



Facultad de Veterinaria
Universidad Zaragoza



Trabajo de Fin de Grado en Veterinaria

Estudio de la parasitofauna de ranas Dendrobatidae

Study of parasites of Dendrobatidae frogs

Autor

Janire Tabliega Domínguez

Directores

Ana Ramo López-Angulo

Joaquín Quílez Cinca

Facultad de Veterinaria

2021

Contenido

Índice de figuras	3
Resumen	4
Abstract	4
Introducción	5
Hábitat.....	5
Mantenimiento en cautividad.....	6
Alimentación	7
Síntomas asociados a diversas patologías	8
Enfermedades infecciosas y parasitarias	9
Enfermedades víricas	10
Enfermedades bacterianas.....	11
Enfermedades fúngicas	13
Enfermedades parasitarias.....	16
Justificación y objetivos	22
Metodología	22
Zona de estudio de la parte experimental	23
Toma de muestras.....	24
Resultados y discusión	25
Conclusiones / Conclusions	27
Conclusions	27
Valoración personal	28
Bibliografía	29
Anexo I. Imágenes de los parásitos identificados en el estudio experimental	31

Índice de figuras

Figura 1. Aproximación de la distribución de los dendrobátidos (zonas resaltadas en marrón), excluyendo las islas.....	6
Figura 2. Ejemplo de distintos terrarios.....	7
Figura 3. Ejemplares de <i>Phyllobates terribilis</i> alimentados con <i>Drosophila</i>	8
Figura 4. <i>Dendrobates auratus</i> con úlceras en piel a causa de una infección mixta.....	13
Figura 5. Muestra de piel de <i>Dendrobates auratus</i> con una infestación masiva de quitridiomycosis (tinción de Giemsa).....	14
Figura 6. Piel, rana flecha azul (<i>Dendrobates azureus</i>).....	16
Figura 7. Rana leopardo del norte, con malformaciones a causa de una infección por metacercarias de <i>Ribeiroia</i>	18
Figura 8. Extracción quirúrgica de un parásito cutáneo en una Rana arlequín venenosa (<i>Oophaga histrionica</i>).....	19
Figura 9. <i>Rhabdia</i> spp. (larva I) del intestino de <i>Dendrobates tinctorius</i>	21
Figura 10. Ácaro encontrado en la cloaca de un ejemplar de <i>Dendrobates tinctorius</i>	22

Resumen

La tenencia de animales exóticos como animales de compañía ha ido creciendo en las últimas décadas. Entre ellos podemos destacar a los anfibios, pero más concretamente a las ranas de la familia *Dendrobatidae*. Estos animales, comúnmente denominados “ranas dardo venenosas” o “ranas punta de flecha”, son endémicas de Centroamérica y América del sur e incluyen alrededor de 200 especies.

A pesar de su creciente popularidad, las afecciones de estos anfibios cuando se mantienen en cautividad no están ampliamente documentadas, aunque entre las más comunes se incluyen enfermedades víricas (*Ranavirus*), micóticas (*Batrachochytrium dendrobatidis*), bacterianas y parasitarias. Los anfibios son animales muy exigentes en cuanto a condiciones de mantenimiento, por lo que muchas de sus patologías en cautividad están relacionadas con su manejo y cría. Entre los parásitos podemos destacar protozoos (coccidios, microsporidios), trematodos (*Ribeirola* y *Clinostomun*), nematodos (*Rhabdias*, *Strongyloides*, *Pseudocapillaroide*) y artrópodos. Cabe destacar que muchos de ellos son comensales y por tanto no causan enfermedad, a no ser que el animal esté inmunodeprimido.

En el presente trabajo se estudian los parásitos que comúnmente afectan a estos dendrobátidos teniendo como referencia, además de la bibliografía, una colonia de 20 ejemplares criados en cautividad, de los cuales se recogen muestras fecales y ambientales para su estudio parasitológico.

Abstract

The ownership of exotic animals as pets has grown in the last decades. Among which, we can highlight the amphibians, but more in particular the frogs belonging to the family *Dendrobatidae*. This group of animals are most commonly named “poison frogs” or “arrowhead frogs” and include more than 200 different species which are endemic in Central and South America.

The diseases affecting these amphibians in captivity are poorly documented, despite their growing popularity as pets. The most common are viral (*Ranavirus*), fungal (*Batrachochytrium dendrobatidis*), bacterial and parasitic diseases. Maintenance conditions in captivity are critical in these hosts, and most diseases affecting them are related to handling and breeding. Regarding parasites, the most common are protozoa (coccidia, microsporidia), trematodes (*Ribeirola* and *Clinostomun*), nematodes (*Rhabdias*, *Strongyloides*, *Pseudocapillaroide*) and arthropods. Most of them are commensal and do not cause illness except in immunosuppressed animals.

In the current work, the parasites that most commonly affect dendrobatids in captivity have been reviewed. Additionally, fecal and environmental samples from a colony of 20 captive-bred individuals have been collected for their parasitological study.

Introducción

Entre los anuros, los dendrobátidos representan un modelo particular de especialización en América. Su complejo comportamiento y llamativa apariencia los han convertido en objetos de estudio tanto para la ciencia como para la herpetología.

Existen alrededor de 200 especies en la familia Dendrobatidae, siendo las características principales su pequeño tamaño, que oscila entre 15 y 60 mm y su vistoso color. Numerosas ranas producen secreciones cutáneas tóxicas y utilizan su coloración brillante a modo de advertencia, denominada coloración aposemática (Lötters y col., 2007). Entre la gran variedad de especies de estos pequeños anfibios podemos destacar seis grandes grupos: *Dendrobates tinctorius spp.*, *Oophaga spp.*, *Phylobates spp.*, *Minyobates spp.*, *Adelphobates spp.* y *Ranitomeya spp.* (Lötters y col., 2007)

Hábitat

El rango de distribución de estos animales abarca amplias regiones de América Central y del Sur, pudiendo encontrarse desde el sur de Nicaragua hasta Ecuador, Perú, Bolivia y Brasil, pasando por Costa Rica, Panamá, Colombia, Venezuela, Guayana, Surinam y Guayana Francesa. En este amplio ámbito geográfico las diferentes especies se han adaptado a los hábitats más diversos, entre las que podemos encontrar notables diferencias; mientras unas tienen un área de distribución reducida, otras han logrado colonizar el Amazonas (Schmidt y Henkel, 2005). El hábitat natural de estas ranas son las selvas tropicales con amplia vegetación, temperatura máxima diurna de 25-26°C y mínima nocturna de 19-20°C, siendo áreas con elevada humedad relativa (90%) y pluviometría mensual entre 227 y 478 mm. Sin embargo, algunas especies se han especializado y viven en zonas montañosas con temperaturas ligeramente más frías (Schmidt y col., 2005).



Figura 1 Aproximación de la distribución de los dendrobátidos (zonas resaltadas en marrón), excluyendo las islas (Lötters y col., 2007).

Mantenimiento en cautividad

A la hora de mantener estos animales en cautividad es muy importante reproducir las condiciones climatológicas de su lugar de origen, que difiere según la especie. Son animales fácilmente estresables y sensibles a variaciones bruscas de temperatura. De hecho, algunos autores señalan que la mayoría de las patologías que sufren podrían evitarse con un buen manejo (Densmore y Green, 2007). Por ello, debemos asegurarnos de mantener una temperatura nocturna y diurna lo más precisa posible, ya que al ser animales poiquiloterms cualquier variación brusca podría ser fatal (Lötters y col., 2007). Además de la temperatura, es importante mantener una humedad relativa entre 70% y 90 %, la cual podemos conseguir mediante sistemas de lluvia automatizados, reproduciendo de esta manera la pluviometría del lugar de origen (Divossen, 2016).

El tamaño del terrario no es el factor más importante a tener en cuenta, ya que se ha visto que ciertas especies de *Ranitomeya* son capaces de reproducirse en terrarios de 30 x 30 cm. Al ser especies con predisposición arborícola debemos ofrecerles terrarios con mayor altura (Divossen, 2016). No obstante, es recomendable ofrecerles un espacio mínimo de 50 x 50 cm para dos ejemplares (Steinmann y van der Lingen, 2014). Sin embargo, ejemplares de mayor tamaño como las especies de *Dendrobates tinctorius* y *Oophaga histrionica* necesitan terrarios de mayor dimensión (Schmidt y Henkel, 2005).

Las plantas desempeñan un papel secundario en muchas especies de dendrobátidos. En su hábitat natural se desenvuelven entre la hojarasca que cubre el suelo de la selva, los espacios entre las raíces de los árboles o las grietas de las rocas, por lo que su uso en terrarios es con fines estéticos. Sin embargo, la mayoría de las especies de *Oophaga* necesitan para desovar diversos tipos de plantas, como las pertenecientes a los géneros *Guzmania*, *Neoregelia*, *Nidularium*, etc. (Schmidt y col., 2005).



