NIT· 890 318 247-8

Santiago de Cali, 28 octubre de 2024

CORPORACION AUTONOMA REGIONAL
DEL VALLE DEL CAUCA
28/10/2024 14:51:23

Remitente: FUNDACION ZOOLOGICA DE CALI

Asunto· ENTREGA DE DOCUMENTO

Destinatario DUVAN ANDRES GARCIA RAMIREZ

Radicado *982822024* Folios· 52

Señores
Duván Andrés García Ramírez
Supervisión – Convenio CVC 037 de 2024
Corporación Autónoma Regional del Valle del Cauca-CVC

Ref. Radicación de documentación para solicitud del segundo desembolso

Saludo cordial

Adjuntamos la documentación requerida para la solicitud del segundo desembolso en el marco del Convenio 037 de 2024, cuyo objetivo es "Aunar esfuerzos y recursos para monitorear el programa de reintroducción de *Oophaga lehmanni*, garantizar el manejo *Ex Situ* de los individuos bajo cuidado humano, y explorar localidades para registrar las poblaciones de la especie".

Nota: La documentación contiene (52) folios

Atentamente,

MARÍA CLARA DOMÍNGUEZ
Directora
Fundación Zoológica de Cali

Documentación técnica

- Informe de avance
- Manual de manejo para la rana venenosa de Lehmann *Oophaga lehmanni* (Myers y Daly, 1976) en el laboratorio de la Fundación Zoológica de Cali

FUNDACIÓN ZOOLÓGICA DE CALI

CONVENIO CVC 037 - 2024

Aporte a las estrategias de conservación de *Oophaga lehmanni*: monitoreo del programa de reintroducción, manejo *ex situ* y exploración espacial

INFORME DE AVANCE

Octubre 2024

INTRODUCCIÓN

Oophaga lehmanni, conocida comúnmente como la rana venenosa de Lehmann, es una especie endémica del Valle del Cauca, Colombia, catalogada como en peligro crítico de extinción (CR) por la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN, 2019). Su declive poblacional se debe principalmente a la extracción ilegal para el comercio de mascotas, la destrucción de su hábitat natural y la introducción de enfermedades (Betancourth-Cundar et al., 2020; Castro & Bolívar, 2010; Rueda-Almonacid et al., 2004).

En respuesta a esta crítica situación, diversas entidades han implementado acciones para su conservación, destacando programas de manejo ex situ y esfuerzos de reintroducción en su hábitat natural (Gómez-Díaz et al., 2019). El monitoreo de los individuos reintroducidos es crucial para evaluar la efectividad de la estrategia y realizar los ajustes necesarios que maximicen las tasas de supervivencia y adaptación.

INTRODUCCIÓN

Asimismo, el manejo ex situ asegura una reserva genética viable, proporcionando un respaldo vital para las poblaciones silvestres y facilitando futuras reintroducciones. La exploración de nuevas localidades por su parte es esencial para ampliar el conocimiento sobre la distribución actual de la especie, especialmente dado que se han mencionado avistamientos en áreas no previamente documentadas. Identificar y proteger estas nuevas poblaciones podría ser determinante para la recuperación de la especie.

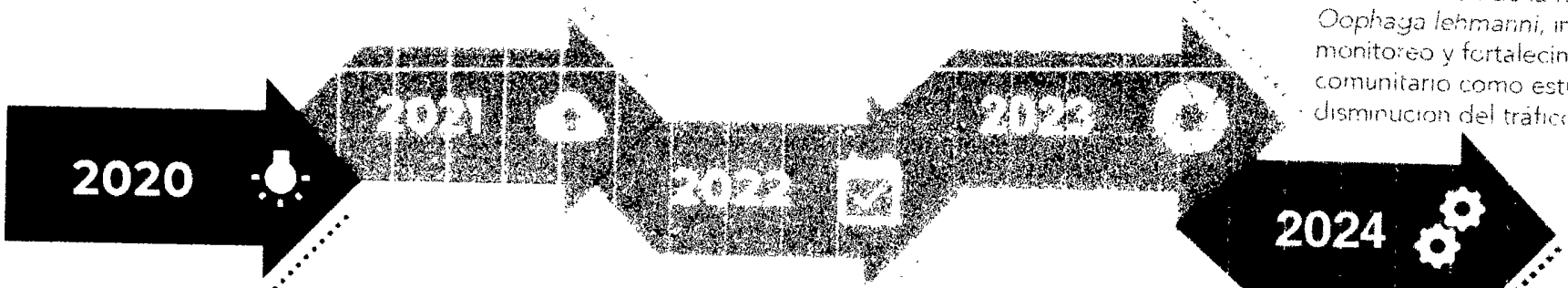
Esta propuesta no solo contribuye a la conservación de *O. lehmanni*, sino que también fortalecerá la colaboración entre científicos, comunidades locales y autoridades ambientales, creando una base sólida para la conservación a largo plazo de esta especie emblemática del Valle del Cauca.

ANTECEDENTES

Las iniciativas realizadas por diferentes entidades en beneficio de la Conservación de *Oophaga lehmanni* se presenta en la siguiente línea de tiempo:



ANTECEDENTES



Convenio No 059

Continuar con la implementacion del programa de reproduccion de la rana venenosa *Oophaga lehmanni*, para el repoblamiento en areas de conservacion y proteccion ambiental incluyendo monitoreo y fortalecimiento comunitario

Convenio No 054

Seguimiento del programa de reintroduccion de la rana venenosa *Oophaga lehmanni*, incluyendo monitoreo y fortalecimiento comunitario como estrategia para la disminucion del tráfico ilegal

CVC -FZC

Convenio No 044

Implementar el programa de reproduccion de la rana venenosa *Oophaga lehmanni* para el repoblamiento en areas de conservacion y proteccion ambiental y socializacion del proyecto con la comunidad

Convenio No 059

Dos eventos de reintroduccion de *Oophaga lehmanni* con fines de conservacion

Convenio No 037

Aporte a las estrategias de conservacion de *Oophaga lehmanni* monitoreo del programa de reintroduccion, manejo *ex situ* y exploracion espacial

OBJETIVOS

Objetivo General

Aunar esfuerzos y recursos para monitorear el programa de reintroducción de *Oophaga lehmanni*, garantizar el manejo *Ex Situ* de individuos bajo cuidado humano, y explorar localidades para registrar poblaciones de la especie.

Objetivos específicos

- Monitorear la supervivencia de los individuos reintroducidos en su hábitat natural
- Garantizar las condiciones de manejo y bienestar de la población bajo cuidado humano de *Oophaga lehmanni*
- Explorar y registrar localidades de distribución para la especie.

ACTIVIDADES Y PRODUCTOS

	Actividad	Producto
1	5 salidas de campo para registrar los individuos liberados del programa de reintroducción de *Oophaga lehmanni*	Informe técnico del monitoreo de individuos liberados
2	Garantizar las condiciones de manejo y bienestar de la población bajo cuidado humano de *Oophaga lehmanni*	Protocolo de manejo *Ex Situ*
3	Explorar y registrar localidades de distribución para la especie	Informe técnico de las exploraciones

El monitoreo de individuos liberados de *O. lehmanni* en el marco del programa de reintroducción es esencial para evaluar el éxito y ajustar las estrategias de conservación de la especie. Este proceso permite obtener datos precisos sobre la supervivencia, dispersión, adaptación al hábitat y estado de salud de los ejemplares, ofreciendo una visión detallada del impacto de las condiciones ambientales y de otros factores en los individuos reintroducidos.

Los datos de recaptura son particularmente valiosos, ya que permiten identificar y seguir la trayectoria de individuos específicos a lo largo del tiempo. A través de estos datos, es posible estimar tasas de supervivencia y de movimiento, así como documentar cambios en el comportamiento, patrones de alimentación y uso del hábitat, entre otros. También, los registros de recaptura aportan información sobre la condición física y la salud de los ejemplares, permitiendo detectar y responder a posibles problemas sanitarios que pudieran afectar la viabilidad de la población reintroducida.

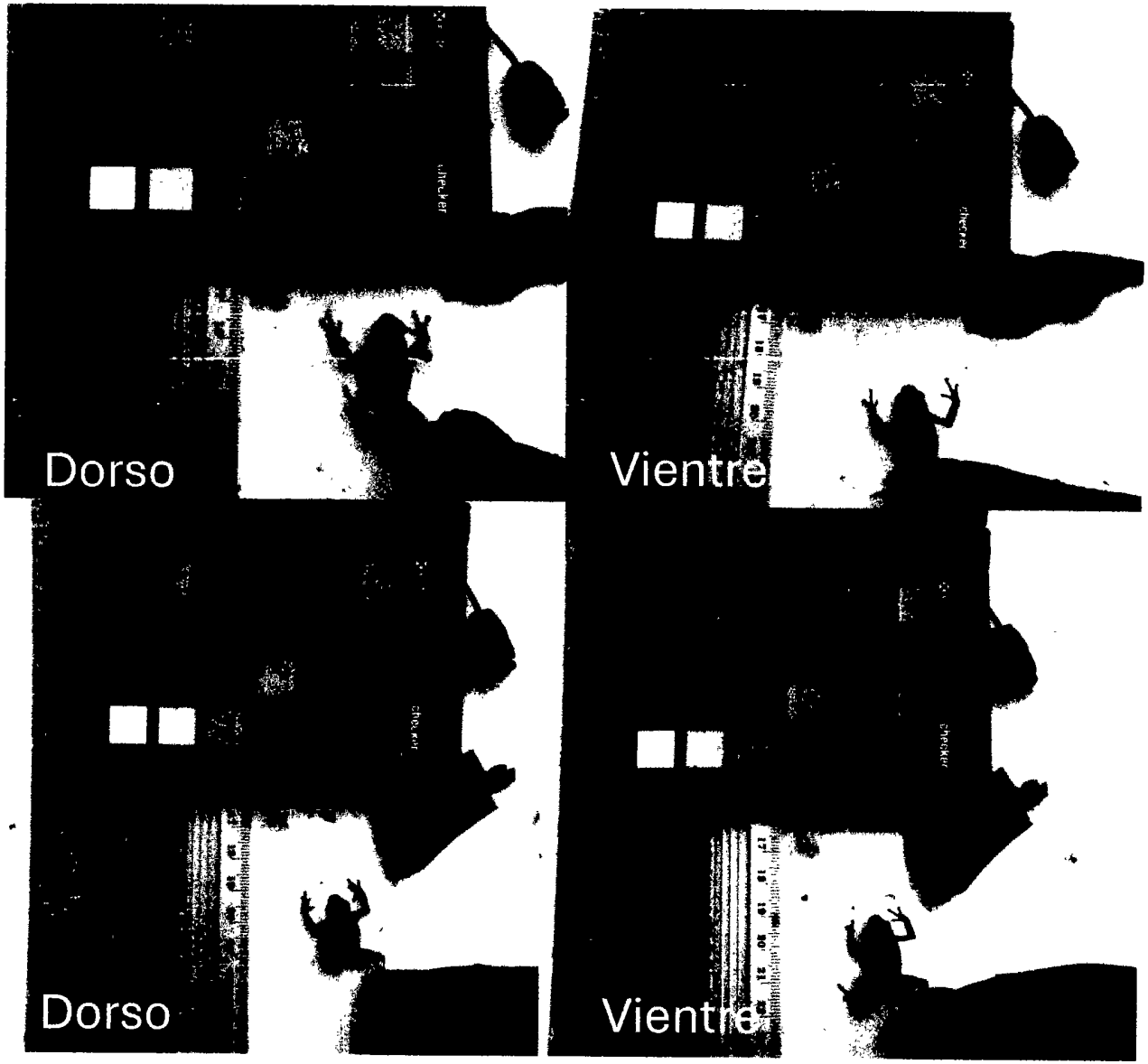
A la fecha, se han realizado dos jornadas de monitoreo tras el séptimo evento de liberación, llevadas a cabo el 27 de septiembre y el 4 de octubre. Durante la primera jornada no se obtuvo ningún registro, mientras que en el segundo monitoreo se lograron observar siete individuos.





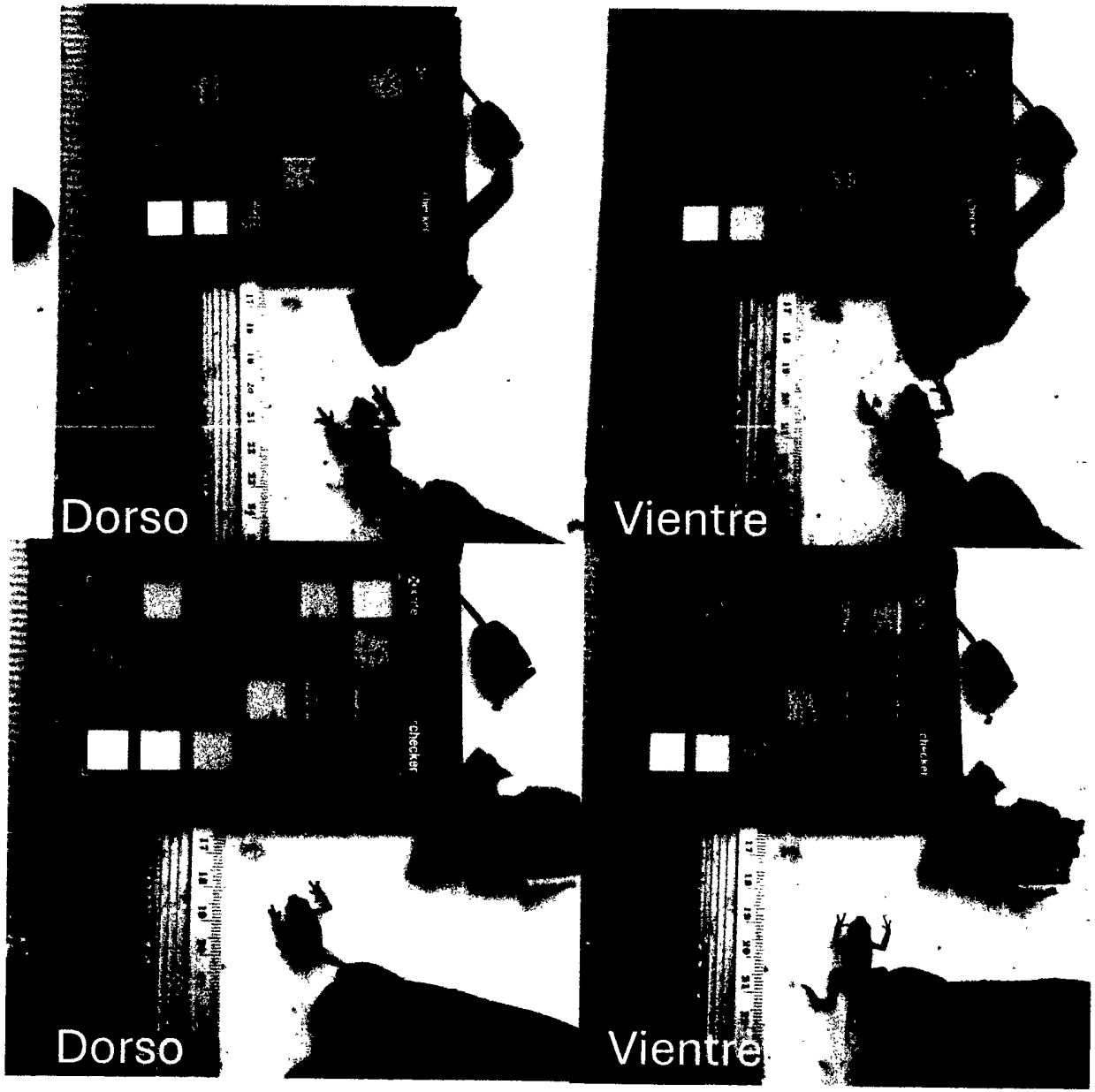
A continuación, se presenta el marcaje mediante foto-identificación de algunos de los individuos liberados en este último evento.

