

Anfíbios (Rã, Sapo e Cobra-cega)

Cátia Dejuste de Paula e Luís Felipe Toledo



► Biologia

Amphibia é a classe que reúne três ordens bastante distintas, que diferem, por exemplo, em comportamento, ecologia, biogeografia, fisiologia e evolução. São elas Anura (sapos, rãs, gírias e pererecas), Gymnophiona (cecílias, cobras-cegas e boi-cegas) e Caudata (salamandras, axolotles e tritões).

Os Caudata são muito bem estudados no hemisfério norte, principalmente nos EUA e na Europa, dado que são regiões onde se concentra sua maior diversidade. Atualmente são conhecidas pouco mais de 600 espécies, destas apenas duas estão no Brasil (*Bolitoglossa altamazonica* e *B. paraensis*), ambas na Amazônia¹.

As Gymnophiona apresentam uma diversidade maior do que os Caudata na América do Sul, sendo conhecidas cerca de 200 espécies no mundo e pouco mais de 30 espécies no Brasil¹. No Brasil, apesar desses animais serem encontrados em todos os biomas, são também muito pouco conhecidos, especialmente em virtude de seu hábito de vida discreto e fossório (que vive enterrado) na maioria dos casos. Estudos recentes vêm ampliando o conhecimento sobre a biogeografia e a taxonomia das espécies^{2,3}, mas estudos de história de vida ainda são bastante escassos⁴.

Os Anuros, por sua vez, são muito mais estudados no Brasil e compreendidos em todos os aspectos. É o grupo mais diversificado de anfíbios, com quase 6.000 espécies conhecidas no mundo, sendo que, destas, cerca de 900 são encontradas no Brasil¹. Estudos de taxonomia, sistemática, ecologia, filogeografia, citogenética, genética, história natural, bioquímica, toxicologia, inventários, conservação e evolução são exemplos de áreas que estão sendo exploradas pela comunidade científica brasileira. Dessa maneira, o conhecimento sobre esse grupo vem crescendo exponencialmente nas últimas décadas.

Sendo assim, dada à grande diferença entre as ordens, o conhecimento desigual entre elas no Brasil e a alta diversidade de uma ordem frente às duas outras, o presente capítulo será focado nos anuros.

▪ História de vida dos anuros

Reprodução

A história natural dos anuros é altamente complexa e fascinante. Os anuros possuem o maior número de modos reprodutivos (39 conhecidos até o momento) dentre todos os vertebrados terrestres (répteis, aves, mamíferos e demais anfíbios)⁵. Anuros podem ter desenvolvimento direto ou indi-

reto. Desenvolvimento indireto implica na presença de um estágio larval, mais conhecido como girino. Esse é o modo mais comum, mas existem, no entanto, aquelas espécies que possuem desenvolvimento direto, isto é, sem a fase de girinos. Este, por exemplo, é o caso da maioria das espécies da família Brachycephalidae, muito comum em todo o Brasil. Essas espécies depositam os ovos no chão das florestas ou sobre a vegetação, de onde os juvenis vão eclodir. Sendo assim, este grupo conquistou certa independência dos ambientes aquáticos (característica comumente atribuída aos répteis nos livros de evolução dos vertebrados).

Outras características que definem o modo reprodutivo são: o tipo de desova, o local das desovas e o local de desenvolvimento dos girinos. São nestas características que os anuros são extremamente plásticos. De maneira geral, os ovos podem ser depositados em ninhos de espuma, ninhos de bolhas, como ovos isolados ou como ovos interligados por uma substância gelatinosa. Estes podem ser alocados tanto na água como na terra ou sobre a vegetação, incluindo, por exemplo, folhas, ocos de troncos, bromélias, galhos de árvores ou interior de frutos secos de castanheiras. Podem ainda ser grudados sobre as pernas, inseridos em marsúpios ou envolvidos pelo dorso das mães. Os girinos (quando se trata de espécies de desenvolvimento indireto) podem se desenvolver em poças, brejos, lagos, riachos, rios, bromélias, no interior dos ninhos de espuma, nos sacos vocais dos pais, no estômago das mães, no interior de bolsas ou marsúpios e nos dorsos dos adultos.

Além dessa grande variação de modos reprodutivos, os anuros ainda podem apresentar cuidado parental de diversas formas, como, por exemplo, protegendo os ninhos contra possíveis predadores e parasitas, colocando os ovos em ninhos subterrâneos e vedando o seu acesso com terra úmida, umedecendo os ovos com a própria urina, rolando os ovos sobre a terra para camuflá-los, ou abrindo canais para os girinos acessarem corpos d'água mais profundos.

Todos esses exemplos são apenas variações de um grande espectro de possibilidades reprodutivas, muitas ainda por serem descobertas. Recentemente, tem-se observado que algumas espécies podem, também, apresentar mais de um modo reprodutivo ou variações de um mesmo modo. Por exemplo, o sapo ferreiro (*Hypsiboas faber*) pode depositar os ovos em água parada ou em água corrente, possuindo, dessa forma, dois modos reprodutivos. Além disso, essa espécie pode construir o ninho para desova na lama ou com a vegetação flutuante, apresentando, assim, uma variação do mesmo modo reprodutivo⁶.

Predação e defesa

Anuros são componentes de dieta de uma infinidade de predadores. Podem ser apresados por grandes vertebrados como jacarés e macacos, mas, também, por pequenos invertebrados, como formigas e escorpiões. Dentre os predadores vertebrados mais comuns estão as serpentes e entre os predadores invertebrados estão as aranhas⁷. Sendo assim, a pressão seletiva exercida pela predação levou ao surgimento de diversas cores, formas e comportamentos relacionados com a defesa.

Existem espécies que possuem coloração que evita que os predadores os localizem ou identifiquem em ambiente natural. Por outro lado, existem colorações contrastantes e vistosas que geralmente indicam algum perigo em potencial, como presença de toxinas na pele ou comportamentos agressivos como morder ou espetar. As cores dos animais podem, além disso, variar entre jovens e adultos, entre os sexos, entre os indivíduos do mesmo sexo ou, ainda, o mesmo indivíduo pode alterar a coloração entre épocas do ano, do dia pra noite, ou dependendo do estado hormonal e de estresse⁸.

Quanto aos comportamentos defensivos, os anuros são, também, bastante plásticos. Apresentam uma série de comportamentos como: ficar imóvel, fugir, gritar, espetar, fingir de morto, contrair, exalar odores e produzir substâncias tóxicas ou adesivas. Até o momento, foram reconhecidas 30 classes de comportamentos defensivos, algumas incluindo variações⁹.

Ecologia

Os anfíbios são considerados um ótimo grupo modelo para estudos ecológicos, sendo que diversas teorias e padrões gerais para vertebrados foram descritos a partir de estudos com anuros e salamandras. Os tópicos que atraem muitos estudos nessa linha são aqueles relativos aos padrões de distribuição espacial e temporal das espécies em ambientes reprodutivos ou ao longo de regiões geográficas específicas, como divisas políticas, limites de áreas protegidas (parques, reservas, fragmentos), biomas ou bacias hidrográficas¹⁰.

Com estes estudos, têm-se observado que os anfíbios não se distribuem de maneira uniforme na natureza e dezenas de fatores estão envolvidos na organização espaço-temporal dos animais. Os principais são: temperatura, pluviosidade, altitude, presença de corpos d'água e tamanho dos fragmentos de vegetação. Atualmente reconhecidas, as mudanças climáticas globais (em desenvolvimento e previstas para o futuro) devem modificar significativamente os padrões biogeográficos observados hoje em dia. Assim, modelos de distribuição espaço-temporal tornam-se cada vez mais utilizados e necessários¹¹.

Dieta

Anuros na fase pós-metamórfica são essencialmente carnívoros (com poucas exceções, como espécies que incluem frutos e folhas na dieta), sendo que a maioria se alimenta de insetos e pequenos invertebrados. Por outro lado, a dieta dos girinos varia bastante de espécie para espécie, podendo ser essencialmente herbívoros, suspensívoros, oófagos, detritívoros, carnívoros ou onívoros. Estudos recentes demonstram que muitas espécies são especialistas, sendo, também, muito comuns os casos de especialização alimentar, isto é, os indivíduos são especialistas, mas a espécie como um todo pode ser considerada generalista¹².

Conservação

Todos os dados sobre taxonomia e história natural dos anuros podem e devem ser usados para fundamentar estudos de conservação. Por exemplo, muitas enfermidades podem estar relacionadas com parasitas provenientes de itens alimentares específicos, algumas doenças são mais graves em espécies de altitudes elevadas ou em espécies que habitam riachos ou, ainda, alguns grupos taxonômicos podem estar mais vulneráveis que outros. Além de considerar os fatores isolados, todos eles podem estar envolvidos em uma mesma análise. Assim, somente compreendendo boa parte da dinâmica de vida dos organismos (taxonomia, sistemática, história natural, biogeografia, entre outros) é que se pode atuar concisamente em sua conservação.

O caso dos anuros é atualmente bastante relevante, dado que é o grupo de vertebrados mais ameaçado do planeta, com cerca de 40% das espécies sofrendo declínio ou algum tipo de ameaça¹³. Grande parte desta ameaça está relacionada com a população humana na Terra, à conseguinte necessidade de espaço para sua sobrevivência e seus impactos associados. Dentre eles, o principal, sem dúvida, é o desmatamento e as modificações antrópicas nos ambientes naturais. Mais detalhes sobre conservação dos anuros são fornecidos em conjunto com as doenças discutidas a seguir.

Anatomia e fisiologia

Os anfíbios possuem quatro patas, sendo os membros posteriores variando entre três e cinco dígitos e os anteriores variando entre dois e quatro. O sistema musculoesquelético dos anfíbios anuros é altamente modificado (Figura 12.1) e a maior parte das modificações permite que os animais se locomovam por meio de saltos¹⁴. Além disso, há modificações para suportar os órgãos internos em um ambiente terrestre, como o desenvolvimento do esterno, apesar das costelas serem pouco desenvolvidas ou ausentes¹⁵.

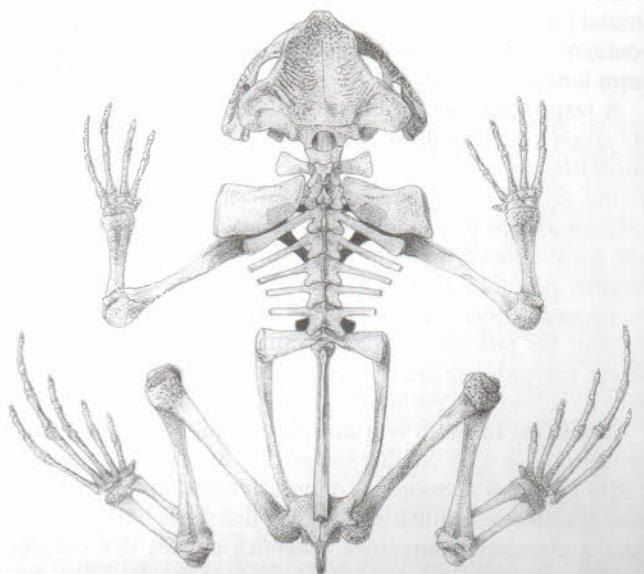


Figura 12.1 Vista dorsal do esqueleto de indivíduo adulto de sapo-cururu, *Rhinella* sp. (Anura, Bufonidae). (Ilustração: Luísa Mota)

A pele dos anfíbios tem funções fisiológicas únicas como absorção de água, osmorregulação e respiração, em algumas espécies. Devido a estas funções, a pele é fina e minimamente queratinizada, sem estruturas protetoras como pelos ou penas. Outro aspecto, que pode ser importante para o exame histológico ou citológico, é a presença de uma fina camada mineralizada – denominada camada de Eberth-Kastchenko, na derme superficial de algumas espécies – e a presença de cromatóforos, que contribuem para a coloração da pele. Como a pele dos anfíbios praticamente não possui estruturas de proteção física há, portanto, uma maior sensibilidade a lesões e doenças cutâneas. A maioria dos anfíbios também faz muda da pele. Estas são feitas por pequenas áreas e é comum os animais ingerirem a pele recém-solta¹⁶.

O formato e a estrutura da boca dos girinos são adaptados à sua dieta, a qual pode ser bastante variada. O trato digestório é longo e enovelado nos filtradores e herbívoros, e mais curto nos carnívoros. A localização da cloaca pode variar de uma posição mediana ventral até a base ventral da cauda¹⁴.