Figura 2. Ejemplo de distintos terrarios. El terrario de la izquierda tiene unas dimensiones de 40x40x50 cm y alberga una pareja de *Oophaga pumilio* Río Branco. El de la derecha tiene de 60x30x40 cm y alberga un trio de *Dendrobates tinctorius azureus*.

Alimentación

Las ranas dardo únicamente se alimentan de presas vivas de pequeño tamaño, entre ellas destacamos: hormigas, termitas, ácaros, moscas, colémbolos, orugas, larvas, pulgones, etc. Su instinto de caza se estimula mediante los movimientos de los insectos (Schmidt y Henkel, 2005). Una de las características de estas ranas es que adquieren su toxicidad mediante la ingesta de insectos, ya que algunos de ellos contienen alcaloides que al ingerirlos las ranas acumulan en su piel, adquiriendo su toxicidad característica. No obstante, no todas las especies de dendrobátidos poseen esta habilidad, existiendo además variaciones interespecíficas en la toxina acumulada (Lötters y col., 2007).

La alimentación es un factor muy importante en estos animales, en estado salvaje se alimentan de una gran variedad de insectos, mientras que hasta la dieta mas variada en cautividad seguirá siendo pobre en comparación con la dieta de vida libre. Por ese motivo es necesario un

enriquecimiento artificial con vitaminas, minerales y aminoácidos. Una base casi perfecta para una dieta equilibrada probablemente sería alimentarlas principalmente con placton de pradera, es decir, el rendimiento de insectos obtenidos al pasar una tela por una pradera salvaje. Sin embargo, las consideraciones de conservación de la naturaleza y el riesgo, a menudo subestimado, de que la cosecha se contamine con herbicidas e insecticidas hacen este método desaconsejable (Lötters y col., 2007).

Entre el alimento disponible en cautividad podemos destacar los colémbolos, ya que son ideales para ranas de todos los tamaños y sobre todo para los ejemplares juveniles. También podemos alimentarlas con moscas de la fruta *Drosophila hydei* y *Drosophila melanogaster*, microgrillos y pulgones entre otros. Toda esta alimentación se puede obtener de tiendas especializadas o bien cultivandola (Lötters y col., 2007).



Figura 3 Ejemplares de *Phylllobates terribilis* alimentados con *Drosophila*. El plátano ayuda a que las moscas se concentren en una zona. (Lötters y col.2007).

Síntomas asociados a diversas patologías

Es importante poseer determinados conocimientos sobre el comportamiento de estas ranas, incluido su comportamiento defensivo, ya que ciertos síntomas se podrían malinterpretar. Esto es especialmente crucial cuando se trata de la adquisición de nuevos ejemplares o cuando están expuestos a factores de estrés (Mutschmann, 2007). Los síntomas por los que se manifiestan muchas de las enfermedades son los siguientes, destacando entre corchetes las causas más comunes (Mutschmann, 2007).

- Apatía o permanencia excesiva en zonas de refugio [Alteración metabólica, sobrealimentación, infecciones].
- Anorexia [Infecciones, toxinas, parásitos].

- Emaciación a pesar de ingesta regular de alimentos [Obstrucción, toxinas, micosis, micobacterias, degeneración hepática, parásitos].
- Cuerpo hinchado, ascitis (hidropesía abdominal) o formación de edemas [Problema renal, hipotermia, infecciones].
- Postura corporal asimétrica.
- Movimientos descoordinados o erráticos, ataxia calambres [Deficiencia de calcio, infecciones, toxinas, deficiencias vitamínicas].
- Heridas abiertas, cambios de color (pérdida de brillo), problemas con la ecdisis o descamación frecuente [Micosis, deficiencia en vitamina A, condiciones inadecuadas de mantenimiento, myxosporidios, micosporidios].
- Disnea [Estrés térmico, infecciones, sobreexcitación].
- Caza errática (imposibilidad de lanzar la lengua) [Deficiencias vitamínicas, parasitosis extrema].
- Prolapso de cloaca, vejiga urinaria, intestino o estómago [Deficiencia de proteínas, infecciones, parásitos].
- Rascado [Condiciones inadecuadas de mantenimiento, deficiencia en vitamina A, quitridiomycosis].
- Muerte repentina [Ranavirus, quitridiomycosis].

Enfermedades infecciosas y parasitarias

Al igual que cualquier ser vivo, las ranas dardo están continuamente expuestas a los agentes ambientales y padecen patologías de carácter no infeccioso. Estas suelen ocurrir de forma aislada y entre ellas podemos encontrar alteraciones metabólicas, malformaciones y tumores. Mención aparte requieren las enfermedades de etiología infecciosa, que representan una gran amenaza para su conservación, pudiendo tener efectos devastadores tanto en poblaciones silvestres como en las mantenidas en cautividad (Mutschmann, 2007). A pesar de su importancia, este tipo de patologías están escasamente documentadas, a excepción de algunas como la quitridiomycosis, micobacteriosis, infecciones por Ranavirus y enfermedades parasitarias como la trematodosis causada por *Ribeiroia*, más relevantes todas ellas por su repercusión en poblaciones salvajes (Juan – Sallés y col., 2020). En función de su etiología, las enfermedades infecto-contagiosas se pueden diferenciar cuatro grupos: víricas, bacterianas, fúngicas y parasitarias.

Enfermedades víricas

En comparación con los virus que afectan a otros vertebrados inferiores, hay muy pocos virus patógenos descritos que afecten a anfibios. Sin embargo, la creciente preocupación por el estado de salud de poblaciones de anfibios silvestres y su uso cada vez más frecuente en investigaciones y colecciones privadas ha fomentado el estudio de estos patógenos (Mutschmann, 2007). Entre ellos cabe destacar los virus de la familia *Iridoviridae*, más concretamente del género *Ranavirus*. Estos virus han sido descritos en diferentes especies de anfibios, peces y reptiles, siendo generalmente las etapas de vida pre o perimetamórficas las más afectadas (Densmore y Green, 2007).

Los *Ranavirus* se asocian con frecuencia con la extinción y disminución brusca de poblaciones de anuros silvestres, por lo que la patología que ocasionan está catalogada por la Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE) como enfermedad de declaración obligatoria en el Código Sanitario para los animales acuáticos (Une y col., 2011). Existen diversas especies de *Ranavirus*, aunque en los anuros destacan dos con mayor mortalidad asociada. El primero de ellos es el virus FV-3, también conocido como virus de la rana-3, descrito por primera vez en 1965. Se trata de un virus muy virulento y con alta mortalidad asociada, que en ocasiones está estrechamente relacionado con el *Ranavirus* TEV o virus del edema de renacuajo, cuya mortalidad puede llegar al 90% (Kik y col., 2011).

Aunque existe cierta incertidumbre con respecto a la taxonomía de los *Ranavirus* descritos en anfibios, muchas especies están estrechamente relacionadas antigénicamente y ocasionan patologías con signos anatomopatológicos e histológicos similares. Se transmiten por contacto directo entre individuos afectados o a través del agua y ocasionan una enfermedad aguda y sistémica, con un periodo de incubación que varía desde unos días a varias semanas (Johnson y Wellehan, 2005). Entre los signos clínicos podemos destacar: letargo, anorexia, postura corporal anormal, piel eritematosa, lesiones cutáneas vesiculares o erosivas, edema focal o generalizado y muerte súbita. En cuanto a los cambios histológicos se observa: necrosis focal o difusa en piel y órganos internos, sobre todo en el hígado y tejido hematopoyético (Densmore y Green, 2007).

Enfermedades bacterianas

Las especies bacterianas patógenas encontradas en dendrobátidos no difieren mucho de las encontradas en otros anuros, generalmente se aíslan bacterias Gram negativas, aunque también se han encontrado especies Gram positivas capaces de provocar enfermedad. Es habitual que la infección bacteriana sea consecuencia de una causa primaria, ya sea por virus, hongos o traumatismos. Debemos tener especial cuidado con los ejemplares mantenidos en cautividad, ya que el entorno proporciona unas condiciones idóneas para el crecimiento bacteriano, sobre todo si no se mantienen las condiciones higiénicas adecuadas (Densmore y Green, 2007; Mutschmann, 2007).

Una de las enfermedades más conocidas es la dermatosepticemia o “síndrome de la pierna roja”, una infección sistémica generalizada asociada con eritema cutáneo. El eritema se visualiza con mayor frecuencia en la zona abdominal o las extremidades y se debe a una vasodilatación, congestión y hemorragias petequiales. Otros signos clínicos que se atribuyen a este síndrome son anorexia, edema generalizado o localizado en extremidades o sacos linfáticos, derrames celómicos, erosiones, úlceras y necrosis. Además, en raras ocasiones también puede producir muerte súbita (Densmore y Green, 2007).