Ejemplo de individualización mediante foto-identificación como base para el monitoreo



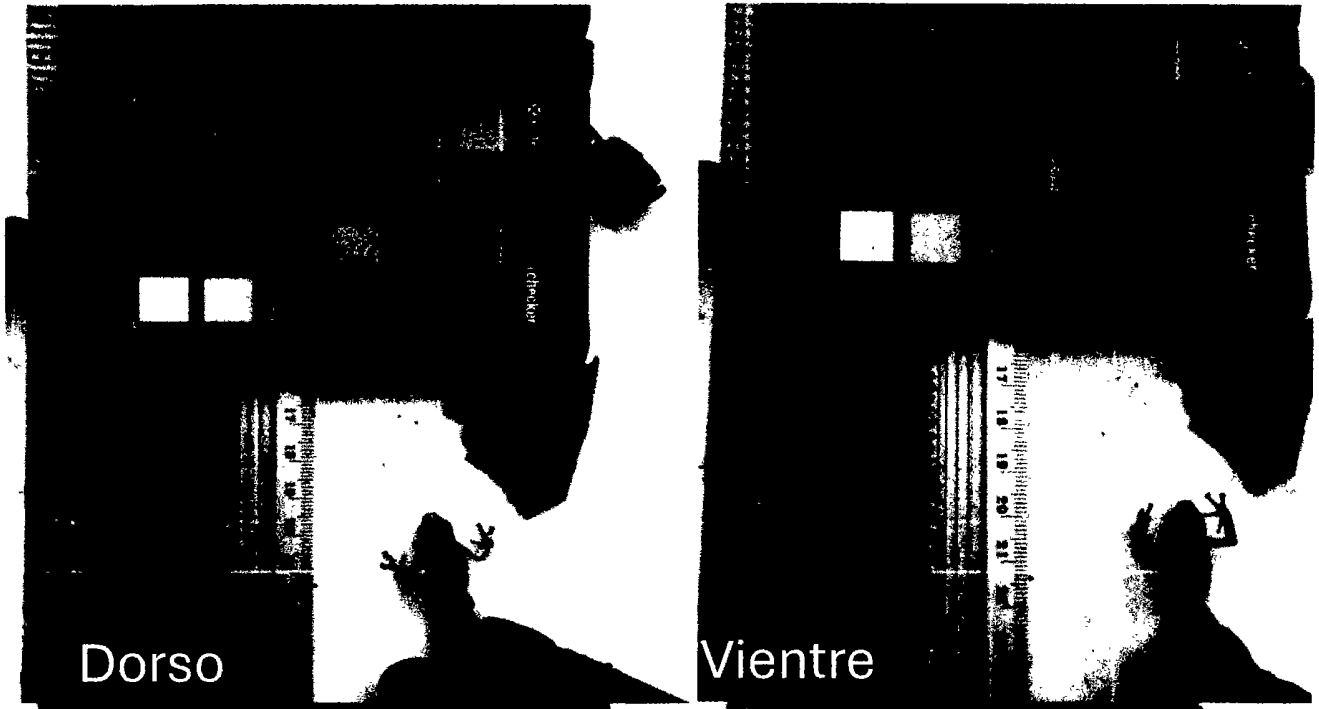
Individuo 131

Individuo 132

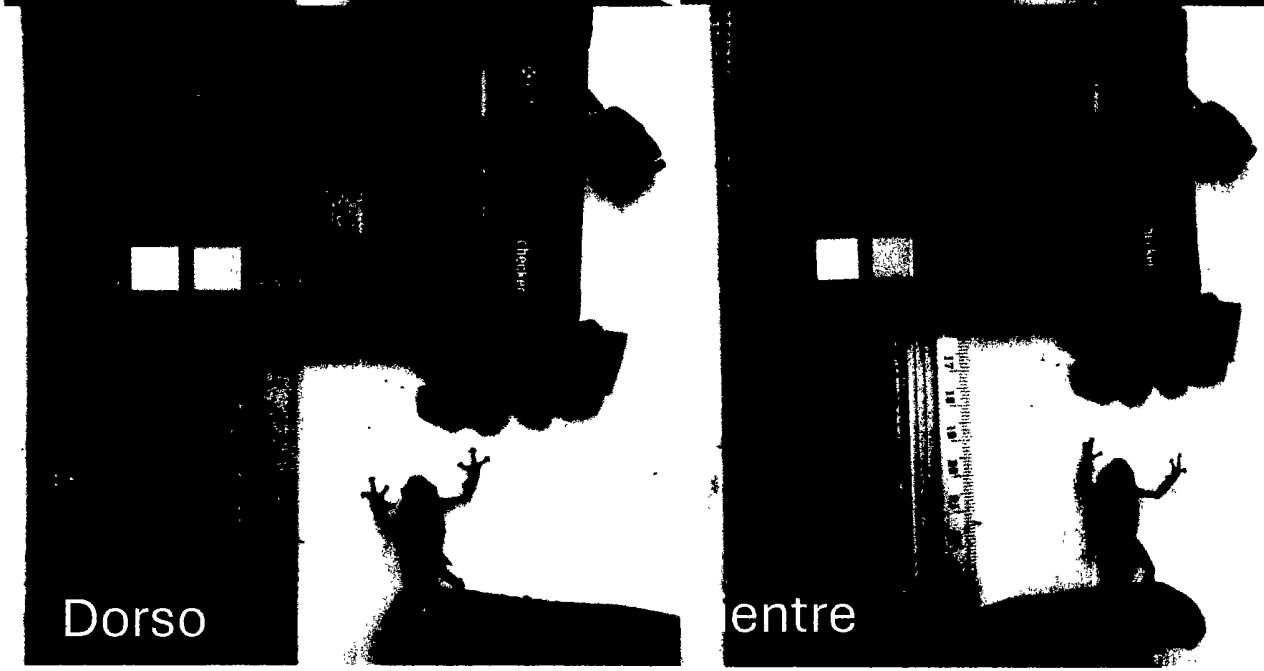


Individuo 133

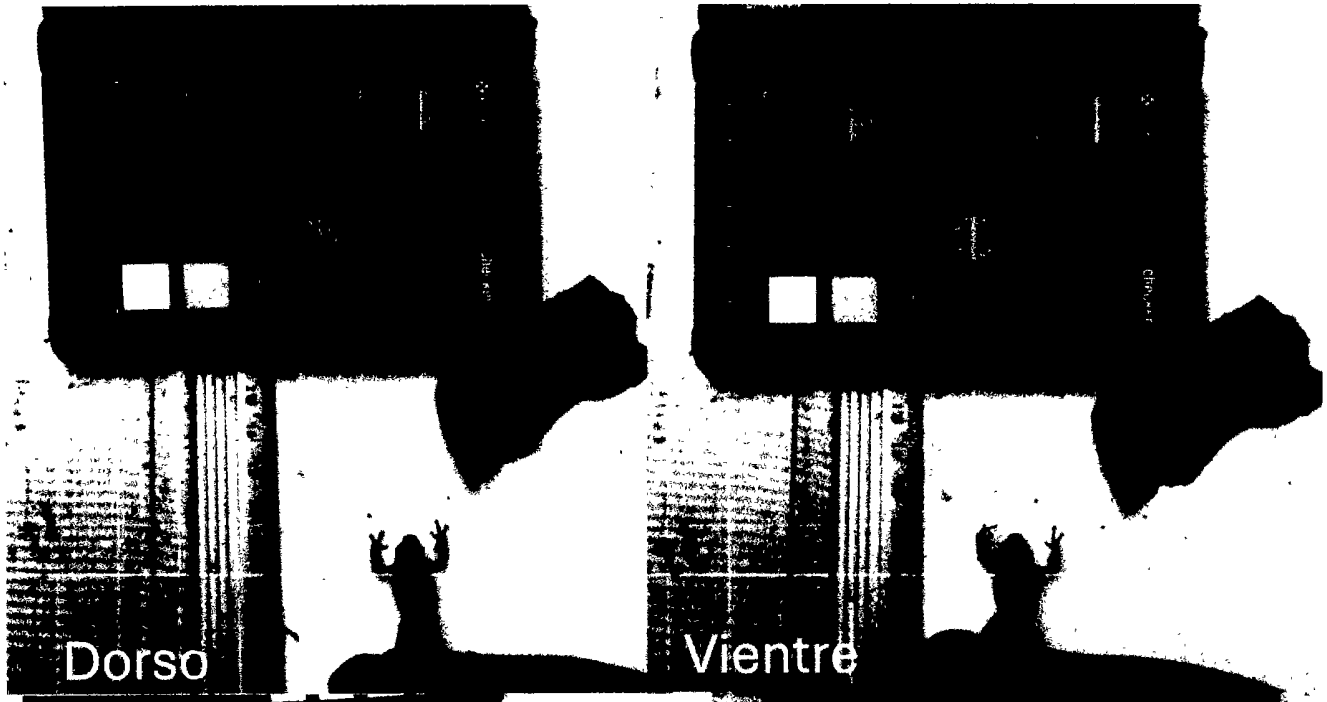
Individuo 134



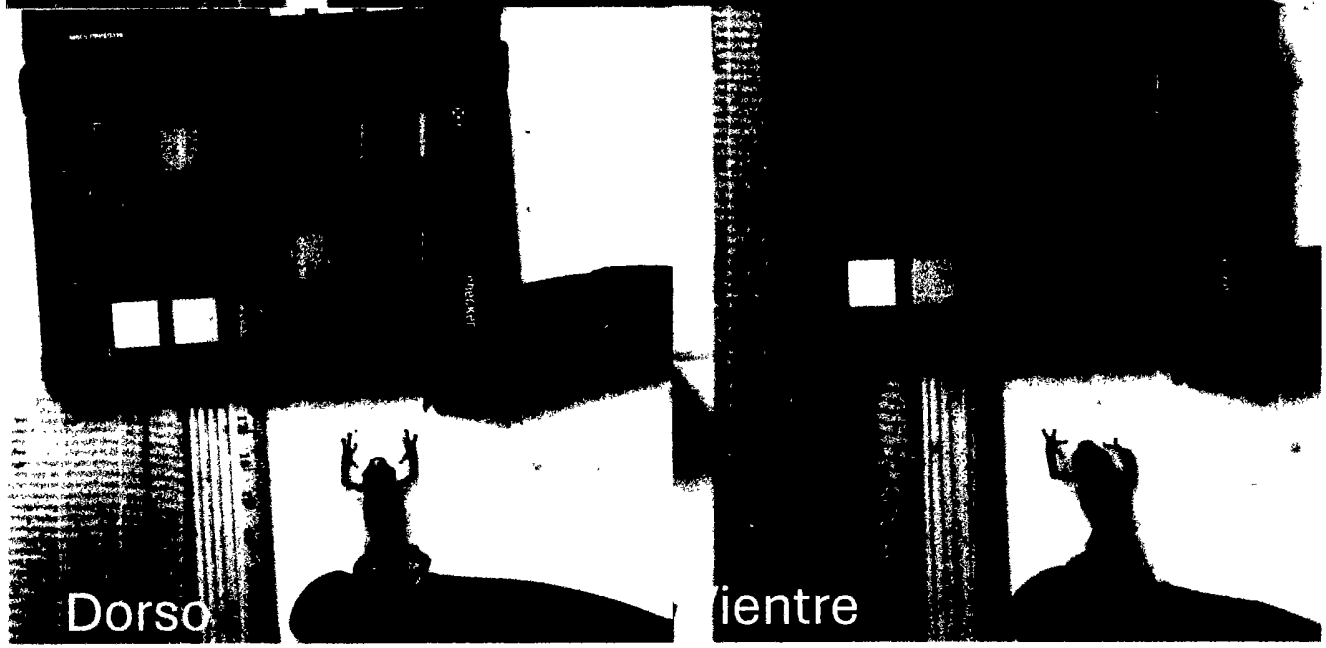
Individuo 135



Individuo 136



Individuo 143



Individuo 145

Durante la segunda jornada de monitoreo, de los siete individuos registrados, dos fueron detectados acústicamente, mientras que cuatro se encontraban en áreas de difícil acceso que impidieron su captura. Sin embargo, se logró obtener evidencia visual de un individuo que, según el marcaje, corresponde al identificado como 143.



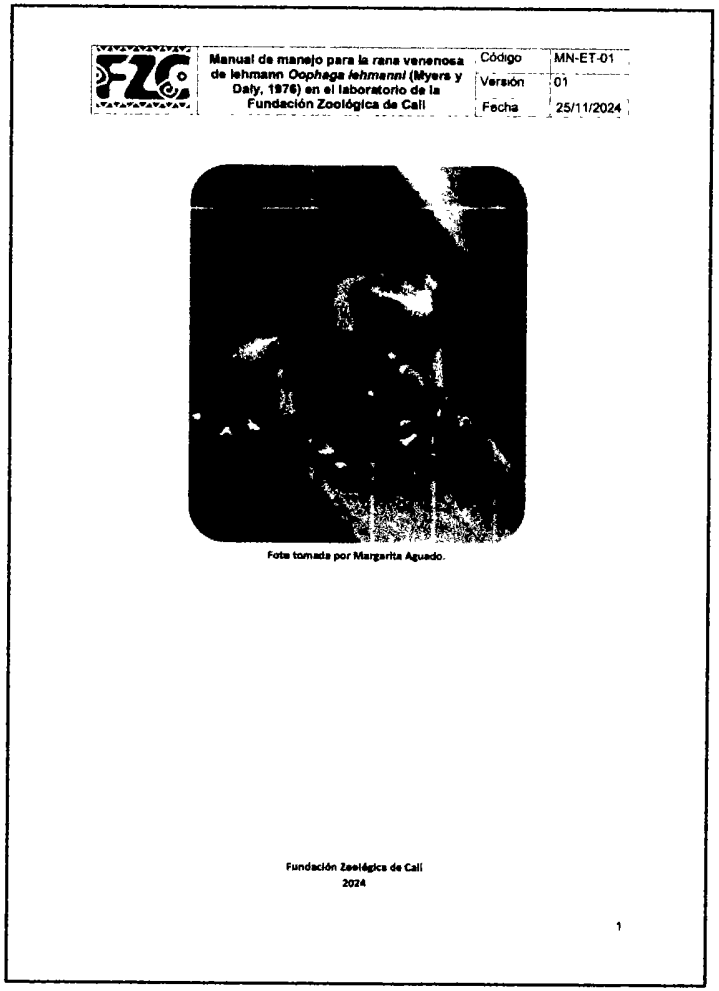
Los limitados registros de *O. lehmanni* durante las jornadas de monitoreo puede sugerir varios factores que afectarían el programa de reintroducción. En primer lugar, podría indicar una baja tasa de supervivencia, posiblemente atribuida a condiciones ambientales desfavorables, depredación, enfermedades o dificultades de adaptación al entorno. Otra posibilidad es que las ranas se hayan desplazado fuera de las áreas de monitoreo establecidas, lo que podría reflejar un rango de movimiento mayor al esperado o la búsqueda de zonas con mejores recursos de refugio, alimento o sitios de reproducción.

Es posible a su vez que las ranas se encuentren presentes, pero resulten difíciles de observar debido a su comportamiento críptico o a su uso de refugios naturales que dificultan la detección visual, lo cual es común en individuos juveniles de la especie para protegerse de depredadores y regular su temperatura. En este sentido, podría ser útil incrementar la frecuencia de monitoreo, implementar técnicas acústicas adicionales o ampliar las áreas de búsqueda.

Este producto describe los procedimientos técnicos requeridos para el manejo profesional bajo condiciones controladas de individuos de *O. lehmanni* como parte del programa de reintroducción. Dada la biología especializada de esta especie y los estrictos requerimientos de su hábitat, resulta fundamental disponer de instalaciones y equipos específicamente diseñados para replicar las condiciones ambientales de su entorno natural, además de contar con un equipo profesional capacitado para el manejo y monitoreo constante de estos parámetros.

La infraestructura debe garantizar tanto el bienestar de los individuos bajo cuidado como la reproducción efectiva de la especie, facilitando que los ejemplares se adapten adecuadamente antes de su liberación. El uso de tecnología avanzada para regular factores como temperatura, humedad, calidad del agua e iluminación, junto con prácticas de bioseguridad y manejo nutricional, constituye un aspecto esencial de este esfuerzo de conservación.

Anexo al presente informe, se adjunta el avance del ***Manual de manejo para la rana venenosa de Lehmann (Oophaga lehmanni, Myers y Daly, 1976)*** **en el laboratorio de la Fundación Zoológica de Cali.**



	Manual de manejo para la rana venenosa de lehmann *Oophaga lehmanni* (Myers y Daly, 1976) en el laboratorio de la Fundación Zoológica de Cali	Código	MN-ET-01
		Versión	01
		Fecha	25/11/2024

Foto tomada por Margarita Aguado.

Fundación Zoológica de Cali
2024

1

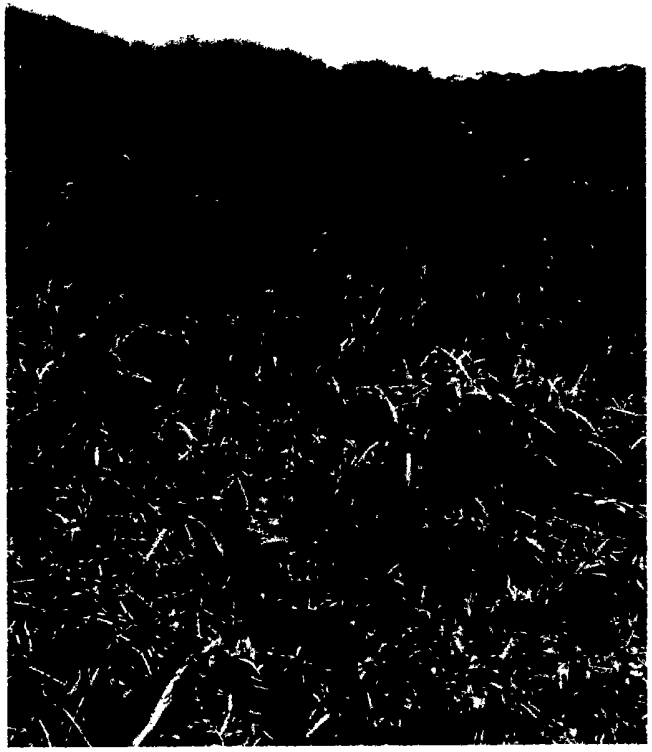
El 27 de septiembre se realizó una exploración en una localidad con distribución potencial de *O. lehmanni*. Según la información proporcionada por la comunidad, esta área albergaba un número abundante de individuos de la especie durante la década de los 80, lo cual facilitaba su extracción ilegal para el comercio. Es importante señalar que en el marco de los Convenios 091 de 2016 y 059 de 2021 se realizaron visitas a áreas aledañas, sin éxito en el registro de esta especie.

