se desvíe a cajas adyacentes (Figura 8). Todas las tuberías del sistema de drenaje van a un tubo de colección de aguas servidas (Figura 9).

Figura 9. Tina colectora de agua servida con bomba en la parte inferior.

Para colectar el agua servida de cada cuarto de aislamiento se utilice una combinación de dos fregaderos unidos (Figura 9). El fregadero inferior (sin patas) se coloca directamente sobre el piso. El segundo fregadero (con patas) se coloca dentro del fregadero inferior y unido para que drene en el fregadero inferior sin que salpique. Se coloca una bomba en el fregadero inferior sumergible para bombear el agua servida a la Estación Central de Tratamiento (Figura 10). El fregadero superior puede ser usado como tal para lavar equipos y acuarios.

Lista de materiales utilizados para la tina de colección de agua de desecho de las Figuras 8 y 9:

- Dos lavaplatos
- Bomba sumergible[8]
- Tubos de PVC, "Tes" y codos
- Trabajo de plomería

8 www.flotecpump.com/pdf/Page_06_2004.pdf

Figura 10. Estaciones de almacenamiento y tratamiento de agua.

Toda el agua es tratada fuera de cada cuarto en una Estación Central de Tratamiento. Se utiliza un contenedor de agua grande para almacenar agua reconstituida de osmosis reversa que puede luego ser bombeada a cada cuarto según sea necesario (ver lado derecho de la Figura 10; Ver Capítulo I para mayor información de agua reconstituida de osmosis reversa). Se utilizan dos tambos para colectar toda el agua servida (centro de la Figura 10), que luego es tratada con cloro casero por 12 horas antes de ser enviada al sistema de cloacas de la ciudad. Ver el Capítulo 3 para más información acerca de tratamiento de agua.

Lista de materiales usados para tratamiento de agua entrante y saliente de cada cuarto mostrados en la Figura 10:

Barril de almacenamiento de agua filtrada por Osmosis Reversa (1,135 lts)
Sistema de filtro de Osmosis Reversa
Sistema automático reconstituidor de Osmosis Reversa
Barriles de tratamiento de agua residual 2 @ 208 lts.
Sistema automático de cloración
Tubería PVC
Juegos de análisis de calidad de agua

Figura 11. Sistema de iluminación acomodado en los estantes.

La iluminación de cada estante se provee en dos formas: luces fluorescentes compactas encima de cada repisa para proveer luz ultravioleta y pequeños focos de calor para cada acuario para proveer asoleaderos para aquellas especies que requieren mayores temperaturas (Figura 11).

Lista de materiales usados para iluminación en los cuartos mostrados en la Figura 11:

Accesorios de iluminación[9]
Focos[10]

Presupuesto para un cuarto 2.4 x 2.4 x 2.4 mts (en US$):

Materiales para el cuarto	1,100
Repisas/estantes	270
Aire acondicionado/calentador	700
Acuarios	145 c/u x 18 = 2,610 US$
Iluminación	210 c/u x 9 = 1,890 US$
Plomería	450
Tuberías eléctricas/cables	200
TOTAL para un cuarto	**7,220 US$**

CONCLUSIÓN

El Zoológico de Johannesburgo en Sudáfrica ha usado una tecnología similar para desarrollar cuartos aislados para anfibios en su esfuerzo por lograr los estándares internacionales de bioseguridad en su Centro de Conservación de Anfibios. En el Zoológico de Johannesburgo se modificó un edificio ya existente para albergar varias especies de anfibios amenazados que van a ser utilizados en programas de reintroducción. Los métodos descritos arriba han funcionado bien

9 www.drsfostersmith.com/Product/Prod_Display.cfm?pcatid=3773&N=2004+113345

10 www.drsfostersmith.com/Product/Prod_Display.cfm?pcatid=3773&N=2004+113345

para ellos, demostrando la posibilidad de transferir las técnicas del zoológico Omaha's Henry Doorly no solo a otras instituciones acreditadas por la AZA sino también a otras instituciones del mundo. Este capítulo demuestra que con un poco de imaginación, las instituciones pueden ser capaces de cumplir con las recomendaciones de bioseguridad desarrolladas durante el taller de CBSG/WAZA Amphibian *Ex Situ* Conservation Planning Workshop con relativamente bajo presupuesto.

Esperemos que esto motive a otras instituciones a considerar la construcción de sus propios Cuartos Aislado para Anfibios e intentar salvar al menos una especie o grupo de anfibios.

REFERENCIAS

Zippel, K., R. Lacey, O. Byers (eds.) 2006. CBSG/WAZA Amphibian *Ex Situ* Conservation Planning Workshop Final Report. IUCN/SSC Conservation Breeding

Apéndice II

Centro de Conservación de Anuros de Montana (MACC)

Tara Sprankle

Senior Keeper - Reptiles, The Phoenix Zoo
455 North Galvin Pkwy.
Phoenix, AZ 85008-3431
tsprankle@thephxzoo.com
Fotos por T. Sprankle

El Centro de Conservación de Anfibios de Montana fue recientemente utilizado por el Zoológico de Phoenix para la cría en cautiverio de la rana leopardo de Arizona (Figuras 1, 2 y 3). Esta instalación que está en uso desde 1997, consta de dos contenedores de carga refrigerada de 6 metros. Las siguientes recomendaciones y estándares están basados en la experiencia del Zoológico de Phoenix.