Históricamente, el agente etiológico más frecuentemente implicado en la etiología de esta enfermedad es *Aeromonas hydrophila*; sin embargo, hoy en día se sabe que pueden estar implicadas especies de bacilos gram negativos pertenecientes a otros géneros como *Pseudomonas*, *Citrobacter*, *Proteus*, *Salmonella*, etc. Asimismo, algunas bacterias gram positivas como *Streptococcus* y *Staphylococcus* también se han visto implicadas.

Para el tratamiento de este síndrome es recomendable realizar cultivos bacterianos y antibiogramas; si se usan antibióticos de amplio espectro y se aconseja una terapia concomitante con un fármaco antimicótico para evitar infecciones micóticas oportunistas concurrentes. Además, en los animales en cautividad es importante mantener unas condiciones higiénicas y ambientales adecuadas, con el fin de reducir el estrés y prevenir problemas subyacentes o concomitantes (Densmore y Green, 2007).

Otras bacterias menos conocidas, pero también capaces de causar enfermedad y mortalidad significativa en los anuros en cautividad son las pertenecientes al género *Flavobacterium*. Las especies patógenas descritas en anfibios incluyen *Flavobacterium oderans*, *Flavobacterium indologenes* y *Flavobacterium meningosepticum*. Los signos clínicos y hallazgos macroscópicos de la flavobacteriosis son inespecíficos, entre ellos destacamos: edema lingual o corneal,

hidroceloma, panoftalmítis, petequias y congestión visceral. Muchos de estos síntomas podrían confundirse con otras enfermedades infecciosas, como las producidas por *Ranavirus* o la dermatosepticemia bacteriana. Por ello, es imprescindible realizar pruebas diagnósticas mediante cultivos bacterianos y análisis molecular (reacción en cadena de la polimerasa: PCR) para determinar el agente causal (Densmore y Green, 2007).

Las especies del género *Mycobacterium* también provocan enfermedad en estos animales, con mayor frecuencia en ejemplares adultos de especies acuáticas en cautividad. Las especies aisladas en anfibios son *M. marinum*, *M. chelonae*, *M. fortuitum*, *M. xenopi*, *M. abscessus*, *M. avium* y *M. szugai*. La micobacteriosis es generalmente una enfermedad crónica de progresión lenta, que puede presentarse con una amplia variedad de signos clínicos. Los primeros síntomas pueden pasar desapercibidos y no se evidencian hasta que la enfermedad se vuelve sistémica. Un signo patognomónico de micobacteriosis es la inflamación granulomatosa, que puede aparecer de forma focal o multifocal, con lesiones que generalmente aparecen en la boca y dedos. Entre los signos clínicos adicionales podemos incluir letargo, mala condición corporal, emaciación y secreción nasal u oral mucopurulenta. Internamente, se ven afectados el hígado, bazo, intestinos y mesonefro.

La prueba diagnóstica recomendada para la micobacteriosis es la PCR, ya que el cultivo de micobacterias puede ser prolongado y muchas veces infructuoso, puesto que son microorganismos muy exigentes y de crecimiento lento. Teniendo en cuenta que varias especies de micobacterias son zoonóticas y ante la ausencia de tratamiento farmacológico eficaz, se recomienda el sacrificio de los animales afectados y la desinfección completa de las instalaciones (Densmore y Green, 2007)

Por último, también se han descrito casos de clamidiosis en ejemplares salvajes y cautivos de varias especies de anuros, especialmente producidas por *Chlamydophila psittaci* y *Chlamydophila pneumoniae*. Los signos clínicos notificados incluyen petequia y desprendimiento de la piel, hinchazón abdominal debido al hidroceloma, acúmulo de líquido en sacos linfáticos, letargo y despigmentación cutánea (Densmore y Green, 2007).

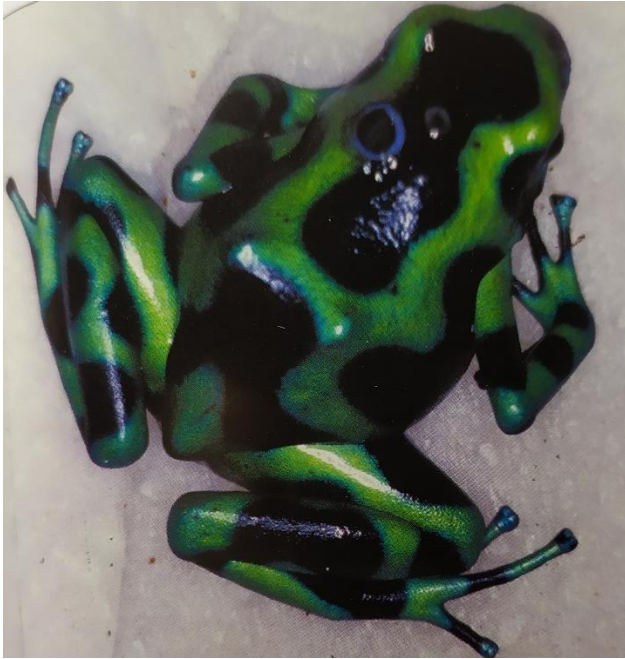


Figura 4 *Dendrobates auratus* con úlceras en piel a causa de una infección mixta. (Mutschmann, 2007).

Enfermedades fúngicas

Las micosis pueden afectar a todas las etapas del desarrollo de los anuros, desde el huevo hasta la rana adulta. Sin embargo, muy pocas especies de hongos actúan como agentes primarios de enfermedad, estando en su mayor parte asociados a estados de inmunosupresión, o bien como microorganismos secundarios de otra lesión o infecciones bacterianas (Mutschmann, 2007). La especie más importante y mejor descrita en anfibios es un hongo quitrido, *Batrachochytrium dendrobatidis* ("Bd"), causante de la quitridiomycosis. Se trata de un hongo ubicuo que representa una amenaza global para los anfibios silvestres (Densmore y Green, 2007).

La quitridiomycosis se ha diagnosticado en anfibios de todo el mundo y se asocia con una importante reducción e incluso la extinción de poblaciones silvestres de anfibios de Australia y América. A pesar de que es una patología especialmente problemática en los animales salvajes, también se han dado casos en cautiverio (Densmore y Green, 2007).

El impacto de la quitridiomycosis en anuros es más grave en las fases postmetamórficas, ya que en las etapas de vida premetamórficas (renacuajos) suele aparecer de forma subclínica. La sintomatología en los renacuajos, en el caso de que se manifieste, se caracteriza por la pérdida de coloración negra de las partes de la boca y zona de la mandíbula (Densmore y Green, 2007). En cambio, en los adultos la sintomatología refleja una alteración de la epidermis y sus funciones fisiológicas (respiración, intercambio electrolítico, absorción o eliminación de agua y productos

metabólicos) y ocasionalmente infecciones secundarias oportunistas. Además, también podemos observar apatía, dificultad para alimentarse, disfunciones motoras, calambres o posturas corporales anormales (Mutschmann, 2007).

Los hallazgos macroscópicos adicionales incluyen hiperqueratosis y cuando la enfermedad se asocia con infecciones bacterianas u otras infecciones fúngicas secundarias, pueden aparecer úlceras, petequias, equimosis y congestión visceral. Histológicamente, las infecciones por este hongo se limitan a las células epiteliales queratinizadas de la piel y el disco oral, y ocasionalmente se pueden encontrar hallazgos de este hongo en restos de muda de piel ingerida en el lumen del estómago, en las cuales se pueden observar zoosporangios, acantocitos e hiperqueratosis (Densmore y Green, 2007; Mutschmann, 2007).

Es posible realizar un diagnóstico presuntivo de la quitridiomycosis mediante una citología epidérmica del animal y confirmarlo histológicamente con técnicas inmunohistoquímicas o PCR. Existe un tratamiento exitoso frente a la quitridiomycosis en anuros cautivos, que consiste en realizar baños con itraconazol al 0,01%. No obstante, además del tratamiento farmacológico, es de vital importancia realizar cuarentenas y aislamientos de los nuevos animales adquiridos así como de los infectados, además de la limpieza y desinfección de los terrarios e instalaciones (Densmore y Green, 2007).

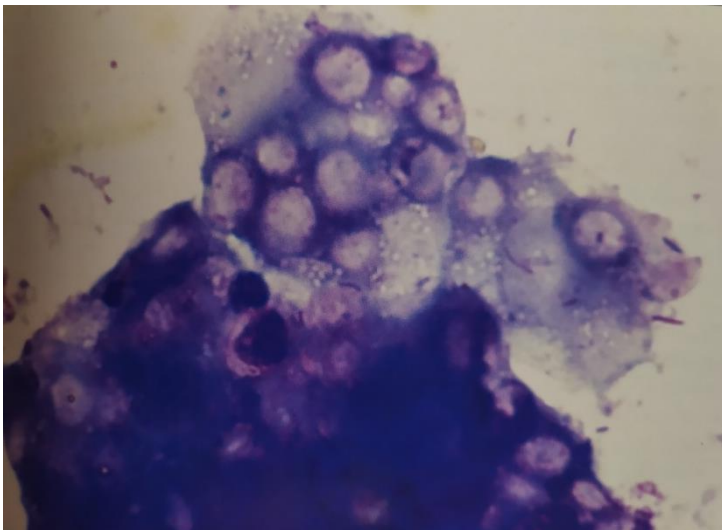


Figura 5. Muestra de piel de *Dendrobates auratus* con una infestación masiva de quitridiomycosis (tinción de Giemsa) (Mutschmann.2007).