En esta ocasión, se accedió a un predio privado en el sector de Río Blanco, ubicado en las coordenadas 3.61111, -76.80416, y a una elevación de 890 m. La llegada a la zona se registró a las 12:03 h, un dato relevante dado que el periodo de mayor actividad de *O. lehmanni* ocurre entre las 9:00 h y las 12:00 h. La expedición fue exitosa, ya que en un lapso menor a 20 minutos se registraron 8 individuos.

Este resultado es de gran importancia, ya que sugiere una posible recuperación de poblaciones que se consideraban localmente extintas. Además, representa un hallazgo significativo para la toma de decisiones en cuanto a estrategias de conservación de la especie, brindando información clave para orientar futuras acciones de protección y manejo de su hábitat.

Paisaje hacia la localidad de exploración

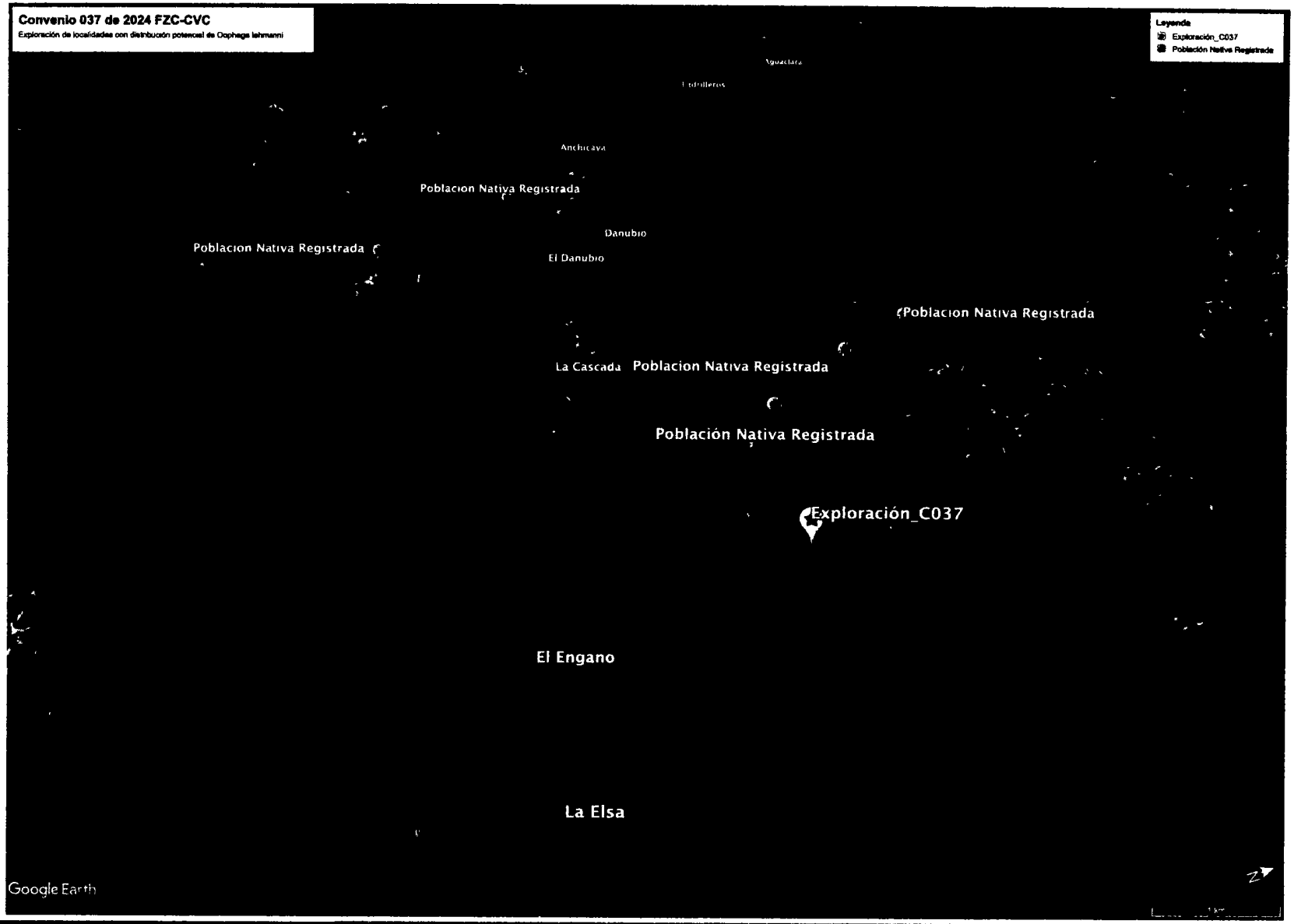




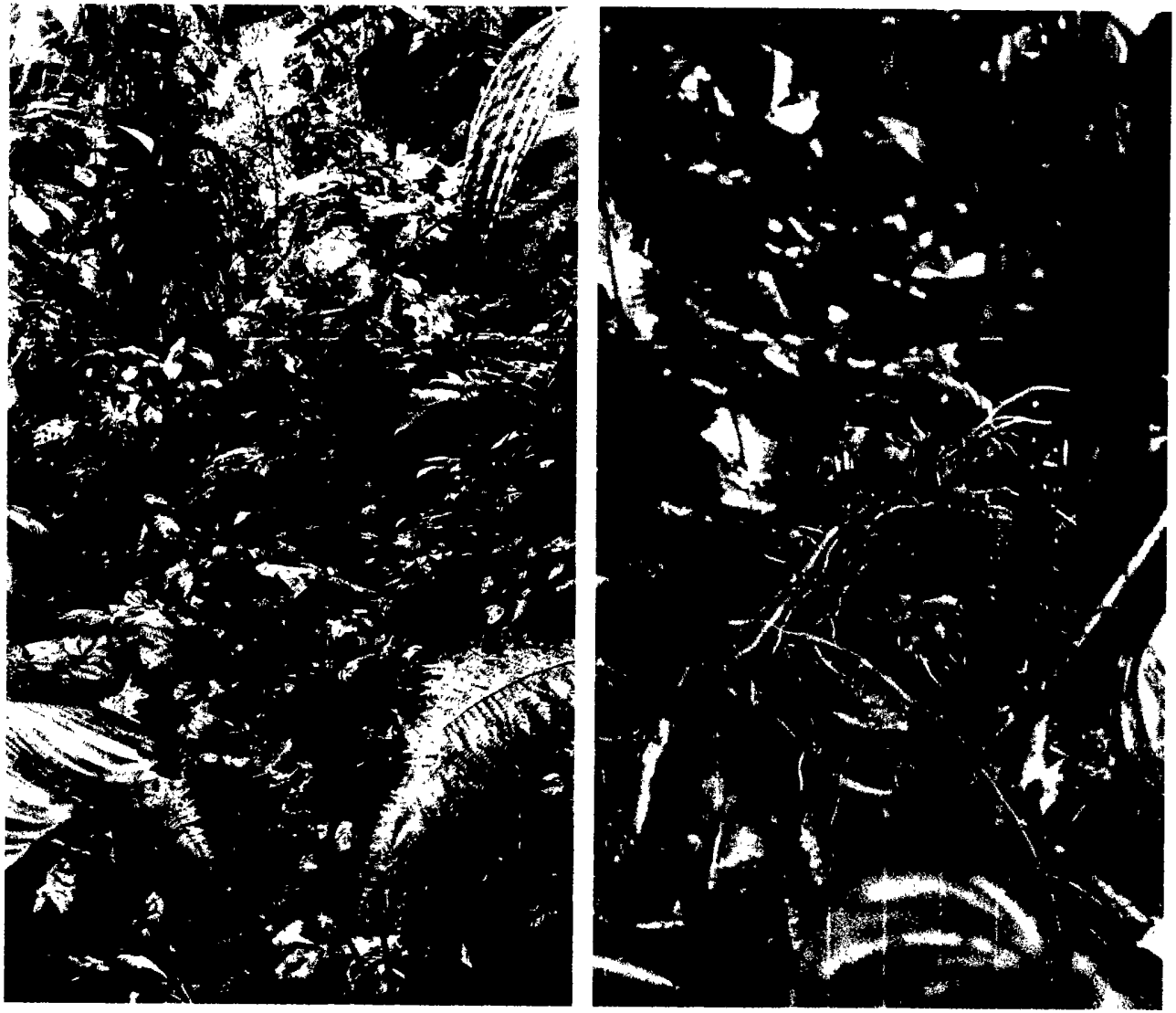


Ubicación espacial de localidad explorada

Dagua, Cuenca Anchicayá



Registro de individuos de *O. lehmanni*



Referencias

- Betancourth-Cundar, M., Palacios-Rodríguez, P., Mejía-Vargas, D., Paz, A., & Amézquita, A. (2020). Genetic differentiation and overexploitation history of the critically endangered Lehmann's Poison Frog: Oophaga lehmanni. *Conservation Genetics*, *21*(3), 453–465. https://doi.org/10.1007/s10592-020-01262-w
- Castro, F., & Bolívar, W. (2010). Libro rojo de los anfibios del Valle del Cauca. In *CVC. Cali*.
- Gómez-Díaz, M. A., Burbano-Yandi, C. E., & Bolívar-García, W. (2019). *Actualización del plan de manejo para la rana venenosa de Lehmann, Oophaga lehmanni (Myers y Daly, 1976)*. Universidad del Valle.
- IUCN SSC Amphibian Specialist Group. 2019. *Oophaga lehmanni*. *The IUCN Red List of Threatened Species* 2019: e.T55190A85891808. https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2019-3.RLTS.T55190A85891808.en. Accessed on 25 October 2024.
- Rueda-Almonacid, J., Lynch, J., & Amézquita, A. (2004). Libro rojo de los anfibios de Colombia. *Cuad. Herpetol*, *20*(2), 3–79.

Balance de ejecución y próximas actividades

Convenio No 037 de 2024

Actividad/Mes	Ponderación total de la actividad	Planificado: Septiembre 1	2	3	4	Octubre 1	2	3	4	Noviembre 1	2	3	4	Diciembre 1	2	3	4	Total ejecutado	Avance de cumplimiento %	Ejecutado: Septiembre 1	2	3	4	Octubre 1	2	3	4	Noviembre 1	2	3	4	Diciembre 1	2	3	4
Monitoreo de poblaciones liberadas	25				5				5		5		5		5			10	[redacted]				5	5											
Garantizar las condiciones de manejo y bienestar de la población bajo cuidado humano	60	3,75	3,75	3,75	3,75	3,75	3,75	3,75	3,75	3,75	3,75	3,75	3,75	3,75	3,75	3,75	3,75	26,25	43,75	3,75	3,75	3,75	3,75	3,75	3,75	3,75									
Explorar y registrar localidades de distribución para la especie	15								7,5		7,5							7,5	50				7,5												
Total	**100**	**3,75**	**3,75**	**3,75**	**8,75**	**3,75**	**3,75**	**3,75**	**16,25**	**3,75**	**16,25**	**3,75**	**8,75**	**3,75**	**8,75**	**3,75**	**3,75**			**3,75**	**3,75**	**3,75**	**16,25**	**8,75**	**3,75**	**3,75**	**0,00**	**0,00**	**0,00**	**0,00**	**0,00**	**0,00**	**0,00**	**0,00**	**0,00**

Planeado	**100,00**	3,75	3,75	3,75	8,75	3,75	3,75	3,75	16,25	3,75	16,25	3,75	8,75	3,75	8,75	3,75	3,75	
Ejecutado	[redacted]	3,75	3,75	3,75	16,25	8,75	3,75	3,75	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	
Acumulado planeado		**3,75**	**7,50**	**11,25**	**20,00**	**23,75**	**27,50**	**31,25**	**47,50**	**51,25**	**67,50**	**71,25**	**80,00**	**83,75**	**92,50**	**96,25**	**100,00**	
Acumulado ejecutado		**3,75**	**7,50**	**11,25**	**27,50**	**36,25**	**40,00**	**43,75**	**43,75**	**43,75**	**43,75**	**43,75**	**43,75**	**43,75**	**43,75**	**43,75**	**43,75**	



Foto tomada por Margarita Aguado.

Índice

Introducción 5

Aspectos generales para el cuidado de *Oophaga lehmanni* 6

Diseño del terrario 6

Estructura del terrario 7

Elementos del terrario 10

Paredes 10

Refugios 11

Plantas 12

Elementos adicionales 13

Condiciones ambientales 13

Iluminación 13

Temperatura 14

Humedad 14

Agua 15

pH 16

Cloro 17

Oxigeno 17

Compuestos nitrogenados 17

Fosfatos 17

Medición y control de condiciones ambientales 18

Iluminación 18

Temperatura 19

Humedad 20

pH 20

Amonio 20

Cloro 20

Fosfatos 20

Planes de acción en caso de alteración de parámetros 21

Iluminación 21

Temperatura 21

Humedad 22
pH 22
Amonio 22
Cloro 23
Fosfatos 23
Bioseguridad 23
Nutrición 24
Suplementos vitamínicos 24
Alimento vivo 25
Grillos 25
Moscas de la fruta 26
Colémbolos 28
Evaluación de condición corporal 29
Reproducción 29
Importancia de la reproducción en los zoológicos 30
Tipos de crianza 30
Crianza parental 30
Crianza manual 31
Manejo de juveniles 32
Enriquecimiento conductual 33
Medicina veterinaria 33
Registros médicos 33
Medicina preventiva 33
Cuarentena 33
Monitoreo y tratamiento de parásitos 34
Diagnóstico y tratamiento de Chytridium 35
Medicina reactiva 35
Examen físico 35
Examen físico en el contenedor 35
Examen físico bajo captura 36
Anestesia 36
Enfermedades más comunes 36

Transporte de individuos 37

Transporte interno 37

Transporte para liberación 37

Registros 38

Referencias bibliográficas 40

Introducción

Según Acosta-Galvis (2023) en Colombia hay descritas 817 sp. del orden Anura, 28 sp. del orden Caudata y 41 sp. del orden Gymnophiona. Según Frost (2024), actualmente hay 7693 sp. del orden Anura, 822 sp. del orden Caudata y 222 del orden Gymnophiona descritas a nivel mundial. Considerando el número de especies que habitan nuestro territorio,representa aproximadamente el 11% de toda la diversidad mundial de anfibios, lo que convierte a Colombia en uno de los países con mayor diversidad de especies anfibias después de Brasil, especialmente de anuros. Este nivel de diversidad se debe a la posición geográfica, el nivel de pluviosidad y la complejidad orográfica del país, resultando en una gran gama de hábitats que pueden ser ocupados cómodamente por estas especies (Acosta-Galvis, 2000). Sin embargo, de estas especies cerca del 38% pertenece a alguna categoría de peligro (WCS, 2023).

La familia Dendrobatidae en Colombia está dividida en 97 especies de 13 géneros diferentes (Acosta-Galvis, 2022), dentro de la cual se encuentra el género *Oophaga,*que se caracteriza por el comportamiento de las hembras del género, de alimentar a sus renacuajos con huevos no fecundados (Bauer, 1994). Las ranas de esta familia se encuentran comúnmente cerca de cuerpos de agua, habitando bosques densos, campos abiertos, bosques lluviosos, bosques nublados, páramos y hábitats acuáticos desde la costa pacífica de América del Sur hasta las antillas francesas y desde Nicaragua hasta Bolivia y la selva Atlántica de Brasil (Grant et al., 2006). Estas ranas se caracterizan por su coloración aposemática brillante y vistosa, que advierte a los depredadores de su alta toxicidad y en su mayoría tienen hábitos diurnos y colocan sus huevos directamente sobre la tierra o en fitotelmas (Grant et al., 2006).