Nos adultos, há alguma mastigação das presas, mas com função de matá-las ou imobilizá-las, em vez de reduzi-las a pedaços menores. As presas são engolidas inteiras e a digestão, geralmente, não se inicia na cavidade oral.

A maioria dos anuros adultos é carnívora e, consequentemente, possui trato intestinal simples e curto. O intestino delgado é semelhante ao dos outros vertebrados, com longas vilosidades para aumentar a área de superfície e a consequente absorção de nutrientes. É difícil distinguir as regiões de duodeno, jejuno e íleo. Muitos protozoários são organismos comensais do intestino dos anfíbios. Podem ser observados em exames diretos de fezes e em cortes histológicos, principalmente no lúmen do intestino grosso. Os anfíbios possuem fígado, vesícula biliar e pâncreas. O intestino delgado é o local de digestão enzimática e absorção de carboidratos, proteínas e gorduras. No intestino grosso, há absorção de água e sais e secreção de muco para auxiliar na passagem do bolo fecal. As fezes dos anfíbios contêm materiais que não são digeridos como queratina, celulose e ossos¹⁴.

Os anuros possuem duas narinas externas, conectadas à cavidade bucal pelas coanas (orifícios, geralmente elipsoides, internos no céu da boca). A traqueia é extremamente curta e bifurca-se nos pulmões. Deve-se tomar cuidado ao intubar o animal para não causar lesão pulmonar. No geral, os pulmões possuem o mesmo tamanho, são estruturas simples e não possuem lobações ou pregas¹⁴.

A respiração nos anfíbios é bastante diversa. Pode ocorrer através de brânquias, como nos girinos, ou ser cutânea, bucofaríngea e/ou pulmonar. Os pulmões e a pele, geralmente, são os locais mais importantes para a respiração. Os anfíbios anuros possuem dois pulmões em formato sacular e não há alvéolos verdadeiros. Os anfíbios não possuem diafragma, portanto a troca gasosa pulmonar é realizada pelo movimento coordenado dos grupos musculares axial e apendicular. Os pulmões são relativamente frágeis e fáceis de serem rompidos quando superinflados¹⁵. Existem salamandras e cecílias sem pulmões.

O sistema linfático tem um papel significativo na regulação de fluidos e do volume sanguíneo. A pele é conectada ao corpo por finas membranas de tecido conjuntivo, que envolvem grandes sacos linfáticos. A linfa dos sacos linfáticos volta para a circulação sanguínea sistêmica através dos corações linfáticos anteriores e posteriores. Os corações linfáticos posteriores estão localizados lateralmente ao uróstilo e bombeiam fluidos para o sistema porta renal. Esse caminho é uma forma

de rápida eliminação da água absorvida via pele. Lesões experimentais do coração linfático posterior levam ao aumento da concentração do sangue, acúmulo de fluido nos sacos linfáticos e morte¹⁷. O fluxo sanguíneo no coração dos anfíbios é complexo para evitar a mistura de sangue oxigenado e sangue com pouco oxigênio em um coração com três câmaras cardíacas. Tanto o sistema porta renal como o hepático estão presentes nos anfíbios. Deve-se ficar atento para a possibilidade do sistema porta renal poder interferir na ação de fármacos¹⁵.

Os rins são pareados e localizam-se na parte dorso-caudal da cavidade celomática. Os rins dos adultos excretam ureia e, em raros casos, ácido úrico (como algumas espécies dos gêneros *Phyllomedusa* e *Chiromantis*). O ácido úrico é um dos menos tóxicos entre os excretas nitrogenados e é utilizado nessas espécies como uma forma de conservar água. Devido à infrequente produção de ácido úrico nos anfíbios, a gota, comumente vista em répteis e aves, raramente ocorre nesses animais¹⁸.

Os anfíbios mantêm o timo ativo por toda sua vida. Pode haver atrofia em alguns casos, como na inanição. Possuem, também, baço com polpas branca e vermelha, assim como tecido linfóide associado ao intestino. Os anfíbios terrestres possuem medula funcional¹⁴.

Os anfíbios possuem adrenais, gônadas, pâncreas, tireoide e paratireoide, além das glândulas pineal, pituitária e timo. No geral, o sistema endócrino é muito parecido com o dos outros vertebrados. Tanto a tireoide quanto as adrenais são difíceis de serem visualizadas. A tireoide é uma estrutura pareada encontrada incorporada aos tecidos moles da faringe em sua porção ventral. As adrenais são estruturas alongadas, algumas vezes visíveis macroscopicamente como estrias amarelas ou alaranjadas na porção ventral a lateral dos rins. Histologicamente estão associadas muito proximamente com os rins, frequentemente misturando-se ao parênquima renal¹⁴.

As gônadas, presentes na cavidade celomática, são estruturas pares localizadas ao redor dos rins. Os ductos de Wolff transportam o espermatozoide para a cloaca. Os ovos das fêmeas são depositados na cavidade celomática e são subsequentemente direcionados para o infundíbulo do oviduto para transporte para a cloaca. Os ovários, quando ativos, preenchem a cavidade celomática. O órgão de Bidder é um agregado discreto e normal de tecido ovariano pré-vitelogênico (inativo), que se localiza no polo cranial dos testículos dos machos da família Bufonidae (comum no gênero *Rhinella*). O órgão de Bidder não deve ser erroneamente interpretado como evidência de hermafroditismo patológico, por exemplo, causado pelos ruptores endócrinos¹⁴.

O controle dos fluidos corporais e do balanço eletrolítico envolve diversos órgãos como pele, rins, corações, sacos linfáticos e sistema endócrino. Fatores ecológicos e comportamentais também podem ter um importante papel na regulação de fluidos. Como a pele dos anuros é permeável, ela provê apenas uma pequena barreira para perda de água por evaporação. Portanto, é importante que esses animais fiquem em um ambiente úmido ou utilizem adaptações que minimizem a perda evaporativa (algumas destas adaptações foram descritas anteriormente). Em condições secas, os anfíbios se deslocam para ambientes úmidos, protegidos ou assumem posturas que reduzem a superfície de evaporação, como contraindo e arqueando o corpo¹⁷. Algumas espécies podem ainda alterar a coloração, aumentando ou reduzindo a absorção de calor, o que afeta diretamente seu balanço hídrico.

A maioria dos anfíbios não ingere água, absorvendo-a através da pele a partir de substratos úmidos. Particularmente nas espécies terrestres, há modificações do suprimento sanguíneo

na pele da porção ventral da pélvis, o que aumenta a capacidade de absorção de água do ambiente. A vesícula urinária é um importante local para acúmulo de água e provê uma reserva para uso na manutenção do balanço dos fluidos corporais, quando não há disponibilidade de água¹⁷.

Os anfíbios absorvem água por hiperosmolaridade, então a água vai fluir facilmente para dentro do animal, e espécies totalmente aquáticas produzem um grande volume de urina para eliminar o excesso de água. Nas espécies terrestres, a manutenção e tolerância a altos níveis de soluto são importantes para que possam absorver água do solo, uma vez que esse substrato possui uma maior concentração de solutos do que a água doce¹⁷.

A habilidade de absorver água pela pele é regulada por diversos hormônios, incluindo a arginina vasotensina, que é secretada pela pituitária e possui função análoga ao hormônio antidiurético (ADH) em outros vertebrados. Em resposta à desidratação, a arginina vasotensina aumenta a permeabilidade osmótica da pele e da vesícula urinária à água, aumenta a absorção de ureia da vesícula urinária e diminui a produção de urina¹⁷.

O sistema nervoso é composto por 10 pares de nervos craniais. A medula espinal vai até a porção média da coluna vertebral, sendo que a porção final é composta pela cauda equina. A habilidade visual é mais ligada à capacidade de percepção do movimento do que à acuidade visual. Os anfíbios foram os primeiros vertebrados que transmitiram som pelo ar e possuem ouvidos bem desenvolvidos. O olfato ocorre através do órgão de Jacobson e parece ser mais importante na regulação do comportamento do que na alimentação¹⁴.

► Reprodução em cativeiro

Há uma grande variação de modos reprodutivos, como foi descrito anteriormente. Em cativeiro, o maior desafio é tentar reproduzir as condições naturais de onde o animal é proveniente para que haja uma maior chance de sucesso reprodutivo. Algumas espécies são altamente prolíficas e pode não haver sazonalidade alguma em sua reprodução. Desta forma, a reprodução em cativeiro pode ocorrer sem grandes esforços. Muitas espécies, no entanto, reproduzem-se apenas uma vez ao ano, em uma determinada estação, sob determinados parâmetros climáticos. Há, ainda, aquelas que se reproduzem a cada 2 anos ou mais. Nestes casos, diversos estímulos ambientais devem ser utilizados para estimular a reprodução em cativeiro.

O desafio da criação em cativeiro já se inicia com a sexagem. Um grande número de características sexuais primárias e secundárias pode ser utilizado para tal. Nos anuros, fêmeas que possuem a pele do ventre pouco pigmentada, os óvulos podem ser observados através da parede abdominal na época reprodutiva. Os ovos apresentam coloração variável, desde branca, creme ou amarela, até preta ou acinzentada. Mesmo em animais com pele abdominal opaca, pode-se visualizar um aumento de volume na região ventral do abdome das fêmeas grávidas. Esse aumento de volume pode ser diferenciado de retenção de fluidos ou edema, através da transluminação com uma lanterna. A massa de óvulos aparecerá relativamente opaca, enquanto o fluido no abdome será claro ou translúcido.

Na maioria dos casos, as fêmeas com maturidade sexual são maiores que os machos, dado que existe uma pressão seletiva para se colocar o maior número de óvulos possível. Porém,

em alguns casos, os machos podem ser do mesmo tamanho ou maiores que as fêmeas, em função de uma pressão seletiva gerada pela disputa e brigas entre machos.

É possível, também, reconhecer outros caracteres sexuais nos machos, como almofadas, protuberâncias ou espinhos nupciais; hipertrofia dos membros anteriores; presença de saco vocal; tímpano maior que o das fêmeas; glândulas na região inguinal (apenas em machos); estruturas de combate como espinhos, dentes ou projeções ósseas; ou diferenças na coloração de pele entre machos e fêmeas. Muitas dessas características acentuam-se na época reprodutiva.

Nas espécies que se reproduzem anualmente ou bianualmente, o condicionamento apropriado para os animais na reprodução, tanto físico quanto ambiental, pode durar o ano todo. Replicar as condições naturais do animal em cativeiro pode ser difícil, principalmente quando se conhece muito pouco a respeito da maioria dos táxons. Uma alimentação adequada também é importante. No seu ambiente natural, pode haver uma flutuação da disponibilidade de presas, o que faz com que o animal não se alimente de maneira igual em todas as épocas do ano.

Após o sucesso do estímulo reprodutivo e oviposição, o cuidado com os ovos é um aspecto relevante. Em seu ambiente natural, há uma grande diversidade de estratégias para facilitar a sobrevivência dos ovos e girinos. Os ovos dos anfíbios geralmente são protegidos apenas por algumas membranas gelatinosas permeáveis à água e inúmeras substâncias químicas. Portanto, deve-se tomar cuidado para não haver dano físico ou infecção destes. A manipulação deve ser mínima e, quando necessária, deve ser feita com a água ou o substrato que contém os ovos. Tocar ou segurar os ovos geralmente causa ruptura da gelatina protetora e pode resultar na morte do embrião. O ideal é deixá-los no local onde foram depositados e onde eclodirão.

Os girinos podem ter diferentes hábitos, como, por exemplo, desde aqueles que são semiterrestres, até os que vivem em bromélias, na espuma da própria desova ou puramente aquáticos. Os mais comuns são os girinos que vivem em ambientes aquáticos lóticos (p. ex., riachos, corredeiras e rios) e aqueles que vivem em ambientes aquáticos lênticos (p. ex., lagos, lagoas e poças). Assim, para aqueles de ambientes lóticos, uma maior oxigenação da água deve ser provida.

► Nutrição

O tipo e o tamanho de presa variam dependendo do estágio da vida, do tamanho e espécie do animal. A seleção dos alimentos em vida livre é muito variada e depende de diversos fatores como: alterações sazonais de abundância e distribuição das presas, tamanho, movimentação, palatabilidade e valor nutricional. Em cativeiro, devemos oferecer uma dieta também variada e balanceada para os animais.

A superalimentação e obesidade podem ser problemas em cativeiro para algumas espécies. A frequência da alimentação varia com espécie, idade e nível de atividade. Animais jovens, em crescimento ou bastante ativos necessitam de uma alimentação diária, ao passo que espécies de hábitos sedentários, como os que têm o comportamento de sentar e esperar pela presa, podem ser alimentados com refeições grandes com um espaçamento maior de tempo¹⁴.