Otra patología fúngica común es la saprolengiasis, causada por hongos acuáticos *Saprolegnia spp.*, que debido a su ubicuidad en los ambientes acuáticos pueden provocar con frecuencia infecciones superficiales secundarias en las ranas. No obstante, al tratarse de un patógeno acuático afecta en mayor medida a los huevos o fases larvares. En ocasiones, puede producir una mortalidad significativa de los huevos, la cual está determinada por distintos factores ambientales. Sin embargo, estos mohos suelen invadir los huevos después de la muerte, por lo que puede ser difícil determinar si estos organismos representan un factor causal en la mortalidad. En la cápsula de los huevos afectados se observa una fina capa de pelusa de color blanco, la cual puede cambiar de color dependiendo de la especie de *Saprolegnia*, la duración de la infección, el hospedador o la calidad del agua (Densmore y Green, 2007)

En cuanto a las larvas, *Saprolegnia spp.* puede ser un patógeno primario que afecta a piel y mucosa oral. Entre los signos clínicos destaca la apariencia externa de colonias de hongos con textura esponjosa o algodonosa en piel y mucosa oral, que suele ir acompañada por eritema y úlceras. La causa de la muerte en casos graves suele darse por un fallo de la función osmoreguladora de la piel. Su diagnóstico es posible mediante la observación de síntomas y la presencia de colonias, aunque el diagnóstico definitivo debería apoyarse en la histología, cultivo del moho a partir de muestras de las lesiones o de agua, o por PCR (Densmore y Green, 2007).

Por último, varias especies de zigomicetos como *Basidobolus ranarum* y *Mucor amphibiorum* pueden ser patógenas para estos anfibios, causando alteraciones en la piel y órganos internos. Estas infecciones suelen tener curso crónico y a menudo letal. Están asociadas al estrés por transporte o condiciones de mantenimiento antihigiénicas relacionadas con el uso del sustrato durante muchos años, no eliminación de heces, valores de pH inadecuados del suelo o del agua y sobrepoblación del terrario (Mutschmann, 2007).

En la rana viva pueden ser diagnosticados a partir de frotis cutáneos de la lesión o muestras fecales, pero generalmente solo se observan en exámenes post-mortem. El tratamiento con una variedad de fungicidas puede tener éxito durante las primeras etapas de la infección, aunque el pronóstico es reservado. Las infecciones avanzadas no suelen responder a ninguna terapia (Mutschmann, 2007).

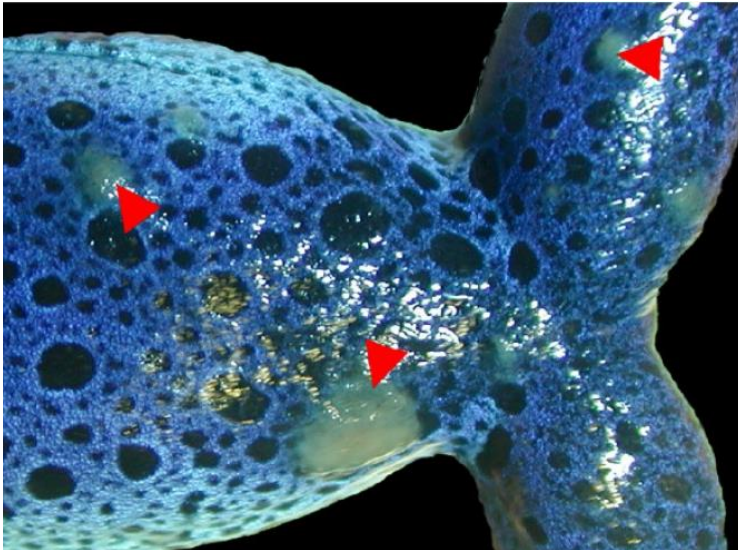


Figura 6 Piel, rana flecha azul (*Dendrobates azureus*). Se aprecian placas circulares blanquecinas elevadas en la piel, posiblemente causadas por una infección mixta (Salles y col., 2020).

Enfermedades parasitarias

La evidencia científica revela que diversos factores de riesgo extrínsecos, como los cambios y pérdida de hábitat, presión de los depredadores y la mala calidad de agua, pueden afectar directamente a la prevalencia de las parasitosis en los anuros en libertad. Sin embargo, se desconoce si estos factores también podrían influir en la presencia o gravedad de las enfermedades parasitarias en anfibios en cautividad (Hallinger y col., 2020).

En cuanto a los protozoos, hay una amplia variedad de organismos que se encuentran en anfibios salvajes y cautivos; no obstante, muchos de ellos son comensales y no inducen enfermedad. Sin embargo, hay que tener en cuenta que muchas de las especies comensales pueden volverse patógenas dependiendo de distintas circunstancias relacionadas con la diversidad y cantidad de parásitos, condición corporal del huésped, especie parasitaria y la duración de la parasitación (Densmore y Green, 2007; Mutschmann, 2007).

Los protozoos a menudo ocasionan afecciones en la piel, sangre, tracto digestivo o sistema urogenital. Los coccidios son los protozoos parásitos más comunes en dendrobátidos, que se ven particularmente afectados por aquellas especies que afectan al intestino (*Isospora*), la sangre u órganos internos (*Hepatozoon spp.*). Los coccidios intestinales pueden propagarse de un terrario a otro y permanecer activos durante mucho tiempo con las condiciones adecuadas. Los animales se infectan con la ingesta de ooquistes que eliminan con la materia fecal otros congéneres parasitados. Por ese motivo, es recomendable mantener una correcta higiene del terrario, retirando la materia fecal y cambiando el sustrato varias veces al año. Los síntomas de

la coccidiosis son a menudo inespecíficos, pudiendo cursar con inapetencia, diarrea, prolapso cloacal, edemas generalizados etc. Comúnmente estas infecciones suele terminar con la vida de los ejemplares afectados, en especial si son ejemplares jóvenes o están debilitados.

Las infecciones por *Hepatozoon spp.* son exclusivas de ejemplares capturados en la naturaleza, los cuales adquieren la enfermedad mediante vectores como sanguijuelas y artrópodos. Las infestaciones graves provocan anemia, inapetencia, somnolencia y en ocasiones la muerte del hospedador. El intestino de dendrobátidos también suele albergar diferentes especies de protozoos flagelados, que comúnmente se comportan como comensales, por ejemplo los encontrados en la sección del recto, aunque pueden debilitar al animal y volverse patógenos en determinadas circunstancias (Mutschmann, 2007).

Un estudio realizado por Mutschmann y Mutschmann (2002) informó sobre una infección por mixosporidios causado por *Agarella spp.*, la cual afectó al hígado y vesícula biliar de gran numero de ejemplares de *Dendrobates tinctorius*. La infección provocó un caso de hepatitis, observandose procesos de obstrucción en los conductos biliares, así como distensión en la vesícula biliar y coagulación de la bilis. Aún no se conocen opciones farmacológicas disponibles para el tratamiento por mixosporidios en anfibios, pero las experiencias obtenidas en piscicultura comercial con fumagilina pueden ofrecer una alternativa de estudio (Vita y col., 2004).

Por otra parte, cabe destacar las parasitosis producidas por helmintos que son las más prevalentes en las ranas dardo. Los capturados en la naturaleza pueden albergar nematodos, trematodos y tenias, pero las nacidas en cautividad solo suelen infectarse con nematodos, ya que éstos no requieren hospedadores intermediarios para completar su ciclo vital.

Dependiendo de la gravedad de la parasitación y la localización de las larvas, se pueden observar procesos patológicos de diversa intensidad. Sin embargo, como se ha mencionado anteriormente, la parasitofauna específica de *Dendrobates spp.* apenas ha recibido atención científica, por lo que hay un largo camino por explorar.

Los trematodos, son los parásitos más comunmente identificados en anfibios salvajes; éstos puede servir como hospedadores secundarios, intermediarios o definitivos. Por lo general, la enfermedad se asocia con un gran número de trematodos que se enquistan, adhieren o migran a través de los tejidos del huésped. Las lesiones generalmente son el resultado de un traumatismo, compresión o desplazamiento del tejido normal a causa de las metacercarias enquistadas. (Densmore y Green, 2007).