En Colombia, en el departamento del Valle del Cauca, vive un dendrobatido endemico, la *Oophaga lehmanni* o más conocida como la rana venenosa del Lehmann, se encuentra en el bosque húmedo tropical de la localidad de Anchicaya, entre los 600 y 1200 m.s.n.m. (Betancourth y Palacios, 2018). Las ranas de la especie *O., lehmanni* son consideradas de tamaño medio con una longitud rostro-cloaca promedio de 35.5 mm (Myers y Daly, 1976). Carecen de dentición maxilar y mandibular, los ojos son ligeramente protuberantes y tienen color marrón en el iris y un hocico estrecho (Rueda, Lynch y Amézquita, 2004). Presentan un *canthus rostralis* redondeado y el tímpano tiene aproximadamente la mitad del diámetro del ojo. Los dedos son largos con terminación en discos ampliados.. Su patrón de coloración consta de amplias zonas negras con franjas rojas, naranjas o amarillas muy brillantes en el tronco (ver **Figura 1**); las extremidades anteriores cuentan con un brazalete del mismo color de las franjas del tronco y la punta de los dedos puede ser de color blanco (Cástro-Herrera y Bolívar-García, 2010). La especie no presenta dimorfismo sexual evidente. Los renacuajos presentan una coloración oscura con patrones negro-rojo-gris, tienen una forma ovalada, deprimida y más larga que ancha, la musculatura de la cola es robusta y tiene forma redondeada en la punta (Gómez-Díaz, Burbano-Yandi y Bolívar-García, 2016).

Oophaga lehmanni es una especie de hábitos diurnos que habita en bosques húmedos tropicales con densa población de vegetación, especialmente epifitas y viven entre la hojarasca, raíces de árboles y troncos caídos, pudiendo habitar pendientes de hasta 90º. Los machos son territoriales y pueden emitir un canto de advertencia en salientes ubicadas entre los 40 y 200 m del suelo (Betancourth-

Cundar y Palacios Rodríguez, 2018). Los machos de la especie poseen una vocalización de tipo *"Chirp"*, caracterizada por bandas largas de amplias frecuencias que puede ser escuchada a largas distancias. Además, se ha registrado que aquellas especies que viven cerca de ríos cantan en una frecuencia más alta que aquellas que viven en el interior del bosque (Gómez-Díaz, Burbano-Yandi y Bolívar-García, 2016).



Figura 1. Individuo de *Oophaga lehmanni* perteneciente a la Fundación Zoológica de Cali. Foto tomada por Margarita Aguado.

Aspectos generales para el cuidado de *Oophaga lehmanni*

Diseño del terrario

Cuando se tienen animales silvestres bajo cuidado profesional es indispensable brindar los cuidados suficientes para que la calidad de vida del animal sea óptima. Una acción importante para cuidar de su salud y comportamiento es recrear el hábitat natural en el que habita la especie, pues en el terrario va a pasar la mayor parte del tiempo; además es importante vigilar y controlar de manera recurrente los parámetros del terrario desde la iluminación hasta la humedad, pasando por el pH, la temperatura, la ventilación, residuos orgánicos (amonio, nitritos) y el tipo de sustrato para evitar posibles efectos adversos en la salud y comportamiento de los ejemplares. En la **Figura 2** se puede observar un terrario de *Oophaga lehmanni* completamente terminado.



Figura 2. Terrario de *Oophaga lehmanni* con todos sus elementos. Foto tomada por Margarita Aguado

Estructura del terrario

Es común ver que los terrarios diseñados para la tenencia de anfibios están fabricados con materiales sintéticos como acrílico o vidrio, sin embargo, es importante pensar antes de establecer el terrario qué material es más práctico a la hora de hacer la limpieza y cómo se implementará el sistema de ventilación que evitará la propagación de posibles patógenos. Cada tipo de material tiene sus ventajas y desventajas, por ejemplo, el acrílico es más liviano y es menos susceptible a romperse, mientras que el vidrio es menos propenso a rayones. También es común utilizar contenedores plásticos, asegurándose de garantizar una buena ventilación por medio de modificaciones, como hacer un agujero en la tapa y cubrirlo con una malla para evitar fugas, sin embargo, por el tamaño de estos contenedores, es mejor pensar en este tipo de terrario como un lugar temporal en caso de mantener individuos aislados. En la Fundación Zoológica de Cali los terrarios para *Oophaga lehmanni* tienen unas dimensiones de 95cm de largo x 60cm de alto x 50cm de ancho, hechos en vidrio. Para favorecer la ventilación, el terrario cuenta con diferentes aperturas, en los laterales, con agujeros de 5cm de diametro y en la parte superior y en el frente con malla que aparte de favorecer la circulación de aire evita fugas de animales (Figura 3). El techo del recinto está formado por dos láminas de vidrio separadas por una malla con unas dimensiones de 30cm de alto x 95cm de ancho, fijada con remaches a un marco de alumino ; el frente del terrario cuenta con dos puertas deslizantes (imagen) y en la parte inferior una malla de 12cm de alto x 95cm de ancho (imagen). Finalmente, para un correcto drenaje la estructura cuenta con un orificio de 2.5cm de diámetro en el piso.



Figura 3. Terrario de *Oophaga lehmanni* perteneciente a la Fundación Zoológica de Cali. Se observa el sistema de ventilación que consta de agujeros hechos con una broca y cubiertos con una malla. Foto tomada por Margarita Aguado

Es importante un sistema de drenaje es importante para mantener la salud de las ranas y las plantas que viven en el terrario, ya que la acumulación de agua en el sustrato puede afectar la salud de las ranas. Para controlar el exceso de agua es ideal encontrar el sustrato adecuado. Una opción es utilizar sustrato de grava para que el agua pueda tener un flujo continuo, sin embargo, no es recomendable que tenga contacto directo con los animales, se ha encontrado que puede ser abrasivo con las patas de los anfibios. Se recomienda el uso de arlita, llamada también arcilla expandida, ripiolita o leca, es un árido cerámico que pesa muy poco (ver Figura 4), un sustrato inerte que se caracteriza por su baja capacidad de retener agua y su buena capacidad de aireación, además de conservar un pH neutro (Ramírez, 2019). También se puede añadir una mezcla cascarilla de arroz, turba, pino pátula y carbón activado (ver Figura 5) que, por sus propiedades absorbentes, tiene la capacidad de purificar (Calero, 2021). El sustrato puede ser cambiado cada tres años si no se observan problemas de acumulación de amonio. Para favorecer aún más el drenaje bajo el sustrato se coloca un fondo falso (ver Figura 6) cubierto de tela antimosquitos y con varias conexiones de PVC, unidas a la parte inferior del terrario por medio de agujeros hechos con una broca del diámetro adecuado para que calce con el tubo hasta del drenaje, el agua puede fluir desde el terrario hasta el drenaje. En estos casos es conveniente utilizar elementos artificiales que puedan ser fácilmente desechados para optimizar la limpieza, como el colocar sustrato de toallas de papel que deben ser humedecidas varias veces al día, y pueden ser extraídas con facilidad. El agua puede ser dispuesta en cajas de Petri y para el Para evitar pododermatitis, es conveniente introducir algunos elementos naturales, como hojas secas y desinfectadas. Se recomienda hojas de falso almendro y cacao, las cuales son consideradas no tóxicas.

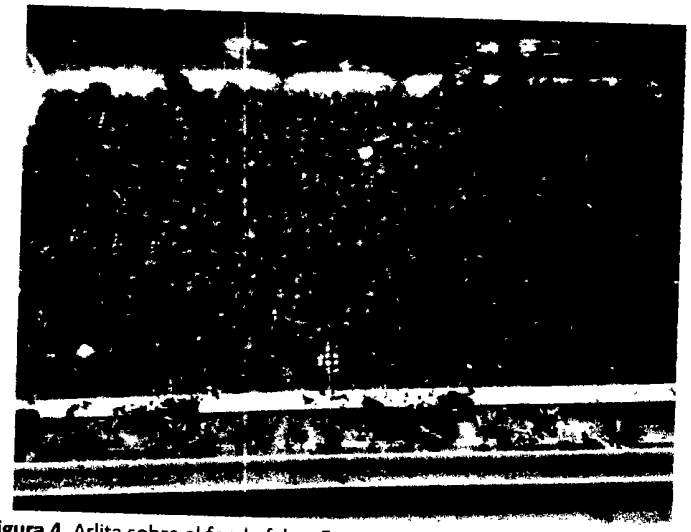


Figura 4. Arlita sobre el fondo falso. Foto tomada por María Fernanda García.



Figura 5. Mezcla de cascarilla de arroz, pino pátula, turba y carbón activado, esta mezcla va justo arriba de la arlita. Foto tomada por Margarita Aguado.

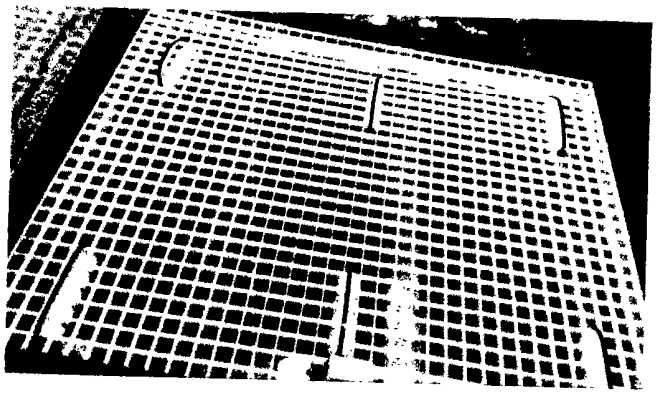


Figura 6. Fondo falso, este debe ir en el fondo del terrario para favorecer el drenaje, Foto tomada por Margarita Aguado.

Se recomienda que para tener un mejor manejo de los individuos se organice de manera sistemática el espacio, es decir, se pueden organizar los terrarios por estadío de desarrollo, siempre cuidando que haya máximo una pareja por contenedor en caso de se quiera llevar a cabo la reproducción, ya que los machos de la especie *Oophaga lehmanni* tienen un comportamiento territorial cuando se encuentran en presencia de otros machos. En caso de que se desee evitar la reproducción introducir únicamente hembras de la misma especie, el número de individuos dependerá del tamaño del terrario. Para la introducción de los individuos al recinto se recomienda dejar libre el terrario varias semanas hasta un mes, 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 (Pramuk y Gagliardo, 2008).

Elementos del terrario

Paredes

Las paredes del recinto deben ser de un material inofensivo para la piel de las ranas, ya que estas suelen lesionar la región rostral y plantar al golpearse contra superficies duras cuando saltan o cuando intentan atrapar presas, Predisponiendo a posibles infecciones, poniendo en riesgo la vida del animal (Pramuk y Gagliardo, 2008). El concreto, el cual puede ser abrasivo, genera alteraciones del PH y liberar sustancias tóxicas, por lo tanto, es mejor utilizar otros materiales artificiales con una dureza menor, como lo es el Poliestireno expandido o la espuma expandible (como se observa en la **Figura 7**). La ventaja de estos materiales es que se les puede dar forma fácilmente de roca y se pueden camuflar fácilmente pegando turba con silicona neutra a la superficie. Hay que tener cuidado cuando se elige el tipo de material que se va a utilizar, ya que algunos tienen la característica de liberar vapores nocivos para los animales.



Figura 7. Pared hecha de espuma expandible. Foto tomada por María Fernanda García.

Refugios

Para todo animal bajo cuidado profesional se deben proporcionar objetos en sus hábitats para que se sientan seguros encontrando formas de manejar el estrés. Algunos objetos que pueden constituir buenos refugios para los anfibios son las cascaras o endocarpio de coco partido por la mitad con un agujero del tamaño adecuado para el ingreso de los animales, hojas secas, tubos de cloruro de polivinilo (PVC) o troncos de corcho, siempre asegurándose de que el refugio sea lo suficientemente seguro, evitando caídas que resulten en posibles aplastamientos (ver **Figura 8**). Antes de ingresar cualquier objeto al terrario hay que llevar a cabo un exhaustivo proceso de desinfección, con productos como el Virkons®, por termonebulización o mediante el uso de autoclave (dependiendo del material).



Figura 8. Refugios en un terrario de *O. lehmanni*. Foto tomada por María Fernanda García.

Plantas

Las plantas también pueden ser utilizadas como refugio para los animales. Las plantas ideales para introducir a cualquier recinto serán las que se encuentran en el hábitat natural, o en su defecto, aquellas que permitan recrear estas condiciones naturales. En el caso de *Oophaga lehmanni* las plantas indispensables para implementar en el terrario son las bromelias, especialmente aquellas que pueden soportar el nivel de humedad que se encuentra al interior de los terrarios, como las de la especie *Guzmania eduardii*, *Guzmania musaica*, (ver **Figura 9**), estás plantas pueden tener hábitos terrestres, litófitas y epífitas, poseen hojas modificadas que tienen la capacidad de absorber nutrientes, supliendo el déficit que supone tener raíces reducidas; estas hojas forman axilas que tienen un rol muy importante en la biología de *O. lehmanni*, ya que forman fitotelmas, donde las ranas pueden criar a sus renacuajos (Liria, 2007). Estas plantas son tan indispensables que el macho no comienza el cortejo si no ha encontrado una fitotelma adecuada para que la hembra ponga sus huevos (Mosquera-Vélez, 2014). A la hora de introducir bromelias al terrario hay que tener cuidado al seleccionar la especie, ya que algunas de estas tienen líneas de espinas en los laterales de las hojas que pueden lesionar con facilidad la frágil piel de las ranas.



Figura 9. Bromelias destinadas a un terrario de *O. lehmanni*. Foto tomada por María Fernanda García.

Dado que las ranas de la especie *O. lehmanni* viven en ambientes con vegetación densa es importante añadir variedad a la vegetación de terrario, y para seleccionar las plantas se deben tener en cuenta una serie de factores: adaptabilidad a condiciones de alta humedad, que no sea tóxica para los animales, compatibilidad con la historia natural de la especie y nativa de la misma región que los animales (esto dentro de lo posible, pero no es un factor indispensable ya que se pueden encontrar opciones en la localidad en la que se encuentre, siempre y cuando se asegure de que las plantas no supongan algún peligro para la salud del animal) (Pramuk y Gagliardo, 2008). Los musgos, como el musgo de java, es una buena opción para ambientes húmedos, además puede aportar positivamente al paisajismo del terrario. Todas las plantas antes de ser introducidas al terrario deben ser desinfectadas de manera que no afecte la supervivencia de estas, por eso es recomendable sumergirlas durante 30 segundos en una dilución de 1/100 de Virkon.

Elementos adicionales

Se pueden agregar algunos objetos adicionales, diferentes a las plantas, que ayudan a simular el hábitat natural de las ranas, tales como troncos huecos, hojas secas de cacao o almendro en el sustrato y piedras sin bordes filosos o abrasivo. Para ofrecer alimento se puede utilizar cualquier recipiente al que puedan acceder las ranas, se recomiendan las cajas de Petri ya que pueden esterilizarse fácilmente. También pueden ser utilizadas para poner arcilla, generando diversidad de sustrato, además de proporcionar una fuente adicional de minerales. La arcilla debe ser preparada con bentonita de sodio, bentonita de calcio, turba de coco sin carga excesiva de sodio, por lo cual se debe lavar previamente, argonita, carbonato de calcio, azúcar y almidón comercial de maíz.

Condiciones ambientales

La correcta regulación de parámetros ambientales es crucial para asegurar un cuidado y crianza efectiva para la especie en cautiverio. Factores como la iluminación, temperatura, humedad, calidad del agua, pH, cloro y compuestos nitrogenados deben ser monitoreados y ajustados para replicar las condiciones de su hábitat natural en la región de Anchicayá, garantizando así un entorno óptimo para el bienestar y desarrollo.

Iluminación

La simulación del fotoperiodo natural es crucial para crear un entorno óptimo para los anfibios en cautiverio. Tanto la luz visible, indispensable para el crecimiento de las plantas en el terrario, como la radiación ultravioleta (UV), son componentes clave de este ciclo lumínico.

Aunque las dosis óptimas de radiación UVB para la mayoría de los anfibios no han sido completamente establecidas, se ha demostrado que la exposición a esta radiación es importante para el metabolismo, el comportamiento y la reproducción en algunas especies. Un beneficio destacado de la exposición a

UVB es la síntesis de vitamina D3, la cual es esencial para la absorción de calcio y otros procesos metabólicos clave.

Una manera efectiva de evaluar la cantidad de luz UV necesaria es mediante el uso de las zonas de Ferguson, que dividen la intensidad de la luz UV en cuatro niveles. Cada zona representa un nivel diferente de exposición solar, lo que permite ubicar a las especies de anfibios según sus necesidades específicas. (referencia)

Al seleccionar la lámpara UV adecuada, es importante considerar no solo la especie de anfibio, sino también el tamaño, material y diseño del terrario. Además, la creación de gradientes de UVB dentro del terrario es fundamental, ya que permite que los anfibios se desplacen hacia zonas con la intensidad de radiación que más les convenga. Las áreas más cercanas a la lámpara tendrán una mayor intensidad de UVB, mientras que las áreas más alejadas recibirán una intensidad menor, imitando las condiciones naturales donde los animales pueden moverse entre sol y sombra.
Para garantizar la correcta implementación de este ciclo lumínico, es altamente recomendable que todas las luces estén conectadas a controladores de tiempo que las enciendan y apaguen automáticamente, simulando de manera precisa el ciclo día-noche natural.