Os invertebrados mais comumente utilizados na alimentação de anfíbios anuros são grilos, tenébrios (*Tenebrio molitor*), *Drosophila* spp. (especialmente as variedades sem asas), larvas

de moscas, cupins e minhocas. Para animais grandes (como os dos gêneros *Rhinella*, *Ceratophrys*, e *Leptodactylus*) podemos, também, oferecer baratas grandes e neonatos de ratos. Pode-se adicionar suplementos de vitaminas e minerais à alimentação das presas ou passar no corpo das mesmas. As doses ainda são calculadas de forma empírica¹⁴.

► Instalações e manejo

▪ Viveiros

A manutenção de anfíbios em cativeiro deve levar em consideração o ambiente em que o animal vive na natureza. O manejo difere em vários aspectos da manutenção de répteis. Erroneamente, muitos anfíbios são mantidos como répteis sendo deixados de lado aspectos importantes dos viveiros e de seu manejo, como temperatura, umidade e qualidade da água disponível para o animal. A manutenção de anfíbios está muito mais próxima do manejo utilizado para peixes.

Os anfíbios possuem uma grande diversidade de hábitos e, conseqüentemente, devem ter diferentes aquaterrários. É bom que haja gradientes de temperatura, umidade e iluminação para criação de microambientes, nos quais o animal possa escolher onde ficar. São essenciais também locais para os animais se esconderem, a fim de minimizar o estresse causado pelo cativeiro¹⁵.

Para viveiros com mais de uma espécie é necessário cuidado, pois algumas espécies produzem toxinas que são letais para outras. Além disso, se os indivíduos, mesmo que da mesma espécie, forem de tamanhos muito distintos, pode ocorrer predação do menor¹⁵.

▪ Qualidade da água

Os parâmetros mais importantes que indicam a qualidade da água que afeta os animais em cativeiro são: dureza, O₂ dissolvido, supersaturação de gás, amônia, nitritos e nitratos, pH, cloro, fosfatos e cobre. Grande parte destes parâmetros pode ser medida com uso de *kits* vendidos em lojas de aquário. Contagem de bactérias e pesquisa de coliformes também são importantes para avaliação de animais doentes¹⁵. Sinais de estresse associados ao pH inapropriado podem ser sutis e variar de anorexia até agitação. Não é conhecido o pH ideal para um anfíbio, mas sugere-se que seja de neutro a levemente alcalino (6,8 a 7,1) e deve ser ajustado de acordo com a resposta do animal¹⁵. Para mais informações sobre a qualidade da água para a manutenção de animais em cativeiro, consultar o Capítulo 115 – Qualidade Hídrica.

▪ Temperatura, iluminação e precipitação

A temperatura é uma das variáveis mais importantes para os animais em cativeiro. Deve haver sempre um gradiente variado para que o animal possa escolher a melhor temperatura. Quanto à iluminação, deve-se tentar respeitar o ciclo circadiano dos animais ao máximo. Outra variável importante é a variação de precipitação e umidade, sendo esta crucial para estimular a reprodução em cativeiro. É sugerido proporcionar uma redução de umidade nos meses anteriores ao período reprodutivo das espécies. Assim, quando simular o período chuvoso, as diferenças serão mais drásticas e o estímulo para reprodução, acentuado.

▪ Reconhecimento individual

O reconhecimento não invasivo pode ser feito através do padrão de manchas ou colorações dorsais ou ventrais. Contudo, nem sempre é possível fazer essa distinção. Desta forma, podem ser aplicados métodos como marcação a frio, uso de *microchips* subcutâneos ou aplicação de elastômeros.

▪ Transporte

Para o seu transporte, os animais aquáticos podem ser colocados em sacos plásticos com água e uma camada de ar. Anfíbios terrestres podem ser transportados em potes de plástico com tampas perfuradas e substrato composto por papel toalha molhado, esfagno ou outro musgo umedecido. Estes animais também podem ser transportados em sacos plásticos com vegetação e água. Recomenda-se uma temperatura constante de transporte e que não ultrapasse 25°C, geralmente dentro de um recipiente de isopor. Para captura, coleta e transporte é necessário licença provida pelo órgão ambiental competente (como Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Renováveis [IBAMA], Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade [ICMBio] e Secretarias do Meio Ambiente).

► Contenção e anestesia

▪ Contenção física

No geral, a contenção física é suficiente para o exame clínico do animal. Deve-se tomar cuidado na contenção física dos anfíbios, pois algumas espécies produzem toxinas. A maioria das toxinas necessita entrar em contato com as mucosas para ser absorvida. No entanto, pode haver absorção transdermal, inoculação em abrasões ou lacerações, inalação ou ingestão. Apesar disso, no Brasil, são poucas as espécies que podem vir a causar acidentes graves (como algumas espécies de Bufonidae, Dendrobatidae e Leptodactylidae). Em todo caso, é recomendável a utilização de luvas e, para algumas espécies, como as do gênero *Rhaebo*, que pode ejetar veneno ativamente¹⁹, o uso de óculos protetores. As luvas devem ser sem talco e umedecidas para não causar lesões na pele dos animais. Alguns animais ficam bastante agitados, já outros podem exibir comportamentos defensivos frente ao manuseio, como tanatose (fingir-se de morto), inflar o corpo, urinar, morder ou emitir gritos de agonia⁹.

▪ Anestesia

Na pré-anestesia é sempre indicado realizar o jejum, apesar da aspiração de alimento regurgitado do estômago ser extremamente rara, porque geralmente a laringe se fecha nos anfíbios anestesiados. Anfíbios pequenos (menos de 20 g) podem ser anestesiados com jejum de apenas 4 h, já os de médio porte que se alimentam de insetos, um jejum de 48 h é suficiente. Em espécies maiores que se alimentam de vertebrados como os ratos, pode ser necessário jejum de até 7 dias. Caso a temperatura ambiente e, conseqüentemente, a do animal estiverem baixas, o tempo necessário de jejum pode ser maior¹⁴.

O MS-222 é o anestésico de eleição para os anfíbios. Ele vem em forma de pó e deve ser misturado com água não clorada e tamponado para atingir um pH de 7 a 7,4, evitando-se, assim, uma acidose metabólica iatrogênica. A solução pode ser preparada com 2 g de MS-222, 40 ml de 0,5 mol/l de Na₂HPO₄ e 2 l de água oxigenada, produzindo uma solução a 0,1% (1 g/l), ideal

para anestesia das espécies aquáticas (p. ex., aquelas da família Pipidae). Para girinos e adultos de pequeno porte, uma concentração de 0,2 g/l é suficiente. Espécies terrestres adultas podem requerer até 3 g/l. A dose efetiva da anestesia muda muito conforme a espécie e, até mesmo, entre indivíduos da mesma espécie. Os efeitos iniciais do MS-222 são eritema transitório no ventre ou nos locais de pele clara e excitação. Os reflexos corneal e de normoestação são perdidos em um plano anestésico leve, seguidos de respiração gular. Os batimentos cardíacos devem ser mantidos constantes. Apesar de haver troca gasosa pela pele, alguns animais podem precisar de intubação e respiração forçada. Uma vez induzido, o animal pode ser colocado em água rasa sem anestésico ou em uma gaze umedecida. O retorno pode ocorrer entre 30 e 90 min após a anestesia²⁰. Atualmente, o MS-222 não está comercialmente disponível no Brasil.

O isoflurano também pode ser utilizado para anestesia em anfíbios. A indução é feita em uma concentração a 5% com máscara diretamente no animal ou com uso de uma câmara. Outra forma é com uso tópico de uma solução de 3,5 ml de k-y gel + 1,5 ml de água + 3 ml de isoflurano. A indução e recuperação podem demorar de 10 a 30 min, variando bastante de acordo com a espécie, estado geral do animal e temperatura ambiente. É comum haver uma fase de excitação na indução. Wright cita o uso de cetamina (75 a 100 mg/kg)¹⁵. Algumas espécies podem ser muito sensíveis ou resistentes. Deve-se aguardar um mínimo de 30 min para avaliar a ação do anestésico e, somente, então, administrar uma dose complementar nos animais em que a cetamina não causou o efeito desejado. Se mesmo com a dose complementar não houver efeito, aguardar 24 h e, então, tentar novamente com uma dose inicial maior. Pode-se utilizar também cetamina 50 mg/kg associada a 0,15 a 0,2 mg/kg de medetomidina por via intramuscular²¹.

Monitoramento anestésico

Os batimentos cardíacos podem ser aferidos pelo uso de Doppler ou visualização do batimento apical. O pulso oxímetro ainda não foi validado e o eletrocardiograma pode ser usado, desde que não se coloque os jacarés presos diretamente no animal. Os anfíbios possuem um batimento cardíaco mais baixo do que mamíferos do mesmo tamanho e movimentos de 20 a 60 são vistos em animais sedados. O ideal é se trabalhar para manter os batimentos cardíacos próximos ao número durante a indução ou no início da perda dos reflexos²¹.

Eutanásia

A eutanásia em anfíbios pode ser feita utilizando-se diversos protocolos. O método indicado pelo Conselho Federal de Medicina Veterinária (CFMV) envolve a exposição do animal à sobredosagem anestésica (barbitúricos, intracelomática [ICe] ou intravenosa [IV]) e à solução tamponada de MS-222 a 1% em banho de 30 min. Após a perda total dos reflexos e batimentos cardíacos, indica-se a secção da medula para que haja perda de toda atividade neural. Para maiores detalhes sobre procedimentos recomendados, sugere-se a consulta ao Capítulo 9 – Eutanásia.

▶ Diagnóstico

• Anamnese

Assim que o animal é recebido para atendimento, deve ser realizada a identificação da espécie e, quando possível, determinação de idade e sexo. Para a determinação de espécies,

pode ser necessária consulta a especialistas; a determinação de idade pode ser realizada por esqueletocronologia ou pelo tamanho e características anatômicas dos animais (normalmente é apenas possível distinguir entre as categorias: girinos em diversos estágios, imagos, recém-metamorfosados, juvenis e adultos) e a determinação do sexo varia de acordo com as espécies (ver Reprodução em Cativeiro).

O histórico do animal também é muito importante. Deve-se procurar saber se o animal nasceu em cativeiro ou é proveniente de vida livre. Se for oriundo da natureza, identificar quanto tempo está em cativeiro, verificar se o animal passou por quarentena, se houve contato com outros indivíduos procedentes de outras localidades e o número de animais que está no mesmo viveiro. Quando possível, inspecionar o viveiro do animal. Nesse sentido, é relevante verificar o tamanho do viveiro, material, substratos e plantas utilizadas²¹. Verificar adequação dos viveiros conforme exposto em Instalações e Manejo.

• Exame clínico

O exame é realizado mais facilmente colocando-se o animal em um saco plástico ou recipiente transparente. Eritema da derme pode ser observado em alguns animais, o que pode significar alguma enfermidade ou simplesmente agitação. O eritema devido ao estresse desaparecerá se o animal for deixado quieto por certo período, o que já não ocorre se for decorrente de outros processos patológicos²¹. Antes da contenção do animal, observar a condição corporal e coloração, postura, condição da pele (Figura 12.2 A), nível de atividade e movimentação, esforço respiratório e resposta aos estímulos²⁰. O exame clínico pode ser reforçado com o uso de transluminância, valendo-se para tanto de uma luz fria para que não haja risco de queimar o animal. Nesse exame é possível observar tanto estruturas normais como coração, pulmões, fígado, veia abdominal na linha média, intestino e óvulos, como parasitas ou massas em músculos e órgãos parenquimatosos, quando estes estão presentes²¹. Após a contenção do animal, pode-se examinar os olhos, narinas e conjuntiva com o uso de um oftalmoscópio. A boca pode ser examinada após a sua abertura com auxílio, por exemplo, de um cartão plástico. Deve-se tomar cuidado para não causar fratura de mandíbula em animais com hiperparatireoidismo nutricional secundário. Deve-se realizar, também, a palpação da cavidade celomática²⁰.

• Analgesia

Evidências sugerem que a percepção de dor em peixes e anfíbios é análoga a dos mamíferos^{22,23}, mas ainda não há meios objetivos para acessar a presença e gravidade da dor nesses indivíduos. A redução da temperatura corporal do anfíbio não é considerada uma forma apropriada de anestesia ou analgesia²⁴. O uso de morfina (30 a 100 mg/kg, SC, IM ou tópica) causa analgesia com um pico de ação em 60 a 90 min após a aplicação e há pouca alteração no comportamento ou apetite²³. O uso de buprenorfina (75 µg/kg, SC) causa uma analgesia de pelo menos 4 h²⁵. O meloxicam pode ser usado na dose de 0,2 mg/kg IM, SC ou VO²¹.