Las metacercarias del trematodo *Clinostomun* afectan a ránidos y otros anfibios, produciendo nódulos amarillentos muy visibles debajo de la piel. El tratamiento es difícil, pero puede dirigirse a la etapa adulta del parásito con la administración repetida de praziquantel. (Densmore y Green, 2007). Otro ejemplo, es la parasitación por metacercarias de *Ribeiroia*, en este caso se ha detectado que este trematodo puede producir deformidades graves y muchos tipos de malformaciones (polidactilia entre otras) cuando los renacuajos se infectan en etapas específicas de desarrollo, por ejemplo, durante la etapa metamórfica del desarrollo de las extremidades. Además, ocasiona gran mortalidad en anfibios salvajes (Densmore y Green, 2007).

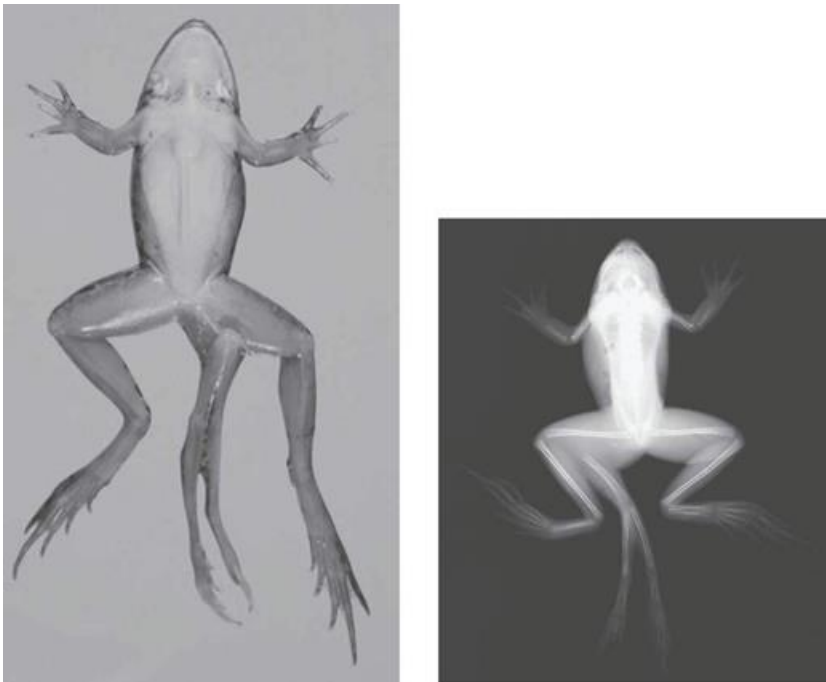


Figura 7. (Izquierda) Rana leopardo del norte, con desarrollo de extremidad supernumeraria a causa de una infección por metacercarias de *Ribeiroia* durante la etapa específica del desarrollo del renacuajo).(Derecha) Radiografía dorsoventral de este mismo animal, destacando la malformación esquelética. (Densmore y Green, 2007)

Los nematodos, también son helmintos frecuentes que pueden infectar a los dendrobátidos desde el huevo hasta las etapas de vida adulta y afectar a gran variedad de órganos y tejidos. Los especímenes capturados en la naturaleza a menudo están parasitados masivamente con larvas de gusano de cabeza espinosa (*Acanthocephala*) los cuales se pueden localizar formando quistes en los órganos internos, a lo largo del tracto intestinal o en la piel. En este último caso pueden aparecer como nódulos quísticos en ocasiones móviles y de los que es posible extraer las larvas por medios quirúrgicos. En relación a las infestaciones de los órganos internos, éstas solo se harán evidentes mediante un examen post mortem (Mutschmann, 2007).

Otro parásito que afecta únicamente a ejemplares capturados en la naturaleza, así como a los que viven en colonias de anfibios al aire libre expuestas a vectores, son las filarias. Los gusanos adultos atacan el pericardio, la cavidad corporal, vías sanguíneas, linfáticas y muchas otras. Estas filarias adultas también pueden verse en movimiento bajo la piel, en forma de nódulos y ocasionalmente los túneles creados en la epidermis pueden volverse visibles debido a la alteración de su coloración (Mutschmann, 2007). Los signos clínicos suelen ser inespecíficos, aunque en ocasiones es posible detectar aquellas especies de filaria cuyos adultos ocupan los sacos linfáticos en forma de nódulos serpentinos o crestas bajo la piel. Los métodos diagnósticos incluyen exámenes de frotis sanguíneo teñidos o en fresco para detectar las microfilarias. En el caso de que los parásitos adultos sean visibles en los sacos linfáticos, se recomienda realizar una incisión en la piel para su identificación (Densmore y Green, 2007).

Pseudocapillaroiden xenopi es un parásito capilar importante de la piel dorsal de las ranas africanas con garras adultas. En dendrobatidos no se dispone de datos sobre estos parásitos, aunque no se descarta que puedan afectarles. Este parásito intraepidérmico tiene un ciclo de vida directo, por lo que pueden desarrollarse infecciones graves y potencialmente mortales en las ranas de las colonias. Los signos clínicos incluyen letargo, pérdida leve de la pigmentación de la piel dorsal que adopta aspecto rugoso, eritema y ocasionalmente úlceras cutáneas. A simple vista, los parásitos adultos están presentes en la epidermis y sus actividades de excavación pueden resultar en infecciones bacterianas y fúngicas secundarias potencialmente mortales (Densmore y Green, 2007).



Figura 8. Extracción quirúrgica de un parásito cutáneo en una Rana arlequín venenosa (*Oophaga histrionica*) (Clínica veterinaria Animales exóticos 24h, 2017).

Cabe destacar una infección causada por nematodos pulmonares común en ejemplares criados en cautividad y de gran preocupación. En la mayoría de los casos están involucrados parásitos de la familia *Rhabdiasidae*. Estos nematodos tienen un ciclo de vida directo, produciendo gran cantidad de huevos embrionados que eclosionan a temperatura ambiente, por lo que es esencial mantener buenas medidas higiénicas del sustrato del terrario (cambio regular de sustrato, retirada de heces...), además de poner en cuarentena a todos los ejemplares postmetamórficos adquiridos (Densmore y Green, 2007). Las infestaciones por rhabdias pueden diagnosticarse mediante un examen de muestra fecales, hisopos orales o enjuagues traqueales, en los cuales se aprecian los huevos de cáscara delgada y habitualmente embrionados. (Mutschmann, 2007).

Los adultos de estos nematodos son hermafroditas y se localizan en los pulmones de las ranas, donde siguen produciendo huevos que llegan a la cavidad bucal a través de la tráquea y posteriormente son deglutidos. Algunos huevos embrionados pueden ser incubados dentro de la luz del pulmón o al pasar por el tracto gastrointestinal, siendo por tanto las larvas las que se eliminan a través de las heces. Una vez en el sustrato, pueden seguir la fase geohelmíntica, a partir de la cual se desarrollan parásitos de ambos sexos que son capaces de producir abundantes masas de huevos. Las larvas que emergen de estos son posteriormente consumidas por las ranas o las penetran a través de la piel, alcanzando el pulmón a través de la sangre y sistema linfático y completando de esta forma el ciclo biológico (Mutschmann, 2007).

Otro género que afecta especialmente a los dendrobátidos cautivos es el género *Strongyloides*, causante de enteropatía por pérdida de proteínas en estos animales. Los síntomas clínicos por esta nematodosis se manifiestan en animales afectados durante un periodo prolongado de estrés y/ o en caso de infecciones graves. Puede producir íleo con estreñimiento, pérdida de sangre, necrosis de la mucosa intestinal o incluso la muerte si no se trata (Mutschmann, 2007).



Figura 9. *Rhabdia* spp. (larva I) del intestino de *Dendrobates tinctorius* (Mutschmann, 2007).

Los métodos diagnósticos de estas últimas nematodosis dependen de la historia clínica del animal y del parásito en cuestión; sin embargo, entre ellos pueden incluir exámenes fecales, lavados transtraqueales, raspados cutáneos o muestras de sangre, todo seguido de la identificación de huevos, larvas o parásitos adultos. Es posibles diagnosticar rabdiasis y strongiloidiasis detectando sus huevos larvados mediante un frotis directo de heces frescas o pruebas de flotación fecal. El tratamiento incluye la administración de diversos antihelmínticos, como tratamientos orales o baños con febendazol, levamisol, tiabendazol o ivermectina. (Densmore y Green, 2007)

Además de los ya mencionados, se conocen otras numerosas familias de nematodos que parasitan a anfibios, tales como *Trichinellidae*, *Ascarididae*, *Cosmocercodidae*, *Oxyuridae*, *Heterakidae*, *Camalladae*, *Gnathostomatidae*, *Habronematidae* y *Physalopteridae* (Mutschmann, 2007).