Temperatura

Al ser animales ectotermos, los anfibios dependen ampliamente de la temperatura ambiental para mantener sus procesos fisiológicos con normalidad. El rango de temperatura adecuado para la especie *Oophaga lehmanni* es entre 22 a 25ºC. Aunque es posible modificar la temperatura de los terrarios individualmente, es más fácil y práctico controlar la temperatura del laboratorio por medio del aire acondicionado. Del mismo modo, la temperatura del agua deberá estar expuesta a la temperatura ambiente.
Medición y control: Para monitorear la temperatura se utilizan Dataloggers, los cuales registran los datos cada cierto tiempo.

Humedad

Las ranas de la especie *O. lehmanni* viven en un ambiente donde llueve muy frecuentemente, lo que implica que el rango de humedad relativa a la que están adaptadas estas ranas es muy alto (de 85 al 90%). Para que el nivel de humedad se mantenga tan alto de manera ininterrumpida es necesario la implementación de sistemas de riego automatizados que estén programados para activarse en intervalos de tiempo específicos. Este tipo de sistemas están constituidos de una bomba conectada a un sistema de tuberías que conduce el agua hasta dos mangueras rociadoras que están ubicadas en el techo de cada uno de los terrarios (revisar **Figura 10**). Este sistema debe estar conectado a un temporizador que activa el sistema 5 veces al día. Cada riego debe durar por un minuto, aproximadamente.



Figura 10. Manguera rociadora dispuesta en un terrario de *O. lehmanni* y sistema de bombeo ubicado en la parte superior de las estanterías de los terrarios. Foto tomada por María Fernanda García.

Agua

Mantener los parámetros del agua dentro de su rango óptimo es importante para asegurar la buena salud de los animales, en algunos casos su alteración, podría llevar a la muerte de los individuos en un corto periodo de tiempo, especialmente por la piel permeable de los anfibios, necesario para la obtención de agua y oxígeno. El agua puede ser ofrecida de diversas formas para anfibios terrestres, como a través de sistemas de flujo contínuo, cajas de Petri con agua, sustrato húmedo o por sistemas de aspersión y equipos generadores de niebla.

La calidad del agua se refiere a una agrupación de factores o características del agua como el pH, las sales inorgánicas, compuestos orgánicos, productos de desechos metabólicos, suspensiones bacterianas y gases disueltos. Estos componentes son variables y pueden cambiar según la fuente de la que se obtiene; por lo general el agua que proviene de las plantas de tratamiento municipales contienen cloro, cloraminas y otros compuestos tóxicos que son altamente dañinos para los anfibios y sus larvas (Browne et al., 2007). Es necesario monitorear estos factores regularmente, por lo menos una vez a la semana, con algunos kits comerciales que venden frecuentemente en tiendas de peces o mediante equipos de laboratorio, como el espectrofotómetro. También se recomienda medir parámetros de calidad de agua cuando se presentan eventos de mortalidad.

Mantener un registro de la calidad del agua permite detectar con antelación problemas en desarrollo que pueden ser corregidos antes de que afecte la salud de los animales. Los métodos recomendados para mantener una calidad adecuada del agua comprenden una filtración apropiada y cambios regulares de agua (Whitaker, 2001). Los parámetros como el pH y el amonio son más fáciles de controlar cuando los terrarios o acuarios son más grandes.

El sistema utilizado en el Zoológico de Cali se compone de un filtro de arena y de allí el agua pasa por un filtro de osmosis inversa, debido a que este método de filtración absorbe minerales se debe remineralizar el agua (ver tabla 1).

Tabla 1. Componentes y cantidades necesarias según volumen para la adición en el agua filtrada, utilizada en las ranas del Zoológico de Cali.

	Volumen del agua (L) (1 cm = 0,01 m)										
★	378.5	19.24	38.48	57.73	76.97	96.21	115.45	134.70	153.94	173.18	192.42
Elemento	Gramos (g)										
Cloruro de calcio	15.00	0.76	1.53	2.29	3.05	3.81	4.58	5.34	6.10	6.86	7.63
Sulfato de magnesio #	17.60	0.89	1.79	2.68	3.58	4.47	5.37	6.26	7.16	8.05	8.95
Bicarbonato potásico	13.60	0.69	1.38	2.07	2.77	3.46	4.15	4.84	5.53	6.22	6.91
Bicarbonato de sodio	11.30	0.57	1.15	1.72	2.30	2.87	3.45	4.02	4.60	5.17	5.74
Zinc	0.25	0.01	0.03	0.04	0.05	0.06	0.08	0.09	0.10	0.11	0.13

pH

El pH (potencial de hidrógeno) es una medida que determina la acidez o alcalinidad de una disolución, reflejando la concentración de iones hidrógeno (H^+). Esta escala, que va de 0 a 14, clasifica las soluciones en ácidas (pH < 7), neutras (pH = 7) o alcalinas (pH > 7). Un pH neutro indica un equilibrio entre iones hidrógeno y iones hidróxido (OH^-). Si bien algunos anfibios pueden tolerar fluctuaciones de pH por periodos cortos, esto puede generarles estrés considerable. Por lo tanto, es crucial que el promotor de bienestar supervise constantemente este parámetro en todos los recintos. Los renacuajos recién eclosionados son particularmente sensibles a cambios incluso pequeños en el pH, lo que los hace más vulnerables a infecciones bacterianas (Whitaker, 2001).

En adición, el pH influye directamente en la toxicidad del amoníaco (NH_3) y el ion amonio (NH_4^+), que coexisten en equilibrio en el agua. A medida que aumenta el pH, el equilibrio se desplaza hacia la forma más tóxica, el amoníaco (NH_3), incrementando su peligrosidad para los organismos acuáticos. En condiciones de pH bajo, predomina el ion amonio (NH_4^+), que es mucho menos tóxico. Por esta razón, un pH elevado puede aumentar significativamente la toxicidad del amoníaco, afectando la salud de los anfibios bajo cuidado humano.

Uno de los métodos más comunes para medir el pH es mediante colorimetría, utilizando reactivos que cambian el color de la disolución o cintas colorimétricas. Aunque estos métodos son prácticos y accesibles, también existen equipos automatizados, como los medidores de pH digitales, que ofrecen mayor precisión, aunque suelen ser más costosos que los kits tradicionales.

El nivel de pH recomendado para el manejo de Oophaga lehmanni debe mantenerse entre 6.4 y 7, lo que corresponde a un ambiente ligeramente ácido a neutro. Este rango es fundamental para asegurar el bienestar de la especie bajo cuidado humano.

Cloro

Actualmente la cloración es la forma más común de eliminar bacterias en el agua en las plantas de tratamiento municipales. Se ha observado que, a concentraciones bajas, el cloro afecta de manera negativa la reproducción de los anfibios a un corto plazo y a una concentración de 0.15 mg/L provoca la muerte de los individuos (Arthur y Eaton, 1971). Ya que el cloro es nocivo para muchas formas acuáticas de vida es necesario que sea eliminado antes de introducir a los animales.

En el manejo de grandes volúmenes de agua, especialmente en terrarios de gran tamaño, es fundamental mantener un flujo continuo controlado mediante un filtro Canister. Este tipo de filtro es ideal, ya que cuenta con varios compartimentos que permiten separar el material filtrante, ofreciendo filtración mecánica, química y biológica en un solo equipo (Lloret-Pineda, 2006). Esto garantiza un ambiente acuático adecuado para el bienestar de las especies bajo cuidado humano, ayudando a mantener la calidad del agua de forma eficiente.

Oxigeno

Los renacuajos de *Oophaga lehmanni* tienen un requerimiento bajo de oxígeno, por lo que no es necesaria la utilización de un filtro o aireador en la zona donde están ubicados. Sin embargo, en su hábitat natural llueve constantemente y es en esos momentos lluviosos el agua que se encuentra estancada en las bromelias es oxigenada y se rellena el agua que se ha perdido en días anteriores. La oxigenación del agua de los renacuajos del laboratorio sucederá una vez al día, durante el proceso de cambio de agua.

Compuestos nitrogenados

Los anfibios, a diferencia de muchos organismos, en vez de eliminar sus desechos en forma de ácido úrico los eliminan por medio de amoniaco. El amoniaco se encuentra en dos formas: el amoniaco sin ionizar (NH_3) y el amonio ionizado (NH_4^+), ambas formas están en equilibrio químico y su concentración aumentará o disminuirá según la temperatura y el pH. Además de los desechos de los anfibios, los restos de comida sin consumir también pueden ser causantes de un pico de amonio en el agua.

Para evitar los niveles altos de amonio tóxico, el agua destinada para el consumo de los adultos puede ser ofrecida en cajas de Petri y debe ser cambiada por lo menos una vez al día.

Fosfatos

Es común que las plantas de tratamiento de agua usen fosfatos para quelar el plomo liberado por tuberías antiguas. Sin embargo, el exceso de fosfatos resulta perjudicial para los anfibios, ya que estos compuestos se combinan con el calcio. Una relación elevada de fósforo a calcio puede ocasionar serios problemas neurológicos y osteológicos, tales como parálisis, e incluso puede llevar a la muerte. Los fosfatos son generalmente de tamaño molecular demasiado pequeño para ser eliminados mediante ósmosis inversa (OI), pero pueden retirarse eficazmente con esponjas específicas para fosfatos, filtros de arsénico u otros métodos de filtración química (Schad, 2008).

Medición y control de condiciones ambientales

Iluminación

En cuanto a las características actuales del laboratorio, los bombillos de UVB fluorescentes ProT5 6% 48" de la marca Arcadia®, permanecen un total de 9 horas encendidas y 15 horas apagadas, creando un fotoperiodo de 9/15 permitiendo el monitoreo del funcionamiento de estas a lo largo del día. Y se realiza el siguiente procedimiento para la medición de este parámetro:

Procedimiento para medir la radiación UVB:

1. **Frecuencia de medición**: La radiación UVB se mide máximo cada quince días por terrario para garantizar que los niveles sigan siendo adecuados para los individuos y que los bombillos mantengan su eficacia.
2. **Instrumento de medición**: La medición de la radiación UVB se realiza utilizando un medidor de índice UV, específicamente el modelo Solarmeter® Model 6.5R. Cuenta con la descripción de las zonas Ferguson y las unidades con las que se hace la medición. Para la medición se necesita verificar que el instrumento marque 0 tapando directamente el sensor para su calibración antes de realizar las mediciones.
3. **Puntos de medición**: Se deben medir los niveles de UVB en diferentes zonas del terrario, enfocándose en:
    - Zonas más cercanas a la lámpara, donde la intensidad es mayor y se puede evaluar los puntos críticos de posibles peligros de sobreexposición.
    - Zonas de mayor frecuencia del individuo, la cual es el valor que se toma más en cuenta.
    - Zonas alejadas y áreas de sombra, para asegurarse de que existan refugios con poca o nula exposición a la radiación UVB.

Al menos tres puntos de medición por terrario son recomendados para garantizar un gradiente adecuado de UVB. Se debe tener en cuenta que las zonas de radiación son mayores en la zona media del bombillo.

4. **Registro de datos**: Los datos de las mediciones de UVB en la zona de mayor frecuencia del individuo deben ser registrados en la plataforma ZIMS. Se debe incluir:
    - Fecha de la medición.
    - Ubicación específica dentro del terrario del punto de medición.
    - Niveles de radiación UVB en $\mu W/cm^2$ (microwatios por centímetro cuadrado).
    - Acciones en caso de alteraciones.

En la siguiente figura se describe en un flujograma como se realiza la medición de los valores de radiación UV.

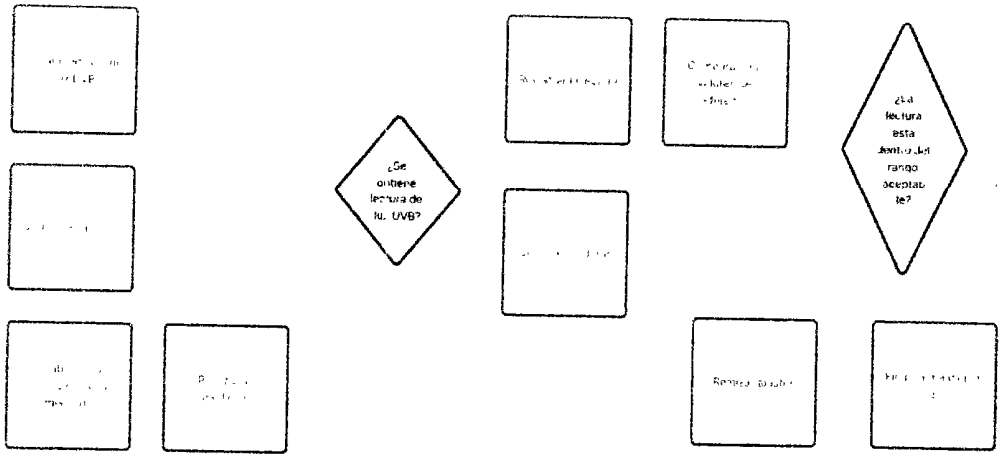


Gráfico 1. Flujograma de tomas de medición de radiación UVB

Temperatura

La temperatura en los terrarios se monitorea de manera continua utilizando sensores inteligentes de temperatura y humedad de SensorPush HT.w Water-Resistant Temperature / Humidity®. Estos dispositivos registran de forma precisa las variaciones térmicas a lo largo del día y estas queden registradas y almacenadas, asegurando que las condiciones ambientales sean las adecuadas para los individuos bajo cuidado humano. A continuación, se describe el procedimiento para la medición y control de la temperatura:

Procedimiento para medir la temperatura:

Frecuencia de medición: Las mediciones de temperatura se registran continuamente mediante dataloggers ubicados dentro de los terrarios. Los datos deben revisarse al menos cada quince días para verificar la estabilidad térmica y realizar los ajustes necesarios.

Temperaturas registradas: Se toman en cuenta tres parámetros clave: la temperatura máxima, la temperatura mínima y la temperatura promedio. Estos valores son fundamentales para asegurar que no haya fluctuaciones térmicas extremas que puedan comprometer la salud de los individuos.

Ubicación del *datalogger*: Los dataloggers deben colocarse en zonas frecuentadas por los individuos para asegurar que las mediciones reflejen las condiciones reales de su ambiente. Es crucial que los dispositivos estén ubicados en lugares donde no se mojen con frecuencia, para evitar que la humedad excesiva afecte la precisión de las mediciones. En caso de que algún terrario no cuente con un datalogger, se tomará la referencia de la temperatura del terrario más cercano, siempre y cuando comparta condiciones similares.

En el caso de los **registros de datos** de temperatura, el procedimiento es similar al utilizado para la luxometría, ajustándose únicamente a las unidades específicas en las que se medirá la temperatura (grados Celsius o Fahrenheit, según sea el caso).

Humedad

La medición de la humedad en los terrarios se realiza utilizando el mismo sensor inteligente que mide la temperatura, el cual monitorea continuamente ambos parámetros. Este dispositivo registra y almacena las variaciones en la humedad relativa, lo que permite un seguimiento preciso de las condiciones ambientales en tiempo real. Al igual que con la temperatura, es fundamental revisar los datos al menos cada quince días y asegurar que el sensor esté ubicado en una zona representativa del terrario, evitando la exposición directa a fuentes de agua o calor.

pH

La medición de pH se realiza al menos cada veinte días. Para medir el pH del sustrato de manera precisa, se sigue el siguiente procedimiento:

1. Extracción de sustrato del terrario: Se toma un puñado de sustrato de la zona del terrario donde los individuos se posen con mayor frecuencia. Se coloca el sustrato en un frasco de 100 ml y se añade 40 ml de agua RO.

2. Filtración de la muestra: En un frasco de aproximadamente 200 ml, se coloca un filtro de papel, como un filtro de café, para eliminar impurezas del sustrato y obtener una muestra más limpia. A continuación, se vierte la mezcla de agua RO y sustrato del paso anterior a través del filtro, permitiendo que las impurezas queden atrapadas y dejando pasar el líquido filtrado.

3. Decantación: Se deja reposar la muestra filtrada para permitir que las partículas en suspensión se precipiten al fondo del frasco. Esto asegurará que el líquido esté lo más claro posible y sea adecuado para una medición precisa.

Una vez obtenida la muestra clara, se procede a medir el pH utilizando el método de colorimetría, el cual emplea reactivos que cambian de color en función del nivel de acidez o alcalinidad del líquido, proporcionando una lectura visual del pH del sustrato. Esta información se registra de igual forma como los parámetros anteriores.

Amonio

La medición de amonio se realiza junto con la medición de pH, por lo que se sigue el mismo procedimiento descrito previamente. Se extrae el líquido del sustrato, se filtra y se deja reposar para obtener una muestra clara. Posteriormente, se mide el amonio utilizando el reactivo correspondiente del método de colorimetría, y se registra el valor obtenido de manera adecuada.

Cloro

La medición de cloro del agua se debe realizar cada vez que se adicione agua nueva al tanque de reserva. Se puede utilizar método de colorimetría el cual emplea reactivos que cambian de color en función del nivel cloro. Esta información se registra de igual forma como los parámetros anteriores.