• Exames diagnósticos complementares

Exame de sangue

O pequeno tamanho de diversas espécies de anfíbios anuros e, portanto, o pequeno volume de sangue, geralmente dificulta a colheita e o exame hematológico. Além disso, diversos fatores

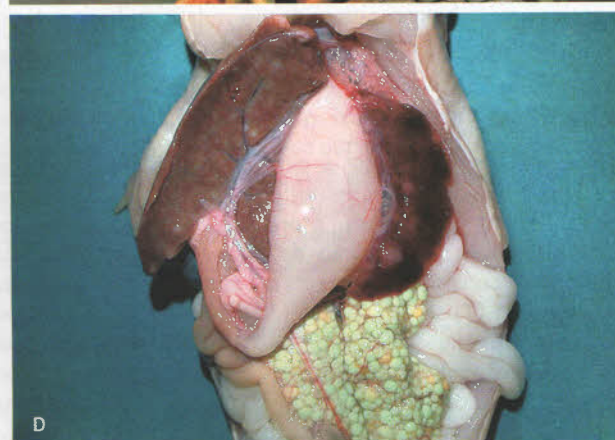


Figura 12.2 **A.** Alteração de coloração da pele de *Agalychnis* sp. (Hylidae). **B.** Colheita de sangue da veia abdominal ventral de anuro adulto. **C.** Lesão em região nasal com *Aeromonas* sp. em *Phyllomedusa sauvagii* (Hylidae). **D.** Hepatite causada por micobacteriose em *Ambystoma* sp. (Ambystomatidae). **E.** Lesão de pele causada por cromomicose. **F.** *Rhinella ornata* (Bufonidae) com sanguessuga próxima ao tímpano esquerdo. **G.** Opacidade de córnea em *Litoria caerulea* (Hylidae). **H.** Administração de medicação intramuscular em membro pélvico. (Fotos **A** a **E** e **G** a **H**: Xavier V. Badia; Foto **F**: Cátia D. Paula).

como a época do ano e o estado clínico influenciam o volume de sangue circulante nos anfíbios. Geralmente, o sangue corresponde a 10% do peso do animal. No geral, é aceitável que 10% do sangue total possa ser colhido, mas, dependendo do tamanho do animal, 1% já é suficiente. A colheita de sangue daqueles que estão doentes deve levar em conta o estado clínico do animal²⁶.

O sangue pode ser colhido em animais com contenção física ou química. E, também, pode ser retirado de forma segura de diversos locais. Preferencialmente, colhe-se sangue pela veia abdominal ventral (Figura 12.2 B), plexo lingual e veia femoral. Nas salamandras e nos girinos pode ser colhido da veia ventral da cauda. Os anfíbios possuem uma grande quantidade de vasos linfáticos, que, no geral, acompanham os vasos sanguíneos, o que pode levar à contaminação do sangue colhido por linfa e levar a uma falsa interpretação de anemia ou linfocitose. Alguns profissionais recomendam que se deixe preparado um tubo de micro-hematócrito heparinizado para que não haja perda de sangue²⁶.

O sangue colhido deve ser colocado em um tubo com anticoagulante logo após a sua colheita. Antes, deve-se fazer um esfregão de sangue sem anticoagulante. A heparina lítica é o anticoagulante de eleição, pois possui mínimo efeito nos níveis eletrolíticos do plasma e não causa hemólise²⁶.

Os eritrócitos dos anfíbios anuros são elípticos e nucleados e são uns dos maiores entre os vertebrados. Quanto aos leucócitos, são descritos granulócitos (neutrófilos, eosinófilos e basófilos), linfócitos e monócitos, além dos trombócitos. Informações detalhadas sobre as características das diversas células sanguíneas podem ser obtidas no Capítulo 84 – Patologia Clínica em Vertebrados Ectotérmicos.

Há uma grande variação dos valores dos parâmetros normais de exames de sangue em anfíbios. Essa variação se dá devido às técnicas de amostragem, condições da amostra, limitado tamanho das amostras, técnicas analíticas, estado fisiológico, sexo, estação do ano, enfermidades não reconhecidas e até erros na identificação da espécie. Há pouco valor clínico nos parâmetros publicados para exames de sangue de anfíbios. O hemograma deve ser interpretado, levando-se em consideração o quadro clínico do paciente. A obtenção de amostras seriadas do animal doente, assim como de animais saudáveis, é benéfica para a análise dos resultados¹⁴. Na Tabela 12.1 estão descritos os valores hematológicos para *Lithobates catesbeianus*.

Outros Exames

Outros exames complementares que podem ser utilizados nos anfíbios, conforme a suspeita clínica, podem ser: esfregaços de pele, culturas para bactéria e fungo, biopsia, citologia¹⁶, exames de fezes, radiografias, ultrassonografias e tomografias²⁰.

Patologia

A necropsia é uma importante ferramenta para o programa de vigilância de enfermidades em animais de vida livre e de cativeiro. Idealmente, deve ser realizada a necropsia completa em todos os que morrerem. A necropsia deve ser feita o mais prontamente possível após a morte do animal, pois a autólise nos anfíbios ocorre rapidamente. Por outro lado, é recomendado também que, ao menos, um indivíduo de cada espécie

Tabela 12.1 Parâmetros hematológicos e bioquímicos de *Lithobates catesbeianus*²⁷.

Parâmetros	Unidade	Média	Desvio-padrão	Mínimo	Máximo
Peso animal	Gramas	391,9	46,1	289	468
Hemoglobina	10 ³ /dℓ	4,7	0,9	3,2	6,0
Hematócrito	mℓ%	22	5	14	27
Proteínas plasmáticas	g/dℓ	4	0,7	2,5	5,2
Leucócitos	10 ³ /μℓ	5,2	2,9	2,4	11,8
Neutrófilos segmentados	10 ³ /μℓ	1.247 (22%)	1.309 (15,2%)	54 (2%)	4.888 (52%)
Linfócitos	10 ³ /μℓ	3.158 (62,9%)	1.837 (15%)	960 (36%)	8.260 (90%)
Monócitos	10 ³ /μℓ	27 (0,64%)	39 (1%)	0	104 (3%)
Eosinófilos	10 ³ /μℓ	373 (8,9%)	321 (6,1%)	0	1.080 (18%)
Basófilos	10 ³ /μℓ	130 (2,5%)	143 (2,9%)	0	360 (8%)
Sódio	mEq/ℓ	108	5	100	115
Potássio	mEq/ℓ	2,7	0,4	2,0	3,2
TCO ₂	nmol/ℓ	25	4,5	15	32
Albumina	g/dℓ	1,6	0,3	1,0	2,1
Cálcio total	mg/dℓ	8,05	0,88	6,50	9,60
Creatinina	mg/dℓ	0,99	0,2	0,7	3,0
AST	IU/ℓ	45	21	22	91
LDH	IU/ℓ	33	20	10	68
Fósforo	mg/dℓ	3,3	0,7	2,5	5,2
Magnésio	mg/dℓ	2,05	0,35	1,40	2,57
Ácido úrico	mg/dℓ	0,06	0,05	0	0,10
Ureia	mg/dℓ	3	1	3	6

seja fixado e depositado em coleções científicas e que uma pequena porção da musculatura das pernas seja armazenada em álcool P.A. para possibilidade de análises moleculares posteriores. Esses procedimentos visam assegurar a identidade específica dos espécimes em análise.

Uma solução de formol tamponado a 10% é a melhor maneira de fixar o material. Antes de realizar a necropsia deve-se pesar, medir o animal e fazer um exame externo observando a condição geral da carcaça: grau de decomposição, secreções pelos orifícios naturais, lesões de pele e condição corporal. Se houver lesão de pele, deve-se realizar um raspado e citologia. Procede-se, então, à abertura da carcaça. Se houver acúmulo de líquido nos sacos linfáticos ou cavidade celomática, estes devem ser colhidos para exames complementares. Após a abertura do cadáver, pode-se colher também amostras estéreis para microbiologia, diagnóstico molecular ou amostras para congelamento. Recomenda-se congelar fragmentos de fígado e rim em nitrogênio líquido ou em um freezer a -70°C para exames virais. Sempre que houver alguma lesão nos órgãos, recomenda-se que se congele um fragmento desta, mas se for muito pequena deve-se priorizar a amostra para histopatológico. Para a microbiologia, é possível a colheita de sangue cardíaco e/ou fragmento de fígado. Como os animais no geral são muito pequenos, a contaminação é muito fácil de ocorrer. Após esses procedimentos, pode-se continuar com a necropsia ou realizar a fixação do cadáver inteiro, principalmente quando o animal é muito pequeno ($< 20\text{ g}$) ou quando não há um médico-veterinário disponível para fazer a necropsia. Nestes casos, recomenda-se fixar o cadáver inteiro com os órgãos expostos, em uma proporção de 1:9 de formol. Se o animal for um pouco maior (20 a 30 g), remover a cabeça do cadáver para que a solução penetre no cérebro e usar uma seringa com agulha para injetar a solução de fixação no estômago e nos intestinos. Quando o animal for maior, pode-se realizar a necropsia normalmente, colher e fixar fragmentos de órgãos e tecidos.

Alguns pontos importantes e específicos sobre os anfíbios que devem ser lembrados antes da realização da necropsia: a pele é um tecido muito importante para esses animais, portanto é extremamente relevante que se realize um exame histopatológico da pele; a gordura, nesses animais, costuma ficar acumulada da porção cranial às gônadas em forma de “dedos de luvas”; nos animais da família Bufonidae, os machos possuem um pequeno agregado de tecido ovariano que é chamado de órgão de Bidder; os ovários podem ser muito grandes, ocupando toda cavidade celomática e, em alguns casos, podem ser pigmentados; a vesícula urinária é muito fina e transparente e, muitas vezes, pode ser perdida na necropsia; algumas espécies acumulam cálcio fisiologicamente ao longo da coluna vertebral²⁸. Para mais informações sobre procedimentos necroscópicos, recomenda-se a leitura do Capítulo 82 – Considerações para a Realização e Documentação de Necropsias.

► Cirurgia

Os procedimentos cirúrgicos em anfíbios são relativamente raros, destacando-se dentre esses a celiotomia ou abertura da cavidade celomática. Esta técnica pode ser útil para o diagnóstico de enfermidades cavitárias, para a obtenção de biópsias ou então como passo preliminar para realização de outros procedimentos como, por exemplo, a gastrotomia. O fechamento da cavidade celomática pode ser problemático, pois há uma

tendência a haver deiscência dos pontos de sutura. A linha de sutura deve estar sob o mínimo de tensão possível. Sugere-se fio de náilon 4-0 ou 3-0 em um padrão de eversão e uso de cola cirúrgica. O paciente deve ficar confinado em um pequeno espaço, bem higienizado e com o mínimo de manipulação por no mínimo 10 dias¹⁵.

► Enfermidades e terapêutica

▪ Enfermidades

As enfermidades infecciosas estão entre os diversos aspectos que necessitam ser estudados para o incremento da conservação de anfíbios no mundo e no Brasil. Sabidamente, uma grande variedade de patógenos afeta populações de anfíbios de vida de livre e de cativeiro, incluindo vírus, bactérias, parasitas e fungos. Esses agentes podem causar desde alterações fisiopatológicas subletais, com decorrente comprometimento no desenvolvimento populacional, como marcante mortalidade²⁹. Os patógenos podem infectar os anfíbios em diversas fases de sua vida. Os dois grupos de patógenos que têm sido incriminados como responsáveis pelo declínio dos anfíbios são o fungo quitrídio *Batrachochytrium dendrobatidis* e um grande número de ranavírus^{30,31}.

A quitridiomiose, por ser uma doença de grande importância atualmente para a conservação de anfíbios, será descrita com mais detalhes a seguir. Esta e outras enfermidades estão caracterizadas na Tabela 12.2.