Por ultimo, cabe mencionar a los ácaros, por ejemplo, las especies de *Hannemania spp.*, parásitos externos que pueden afectar a las fosas nasales, fosas bucales, pulmón y cloaca; no obstante, su potencial patógeno suele ser de menor importancia. Sin embargo, hay que tener en cuenta que los ácaros pueden proliferar de manera explosiva en el terrario y convertirse en plagas irritantes que afectan al bienestar de las ranas, provocándoles otras patologías a causa del estrés. Por ello, estas plagas deben combatirse rigurosamente mediante medidas preventivas e higiénicas de las instalaciones y animales (Mutschmann, 2007).



Figura 10. Ácaro encontrado en la cloaca de un ejemplar de *Dendrobates tinctorius* (Mutschmann, 2007).

Justificación y objetivos

Las parasitosis en dendrobátidos están escasamente estudiadas en comparación con otras patologías que afectan a estos anfibios o con parasitosis de otras especies animales, por lo que existe poca bibliografía.

La elección de este tema fue impulsada por el interés personal por estos animales y por la disponibilidad de ejemplares para poder realizar el estudio. De modo que los objetivos principales perseguidos en este trabajo fueron los siguientes:

- Recopilar información y profundizar en el conocimiento de la parasitofauna de estas ranas.
- Realizar un estudio para identificar la presencia de los parásitos presentes en las muestras analizadas.

Como objetivos específicos establecemos los siguientes:

- Ampliar el conocimiento sobre las medidas de control y prevención de las enfermedades de dendrobátidos.
- Conocer los síntomas característicos de las enfermedades más relevantes.
- Aprender a realizar una búsqueda de calidad de artículos científicos.

Metodología

El trabajo consta de dos partes: una revisión bibliográfica y una parte experimental. Para la revisión bibliográfica de la biología de dendrobátidos y sus enfermedades, se procedió a la consulta de libros de colección privada y artículos científicos obtenidos mediante los buscadores ScienceDirect, Web of Science, PubMed y Google Académico. Utilizando las palabras clave: parasites, dart frog, endoparasites, ectoparasites, *Dendrobates*, *Ranavirus*, *Batrachochytrium dendrobatidis*, *Rhabdia* y *Strongylus*.

Las muestras fecales y ambientales examinadas procedían de un total de 20 animales de propiedad privada de una localidad de Guipuzcoa. Posteriormente, esas muestras fueron llevadas correctamente etiquetadas y conservadas en refrigeración hasta la Facultad de Veterinaria de Zaragoza, donde se llevó a cabo el estudio parasitológico.

Zona de estudio de la parte experimental

Para la correcta organización del estudio, a cada terrario se le asignó un número para facilitar la posterior identificación de las muestras. El estudio se llevó a cabo en 10 especies diferentes de dendrobátidos, los cuales se encontraban distribuidos por especies en diferentes terrarios, a excepción de una pareja de *Oophaga pumilio cauchero* que se encontraba en terrarios separados, debido a que uno de los ejemplares mostraba sintomatología compatible con una parasitosis. Por ello, se analizaron finalmente 11 terrarios.

Las especies sujetas a estudio fueron las siguientes:

- Pareja reproductora de *Dendrobates leucomelas* (Terrario nº1).
- Pareja reproductora *Oophaga pumilio* “Bastimentos” (Terrario nº 2).
- Pareja adulta de *Oophaga pumilio* “Cauchero” (Terrario nº:3 y 11).
- Pareja reproductora de *Oophaga pumilio* “punta Laurent” (Terrario nº 4).
- Pareja reproductora de *Oophaga pumilio* “Salt creak” (Terrario nº5).
- Pareja adulta de *Oophaga histriónica* “Bulls eye” (Terrario nº 6).
- Pareja reproductora de *Ranitomeya imitator* “Jeberos” (Terrario nº7).
- Dos ejemplares jóvenes de *Ranitomeya sirensis* “Highland” (Terrario nº8).
- Pareja reproductora de *Ranitomeya imitator* “Tarapoto” (Terrario nº9).
- Pareja reproductora de *Ranitomeya fantástica true nominal* (Terrario nº10).

Con el fin de identificar las fases de protozoos y helmintos, se realizaron frotis fecales directos con solución salina fisiológica, así como técnica de Ziehl-Neelsen para la observación de *Cryptosporidium spp.* en heces. Del mismo modo y con el fin de identificar diferentes estadios larvarios u ooquistes, también se realizaron frotis directos de muestras ambientales como sustrato (tierra) y agua del terrario. Además, en uno de los terrarios se podían observar macroscópicamente helmintos, por lo que, también se recolectaron para su posterior estudio.

Para la técnica de examen directa se creó una solución uniforme mezclando una pequeña muestra de heces de dendrobátidos con una gota de solución salina al 0,9%, colocada cuidadosamente sobre un portaobjetos y finalmente cubierta por un cubreobjetos. Para el examen de microscopía óptica se utilizaron los aumentos de 10x, 40x y 100x. El microscopio estaba equipado con una cámara digital, con la cual se obtuvieron las imágenes del estudio (Anexo I). Aquellas muestras en las que se observaron al menos una forma parasitaria fueron consideradas positivas.

Los pasos a seguir para la tinción Ziehl-Neelsen fueron los siguientes:

1. Colocar una pequeña muestra de heces en el portaobjetos (si la muestra es muy espesa diluir con una gota de solución salina), realizar el frotis y dejar secar.
2. Fijar con metanol.
3. Cubrir la preparación con fucsina fenicada durante 20 minutos.
4. Lavar con agua.
5. Cubrir la preparación con ácido sulfúrico al 7% durante 2 minutos.
6. Lavar con agua.
7. Cubrir la preparación con verde malaquita durante 2 minutos.
8. Lavar con abundante agua y dejar secar al aire.

Toma de muestras

Se realizaron diferentes muestreos separados en el tiempo, debido a las restricciones de movilidad a causa de la COVID-19 y al desarrollo de los ciclos parasitarios. En los muestreos se cogieron muestras de heces, sustrato de varios terrarios y muestras de agua, además en uno de los terrarios se observaban macroscópicamente helmintos, por lo que también se recogieron.

Para la recogida muestras fecales, se utilizó un hisopo desechable humedecido para cada especie. Se recogieron varias muestras de cada especie (en total se analizaron: 20 muestras de heces, 4 muestras de agua y 6 muestras de sustrato) y se depositaron en microtubos individuales de 1,5 ml. identificados por el tipo de muestra y número de terrario. Las muestras de tierra se recogieron con pinzas, que fueron desinfectadas con calor en cada toma. Posteriormente, se depositó la muestra en un microbuto identificado con el tipo de muestra y número de terrario. Las muestras mencionadas fueron obtenidas de los terrarios número 1, 3, 4, 8, 9 y 11.

Las muestras de agua únicamente se tomaron en los terrarios en los que los dendrobátidos pasaban mayor tiempo en las zonas húmedas (terrarios 2, 5, 8 y 10). Las muestras se tomaron con una pipeta pasteur desechable y se recogieron 0,5 ml. de agua de cada terrario, a continuación, se depositó en un microtubo identificado adecuadamente. Por último, en el terrario número 8 se identificaron helmintos a nivel macroscópico, los cuales fueron recogidos cuidadosamente con un hisopo humedecido y depositados en un microtubo de 1,5ml. Con alcohol 70% para su conservación.

Todas las muestras se mantuvieron en refrigeración, aproximadamente a 4 °C hasta su estudio.

Resultados y discusión

El estudio se llevó a cabo con un total de 30 muestras, de las cuales 18 resultaron positivas (14/20 fecales, 4/10 ambientales), lo que representa una prevalencia del 60 %. Si tenemos en cuenta únicamente las muestras fecales la prevalencia ascendería al 70%. Se trata de una cifra bastante elevada en comparación con otro estudio similar realizado, en el cual el resultado fue de un 41 % de animales positivos (Hallinger y col., 2020).

En estas muestras se detectaron diferentes especies parásitas (Tabla 1), de las cuales los nematodos fueron los más prevalentes (47%). Entre ellos podemos destacar los géneros *Strongyloides* (40%) y *Ascaris* (13.33 %). Además se observó en un pequeño porcentaje (6,7 %) la presencia de un nematodo adulto, el cual contaba como característica principal agrupaciones “penachos” distribuidos de tres en tres a lo largo de toda su cutícula, aunque lamentablemente la especie no se pudo identificar de forma concluyente (terrario número 8). También se pudieron observar diferentes estadios larvarios de *Strongyloides spp.* y *Ascaris spp.*, así como huevos sin eclosionar.