Fosfatos

La medición de fosfatos en el agua se debe realizar mínimo cada mes en el tanque de reserva de agua que se usa con los animales. Se puede utilizar método de colorimetría o equipos destinados para este fin. Esta información se registra de igual forma como los parámetros anteriores.

Planes de acción en caso de alteración de parámetros

Iluminación

Las bombillas UVB tienen una vida útil aproximadamente de 1 a 2 años. En el caso de que las mediciones se encuentren inferiores a los valores óptimos se pueden realizar una de las siguientes acciones:

Reubicación de la lámpara y zonas de asoleo más frecuentes dentro del terrario evaluado y reevaluación de las mediciones luego del cambio para llegar a los parámetros deseados.
Cambio definitivo de la bombilla con su posterior desecho realizando posteriormente otra medición a la nueva bombilla 5 minutos después de su instalación

Temperatura

Si se detectan variaciones inusuales en los datos de temperatura registrados en los terrarios, es fundamental llevar a cabo un plan de acción para verificar la veracidad de los datos y tomar las medidas correctivas necesarias. A continuación, se describen los pasos a seguir:

1. **Verificación de la ubicación del sensor:** Revisar si el sensor de temperatura está correctamente ubicado en una zona representativa del terrario. Asegurarse de que no esté demasiado cerca de una fuente de calor, como lámparas o equipos electrónicos, ni en áreas donde pueda haber corrientes de aire que alteren las mediciones.

2. **Revisión de la integridad del sensor:** Verificar si el sensor ha estado expuesto a humedad excesiva o si se ha mojado por error, ya que esto podría afectar la precisión de las mediciones. Si se detecta daño, es necesario reemplazar el dispositivo o recalibrarlo si es posible. De igual forma, tener en cuenta la vida útil de las baterías.

3. Comparación con termómetros locales: Revisar los termómetros ubicados en la zona donde se encuentra el terrario para contrastar los datos y determinar si las fluctuaciones detectadas corresponden a una variación real de la temperatura ambiente durante el día. Esto permite validar si las lecturas alteradas del sensor reflejan un cambio ambiental significativo o si se trata de un error en la medición.

4. Análisis de la ubicación del sistema de aire: Evaluar si el terrario afectado está más cercano a sistemas de aire acondicionado o ventilación, lo cual podría explicar por qué presenta una temperatura más baja que otros terrarios. En estos casos, se deben revisar las condiciones de ventilación y ajustar la ubicación de los terrarios si es necesario, o regular el flujo de aire en la zona.

5. Medidas correctivas en el terrario: Mejorar la cantidad y calidad de los escondites dentro del terrario para permitir que los individuos puedan encontrar puntos más calientes en caso de que la

temperatura ambiente sea más fría de lo ideal. Se pueden agregar más refugios térmicos o ajustar los materiales de los escondites actuales para asegurar un aislamiento adecuado.

6. Monitoreo adicional:

Implementar un monitoreo más frecuente si se detectan variaciones significativas o recurrentes en la temperatura. Esto ayudará a asegurar que cualquier ajuste realizado sea efectivo y que las condiciones térmicas vuelvan a la normalidad.

Humedad

En caso de que se detecten variaciones inusuales en los datos de humedad, se seguirá el mismo procedimiento descrito para la temperatura: verificar la ubicación y estado del sensor, revisar su integridad y registro.

Además, como medida adicional específica para controlar la humedad, se puede implementar un ventilador en el terrario. Es recomendable probar distintas posiciones y velocidades del ventilador para mejorar la circulación del aire y estabilizar los niveles de humedad, asegurando siempre el bienestar de los individuos.

pH

Si los datos de pH están alterados, se debe realizar una segunda medición de inmediato para verificar la veracidad y descartar posibles falsos positivos, que podrían ocurrir si el puñado de sustrato utilizado contiene hojas en descomposición o raíces. Si la alteración persiste, se debe agregar y mezclar dos o tres puñados de sustrato nuevo, y repetir la medición al día siguiente.
Además, se debe tener en cuenta que, independientemente de si se presentan alteraciones en las mediciones, el cambio completo del sustrato debe realizarse como máximo cada dos años para mantener condiciones óptimas. Todas las mediciones realizadas deben registrarse para su seguimiento en futuras evaluaciones.

Amonio

El plan de acción para las alteraciones en los niveles de amonio sigue los mismos pasos descritos para el pH. No obstante, en el caso del amonio, se debe tener especial cuidado, ya que cualquier alteración en el sustrato puede afectar gravemente la piel de los anfibios. Si se detecta una alteración, se debe lavar el sustrato a fondo antes de agregar sustrato nuevo. Además, como medida preventiva, se recomienda colocar una capa de hojas de cacao sobre el sustrato mientras los valores se estabilizan.
Si los valores siguen alterados tras estas medidas, es necesario trasladar a los individuos a otro terrario para garantizar su seguridad. Posteriormente, se debe realizar un recambio completo del sustrato, mejorar las condiciones de aireación del terrario, y considerar la reordenación de la ambientación y el mobiliario para asegurar un ambiente más estable.

Cloro

El método más efectivo para eliminar el cloro y las cloraminas en un periodo más corto de tiempo es mediante el uso de reactivos químicos, como el tiosulfato de sodio, pero hay que tener en cuenta que este método produce amoniaco tóxico en pequeñas cantidades (Browne et al., 2007).

Otro método efectivo para eliminar el cloro y otros componentes del agua es por medio de la ósmosis inversa, este proceso trabaja de forma similar a la filtración, ya que implica la separación de un líquido a partir de una disolución que se pasa a través de un sistema que retiene el resto de los componentes. La ósmosis inversa se define como el transporte de un disolvente de una disolución diluida a una concentrada a través de una membrana semipermeable que impide el paso del soluto, pero permite el paso del solvente (Weber, 2021). El agua resultante de la ósmosis inversa suele ser más pura de lo que pueden soportar algunos anfibios, haciendo que los animales presenten afectaciones en su salud, por este motivo antes de utilizar el agua esta debe pasar por un proceso de mineralización.

Fosfatos

En el caso que se evidencien valores de fosfatos en el agua, se debe revisar el método de absorción de fosfatos que se esté utilizando y cambiar por material nuevo o reparar los componentes del reactor de ser necesario.

Bioseguridad

La desinfección se hace con el objetivo de evitar la presencia de bacterias, virus, hongos y parásitos que puedan ser dañinos para la salud de las ranas. Hay diferentes métodos, según el tipo de material. Un método efectivo para la eliminación de microorganismos es la termonebulización, un proceso que se da por medio de gotículas que son vaporizadas en el equipo; gotículas salen en forma de aerosol y crean una nube caliente no tóxica, visible y duradera, lo que va a reducir significativamente el conteo microbiológico del objeto que se está desinfectando, eliminando cualquier remanente de hongos, bacterias, esporas y virus (Vasco-Barragán, 2022). Este método puede ser utilizado en conjunto con otros métodos adicionales, como disponer los objetos en una cámara de calor a una temperatura de 39 a 42ºC. Un método adecuado para la esterilización de hojas secas puede ser mediante el empleo de la autoclave, un dispositivo metálico con cierre hermético que emplea vapor de agua con alta presión. Se pueden utilizar desinfectantes líquidos, como el Virkon®, un desinfectante virucida que puede aplicarse en presencia de animales, sin embargo, no debe aplicarse nunca directamente sobre ellos. Asegúrese de leer muy bien las indicaciones y el volumen de dilución según el área a desinfectar del desinfectante que sea empleado.

Las adecuadas prácticas de bioseguridad son muy importantes para proteger tanto al personal que trabaja en el laboratorio, como a los animales de la población. Para esto deben adoptarse hábitos de asepsia e ingresar a los individuos nuevos a cuarentena obligatoria, así se reduce el riesgo a la exposición de patógenos que pueden causar la muerte de los individuos. El personal deberá utilizar calzado específico para la zona del laboratorio, además, en la entrada del laboratorio debe estar

ubicado un pediluvio con un desinfectante el cual debe ser cambiado diariamente o según la contaminación. También es recomendable que el personal tenga un uniforme que se utilice únicamente en la zona de trabajo que se lave diariamente. Es ideal que se defina una unidad biológica en el laboratorio (la unidad biológica pueden ser todos los animales que comparten el mismo recinto o todas las ranas que se encuentren en el mismo lote de recintos) ya que es necesario hacer un lavado de manos o cambio de guantes cuando se cambie de unidad biológica durante del manejo (Peña y Galvis, 2016). Los guantes que se utilicen para manipular a los anfibios deben ser guantes libres de polvo y además debe pulverizarlos o humedecerlos antes de tener contacto con las ranas. Se debe evitar el ingreso de cualquier animal que sea considerado plaga para la colección como arañas, cucarachas, roedores, etc.

Nutrición

Las especies de ranas venenosas son significativamente más enérgicas que las especies sedentarias, por lo que necesitarán alimento más frecuentemente (Pramuk y Gagliardo, 2008). La clave para mantener a un animal sano es ofrecer una dieta variada que provea a los ejemplares de todos los macronutrientes, vitaminas y minerales. Las ranas de *Oophaga lehmanni* tienen un tamaño promedio pequeño, por lo que es necesario ofrecer presas pequeñas y seguras para el animal para que no haya posibilidad de que la presa desgarre el tracto digestivo de las ranas. Las horas de alimentación de la especie deben concordar con el fotoperiodo de los animales, es decir que al tratarse de ranas diurnas el alimento debe ser ofrecido en horas de la mañana, en el rango de 8:00 a 10:00 a.m., cuando se encuentran más activas. Como no hay mucha información sobre los requerimientos nutricionales de la especie, se debe brindar una dieta generalizada para anfibios.

Suplementos vitamínicos

Con el fin de evitar la deficiencia nutricional provocada por consumir una dieta que consiste únicamente de insectos, se utilizan suplementos vitamínicos ricos en calcio, zinc, vitamina A, vitamina D3, vitamina E, niacina, beta carotenos, riboflavina, ácido fólico, menadiona, biotina, vitamina B12, entre otras. Estos suplementos normalmente son comercializados como suplementos para reptiles, sin embargo, pueden ser ofrecidos a anfibios. El producto que se le suministra actualmente a *Oophaga lehmanni* es Repashy Calcium Plus HyD y Bug Burger (ver **Figura 11**), estos productos tienen una presentación en polvo y puede ser ofrecido de dos formas. La primera es espolvoreando el insecto en el momento en el que se le ofrece al animal, sin embargo, aunque este método ha demostrado ser efectivo, puede dar resultados variables, ya que la cantidad de suplemento adherida al insecto dependerá de la unión de muchos factores, como la composición del polvo y la capacidad del insecto de acicalarse, también el suplemento puede cambiar la sensación que tiene el animal cuando recibe la presa, lo que puede causar que eventualmente la rechace. El otro método para ofrecer suplementos vitamínicos es por medio del *gut loading*, que significa cargar de alimento nutritivo al alimento vivo durante 48 horas antes de ser ofrecidos a los depredadores, este método es utilizado comúnmente con grillos. (Finke, 2003).

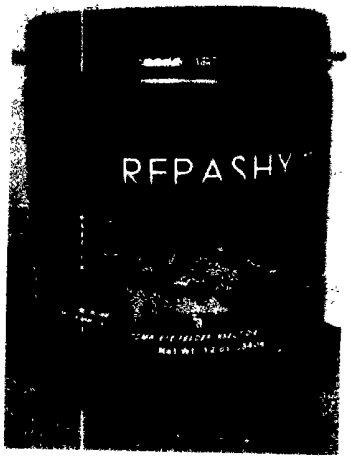


Figura 11. Suplemento utilizado para hacer el *gut loading*. Foto tomada por María Fernanda García.

Alimento vivo

Tener un cultivo propio de alimento vivo es la mejor manera de alimentar a los animales, evadiendo el riesgo de contraer parásitos que se encuentren en la naturaleza. Normalmente las ranas bajo cuidado profesional se alimentan principalmente de 3 tipos de insectos: microgrillos de la especie *Acheta domestica*, moscas de la fruta (*Drosophila melanogaster*) y colémbolos. Las ranas deben ser alimentadas una vez al día, exceptuando los días domingos, es recomendable someter a los animales a este ayuno dado que las necesidades energéticas de los anfibios no son demasiado altas y la sobrealimentación puede causar problemas de sobrepeso. El alimento debe ser ofrecido de la siguiente manera: lunes, miércoles y viernes moscas adultas; martes, jueves y sábados ofrecer grillos, los colémbolos se ofrecen todos los días. Las ranas más jóvenes se alimentan de larvas de moscas y colémbolos hasta cumplir los 150 días de vida. Los renacuajos únicamente se alimentan de huevos sin fecundar que ponen las hembras en el laboratorio. Cada contenedor debe contar con un número escrito en la parte exterior, esto para identificar cada lote de animales utilizado para este fin.

Grillos

Únicamente se utilizarán grillos de la especie *Acheta domestica* en sus primeros estadíos de crecimiento, aquellos que tengan máximo una semana después de su eclosión, nunca ofrecer grillos muy grandes ya que pueden dañar el tracto digestivo de las ranas y, por ende, causar la muerte de los individuos.

Los grillos deben ser alojados en recipientes plásticos medianos con cartones de huevo en el interior para aumentar el área donde pueden habitar los grillos (ver **Figura 12**). Introducir toallas de papel para facilitar la extracción de alimento vivo al momento de ser ofrecido a las ranas. Los contenedores deben contar con ventilación en la tapa del contenedor plástico o en su defecto, en los laterales; esta se debe hacer cortando una región cuadrada en la tapa plástica y pegando con silicona tela antimosquitos o

una malla metálica. La capacidad de salto de estos ejemplares es muy baja dado el tamaño reducido de los animales, por lo que la probabilidad de escape al abrir los contenedores es muy baja.

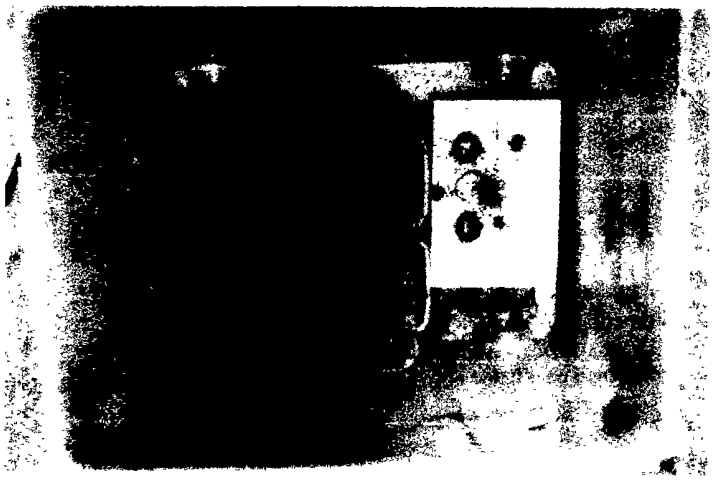


Figura 12. Recipiente que contiene microgrillos, se observan cartones de huevos para brindar refugio. Foto tomada por María Fernanda García.

Los grillos deben ser alimentados con zapallo, de donde obtienen los betacarotenos (muy importantes para la coloración de las ranas), y pepino, de este último van a recibir toda la hidratación que necesitan para vivir. Además, se deben ofrecer pellets de proteína molidos, ya que no se procesan adecuadamente en el aparato digestivo del animal si se ofrecen compactos.

Los cultivos deben recibir mantenimiento una vez a la semana, donde se debe reemplazar el papel toalla, hacer un barrido de heces y limpiar cualquier resto de suciedad, como el residuo de la muda. Las salas donde se alojan los grillos deben estar a una temperatura de 27ºC y a una humedad relativa del 55%.

Moscas de la fruta

Se ofrecerán larvas de mosca a aquellos individuos que son muy jóvenes, como postmetamorfos y juveniles. Las moscas adultas se ofrecen a las ranas de mayor tamaño. Para facilitar la extracción y evitar el escape del alimento se debe procurar el empleo de moscas mutantes que no puedan volar (como *apterous*, *vestigial* o *curly*). Las moscas deben estar a una temperatura de 23ºC y deben tener una humedad relativa del 67%

Los contenedores para las moscas deben ser recipientes, preferiblemente de plástico, más largos que anchos que cuenten con una tapa plástica con un agujero grande en el medio (observar **Figura 13**), el cual debe ser cubierto por una tela fina para facilitar la ventilación y prevenir el ingreso de otros insectos a los cultivos.



Figura 13. Contenedor de larvas de *Drosophila melanogaster*. Se observan algunas pupas en las paredes del recipiente. Foto tomada por María Fernanda García.