Quitridiomiose

Essa doença tem grande repercussão, tanto no meio acadêmico quanto na mídia, por ser considerada uma das maiores pandemias que afetam animais na natureza (e em cativeiro) de todos os tempos. É uma doença causada por um fungo leveduriforme (*Batrachochytrium dendrobatidis*), que infecta a pele dos animais, preferencialmente em regiões de maior concentração de queratina (Figura 12.3), causando desequilíbrio osmótico cutâneo, gerando a perda de eletrólitos e levando os indivíduos mais suscetíveis à morte³⁹. Essa doença não só causa a morte de alguns indivíduos, como pode também provocar declínios populacionais ou mesmo levar espécies à extinção em diversas partes do mundo. Centenas de estudos já foram publicados sobre essa doença infecciosa, mas a comunidade científica ainda carece de muita informação para conseguir executar planos de conservação eficazes *in situ*. No Brasil, por exemplo, sabe-se que o fungo já se disseminou pela Mata Atlântica (de Pernambuco ao Rio Grande do Sul) e muitas espécies estão infectadas^{40,41}. No entanto, ainda não sabemos, por exemplo, os reais impactos do fungo sobre as populações nativas, qual a origem das cepas disseminadas, quantas cepas estão disseminadas, se existem *microhabitats* ou espécies mais vulneráveis, se já houve declínio populacional associado ao fungo ou se os anfíbios possuem mecanismos de defesa contra ele.

▪ Malformações

Anfíbios, em ambiente natural, já foram relatados com inúmeros tipos de malformações^{42,43}. As origens das malformações podem estar relacionadas desde a problemas genéticos naturais (como mutações) até hibridação, infecção por parasitas, viroses, poluentes e radiação ultravioleta B⁴². Assim,

Tabela 12.2 Principais enfermidades infecciosas e não infecciosas que acometem os anfíbios.

Doença	Agente	Clínica	Tratamento	Prevenção	Referências
Enfermidades infecciosas					
<i>Enfermidades virais</i>					
Ranavirose	Iridovírus	Edema e hemorragia subcutânea em girinos e imagos. Não há sinais clínicos em adultos	Não há	Evitar contato com animais infectados	14, 15
Tumor renal de Lucke	Herpes-vírus	Emagrecimento, ascite e morte	Não há	Evitar contato com animais infectados	15, 18, 32
<i>Enfermidades bacterianas</i>					
Demosepticemia bacteriana (Figura 12.2 C)	<i>Aeromonas hydrophila</i> <i>Citrobacter</i> spp. <i>Pseudomonas</i> spp. <i>Proteus</i> spp. <i>Escherichia coli</i>	Eritema ventral, petéquias, equimoses e hemorragias subcutâneas, ascite, anorexia, letargia, convulsões e óbito	Uso de aminoglicosídeos, 5 a 10 mg/kg, IM; ou intracelomático, a cada 48 h; ou enrofloxacino	Manejo adequado da espécie e manter animal com bom estado imunológico	14, 15
Clamidiose	<i>Chlamydomyxa psittaci</i> <i>Chlamydomyxa pneumoniae</i>	Letargia, despigmentação de pele, edema SC e morte	Doxiciclina ou tetraciclina	Separar animal doente e evitar contato com animais infectados	33
Micobacterioses (Figura 12.2 D)	<i>Mycobacterium xenopi</i> <i>Mycobacterium marinum</i> <i>Mycobacterium chelonae</i> <i>Mycobacterium renae</i>	Sinais clínicos variados; perda de apetite; granulomas	Não recomendado. Realizar eutanásia dos animais acometidos	Manejo adequado em cativeiro	14, 34
<i>Enfermidades fúngicas</i>					
Quitridiomose (Figura 12.3)	<i>Batrachochytrium dendrobatidis</i>	Descolorações ou vermelhidão na pele, postura anormal, letargia, anorexia, respostas demoradas a estímulos, convulsões e óbito	Banho de itraconazol a 0,01% durante 11 dias, por 5 min (não usar em girinos), e tratamento de suporte com administração de soluções eletrolíticas	Evitar contato com animais e ambientes infectados	15
Saprolegniose	<i>Saprolegnia</i> spp.	Aparecimento de material com aspecto cotonoso na pele do animal ou cavidade oral	Banhos com itraconazol ou benzalcônio	Manejo adequado da espécie	14, 15
Cromomicoses (Figura 12.2 E)	<i>Fonsecaea</i> spp. <i>Phialophora</i> spp. <i>Scolecobasidium humicola</i> <i>Wagnielle dermatidis</i>	Lesões na pele; granulomas em órgãos internos	Recomenda-se eutanásia devido ao potencial zoonótico	Manejo adequado da espécie	14, 15
<i>Enfermidades parasitárias</i>					
Infecção por nematódeo (Figura 12.4 A)	<i>Rhabdias</i> spp.	Assintomáticos; problemas respiratórios	Banhos com ivermectina (10 mg/ℓ) ou levamisol (100 a 300 mg/ℓ), semanalmente, por 12 semanas ou mais	Separar animais infectados e limpeza adequada do viveiro	14, 15
Infecção por nematódeo	<i>Strongyloides</i> spp.	Debilidade, diarreia, má nutrição	Uso de anti-helmínticos	Separar animais infectados e limpeza adequada do viveiro	14, 15
Infecção por trematódeo	<i>Ribeiroia</i> spp.	Má formação	Uso de praziquantel	Limpeza adequada do viveiro	14, 15
Infecção por cestódeo	Diversas espécies	Anorexia, desidratação, emagrecimento, ascite, diarreia	Uso de anti-helmíntico	Limpeza adequada do viveiro	14, 15
Amebíase	<i>Entamoeba ranarium</i>	Anorexia, desidratação, emagrecimento, ascite, diarreia	Metronidazol, 100 mg/kg, VO, a cada 14 dias, e, em casos graves, 50 mg/kg, VO, por 3 a 5 dias	Separar animais infectados e limpeza adequada do viveiro	14, 15
Tripanossomiase	<i>Trypanosoma</i> spp.	Infecções subclínicas, anemia, debilidade		Evitar contato com mosquito transmissor	14, 15
Mixozoários (Figura 12.4 B)	<i>Myxobolus</i> spp., <i>Myxidium</i> spp., <i>Hoferellus</i> spp., <i>Chloromyxum</i> spp., <i>Caudamyxum</i> spp. e <i>Spheorospora</i> spp.	Assintomáticos a sinais clínicos ligados a problemas renais	Não há tratamento	Separar animais infectados e limpeza adequada do viveiro	14, 15
Oligoquetas	Naididae (Annelida)	Achado acidental, pode causar celomite	Praziquantel e ivermectina	Evitar contato com locais onde há anelídeos	28
Infecção por Acanthocephala (Figura 12.4 C)	Diversas espécies	Pode causar celomite	Uso de ivermectina	Necessário hospedeiro intermediário (artrópode), ciclo geralmente quebrado no cativeiro	14, 15
Ectoparasita (Figura 12.2 F)	Sanguessuga – Hirudínea	Lesão local, debilidade, há uma espécie que se aloja nos sacos linfáticos	Remoção direta ou uso de solução hipertônica de sal	Autolimitante no cativeiro	15, 35

(continua)

Tabela 12.2 Principais enfermidades infecciosas e não infecciosas que acometem os anfíbios. (continuação)					
Doença	Agente	Clínica	Tratamento	Prevenção	Referências
Ectoparasita	Trombiculídeo	Presença de vesículas eritematosas na pele	Uso tópico de ivermectina	Tratar o solo e as folhas que serão usadas no viveiro com calor	14, 15
Ectoparasita	Carrapatos – <i>Amblyomma</i> spp.	Congestão transitória ou hemorragia focal	Uso de ivermectina	Evitar contato com locais infestados por carrapatos	35
Ectoparasita – míases	Larvas de Sarcophagidae, larvas de Calliphoridae, larvas de Chloropidae	Lesão de epitélio	Remoção mecânica e uso de ivermectina	Evitar contato com locais contaminados ou com presença das moscas	35
Enfermidades não infecciosas					
<i>Enfermidades nutricionais</i>					
Hiperparatireoidismo nutricional secundário	Desbalanço cálcio/fósforo e deficiência de vitaminas	Tetania espástica, distensão celomática, deformidades ósseas e fraturas patológicas	Banhos diários com gliconato de cálcio 2 a 5%, 2 a 3 UI/ml de vitamina D3	Dieta com níveis adequados de cálcio e fósforo	15, 36
Hipovitaminose A	Deficiência de vitamina A	Impossibilidade de capturar presa com a língua, inchaço da conjuntiva	Administração IM de vitamina A, na dose de 2 UI/g, cada 72 h	Dieta com níveis adequados de vitamina A que pode variar bastante	14, 15
Obesidade	Excesso de alimentação	Abdome distendido	Diminuição da oferta da quantidade e tipo de alimento	Dieta balanceada e em quantidade adequada para a espécie	14, 15
Impactação	Ingestão de presas muito grandes, grande quantidade de alimentos ou corpos estranhos	Dificuldade respiratória, indigestão e endotoxemia	Lavagem gástrica com solução hipotônica, gastroenterostomia seguida de administração de fluido e antibioticoterapia	Dieta adequada para espécie e cuidado com os objetos colocados no viveiro	14, 15
<i>Intoxicações</i>					
Intoxicações por desinfetantes	Iodo povidona, clorexidina, amônia quaternária, cloro e amônia	Eritema, petéquias, aumento da produção de muco, irritabilidade, agitação, convulsões, paralisia flácida, regurgitação e diarreia.	Lavar o animal e remover a fonte de intoxicação e tratamento de suporte animal	Não deixar animal em contato com desinfetantes; enxaguar bem viveiros e utensílios dos animais	14, 15
Amônia	Amônia	Alterações de cor e hiperemia da pele, dispneia, excesso de produção de muco, desorientação, convulsões e morte	Troca água e tratamento e tratamento de suporte	Tratamento adequado da água	14, 15
Metais pesados	Cobre, ferro, zinco	Dispneia, excesso de produção de muco, desorientação, convulsões e morte	Estabilizar sinais vitais, remoção da substância tóxica e uso de agentes quelantes	Evitar contato com metais pesados	14, 15
Pesticidas	Organofosforados, carbamatos, piretrinas, piretroides	Imunossupressão; problemas reprodutivos; problemas hepáticos, renais e neurológicos; anormalidades no desenvolvimento de girinos; tremores; espasmos; paralisias	Estabilizar sinais vitais, remoção da substância tóxica e uso de antídoto ou antagonista quando existente	Evitar contato com pesticidas	14, 15
<i>Por condições ambientais</i>					
Desidratação	Animais sem acesso a água ou mantidos em viveiro com baixa umidade	Olhos fundos, pele enrugada com ou sem descolorações e aumento da viscosidade da pele	Colocar animal em solução para fluidoterapia e administração de fluidos intracelomáticos com solução levemente hipotônica em casos graves	Manejo adequado dos animais	14, 15
Abrasões e traumatismos	Superfícies abrasivas ou batida contra a parede de vidro do viveiro, briga com outros animais	Abrasões em pele e face, lacerações, fraturas. Pode haver aumento da lesão, eritema e secreção opaca ou serossanguinolenta	Tratamento tópico com cloridrato de benzalcônio, solução oftálmica de gentamicina. Em casos mais graves, uso de antibioticoterapia parenteral; em animais em choque, uso de corticosteroides e fluidoterapia	Manejo e recintos adequados para a manutenção a espécies	14, 15
Hipertermia	Manutenção do animal em temperatura acima da faixa ideal para a espécie	Incoordenação, letargia e morte	Abaixar a temperatura do ambiente para a faixa ideal para a espécie, banho em água gelada e infusão celomática de fluido resfriado; corticosteroides	Manutenção da temperatura para a espécie em sua faixa ideal	14, 15
Hipotermia	Manutenção do animal em temperatura abaixo da faixa ideal para a espécie	Letargia, imobilidade, regurgitação e inchaço da cavidade celomática	Elevar a temperatura para a faixa ideal para a espécie. Devido à imunossupressão causada pela hipotermia, verificar se há necessidade de antibioticoterapia	Manutenção da temperatura da espécie em sua faixa ideal	14, 15

(continua)

Tabela 12.2 Principais enfermidades infecciosas e não infecciosas que acometem os anfíbios. (continuação)

Doença	Agente	Clínica	Tratamento	Prevenção	Referências
Outros <i>Spindle leg</i>	Genético ou hereditário, má nutrição, qualidade da água, temperatura, entre outros	Deformidades em membros de imagos	Não há. Recomenda-se eutanásia	Manejo adequado em cativeiro	14, 15
Lipidose corneal (Figura 12.2 G)	Provavelmente alimentação rica em gordura	Opacificação da córnea	Dieta pobre em gordura e manejo adequado	Manejo adequado em cativeiro	37, 38
Gota	Desidratação, falência renal, dieta inapropriada e intoxicação	Formação de cálculos	Tratamento da causa primária e alguns casos cirúrgicos	Manejo adequado em cativeiro	14, 15
Prolapso gástrico	Intoxicações, anestesia com óleo de cravo, hipocalcemia, distúrbios metabólicos	Prolapso do estômago. Em algumas espécies é fisiológico, conseqüente de limpeza do estômago	Tratamento da causa primária e, alguns casos, cirúrgico	Manejo adequado em cativeiro	14, 15
Edema	Qualquer enfermidade metabólica ou infecciosa que cause desbalanço hídrico/ eletrolítico	Acúmulo de líquido no subcutâneo ou na cavidade celomática	Banho do animal em solução hipertônica; uso de diurético (furosemida) em alguns casos	Depende da causa	17, 20, 21
Emaciação	Manejo inadequado, parasitas, doença infecciosa, neoplasia	Inapetência e perda de peso	Tratamento de suporte: fluidoterapia, antibioticoterapia, suplementação nutricional e tratamento da causa	—	20

IM = via intramuscular; VO = via oral.