Los parásitos detectados en segundo lugar por orden de frecuencia fueron los ácaros (13,3 %), los cuales se identificaron en diferentes muestras ambientales y fecales. No obstante teniendo en cuenta la bibliografía, estos artrópodos solo se toman como patógenos cuando hay infestaciones masivas y en este caso los hallazgos fueron anecdóticos. Es probable que llegasen con la alimentación, ya que se vieron diferentes ácaros en los cultivos de *Drosophila melanogaster* y *Drosophila hydei*. También pudimos ver ooquistes de coccidios no esporulados (6,7 %), y la presencia de un quiste de *Balantidium spp* en una de las muestras fecales. En menos porcentaje (3,3%) se observaron microsporidios procedentes de la muestra de agua (terrario número 5), además de levaduras y microfauna no patógena, como *Philodina roseola*. En cuanto a los análisis realizados en busca de *Cryptosporidium spp.* y bacterias ácido alcohol resistentes con la tinción Ziehl neelsen, no se obtuvo ningún resultado positivo.

Tabla 1. Prevalencia de especies parasitarias en ranas dardo de un terrario particular

Reino/ filo	Género/ especie	Prevalencia (%)
<i>Metazoa/ Nematoda</i>	<i>Strongyloides spp.</i>	40
	<i>Ascaris spp.</i>	13,3
	No identificado	6,7
<i>Protozoo/ Apicomplexa</i>	Ooquiste de coccidio no esporulado	6,7
<i>Protista/ Ciliophora</i>	<i>Balantidium spp.</i>	3,3
<i>Fungi/Microsporidia</i>	Microsporidio	3,3
<i>Animalia /Arthropoda</i>	Ácaro	13,3

En cuanto a los animales positivos, se determinó que no había correlación significativa entre la carga parasitaria y otros factores como: especie, sexo, instalaciones y condiciones de mantenimiento. De los animales positivos, únicamente tres ejemplares (21,4 %) mostraban signos clínicos, los dos ejemplares de *Ranitomeya sirensis* "Highland" y la hembra de *Oophaga pumilio* "Cauchero". Los tres dendrobátidos mostraban en menor o mayor medida los siguientes síntomas: pérdida progresiva de peso, apatía, pérdida de brillo y coloración, anorexia y caza errática.

Teniendo en cuenta la sintomatología y el resultado positivo de las muestras fecales se decidió tratar a los animales. El tratamiento realizado fue el recomendado por un veterinario especialista en animales exóticos. Para ello se utilizó febendazol en solución líquida a una dosis de 100 mg/kg por vía cutánea, y se repitió el tratamiento a los 14 días. Teniendo en cuenta la concentración del fármaco y la dosis necesaria se calculó el volumen de tratamiento, aproximadamente 0,05ml. Este volumen se depositó en el lomo de cada animal para que fuese absorbido, ya que administrarlo por vía oral supondría mayor estrés para los animales. Lamentablemente los dos ejemplares de *Ranitomeya sirensis* fallecieron antes de la segunda dosis, sin embargo, el ejemplar de *Oophaga pumilio* se recuperó completamente.

Como indica la bibliografía, las condiciones ambientales y de mantenimiento son de vital importancia para el bienestar de estos animales, ya que variaciones bruscas de temperatura o cambios en la humedad relativa puede desencadenar una proliferación de la fauna comensal, pudiendo llegar a ser perjudicial para los dendrobátidos. En este caso los animales cuentan con las mismas condiciones ambientales, siendo la temperatura máxima diurna de 26°C, descendiendo hasta llegar a la temperatura mínima nocturna de 22°C. Estos cambios simulan

las oscilaciones de temperatura que tendrían los animales en su hábitat natural. Además cuentan con un sistema de lluvia automatizado, por lo que la humedad relativa se mantiene entre el 70 -80 %.

En cuanto a la alimentación, todos los animales reciben el mismo alimento: colémbolo, pulgón verde del guisante, *Drosophila melanogaster* y *Drosophila hydei*. Además, una vez a la semana se les da un aporte de minerales y vitaminas con el alimento.

Por ello, se concluyó que el factor desencadenante de la sintomatología fue el estrés, ya que la hembra de *Oophaga pumilio* "Cauchero" era un ejemplar recientemente adquirido e introducida en un nuevo terrario con el macho, lo que unido al transporte pudieron generarle una situación de estrés. Por otra parte, los ejemplares de *Ranitomeya sirensis* eran dos ejemplares jóvenes sin sexar y al introducirlos en el nuevo terrario se observaron problemas de jerarquía. Por lo que, es muy probable que fuesen ejemplares del mismo sexo, generando constantemente luchas entre ellos y por consiguiente mayor estrés. Además, en este terrario se observaron parásitos macroscópicamente, por lo que la carga parasitaria de su hábitat era mayor que en los demás terrarios y como consecuencia su sintomatología fue más acusada.

Conclusiones / Conclusions

Primera. La revisión bibliográfica ha puesto de manifiesto que las referencias científicas relacionadas con la parasitofauna de ranas Dendrobatidae es limitada, lo que evidencia la necesidad de realizar un mayor número de estudios tanto en ejemplares de vida libre como en los mantenidos en cautividad.

Segunda. En el estudio experimental se identificaron distintas especies de parásitos potencialmente patógenos, con predominio de nematodos como *Strongyloides* y *Ascaris* y menor prevalencia de protozoos (coccidios, Balantidium), microsporidios y ácaros.

Tercera. La mayoría de los animales parasitados en el estudio experimental no mostraron signos de enfermedad.

Cuarta. Las observaciones en los ejemplares que mostraron sintomatología revela que los factores ambientales y especialmente el estrés resultan decisivos en la evolución de las parasitosis.

Conclusions

First. The lack of bibliography related to the scope of current study has shown the necessity to increase greater number of researches in these animals in both cases, wildlife and captivity.

Second. Several species of pathogenic parasites were identified in the current study, with a predominance of nematodes such as *Strongyloides* and *Ascaris*, and a lower prevalence of protozoa (coccidia, *Balantidium*), microsporidia and mites.

Third. Most of the parasitized animals in the experimental study show no signs of disease.

Fourth. The analysis in the specimens that showed symptoms reveal that environmental factors, and especially stress are decisive in the evolution of parasitosis.

Valoración personal

A pesar de las dificultades para la realización de la parte práctica de este trabajo por la situación COVID, estoy muy contenta de haber podido realizar un tema de mi elección, de animales exóticos y de modalidad práctica. Es una especialidad que me genera mucho interés y a la que me gustaría dedicarme en un futuro.

La realización de este trabajo ha supuesto un gran esfuerzo debido a la escasez de información de calidad y validez bibliográfica. Este hecho ha significado tener que llevar a cabo búsquedas más exhaustivas, que mayormente se encontraban en inglés. Por lo que, con este trabajo he conseguido aumentar mi conocimiento en vocabulario técnico en este idioma. Además, ha sido gratificante trabajar en un espacio, como es el laboratorio, donde me siento muy cómoda, y poder realizar las diferentes técnicas para visualizar los parásitos.

Por último, me gustaría agradecer a mis tutores Ana Ramo y Joaquín Quílez, por su paciencia, disponibilidad y transmisión de conocimientos. También me gustaría agradecer a Pablo Casar, veterinario de Animales exóticos 24h por sus consejos y conocimiento sobre los tratamientos de estos anfibios. Y sobre todo agradecer a Asier Rico, que sin sus animales este trabajo no habría sido posible.

Bibliografía

Clinica veterinaria Animales exóticos 24h. (2017). *Extracción de parásito cutáneo en una Rana arlequín venenosa (Oophaga histrionica)*. Madrid. Disponible en: <https://animalesexoticos24h.es/parasito-en-rana-arlequin/> [Consultado el:15/10/21]

Densmore, C. L., Green, D. (2007). *Diseases of Amphibians*. Ilar Journal, 48 (3), 235-254

Divossen, H. (2016). *Ranas dardo: mantenimiento y cría de las especies pequeñas*. España. Ed: Fardatxo.

Hallinger, M.J., Taubert, A.,Hermosilla, C.(2020) *Endoparasites infecting exotic captive amphibian pet and zoo animals (Anura,Caudata)*. En Alemania. Parasitol Res 119, 3659-3673.Disponible en: <https://doi.org/10.1007/s00436-020-06876-0> [Consultado el: 5/08/21]

Johnson, A., Wellehan, JFX.(2005) *Amphibian virology*. Veterinary clinics: Exotic Animal Practice. Artículo de revisión 8 (1). Pag. 53-65.

Juan-Sallés, C., Almagro, V.,Carbonell, L.,Valls, X., Montesinos, A., Fernández-Bellon, H. (Agosto 2020). *Enfermedades infecciosas y parasitarias en anfibios en cautividad: estudio retrospectivo de 131 pacientes*. Revista oficial de la Asociación Veterinaria Española de Especialistas en Pequeños Animales (AVEPA) 40(1). P: 15-27. Disponible en: <https://www.clinvetpeqanim.com/img/pdf/2025110247.pdf> [Consultado el: 25/07/21]

Kik, M., Martel, A., Sluijs, A.S.,Pasmans, F., Wohlsein P., Gröne, A., Rijks, J.M. (2011) *Ranavirus-associated mass mortality in wild amphibians*.Holanda. Vet J. 190:283-286.