En cada uno de los contenedores habrá medio del que se pueden alimentar las moscas y donde pueden depositar sus huevos, para conocer la composición del medio ver la **Tabla 2.** Después de pesar todos los ingredientes del medio estos deben integrarse en un recipiente para después repartir 70 g para cada cultivo de moscas. Es necesario que entre los componentes del medio haya algún antimicótico, como la nistatina, para evitar la proliferación de hongos. Diariamente se deben rociar con agua los cultivos. El mantenimiento de los recipientes se efectuará cada vez que un contenedor ya no tenga más larvas, se hará un lavado completo con agua y jabón para vajillas y se hará desinfección con Virkon.

Tabla 2. Receta de medio productivo para *D. melanogaster*. Proporcionado por la Fundación Zoológica de Cali.

Ingrediente	% de inclusión	Gramos necesarios para 350 g de medio
Banano	53,3	186
Avena	28,57	100
Vinagre	11,42	40
Leche en polvo	5,7	20
Canela	0,47	1,7
Nistatna	0,38	1,6

Colémbolos

Los colémbolos son muy útiles a la hora de alimentar a *Oophaga lehmanni*, ya que se tratan de animales muy pequeños. Estos pueden ser ofrecidos tanto a las ranas más pequeñas como a las que son completamente adultas. Estos animales necesitan vivir a una temperatura de 23ºC y a una humedad relativa de 67%. Es decir, pueden vivir en la misma habitación de las moscas.

Los colémbolos, por su tamaño, pueden ser mantenidos en recipientes plásticos pequeños (ver **Figura 14**). Por el hábito de los animales es necesario mantener altos niveles de humedad, por lo que para este cultivo no es necesario la adecuación del recipiente para poner una malla de ventilación. Para este cultivo se utilizará como sustrato la turba de coco humedecida y se deben introducir trozos de carbón para facilitar la extracción del alimento vivo. Los colémbolos se alimentan de hongos, bacterias y material vegetal, por lo que se ofrecerán champiñones en el cultivo, además es necesario espolvorear levadura para promover el desarrollo de bacterias.

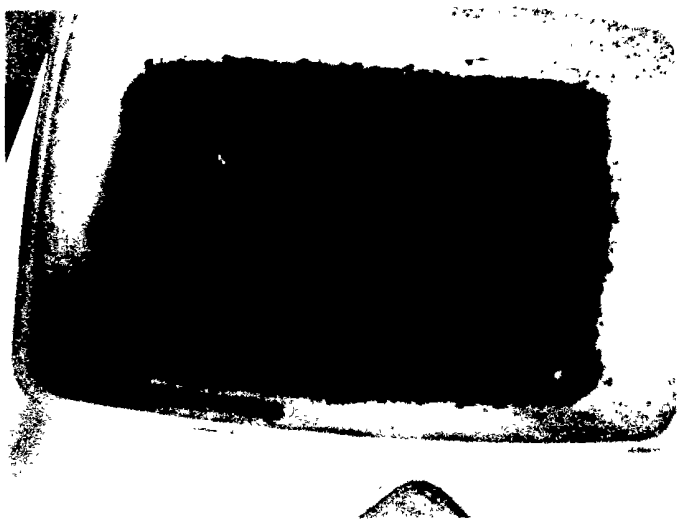


Figura 14. Contenedor de un cultivo de colémbolos. Foto tomada por María Fernanda García.

Evaluación de condición corporal

Es importante que el cuidador esté atento a las señales de condición corporal deficiente, estas señales se mencionan en la **Tabla 3.**

Tabla 3. Señales de la condición corporal de *Oophaga lehmanni.*

Puntuación	1. Demacrado	2. Delgado	3. Óptimo	4. Gordo	5. Obeso
Huesos pélvicos y base de la cola	Huesos pélvicos prominentes. Cavidad profunda en la base de la cola.	Huesos pélvicos visibles, pero cubiertos con una capa ligera de piel.	Huesos cubiertos, se sienten bajo presión. Base de la cola no visible.	Huesos no visibles. Base de la cola no presente. Huesos no se sienten a presión	Gruesa cubierta de grasa. Huesos pélvicos redondeados.
Espalda y lomo	Espalda muy estrecha. Forma triangular terminando en punta hacia la base de la cola.	Espalda estrecha. Cintura marcada. Forma triangular recta terminando en leve punta.	Flanco lleno. Forma rectangular y leve punta a la altura de espalda baja.	Forma romboide con bordes redondeados a la altura de la pelvis.	Forma redondeada.
Extremidades	Articulación prominente y marcada.	Articulación prominente.	Músculo observado a simple vista.	Redondeadas y llenas.	Abultadas y rellenas. No hay marcación de articulaciones.
Saco bucal	Contorno del labio inferior marcado. Cavidad bucal profunda.	Contorno levemente marcado.	Cavidad llena. Presencia de leve arruga en la parte inferior.	Presencia de piel sobrante en la parte inferior.	Arruga prominente. Saco relleno. Forma ovalada. Hueco entre rollo de grasa

Adaptada de Gil y Gómez, 2017.

Reproducción

Todas las condiciones anteriormente mencionadas en este manual están pensadas específicamente para que las ranas se encuentren los suficientemente cómodas para llevar a cabo su ciclo reproductivo con normalidad. Los encargados del cortejo y de encontrar una bromelia adecuada para hacer la postura son los machos, atrayendo a las hembras y marcando territorio con estridentes cantos. Los huevos pueden ser depositados por las hembras entre la hojarasca o en las axilas de las bromelias. Al

momento de eclosionar ella los llevará sobre su espalda hasta las fitotelmas, donde los alimentará frecuentemente de huevos sin fertilizar (Grant et al., 2017). Cabe resaltar que las hembras no crían en bromelias que ya están siendo utilizadas por otras hembras y que una bromelia puede ser utilizada durante varios ciclos reproductivos (Mosquera-Vélez, 2014), además de que la actividad reproductiva en esta especie es continua (Gómez-Díaz et al., 2016) lo que es un factor positivo para el manejo reproductivo bajo cuidado profesional.

Importancia de la reproducción en los zoológicos

Los zoológicos tienen un papel muy importante en la conservación de especies y ecosistemas en peligro. Tanto así que, según la IUCN, la reproducción para la conservación en zoológicos y acuarios ha jugado un rol muy importante en la recuperación de una cuarta parte de las 64 especies vertebradas, cuya condición de amenaza se redujo de acuerdo a la *Lista Roja de Especies Amenazadas de la UICN*, esto gracias a los programas de reproducción y reintroducción. Esto se puede lograr ya que los zoológicos trabajan juntos para incrementar la efectividad de los planes de conservación de manera global, de manera que en sus instalaciones estén reunidos expertos de la esfera mundial de zoológicos y acuarios, científicos, representantes de las comunidades locales, agencias gubernamentales, administradores de vida silvestre y organizaciones de conservación para desarrollar estrategias donde poblaciones viables de especies prosperen en ecosistemas saludables (Barongi et al., 2015).

Tipos de crianza

Una estrategia que permite la producción de un mayor número de renacuajos en un periodo más corto de tiempo consta de manejar dos métodos de crianza diferentes que les permita a las hembras producir una postura nueva a partir de una generada anteriormente. Para ambos tipos de crianza se debe llevar a cabo un registro del día que emergen las extremidades posteriores y las anteriores, en promedio las extremidades posteriores salen un mes después de la eclosión y las extremidades anteriores una semana después de las posteriores, la absorción de la cola se da una semana después de la aparición de las extremidades anteriores. Cuando se evidencie un atraso en el desarrollo de los renacuajos debe ser evaluado medicamente.

Crianza parental

En este tipo de crianza es fundamental mantener los huevos en el mismo recinto de la madre, ya que, cuando eclosionen, será esta la responsable de la alimentación de los renacuajos durante todo el proceso de desarrollo. En caso de que los parentales sean trasladados hacia otro terrario o se necesite hacer cambios importantes en el recinto los renacuajos deben pasar al área de crianza manual, llevando una crianza mixta. Los renacuajos que estén bajo este tipo de crianza pasarán al área donde están los juveniles cuando salgan por primera vez del cuerpo de agua en el que se produjo su desarrollo.

Crianza manual

En este tipo de crianza, generalmente, se traslada el renacuajo eclosionado y debe alojarse individualmente en frascos de vidrio pequeños, los cuales deben llenarse con agua previamente tratada y enriquecida con taninos hasta un poco más de la mitad de la capacidad del frasco y se les debe adicionar un fragmento de estas mismas hojas que servirá como refugio. Cada frasco debe ser etiquetado adecuadamente con la identificación de la puesta (**Figura 15**).

Para obtener el agua con taninos, se pueden emplear hojas de almendro indio o cacao sumergidas mínimo 24 horas, las cuales deben someterse a un secado en autoclave.

Los frascos de los renacuajos deben ubicarse en un terrario que mantenga las mismas condiciones ambientales de las del terrario de los parentales, asegurando así un entorno adecuado para su desarrollo. El agua en los frascos debe renovarse cada dos días, reemplazando el 40 al 50 % del volumen con agua a la misma temperatura y un pH entre 6.5 – 7 para evitar variaciones que puedan afectar a los renacuajos.



Figura 15. Frasco con renacuajo de *O. lehmanni.* Foto tomada por Margarita Aguado.

Los renacuajos que estén bajo este tipo de crianza deben ser alimentados por el personal del laboratorio proporcionando huevos infértiles que estén colocando las hembras. En caso de que el laboratorio no cuente con suficientes huevos de *O. lehmanni* se pueden ofrecer huevos de otras especies como *Oophaga solanensis, Oophaga andresi* y *Oophaga anchicayensis,* e incluso de otros géneros como *Phyllobates* y *Dendrobates*, no obstante, estos solo pueden ofrecerse después de que los renacuajos tengan 30 días después de eclosionar, puesto que los huevos de estos otros géneros son muy grandes para ser consumidos por los renacuajos más pequeños. Se ofrecerá alimento a los renacuajos una vez al día, colocando de uno a dos huevos en el frasco. Si los renacuajos no consumen

alguno de los huevos, estos deben ser retirados al día siguiente y, si se observa que no se han alimentado durante 7 días seguidos, se debe hacer un aviso al personal de salud.

Una vez que el individuo ha desarrollado completamente sus cuatro extremidades, es necesario reducir el nivel de agua en el frasco de vidrio en un 20%. Además, se debe colocar una piedra de tamaño mediano dentro del frasco para que el renacuajo pueda salir del agua si lo desea. Cuando el renacuajo haya absorbido completamente su cola, se procederá a trasladarlo a un terrario adecuado para juveniles, donde podrá continuar su desarrollo en un entorno adaptado a sus nuevas necesidades.

Manejo de juveniles

El terrario destinado a los juveniles debe ser más pequeño que el de los adultos, pero contando con las mismas condiciones ambientales, lo cual facilita la observación constante de su desarrollo. Este espacio debe incluir múltiples zonas de percha, varios refugios, una caja de Petri con arcilla y otra caja de Petri que debe llenarse con agua. Además, se recomienda agregar hojas secas de almendro (ver Figura 16). La alimentación de los juveniles comienza desde su primer día en el terrario e incluye colémbolos, grillos y moscas, brindándoles una dieta equilibrada que favorezca su crecimiento.



Figura 16. Terrario de juveniles. Foto tomada por Margarita Aguado

Enriquecimiento conductual

Para la salud de los animales, en especial de aquellas especies que están siendo cuidadas para su liberación, es importante incentivar el comportamiento natural cuando se encuentran bajo cuidado profesional. Además de reproducir las condiciones naturales del hábitat en el terrario y ofrecer alimento vivo y dar una dieta variada, es necesario ofrecer estímulos para fortalecer el comportamiento normal y evitar el estrés que puede enfermar a los anfibios.

Uno de los estímulos que se le puede ofrecer a *Oophaga lehmanni* es ocultar la comida viva entre los elementos del terrario y algunos elementos adicionales utilizados para este motivo, como puede ser un banano con moscas de la fruta oculto bajo un totumo con hoyos por los que puedan salir las moscas, provocando que las ranas busquen y atrapen su alimento, tal como lo harían en la naturaleza. Otro de los estímulos sensoriales recomendados es el uso de vocalizaciones de coespecíficos, ya que estos sonidos pueden generar un entorno más propicio y seguro para los animales, promoviendo comportamientos naturales. Además, es beneficioso incluir sonidos de la naturaleza, como el sonido de la lluvia, el viento, y tormentas, que imitan el hábitat natural de muchas especies y ayudan a recrear ambientes más enriquecidos. Estos estímulos sonoros favorecen conductas que les permite a los animales prosperar en un ambiente silvestre.
Los estímulos deben permanecer en el recinto por un tiempo no mayor a dos horas dependiendo de la categoría de enriquecimiento a usar.

Medicina veterinaria

Registros médicos

Los registros de la población se manejan en la plataforma ZIMS. Cada paciente tiene su historia clínica en el que se registra todo lo relacionado con su salud como pruebas de medicina preventiva y cada reporte de medicina reactiva, esto incluye muestras, resultados, procedimientos, diagnósticos, notas clínicas, tratamientos y anestesia.

Medicina preventiva

La medicina preventiva, como su nombre lo indica, se lleva a cabo con el objetivo de prevenir la aparición y el contagio de enfermedades, prolongar la vida de los ejemplares y mejorar el estado físico de las ranas. Garantizar la liberación al medio de animales sanos.

Cuarentena

La cuarentena un periodo y un grupo de procedimientos que busca evitar la transmisión de enfermedades entre individuos. El tiempo de cuarentena debe ser de mínimo 30 días, idealmente en una zona separada del resto de la población, durante este periodo se realizan exámenes parasitológicos, PCR para B*atrachochytrium dendrobatidis* (Bd) y examen físico, los animales solo saldrán de cuarentena cuando los exámenes demuestren un resultado negativo. Si el estado de autolisis lo permite, todos los animales que mueren durante este tiempo deberán tener una necropsia completa, diagnóstico por PCR para Bd y Ranavirus e histopatología. La cuarentena para *Oophaga*

lehmanni debe ser bajo el método "todo fuera, todo dentro", es decir, que todas las ranas que compartan el mismo espacio deben iniciar y finalizar a cuarentena al mismo tiempo, en caso de que por algún motivo un individuo o grupo ingrese durante este tiempo, la cuarentena deberá iniciar de nuevo. Todos los ejemplares nuevos, sin excepción, deben pasar por este periodo de cuarentena.

El nivel de riesgo de la cuarentena dependerá de: si los individuos provienen de vida libre (incautación) o bajo cuidado profesional, la historia de brotes en el lugar de origen de los ejemplares y si los animales van a permanecer en exhibición o si van a ser reintroducidos. (Peña y Galvis, 2016).

Los recintos para las ranas en cuarentena deben ser terrarios espartanos, es decir, recintos básicos, pero que contengan todo lo necesario para que las ranas vivan durante un tiempo muy corto.

Para todos los animales ingresados en cuarentena se deben realizar los siguientes exámenes:

- Comportamiento y apetito.
- Exámen físico.
- Exámen de parásitos.
- Diagnóstico de *Chytridium*.
- Exámen de ranavirus a los animales muertos.
- Exámen *post mortem* en todos los animales que fallecen.

Monitoreo y tratamiento de parásitos

El diagnóstico y tratamiento de parásitos debe ser efectuado únicamente por el personal médico veterinario. El monitoreo de parásitos debe estar enfocado principalmente en aquellos parásitos patógenos como *Rhabdias* pulmonares y *Strongyloides* intestinales. La presencia de parásitos patógenos puede determinarse mediante análisis fecal directo o por flotación, que permite observar protozoarios, flagelados, ciliados, amebas y *Cryptosporidium sp*.

El tratamiento va de la mano con una adecuada rutina de higiene de los recintos y monitoreo de las heces. Los medicamentos comúnmente utilizados para tratar parásitos en anfibios son:

- **Drontal®:** Se suministra en suspensión de 2,25 mg/mL, utilizando una dosis de 0.01 mL/g. La dosis debe repetirse cada dos a tres semanas. Este medicamento se administra por vía oral.
- **Febendazole:** A una concentración de 100mg/mL. En *Oophaga lehmanni* los gránulos de este producto se deben macerar y espolvorear este medicamento al 22% sobre sus presas durante cinco días y repetir el tratamiento dos semanas después.
- **Levamisol:** Este medicamento se suministra de forma tópica. Debe hacer una dilución de 10 mg/mL y aplicar a la rana 0,01 mL por 10 g de peso. El medicamento debe estar aplicado durante una hora y después se enjuaga con agua. Aplicar de 2 a 3 dosis y repetir el tratamiento cada 14 días.

- **Ivermectina:** Este medicamento debe ser utilizado con precaución ya que hay reportes anecdóticos de toxicidad. Para aplicarlo hacer una solución de 10 mg/L y dar un baño de 60 minutos a las ranas afectadas y repetir cada semana.

Diagnóstico y tratamiento de Chytridium

Batrachochytrium dendrobatidis (también conocido como Bd) es un hongo acuático formador de zoosporas y el causante de la quitridiomicosis, una enfermedad que afecta la piel de todos los anuros, llegando a provocar la muerte. Esto es muy importante, debido a que esta enfermedad ha provocado la disminución de la abundancia en al menos 501 especies de anfibios y 90 supuestas extinciones (Sewell, Longcore y Fisher, 2021).