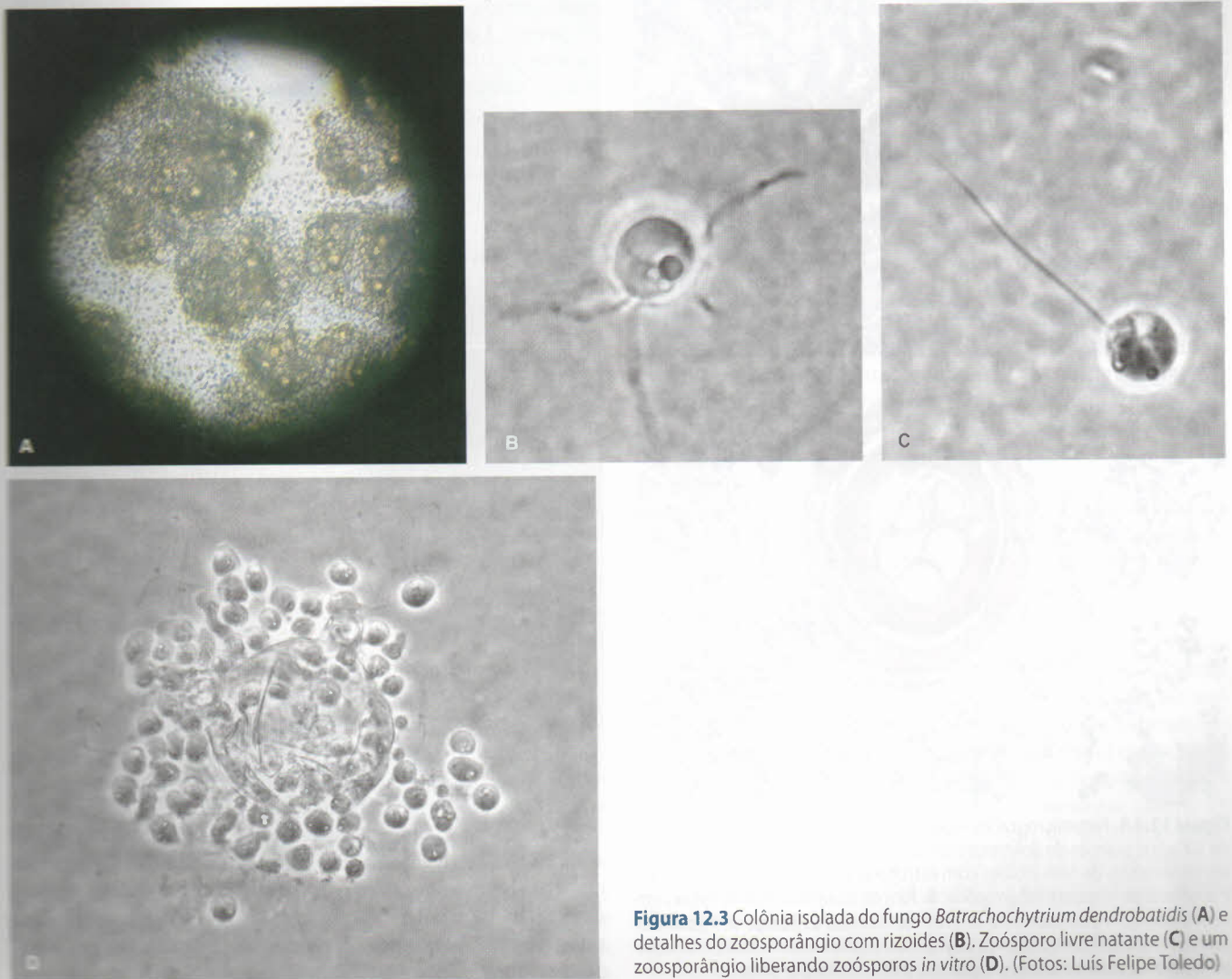


Figura 12.3 Colônia isolada do fungo *Batrachochytrium dendrobatidis* (A) e detalhes do zoosporângio com rizoides (B). Zoósporo livre natante (C) e um zoosporângio liberando zoósporos *in vitro* (D). (Fotos: Luís Felipe Toledo)

caso uma dada população de anfíbios apresente uma alta prevalência de deformidades, é possível que problemas ecológicos estejam associados, tornando os anfíbios bons indicadores ambientais⁴⁴. No hemisfério norte esses problemas foram mais estudados do que na região neotropical⁴². Sendo assim,

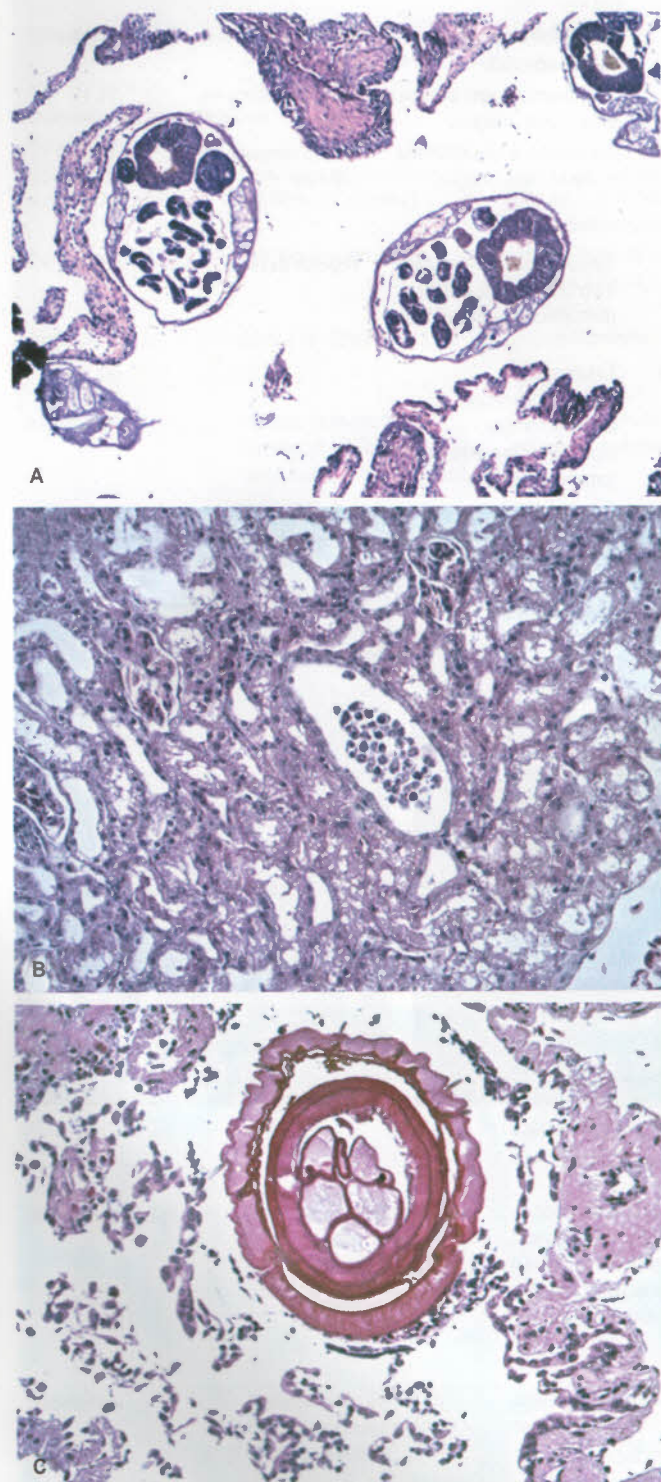


Figura 12.4 A. Fotomicrografias (coloração hematoxilina-eosina; aumento de 100x) de pulmão de *Bokermannohyla hylax* (Hylidae), evidenciando cortes transversais de nematoides com estruturas compatíveis a *Rhabdias* sp. e ausência de resposta inflamatória. B. Rim de *Bokermannohyla hylax* com ocorrência de myxozoários no interior de túbulos. C. Bexiga de *Hypsiboas pardalis* (Hylidae) com presença de *Acanthocephala* associado à exsudação inflamatória, caso de cistite parasitária. (Fotos: Cátia D. Paula)

ainda não temos um panorama geral do que pode estar causando malformações em anfíbios da fauna regional. No Brasil, conhecemos alguns casos, sendo o mais intrigante o da população de sapo-cururu (*Rhinella jimi*: Bufonidae) introduzida em Fernando de Noronha. Nesta população, metade dos indivíduos apresenta malformações externas, incluindo casos de completa ausência de olhos. É a população no mundo que apresenta maior taxa de malformação já registrada, incluindo tipos de malformação reconhecidos pela primeira vez⁴³. As malformações mais comuns são observadas nos membros e dígitos, geralmente sua ausência; no entanto, ainda existem muitos tipos de malformação não descritos. Por exemplo, em uma colheita recente registramos um indivíduo adulto da rã-cachorro (*Physalaemus cuvieri*: Leiuperidae) com microftalmia (Figura 12.5). Até onde sabemos, este é o primeiro registro deste tipo de malformação. Girinos também são encontrados na natureza com malformações na cauda ou em outras regiões corpóreas⁴⁵. Como em muitos casos, a causa do problema continua desconhecida.

Albinismo e outros tipos de alteração de coloração

O albinismo (Figura 12.6), que deve estar ligado à presença de genes recessivos (*alb*) na condição homozigótica⁴⁶, não é muito comum na natureza, pois indivíduos albinos estão mais propensos à predação (dado que perdem o caráter mimético ou aposemático da coloração dorsal), podem apresentar problemas sistêmicos (como escoliose nos girinos e atraso do tempo para metamorfose) ou, ainda, esta condição pode ser letal⁴⁷. Assim, foi sugerido que o albinismo seria mais comum em espécies noturnas ou fossoriais, pois assim não chamariam atenção de possíveis predadores visualmente orientados⁴⁸. Embora não conhecemos registros de albinismo para espécies diurnas (Tabela 12.3), essa hipótese parece difícil de ser confirmada para anfíbios, pois a vasta maioria das espécies é, de fato, noturna.

Em uma revisão não muito exaustiva, encontramos casos de albinismo em mais de 20 espécies de 12 diferentes famílias de cinco continentes (Tabela 12.3). Assim, o albinismo ocorre de maneira generalizada em Anura. Apesar disso, aparentemente, é comum serem registrados casos de albinismo para indivíduos da família Ranidae (Tabela 12.3; observação pessoal). Essa observação poderia indicar alguma tendência filogenética ligada à prevalência do albinismo. No entanto, os estudos que relataram os casos de albinismos não apresentaram dados sistematizados comparativos e, até o momento, não existem estudos experimentais que possam reforçar ou refutar tal hipótese.

Além do albinismo, algumas espécies podem ainda apresentar outras alterações de coloração não ligadas ao polimorfismo natural^{8,66}, que podem estar relacionadas com disfunções ou deformidades. Por exemplo, indivíduos da população anômala de *Rhinella jimi*, de Fernando de Noronha, podem, apresentar uma despigmentação dorsal parcial⁴³. Outro caso foi observado para a perereca-verde, *Hypsiboas albomarginatus* (Hylidae), que, em um indivíduo anômalo, apresentou manchas brancas por todo o dorso, alterando o padrão normal da espécie (Figura 12.7). Apesar disso, o indivíduo aparentava estar saudável e apto para reprodução, já que estava em atividade de vocalização.