Figura 1. Vista frontal del MACC con estructura para sombra.

Figura 2. Vista amplia del MACC y su entrada de concreto.

Figura 3. Vista posterior del MACC mostrando donde las tuberías de agua ingresan al edificio.

Para empezar a trabajar se hizo de inicio un ajuste a la estructura del contenedor. Las puertas originales (Figura 4) eran muy pesadas y difíciles de manejar por lo que fueron removidas. Se colocó entonces un marco de madera en esa área. Las aberturas fueron selladas con sellador y se les colocó una puerta de madera normal (Figura 5).

Figura 4. Puertas exteriors originales antes de ser cambiadas.

Figura 5. Vista interior de la pared frontal habiéndose reemplazado las puertas batientes originales.

Se hicieron unas adaptaciones simples para preparar el interior de la estructura para poder exponerla al agua y para proveer acceso a fuentes de agua y electricidad. Los contenedores refrigerados tienen una cobertura plástica o de aluminio para impedir la corrosión y para ayudar a controlar la temperatura. Una vez que quedaron instalados los contenedores en las premisas del zoológico se conectó el agua y la electricidad (Figuras 6 y 7). La plomería corre horizontalmente a mitad de las paredes de ambos lados del interior del edificio. Hay dos aspersores en cada lado para un total de cinco por contenedor. La disposición del agua y electricidad fue colocada originalmente pensando en grandes tinas plásticas usadas en acuacultura (Figura 8). En vez de esto, ahora utilizamos un sistema de estantes con contenderos plásticos para alimento, haciendo que la disposición de las instalaciones sean imprácticas.

Figura 6. Suministro de agua y filtro hacia el MACC

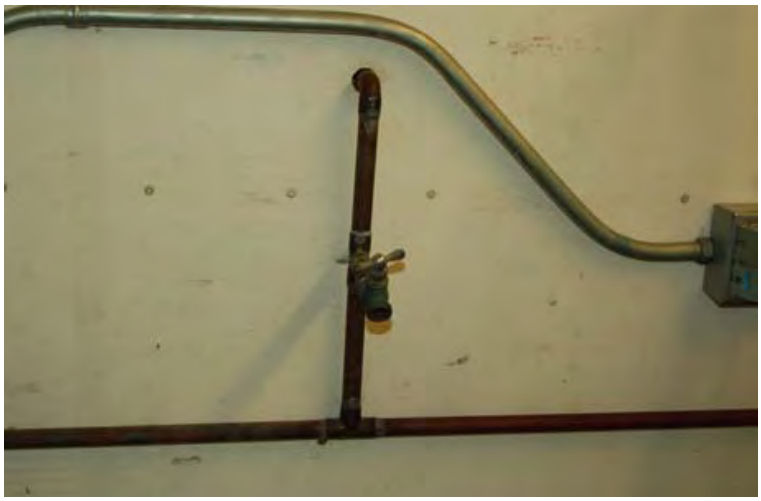


Figura 7. Tubería de agua y conexión para manguera.

Figura 8. Ejemplo de repisas con tinas para renacuajos.

Se hicieron ajustes adicionales para mantener la temperatura interna constante y control de la iluminación. Los contenedores del MACC contaban con unidad de refrigeración pero como no teníamos confianza de cuánto tiempo durara, se reemplazaron con una unidad de aire acondicionado para habitaciones de casa (Figura 9). Las unidades de aire acondicionado fueron instaladas en las paredes (Figura 5); estas han sido reemplazadas solo una vez desde que las instalaciones fueron construidas en 1997. A pesar de las extremadamente altas temperaturas de Arizona, hemos sido capaces de mantener la temperatura entre 21-23 C sin mucha dificultad. Un controlador estándar de tiempo controla las luces (Figura 10)[1].

1 En el MACC fue utilizado un temporizador automático para piscina marca Intermatic®

Figura 9. Un aire acondicionado estándar para casa fue instalado en cada unidad.

Figura 10. Temporizador usado para programar las luces. En el MACC fue utilizado un temporizador manual Intermatic®.

Estos edificios fueron construidos para ser temporales, pero estuvieron en uso por diez años. No teníamos un presupuesto asignado así que no pudimos instalar drenajes en el piso, por lo que toda el agua tenía que ser removida manualmente. Ya que estamos trabajando con una especie nativa no tenemos que preocuparnos por una situación de cuarentena estricta como se requeriría si estuviéramos trabajando con una especie no nativa. Cada contenedor costó inicialmente aproximadamente 2,000 USD. Debido a la edad de las instalaciones y a la rotación de personal, la información de los gastos de la instalación no está disponible. El costo total del proyecto se redujo ya que la mayor parte de trabajo de construcción fue hecho por los encargados de manejo animal y cuidadores.

Las ranas leopardo han sido recientemente reubicadas a un edificio dedicado a la conservación y mantenimiento temporal de especies nativas de Arizona. Los contenedores actualmente son usados como casas de invierno para reptiles y anfibios.