La presencia de *B. dendrobatidis* se puede determinar mediante una prueba PCR de tiempo real. Al tratarse *Oophaga lehmanni* de una especie pequeña la prueba debe ser tomada confinando el individuo en un recipiente plástico e intentar que camine sobre un algodón para tomar la muestra del vientre. También se puede realizar un hisopado pasando un total de 30 veces el hisopo, de manera muy cuidadosa, sobre las siguientes partes del cuerpo: vientre, parche de bebida miembros posteriores y membranas interdigitales, en el caso de que se necesite hacer un hisopado en renacuajos, el cotonete debe pasarse únicamente en la boca, dado que es la única parte del cuerpo queratinizada. Después de realizar el hisopado este debe dejarse secar por lo menos durante 5 minutos, evitando la exposición a la luz directa del sol, si se encuentra en un ambiente húmedo, entonces debe sumergir la punta del cotonete en etanol al 95%, después se procede a cortar el mango del hisopo aproximadamente a tres centímetros de la punta e introducirla en un tubo vacío, cuidando que el mango no toque la tapa del tubo, esta muestra debe estar almacenada en un lugar sombreado. Cada individuo debe ser tratado de manera individual y los guantes deben ser cambiados entre cada toma de muestra para evitar el contagio hacia las ranas sanas. Se recomienda que cuando un individuo arroje positivo en la prueba inmediatamente tomar muestras de las ranas con las que comparte espacio.
El mejor tratamiento para eliminar este patógeno es por medio de baños de cinco a diez minutos de itraconazol al 0,005%, hacer un total de 10 baños. (Peña y Galvis, 2016).

Medicina reactiva

Examen físico

Examen físico en el contenedor

Hay varias características que pueden ser evaluadas antes de capturar el individuo con el objetivo de evitar el estrés. De esta forma se puede evaluar la condición corporal, que el animal tenga una postura natural para la especie intensidad del color, lesiones de piel o malformaciones musculoesqueléticas, lesiones oculares, distensión de cavidad celómica y patrón respiratorio o respiración con boca abierta. Durante este examen también es recomendable pesar el animal en un frasco de vidrio.

Examen físico bajo captura

Un buen indicador que avisa que el animal está sano es que trata de poner alguna resistencia a la captura, como tratar de liberarse, vocalizar u orinar. El examen físico debe hacerse en el siguiente orden para evitar olvidar algún órgano: narinas, estructuras oculares, cavidad oral, cavidad celómica, transiluminación y, en caso de que el animal se desplace o se comporte de manera anormal, realizar un examen neurológico completo. En casos especiales realizar pruebas diagnósticas adicionales como Rx, lavado cloacal, raspados de piel, citología exfoliativa, hisopado cloacal, ecografías, coprología, etc.

Anestesia

Antes de someter a un individuo al efecto de la anestesia es necesario que haya llevado un periodo de ayuno. Es recomendable utilizar la dosis más baja del anestésico e ir aumentando la dosis gradualmente, dado que no hay mucha información sobre el efecto de la anestesia en *Oophaga lehmanni*. Durante todo el procedimiento se debe hacer un monitoreo de la frecuencia cardiaca, la frecuencia respiratoria y los reflejos, en especial el reflejo de retracción. Durante el procedimiento es posible que se detenga la frecuencia respiratoria, por lo que es importante mantener la piel húmeda para que la respiración cutánea pueda continuar con normalidad. Al momento de anestesiar al individuo es importante introducirlo en una bolsa plástica para evitar el trauma durante la fase de excitación de la inducción.

Algunos agentes anestésicos que se pueden utilizar en anfibios son:

- **Tricaína metansulfonato:** Este es el agente más seguro y con tiempos de recuperación más rápidos. Se aplica en dosis entre 0.05% a 0.2%.
- **Benzocaína:** Utilizar en dosis de 0.02% a 0.03%.
- **Ketamina:** Agente poco recomendado ya que mantiene el reflejo de dolor profundo. Debe usarse en una dosis de 20 a 200 mg/kg.
- Metoxiflurano, halotano e isoflurano (agentes inhalatorios).

Hay que tener cuidado con el uso de estos agentes ya que algunos son utilizados también para efectuar eutanasias de forma humanitaria, evitando el dolor y el sufrimiento de las ranas.

Enfermedades más comunes

La principal causa de enfermedades en anfibios bajo cuidado profesional es el estrés derivado del manejo inadecuado. Las fuentes de estrés son muy variables y pueden ir desde olores incómodos, hasta contacto visual con competidores que puedan estar en recintos cercanos. A continuación, se presenta una lista de enfermedades comunes que podrían afectar a *Oophaga lehmanni.*

Parasitismo intestinal.
Sepsis.
Mycobacterium.
Quitridiomicosis.
Ranavirus (para el cual no existe tratamiento efectivo).

Síndrome de *spindly leg*.
Síndrome de edema generalizado
Obstrucción intestinal.
Prolapso cloacal.
Enfermedad metabólica ósea.
Lipidosis corneal.
Hipovitaminosis A:
Tremores Pododermatitis
Lesiones rostrales
Síndrome de edema
Impactación
Sepsis

Algunas de estas enfermedades son de origen metabólico, es decir, que se manifiestan por deficiencias nutricionales o inadecuada exposición al UV-B; mientras que otras pueden aparecer desde el nacimiento (como el síndrome de *spindly leg*) o pueden ser de origen infeccioso (como las enfermedades causadas por *Mycobacterium* y ranavirus).

Transporte de individuos

Transporte interno

Las ranas no deberían ser trasladadas de su recinto, a menos que sea estrictamente necesario. En este sentido, la necesidad de transporte surge cuando las ranas deben ser movilizadas dentro de la misma institución, ya sea por motivos de manejo médico o para llevar a cabo la adecuación de recintos o zonas donde se albergan los individuos. Este procedimiento se llevará a cabo utilizando recipientes plásticos con pequeños orificios para facilitar la respiración de los individuos, orificios que deben realizarse del interior al exterior del recipiente para prevenir lesiones dérmicas en las ranas a causa de bordes sobresalientes. Además, se recomienda utilizar como sustrato toallas de papel inoloro y sin blanqueadores, humedecidas con agua de aspersión.

Transporte para liberación

Los individuos a transportar deben estar siempre en buenas condiciones de salud. Los animales pueden ser transportados en contenedores de plástico con tapa (ver **Figura 17**), cuidando que estos no contengan químicos tóxicos para los anfibios . Solo puede transportarse un individuo por contenedor. Para facilitar el intercambio de gases se deben realizar hoyos en la tapa de adentro hacia afuera y se deben introducir musgo *Sphagnum* para actuar como sustrato. Los contenedores plásticos deben ser ubicados al interior de una caja de poliestireno expandido (ver **Figura 18**).



Figura 17. Contenedores plásticos con ranas en su interior, dispuestas para su liberación. Foto tomada por Jack Small.



Figura 18. Contenedor de poliestireno expandido para la liberación de ranas de *Oophaga lehmanni*. Foto tomada por Carlos Galvis.

Registros

Llevar un registro diario de cada acontecimiento relacionado con los animales es fundamental para asegurar su adecuado desarrollo y bienestar. Este seguimiento permite documentar cambios en su comportamiento, alimentación, condiciones del terrario y cualquier síntoma de estrés o enfermedad, lo cual es esencial para tomar decisiones informadas y aplicar ajustes en sus cuidados si es necesario.

Además, los registros diarios facilitan la detección temprana de problemas de salud o ambientales y aportan información valiosa para estudios futuros, permitiendo un análisis detallado de su crecimiento y adaptación en condiciones controladas. Esta práctica es clave para mantener un ambiente óptimo que promueva la supervivencia y el desarrollo saludable de las ranitas.

En el Zoológico de Cali se implementa ZIMS (*Zoological Information Management System*), el cual es un software de administración perteneciente a la organización Species 360, que tiene como propósito principal tener un registro actualizado de los animales que se mantienen en zoológicos y acuarios a nivel mundial. Los registros en este programa son especialmente útiles para poder identificar de manera rápida cada uno de los individuos, posturas o recintos que están bajo cuidado profesional en instituciones zoológicas. El registro de un animal está compuesto principalmente por los siguientes datos:

- Número de serie o identificaciones únicas para cada individuo o cada postura. Este está compuesto por tipo de animal, año en el que se registra y el número del individuo, por ejemplo: N19072 (anfibio, año 2019, individuo 72). Los números de serie pueden ser generados por una base de datos hecha en Excel.
- Nombre científico.
- Nombre de casa, este comúnmente es dado por el cuidador y no todos los individuos lo tienen.
- Foto de identificación.
- Color del individuo.
- Peso y morfometría del individuo.
- Fecha de nacimiento o una fecha estimada, en caso de no conocerla.
- Cambios de sexo. Este cambio es necesario ya que cuando las ranas entran a la colección se registran como indeterminadas.
- Número de recinto en el que se encuentra y los movimientos de recinto.
- Fotos de identificación adicionales que se renuevan anualmente.
- Estadío de vida.
- Notas de las sesiones de enriquecimiento y entrenamiento.

Zims también cuenta con una sección de registros médicos, a la que únicamente deben tener acceso los médicos veterinarios de la institución, donde deben ir consignadas la notas clínicas, diagnósticos y procedimientos, medicamentos suministrados, análisis médicos y resultados, necropsias, anestesia, estado de salud, condición corporal y alertas médicas.

Mantener esta información actualizada en el sistema de registros permite que pueda tener certeza de los individuos que están en la institución y, además, permite formar un historial sobre todos y cada uno de los animales de la población.

En el caso de no contar con un software especializado, se deben diseñar bases de datos estructuradas para almacenar toda la información obtenida del cuidado y manejo de cada individuo.

Referencias bibliográficas

- Acosta-Galvis, A. (2023). *Lista de los Anfibios de Colombia: Referencia en línea V.13.2023* (Fecha de acceso). Página web accesible en http://www.batrachia.com; Batrachia, Villa de Leyva, Boyacá, Colombia.
- Acosta-Galvis, A. (2000). Ranas, salamandras y caecilias (Tetrapoda: Amphibia) de Colombia. *Biota Colombiana*, 1(3), 289-319. https://www.redalyc.org/pdf/491/49110303.pdf.
- Arthur, J., Eaton, G. (1971). Chloramine toxicity to the amphipod, *Gammarus pseudolimnaeus*, and the fathead minnow, *Pimephales promelas*. J Fish Res Bd Can 28:1841-1845.
- Barongi, R., Fisken, F. A., Parker, M. & Gusset, M. (eds) (2015). Comprometiéndose con la Conservación: La Estrategia Mundial de los Zoológicos y Acuarios para la Conservación. Gland: Oficina ejecutiva de WAZA, 69 pp.
- Betancourth-Cundar, M., & Palacios-Rodríguez, P. (2018). Catálogo de Anfibios y Reptiles de Colombia. *Asociación Colombiana de Herpetología - ACH*, 4(1), 45-51.
- Browne, R. A., Odum, R. A., Herman, T., & Zippel, K. C. (2007). Facility Design and Associated Services for the Study of Amphibians. *Ilar Journal*. https://doi.org/10.1093/ilar.48.3.188.
- Calero, D. (2021). *Aplicación de carbón activado como medio de sustrato para el desarrollo de plántulas de Schizolobium parahybum (Vell.) S.F. Blake (pachaco) y Samanea saman (Jacq.) Merr (samán) a nivel de vivero en la finca experimental La María de la Universidad Técnica Estatal de Quevedo* [Tesis para titulación]. Universidad Técnica Estatal de Quevedo.
- Castro-Herrera, F & W. Bolívar-García. 2010 Libro Rojo de los Anfibios del Valle del Cauca. *Feriva Impresores SA*. Cali - Colombia 200pp.
- Finke, M. D. (2003). Gut loading to enhance the nutrient content of insects as food for reptiles: A mathematical approach. *Zoo Biology*, 22(2), 147-162. https://doi.org/10.1002/zoo.10082.
- Gil, T., & Gómez, S. (2017). *Desarrollo de un programa nutricional preliminar para mantenimiento de Dendropsophus padreluna y rana saltona Rheobates palmatus en condiciones controladas en la Fundación Zoológico Santacruz* [Tesis para titulación]. Universidad de La Salle.
- Gómez-Díaz, M., Burbano-Yandi, C., & Bolívar-García, W. (2016). Actualización del Plan de Manejo para la Rana Venenosa de Lehmann *Oophaga lehmanni*. *Corporación Autónoma Regional Del Valle Del Cauca*. https://ecopedia.cvc.gov.co/biodiversidad/fauna/actualizacion-del-plan-de-manejo-para-oophaga-lehmanni.
- Grant, T., Frost, D. R., Caldwell, J. P., Gagliardo, R., Haddad, C. F. B., Kok, P. J. R., Means, D. B., Noonan, B. P., Schargel, W. E., & Wheeler, W. C. (2006). PHYLOGENETIC SYSTEMATICS OF DART-POISON FROGS AND THEIR RELATIVES (AMPHIBIA: ATHESPHAT ANURA: DENDROBATIDAE). *Bulletin of the American Museum of Natural History*, 299, 1-262. https://doi.org/10.1206/0003-0090(2006)299.
- Grant, T., Rada, M., Anganoy-Criollo, M., Batista, A., Dias, P.H., Jeckel, A.M., Rueda-Almonacid, J.V. 2017. Phylogenetic systematics of dart-poison frogs and their relative revisited (Anura: Dendrobatidae). South American Journal of Herpetology, 12(s1), S1 - S90.
- International Air Transport Association. (2000). *LIVE ANIMALS REGULATIONS*.
- IUCN. (2022). *THE IUCN RED LIST OF THREATENED SPECIES*. Recuperado 2 de diciembre de 2022, de https://www.iucnredlist.org.

- Liria, J. (2007). Fauna fitotelmata en las bromelias Aechmea fendleri André y Hohenbergia stellata Schult del Parque Nacional San Esteban, Venezuela. *Revista Peruana de Biología, 14*(1), 33-38. https://dialnet.unirioja.es/descarga/articulo/2387583.pdf.
- Mosquera, C. (2014). *Sistema para la recuperación de la especie Oophaga lehmanni en zonas de alto deterioro forestal.* [Tesis para titulación]. Universidad ICESI.
- Myers, C.W., Daly, J.W. 1976. Preliminary Evaluation of Skin Toxins and vocalization in taxonomic and Evolutionary Studies of Poison Dart Frogs (Dendrobatidae). Bulletin of the American Museum of Natural History. 157: 177-262.
- Peña, J., & Galvis, C. (2016). Guía técnica que establece los requerimientos mínimos necesarios para el manejo de anfibios en confinamiento a nivel nacional. *SEMARNAT México.*
- Pineda, J. (2006). *Diseño, instalación y mantenimiento de un acuario de exposición de agua dulce.* [Tesis para titulación]. Universidad de Cádiz.
- Pramuk, J., & Gagliardo, R. (2008). Guía para el Manejo de Anfibios en Cautiverio (1.a ed., Vol. 1). Asociación de Zoológicos y Acuarios. https://assets.speakcdn.com/assets/2332/manualespanol.pdf.
- Ramírez, K. (2019). *Evaluación de cuatro tipos de sustratos inorgánicos para el cultivo hidropónico de rosas en la ciudad de Tulcán provincia del Carchi* [Trabajo de titulación.]. Universidad Politécnica Estatal de Carchi.
- Rueda-Almonacid, J. V., J. D. Lynch & A. Amézquita(Eds.). 2004. Libro rojo de anfibios de Colombia. Serie Libros Rojos de Especies Amenazadas de Colombia. Conservación Internacional Colombia, Instituto de Ciencias Naturales–Universidad Nacional de Colombia, Ministerio del Medio Ambiente. Bogotá, Colombia.
- 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.
- Sewell, T. R., Longcore, J., & Fisher, M. C. (2021). *Batrachochytrium dendrobatidis. Trends in Parasitology, 37*(10), 933-934. https://doi.org/10.1016/j.pt.2021.04.014.
- Vasco, L. (2022). *Valoración de la eficacia de la termonebulización y ozonificación en los sillones odontológicos.* [Tesis para titulación]. Universidad Nacional de Chimborazo.
- Weber, W. (1979). *Control de la calidad del agua: Procesos fisicoquímicos.* Editorial Reverté.
- Wright, K. M., & Whitaker, B. R. (2001). Amphibian Medicine and Captive Husbandry. Van Haren Publishing.

NOMBRE:	-Margarita Aguado -Victoria Torres		
Cargo:	-Gestora de Anfibios -Coordinadora de ectotermos		

Procedimiento		
01	25/10/2024	Creación del documento

Autores: Margarita Aguado, Victoria Torres, Juliana Peña Stadlin, Diana Isabel Buitrago, Sandra Marcela Gómez, Luisa del Vasto, Jefferson Muñoz, Laura Cubides, Carlos Andrés Galvis y María Fernanda García.