Kik, M., Stege, M., Boonyarittichaij, R., van Asten A.(2012). *Concurrent ranavirus and Batrachochytrium dendrobatidis infection in captive frogs (Phyllobates and Dendrobates species)* Holanda. Vet J. 194:247-249

Lötters, S., Jungfer, K., Henkel, F. W., Schmidt, W. (2007). *Poison frogs: biology, species & captive husbandry*. Frankfurt am Main. Ed: Chimaira. Traducción: Ulber, T.

Mutschmann, F. (2007). Diseases of Poison Frogs. En: *Poison frogs: biology, species & captive husbandry*. Frankfurt am Main. Ed: Chimaira. Traducción: Ulber, T. 267-298

Schmidt, W., Henkel, F.W. (2005). *Dendrobates: Guía de las ranas flecha*. Frankfurt am Main, Barcelona. Co-ed: Chimaira & Reptilia. Traducción: Dauner, E.

Steinmann, F., van der Lingen, C. (2014). *The complete Oophaga pumilio*. Frankfurt am Main. Ed: Chimaira. Traducción: Ulber, T.

Une, Y., Kudo, T., Tamukai, K., Murakami, M. (2012). *Epidemic ranaviral disease in imported captive frogs (Dendrobates and Phyllobates spp.* Japón. Disponible en: <https://www.microbiologyresearch.org/content/journal/jmmcr/10.1099/jmmcr.0.001198?crawler=true> [Consultado el: 14/09/21]

Vita, P., Corral, L., Matos, E., Azevedo, C.(2004). *Ultrastructural description of Agarella gracillis Dunkerly, 1915 (Myxozoa, Chloromyxidae) parasite of the dipnoan Lepidosiren paradoxa from the River Amazona.* Revista europea de protistología 40(3), P: 213-218. Disponible en:<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0932473904000288> [Consultado el: 14/09/21]

Anexo I. Imágenes de los parásitos identificados en el estudio experimental



Figura 1 y 2. Huevos de ascáridos encontrados en diferentes muestras fecales.



Figura 3. Larva I de Strongyloides spp.

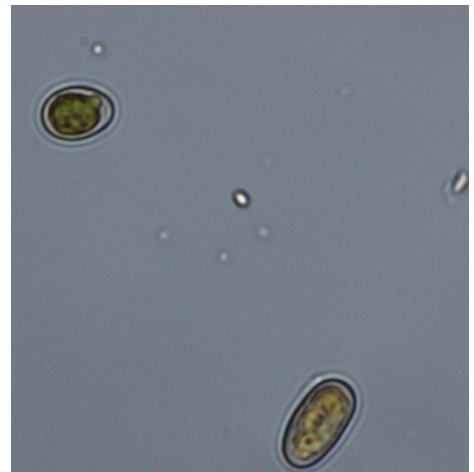


Figura 4. Levaduras encontradas en una muestra ambiental

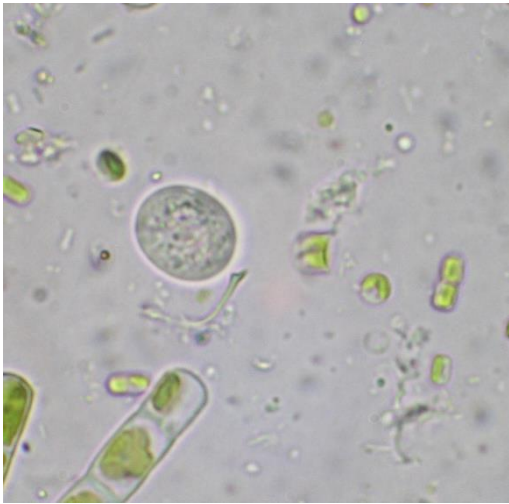


Figura 5. Quiste de Balantidium spp.

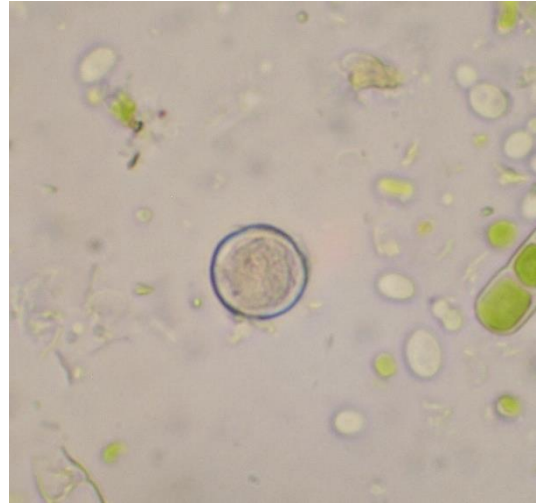


Figura 6. Ooquiste de coccidio no esporulado.

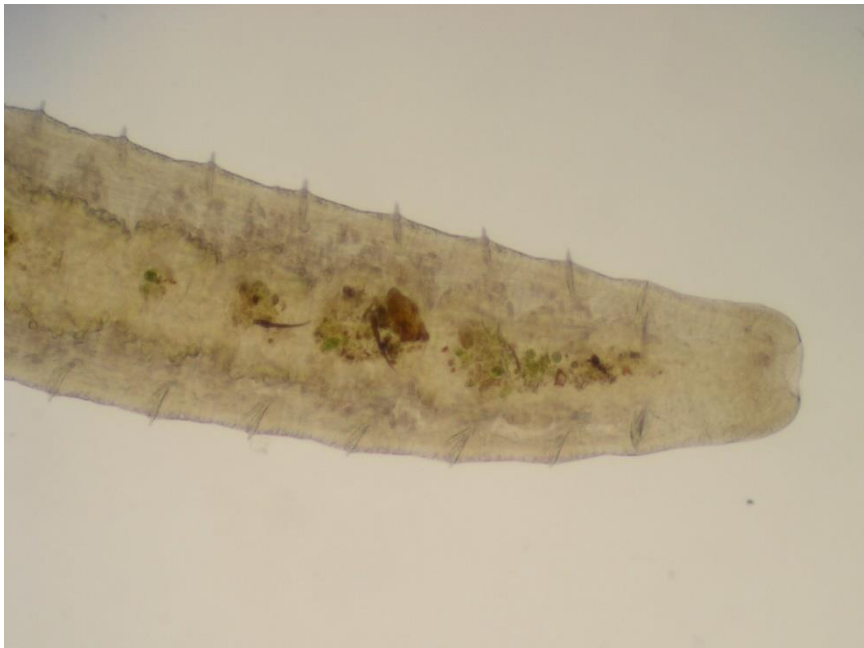


Figura 7 Nematodo adulto con agrupaciones de "penachos" por toda su cutícula

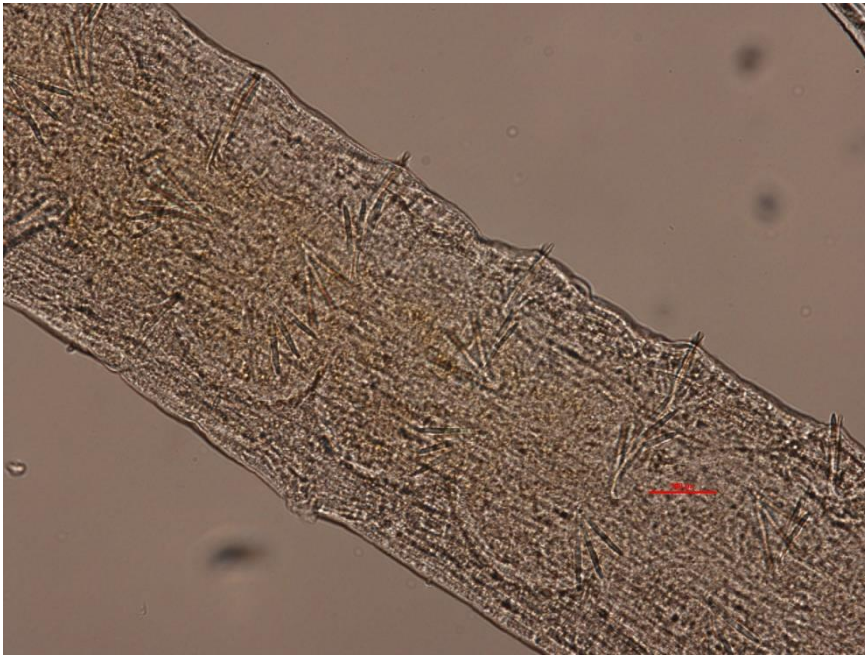


Figura 8. Agrupaciones de "penachos" del nematodo anterior a más aumentos.



Figura9. Larva 2 de Strongyloides spp. Junto a células vegetales de una muestra de agua.



Figura 10 y 11. Ácaros encontrados en una muestra fecal y ambiental respectivamente.