Figura 12.5 Macho adulto de *Physalaemus cuvieri* (Leiuperidae) apresentando microftalmia do olho direito em vista frontal (A), lateral direita evidenciando o olho reduzido (B) e lateral esquerda evidenciando olho com tamanho normal (C). (Fotos: Luís Felipe Toledo)



Figura 12.6 Adulto albino de *Lithobates palmipes* (Ranidae). (Foto: Olívia G. S. Araújo)

Emergências

As emergências em anfíbios geralmente resultam de trauma, infecção, deficiência metabólica, intoxicação ou alteração ambiental rápida e inapropriada. Primeiramente, deve-se verificar se as vias respiratórias estão livres e se o paciente apresenta hemorragia. Após se certificar de que não há perda de sangue, deve-se acompanhar a respiração, tanto a frequência como a profundidade. A maneira mais fácil de administrar oxigênio é aumentando os níveis de oxigênio no ambiente ou na água. Doxapram (5 mg/kg) pode ser usado via IM ou IV para estimular a respiração. Raramente se pode medir o pulso em anfíbios, mas podem-se aferir os batimentos cardíacos pela observação do batimento apical ou com o uso de Doppler. Se não há batimento cardíaco, pode-se aplicar epinefrina endotraqueal e compressão cardíaca. Se o batimento cardíaco está presente, mas lento, pode-se utilizar 0,03 mg/kg de atropina IM. O colapso é comum em anfíbios que sofreram trauma, desidratação ou septicemia. O tratamento inclui fluidoterapia agressiva, oxigenoterapia e corticoides injetáveis como prednisona. Em um animal que sofreu colapso agudo ou neurológico, pode-se utilizar gliconato de cálcio, complexo B e dextrose. Se há suspeita de intoxicação por organofosforado, o uso de atropina pode ajudar²⁰.

Tratamentos

Muitos equipamentos e procedimentos utilizados na medicina de anfíbios são similares aos dos outros grupos de animais com apenas algumas modificações. Micropipetas são ideais para o tratamento tópico e medicação oral em animais extremamente pequenos (< 10 g). Tubos endotraqueais para pequenos pacientes podem ser feitos utilizando-se cateter IV utilizado em mamíferos. Agulhas podem ser utilizadas como cateter intraósseo. É necessária uma balança com acurácia de 0,1 g para pesagem e monitoramento apropriado de alterações de peso durante o tratamento. A diluição de medicamentos em geral é necessária, e diluentes comumente utilizados devem estar disponíveis; por exemplo, a ivermectina deve ser

Tabela 12.3 Casos de albinismo em anuros, fase do desenvolvimento e continente de origem da espécie. Baseado em uma revisão preliminar.

Espécie	Estágio de desenvolvimento	Continente	Referência
Alytidae			
<i>Alytes cisternasii</i>	Girino e adulto	Europa	49
<i>Alytes dickhilleni</i>	Adulto	Europa	50
<i>Alytes obstreticans</i>	Adulto	Europa	51
<i>Discoglossus pictus</i>	Girino	África e Europa	52
<i>Discoglossus pictus</i>	Adulto	África e Europa	53
<i>Discoglossus sardus</i>	Girino	Europa	54, 55
Bufonidae			
<i>Anaxyrus americanus</i>	Adulto	América do Norte	56
<i>Anaxyrus fowleri</i>	Não informado	América do Norte	57
<i>Melanophryniscus montevidensis</i>	Girino	América do Sul	58
Ceratophryidae			
<i>Ceratophrys cranwelli*</i>	Adulto	América do Sul	59
Dicroglossidae			
<i>Euphlyctis cyanophlyctis</i>	Girino e Imago	Ásia	60
Hylidae			
<i>Hypsiboas semilineatus</i>	Girino	América do Sul	61
<i>Pseudacris triseriata</i>	Adulto	América do Norte	62
<i>Trachycephalus mesophaeus</i>	Girino	América do Sul	63
Leptodactylidae			
<i>Leptodactylus latrans</i>	Girino	América do Sul	64
Microhylidae			
<i>Elachistocleis carvalhoi</i>	Adulto	América do Sul	47
Pipidae			
<i>Xenopus laevis*</i>	Adulto	África	65
Racophoridae			
<i>Rhacophorus schlegelii</i>	Adulto	África	66
Ranidae			
<i>Lithobates catesbeianus*</i>	Adulto	América do Norte	Observação pessoal
<i>Lithobates catesbeianus*</i>	Girino	América do Norte	Observação pessoal
<i>Lithobates catesbeianus</i>	Adulto	América do Norte	Observação pessoal
<i>Lithobates catesbeianus</i>	Girino	América do Norte	67
<i>Lithobates palmipes</i>	Adulto	América do Sul	47
<i>Lithobates pipiens</i>	Girino	América do Norte	68
<i>Pelophylax nigromaculatus</i>	Adulto	Ásia	69
<i>Rana boylei</i>	Adulto	América do Norte	70
<i>Rana cascadae</i>	Girino	América do Norte	71
<i>Rana temporária</i>	Adulto	Europa	72, 73
Pyxicephalidae			
<i>Tomopterna cryptotis</i>	Adulto	África	74
Scaphiropodidae			
<i>Scaphiopus holbrookii</i>	Não informado	América do Norte	75

*ex-situ.



Figura 12.7 Indivíduo adulto de *Hypsiboas albomarginatus* com coloração normal (A) e anômala de causa desconhecida (B). (Fotos: Luís Felipe Toledo)

diluída em propilenoglicol para se obter uma suspensão uniforme. Luvas livres de talco devem ser usadas quando se for manipular os anfíbios, para ajudar a proteger a pele destes. As luvas devem ser umedecidas antes da contenção do animal. Lupas de cabeça, oftalmoscópio ou lupas manuais permitem um exame mais detalhado dos animais diminutos. Para a abertura da boca do animal para exame ou medicação, pode-se utilizar um cartão plástico ou material equivalente²¹.

Administração de medicamentos

Os medicamentos são mais comumente administrados pelas vias tópica, oral, intramuscular ou nos sacos linfáticos. A medicação tópica é um método válido para aplicar certas medicações sistêmicas, principalmente em animais pequenos e com a pele mais fina. Em algumas espécies de animais, como as da família Bufonidae, em especial as dos gêneros *Amietophrynus*, *Bufo* e *Rhinella*, o método pode não ser tão eficiente, devido à

espessura mais grossa da pele. A medicação pode ser administrada na água por meio de banhos ou “mergulhos” em espécies com pele mais permeável. Deve-se sempre observar se não há qualquer sinal de desconforto no animal ou alterações da coloração da pele. A administração da dose apropriada, seja oral ou tópica, em pequenas espécies geralmente requer o uso de uma micropipeta. As medicações intramusculares são administradas nos membros torácicos ou pélvicos (Figura 12.2, H). A questão do sistema porta renal ainda não foi esclarecida. As vias intracelomática e endolinfática são mais utilizadas para

grandes volumes, como nos casos de reposição de líquidos. Deve-se sempre avaliar qual a melhor via a ser utilizada, de acordo com o tamanho e as condições do paciente, números de animais a serem tratados, habilidade de quem vai fazer o tratamento, a farmacocinética do medicamento e o volume. O álcool e componentes que contenham iodo nunca devem ser usados na pele do anfíbio. O ideal antes de aplicar uma injeção é a limpeza da pele com o uso de solução salina estéril.

Os principais medicamentos e doses utilizadas em anfíbios estão descritos na Tabela 12.4.

Tabela 12.4 Principais medicamentos utilizados em anfíbios.

Droga	Indicação	Dose	Frequência	Via	Referência
Antibióticos					
Amicacina	Antibiótico de amplo espectro	5 mg/kg	1 vez/dia ou a cada 48 h	IM, SC, ICe	20
Ceftazidima	–	20 mg/kg	1 a 4 vezes/dia	IM	20
Cloranfenicol	–	50 mg/kg	1 vez/dia ou 3 vezes/dia	IM SC, ICe ou tópico	20
		20 mg/ℓ	Trocar água diariamente	–	15
Ciprofloxacino	–	6,7 mg/ℓ	1 vez/dia, por 7 dias	Banhos de 6 a 8 h	20
		10 mg/kg	1 vez/dia	VO	15
Doxiciclina	Clamidiose	10 a 50 mg/kg	1 vez/dia	VO	18
Enrofloxacino	Antibiótico de amplo espectro	5 a 10 mg/kg	1 vez/dia, por 7 dias	IM, SC, VO ou tópico	20, 21
Gentamicina	–	2 a 4 mg/kg	A cada 72 h – 4 tratamentos	IM	20
		1 mg/ℓ	1 vez/dia	Banhos de 8 h	20
	Pode ser tóxico	1,3 mg/ℓ	1 vez/dia, por 7 dias	Banhos de 1 h	15, 20
	Infecções oculares	2 mg/mℓ	–	Tópico	15
Metronidazol	Infecções por agentes anaeróbios	50 mg/kg	1 vez/dia, por 3 dias	VO	15, 20
	Infecções por agentes anaeróbios	60 mg/kg	1 vez/dia, por 3 dias	Tópico	15
	Infecções por agentes anaeróbios	10 mg/kg	1 vez/dia, por 2 dias	IV	15
	Infecções anaeróbias	50 mg/ℓ	No banho, a cada 24 h	Banho	15
	Diarreia crônica	10 mg/kg	1 vez/dia, por 5 a 10 dias	VO	15
	Diarreia crônica	12 mg/kg	1 vez/dia	Tópico	15
Nitrofurazona	–	10 a 20 mg/ℓ	1 vez/dia	Banho	20
Oxitetraclina	–	50 mg/kg	–	VO	20
		100 mg/ℓ	1 vez/dia	Banhos de 1 h	20
Piperacilina	–	100 mg/kg	1 vez/dia	IM	18
Tetraciclina	–	50 mg/kg	2 vezes/dia	VO	15
		150 mg/kg	1 vez/dia, por 5 a 7 dias	VO	15
Trimetoprima/Sulfadiazina	–	15 a 20 mg/kg	A cada 48 h	IM	15
Antifúngicos					
Anfotericina B	<i>Mucor</i> spp.	1 mg/kg	1 vez/dia, por 14 a 28 dias	ICe	20
Cloridrato de benzalcônio	<i>Basidiobolus</i> spp. Saprolegniose	2 mg/ℓ	1 vez/dia, 3 tratamentos	Banhos de 1 h	15, 20
Fluconazol	–	60 mg/kg	1 vez/dia	VO	15
Itraconazol	Chytridiomicose	2 mg/kg	1 vez/dia, por 14 a 28 dias	VO	20
		10 mg/kg	1 vez/dia	VO	15
	Quitridiomicose	0,01%	1 vez/dia, por 11 dias	Banhos de 5 min	15
Cetoconazol	Quitridiomicose	10 a 20 mg/kg	1 vez/dia, por 14 a 28 dias	VO	20
Verde malaquita	Saprolegniose	0,2 mg/ℓ	1 vez/dia	Banhos de 1 h	20
Miconazol	Micoses sistêmicas	5 mg/kg	1 vez/dia, por 14 a 28 dias	ICe	15
Nistatina creme	Micoses cutâneas	1%	–	Tópico	15
Antiparasitários					
Cloreto de sódio	Ectoparasitas protozoários	6 g/ℓ	1 vez/dia, por 3 a 5 dias	Banhos de 5 a 10 min	15

(continua)

Tabela 12.4 Principais medicamentos utilizados em anfíbios. (continuação)

Droga	Indicação	Dose	Frequência	Via	Referência
Febendazol	Infecções por nematódeos	100 mg/kg	1 dose e repetir após 14 dias	VO	20
		50 mg/kg	1 vez/dia, por 3 a 5 dias e repetir uma vez	VO	20
Ivermectina	Nematódeos	0,2 a 0,4 mg/kg	1 dose e repetir em 14 dias	VO	20
Levamisol	Nematódeos	10 mg/kg	1 dose e repetir em 14 dias	IM ou ICe	20
Metronidazol	Flagelados	10 mg/kg	1 vez/dia, por 5 a 10 dias	VO	20
	Entamebíase	100 a 150 mg/kg	A cada 14 a 21 dias	VO	20
	Entamebíase	50 mg/kg	1 vez/dia, por 3 dias	VO	20
Oxitetraciclina	Protozoários	25 mg/kg	1 vez/dia	SC, IM	15
	Protozoários	50 mg/kg	2 vezes/dia	VO	15
	Protozoários	1 g/kg	7 dias	Alimentação	15
Permanganato de potássio	Ectoparasitas protozoários	7 mg/l	1 vez/dia	Banhos de 5 min	15
Piperazina	Nematódeos	50 mg/kg	1 dose e repetir em 2 semanas	VO	15
Praziquantel	Trematódeos e cestódeos	8 a 24 mg/kg	1 dose e repetir após 14 dias	VO, SC, ICe	15
	Trematódeos e cestódeos	10 mg/l	1 dose e repetir a cada 7 a 21 dias	Banho	15
Sulfadiazina	Coccidiose	132 mg/kg	1 vez/dia	–	15
Sulfametazina	Coccidiose	1 g/l	Trocar solução diariamente	Banho	15
Tetraciclina	Protozoários	50 mg/kg	2 vezes/dia	VO	15
Tiabendazol	Nematódeos gastrintestinais	50 a 100 mg/kg	1 dose e repetir a cada 14 dias conforme necessário	VO	15
	Dermatite causada por parasita	100 mg/l	Repetir em 2 semanas	Banho	15
Trimetoprima e sulfametoxazol	Coccídio – baixa taxa de sucesso	15 mg/kg	1 vez/dia até 21 dias	VO	20
Outros					
Alopurinol	–	10 mg/kg	1 vez/dia	VO	18
Atropina	Baixo ritmo cardíaco	0,03 mg/kg	–	IM	21
Atropina	Intoxicação por organofosforado	0,1 mg/kg	Observar necessidade	SC, IM	21
Doxapram	Estimulante respiratório	5 mg/kg	Observar necessidade	IM, IV	21
Epinefrina 1:1000	Parada cardíaca	0,2 a 0,5 ml	Observar necessidade	IM, IV, ICe, IC	21
Glubionato de cálcio	Hiperparatireoidismo nutricional secundário	1 ml/kg	1 vez/dia, por 30 dias	VO	20
Gluconato de cálcio 2,3%	Hiperparatireoidismo nutricional secundário	Banho por 1 a 2 h	1 vez/dia	Banho	20
Gluconato de cálcio 10%	Hiperparatireoidismo nutricional secundário com tetania e/ou <i>bloating</i> GI	100 mg/kg	1 vez/dia ou 3 vezes/dia	IM, IV, SC ou ICe	20
Vitamina B1/Tiamina	Sinais neurológicos	25 a 100 mg/kg	–	VO	20
Vitamina B1/Tiamina	Sinais neurológicos	25 a 100 mg/kg	–	IM, ICe	21
Complexo vitamina B	Sinais neurológicos ou <i>Spindly leg</i>	0,26 ml/l	–	Banho	20, 21
Vitamina D3	Hiperparatireoidismo nutricional secundário	2 a 3 IU/ml	–	Banhos contínuos	15
Vitamina E		200 IU/kg	–	Alimentação	15
	Esteatite	1 mg/kg	A cada 7 dias	VO, IM	15

ICe = intracelomática; IM = intramuscular; IV = intravenosa; SC = subcutânea; VO = via oral.

Fluidoterapia

A taxa de perda de água pela pele dos anfíbios é muito maior do que nos outros vertebrados terrestres; portanto, a fluidoterapia é muito importante. Diferentemente dos outros vertebrados, é possível realizar fluidoterapia transdermal. A administração tópica de fluidos deve ser sempre a primeira opção para reidratação e manutenção, e pode ser utilizada concomitantemente com métodos mais diretos em casos graves. Deve-se tomar muito cuidado com os animais debilitados

ou paralíticos, pois a boca e as narinas podem ficar submersas e ocorrer a aspiração de fluidos.

Ainda não se conhece o fluido ideal para ser utilizado em anfíbios. Os principais fluidos utilizados em anfíbios estão descritos na Tabela 12.5. Uma dose inicial pode ser administrada em *bolus* (5 a 10 mg/kg, IO ou IV). Em animais muito debilitados, nos quais não é possível a hidratação somente pela pele, pode-se utilizar adicionalmente uma dose de 10 a 20 ml/kg via intracelomática ou nos sacos linfáticos. As injeções subcutâneas

Tabela 12.5 Principais soluções utilizadas para fluidoterapia em anfíbios.

Categoria	Nome	Ingredientes	Referência
Hipotônica	Salina 0,6%	—	14
	Solução de Steinberg	3,4 g de NaCl, 0,05 g de KCl, 0,05 g de CaCl ₂ , 0,205 g de MgSO ₄ , 0,56 g Tris em 1 ℓ de água destilada	14
Isotônica	Água sem cloro	—	14
	Solução de lactato de Ringer e dextrose a 5%	Quatro partes de solução de lactato de Ringer e uma parte de dextrose a 5%	14
	Ringer de répteis	Uma parte de lactato de Ringer e uma parte de dextrose a 2,5% em NaCl a 0,45%	21
	Ringer de anfíbios	6,6 g NaCl, 0,15 g KCl, 0,15 g de CaCl ₂ , 0,2 g NaHCO ₃ em 1 ℓ de água destilada	14
Hipertônica	Solução de Whitaker-Wright a 5%	5 mℓ de solução estoque* e 95 mℓ de água destilada	14
	Solução de Whitaker-Wright a 10%	10 mℓ de solução estoque* e 90 mℓ de água destilada	14

Solução estoque de Whitaker-Wright: 113 g NaCl, 8,6 g MgSO₄, 4,2 g CaCl₂, 1,7 g KCl em 1 ℓ de água destilada. Uso de base de Tris (7,4) para ajustar pH para 7 a 7,3.

em anfíbios são, na verdade, endolinfáticas (sacos linfáticos) e são apropriadas para a administração de fluidos. A via intra-óssea pode ser realizada nas patas traseiras, através da inserção de uma agulha na tíbia-fíbula ou no fêmur. Fluidoterapia oral também pode ser administrada, mas não é a via de eleição.

Mesmo as espécies estritamente aquáticas também requerem fluidoterapia. Em animais criticamente enfermos, ou com doenças cutâneas graves, os mecanismos de conservação de eletrólitos e a excreção de fluidos podem falhar, levando ao aumento da entrada de fluidos que geralmente incorrem em excesso de líquidos no organismo e perda de eletrólitos. Nestes casos, é necessário colocar o animal em uma solução isotônica.

Suporte nutricional

O suporte nutricional é crítico em anfíbios debilitados. Nos estágios iniciais da recuperação é recomendável o uso de alimentação forçada em forma líquida ou gel. Anfíbios adultos são geralmente carnívoros/insetívoros e devem ser alimentados com uma quantidade moderada a alta de proteína. Sugere-se o uso da dieta Hill's A/D²⁰. No Brasil ainda não há dietas específicas no mercado; na Tabela 12.6 seguem as opções que podem ser importadas. A alimentação ideal deve ser feita em quantidade equivalente a 1% do peso vivo (10 mℓ/kg). À medida que o animal melhora, pode haver aumento para 2 a 3% do peso vivo (20 a 30 mℓ/kg), diariamente ou em dias alternados. Assim que os animais estiverem melhores, pode-se oferecer presas vivas.

► Medicina veterinária preventiva

▪ Quarentena

A quarentena é uma importante medida para prevenir a introdução de patógenos em uma população já estabelecida. Todos os animais devem entrar e sair da quarentena ao

mesmo tempo. O tempo mínimo de quarentena indicado para anfíbios é de 30 dias, mas esta pode chegar a 60 até 90 dias, dependendo dos riscos e dos objetivos. Para serem liberados da quarentena, os animais devem passar por detalhados exames clínico e laboratorial. Quando o grupo em quarentena for muito grande, os exames podem ser feitos por meio de amostragem (10 a 30% dos animais)²⁸.

O quarentenário deve ser isolado do resto da coleção e deve ser realizado um fluxo de trabalho, de maneira que, quando não há um tratador designado somente para essa área, que essa seja feita por último. Os equipamentos e as vestimentas devem ser exclusivos do quarentenário. Recomenda-se o uso de instalações que sejam fáceis de serem limpas. Os dejetos, resíduos ou água residual da quarentena podem ser uma fonte de infecção para populações de anfíbios de vida livre. Devem ser adotados protocolos para assegurar que esses dejetos não entrem em contato com ecossistemas locais ou animais que estejam fora do quarentenário²⁸.

▪ Limpeza e desinfecção

Cativeiro

A limpeza e desinfecção correta de uma grande variedade de equipamentos, viveiros e até mesmo da água é essencial para a adequada biossegurança e controle de doenças infecciosas, tanto em vida livre quanto em cativeiro. Não há um único método ou tipo de desinfetante que funcionará para todos os patógenos. Deve-se selecionar cuidadosamente o tipo de desinfecção que se irá realizar de acordo com as diferentes situações. Além disso, é importante a concentração ideal e tempo de contato que os desinfetantes devem ter para agirem de modo adequado. Não se deve esquecer também do impacto ambiental causado pelo desinfetante. Na Tabela 12.7 há os principais meios de desinfecção utilizados para anfíbios²⁸.

Tabela 12.6 Suporte nutricional para anfíbios²¹.

Produto	Proteína (%)	Gordura (%)	Fibras (%)	Calorias
Mazuri Amphibian & Carnivorous Reptile Gel	55	15	1	3,2 kcal/g
Mazuri Insectivore Diet	28	12	13	3,2 kcal/g
CliniCare Feline/Canine	8,2 (mínimo)	5,1 (mínimo)	0,05 (máximo)	1 kcal/mℓ
Hill's Canine/Feline a/d	8,5 (mínimo)	5,2 (mínimo)	0,5 (máximo)	1,1 kcal/g

Tabela 12.7 Principais métodos de desinfecção para anfíbios²⁷.

Categoria	Substância	Concentração	Tempo	Agente	Utilidade
Químicos	Etanol	70%	1 min	Quitridio	Desinfecção de instrumentos
			2 h	Ranavírus	
	Clorexidina	0,75 a 2%	1 min	Ranavírus	Desinfecção de equipamentos, viveiros, calçados e roupas
	Hipoclorito de sódio	1%	1 min	Quitridio	
Físicos	Dissecação	3%	1 min	Ranavírus	
			> 3 h	Quitridio	
	Calor	60°C	15 min	Quitridio/Ranavírus	
		37°C	4 h	Quitridio	

A limpeza e a desinfecção dos viveiros vão depender das espécies, número de animais, tipo de viveiro, tipos de substrato e sistema de filtros. Diariamente, pode-se remover fezes visíveis ou itens alimentares que não foram consumidos. Os substratos descartáveis devem ser trocados todos os dias ou em dias alternados. Substratos orgânicos devem ser descartados após o uso e não utilizados em outros viveiros. A frequência da troca de água depende dos parâmetros já citados, que devem ser monitorados constantemente. A desinfecção do viveiro deve ser realizada quando há troca dos substratos, na ocorrência de enfermidade ou antes de se colocar novos animais em viveiros previamente utilizados. Os desinfetantes devem ser muito bem enxaguados para que não haja intoxicações. Os equipamentos devem ser desinfetados entre o uso de um viveiro e outro ou pode-se separar um equipamento para cada viveiro, o que facilita bastante o fluxo do trabalho²⁸.

Campo

Existe a possibilidade de haver o translocamento de patógenos de anfíbios para novas localidades, como resultado do deslocamento dos pesquisadores entre as áreas. Há algumas medidas que podem reduzir o risco desta transmissão: definir equipes diferentes para cada local; utilizar equipamentos descartáveis; realizar a desinfecção dos equipamentos entre diferentes áreas; utilizar luvas descartáveis (idealmente de plástico) para cada um dos animais manipulados, mesmo dentro da mesma área; e evitar o armazenamento de diversos animais no mesmo *container* ou reutilizá-lo sem desinfecção prévia²⁸.

► Agradecimentos

Agradecemos ao médico-veterinário Xavier Valls Badia e a Olívia Gabriela dos Santos Araújo por cederem gentilmente algumas das figuras utilizadas. Luís Felipe Toledo agradece à Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) por financiamentos e bolsas de estudo. Cátia Dejuste de Paula agradece ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), FAPESP e Amphibian Ark por financiamentos.

► Referências bibliográficas

1. FROST, D. R. *Amphibian species of the World: an online reference. Version 5.5*. American Museum of Natural History New York, USA. Electronic Database. Disponível em <http://research.amnh.org/vz/herpetology/amphibia/>. Acesso em 31 jan. 2011.
2. MACIEL, A. O.; MOTT, T.; MARINUS, S. H. A second species of *Brasilotyphlus* (Amphibia: Gymnophiona: Caeciliidae) from Brazilian Amazonia. *Zootaxa*, v. 2226, p. 19-27, 2009.
3. FARIA, H. A. B.; MOTT, T. Geographic distribution of caecilians (Gymnophiona, Amphibia) in the state of Mato Grosso, Brazil with a new state record for *Caecilia mertensi* Taylor, 1973. *Herpetology Notes*, v. 4, p. 53-56, 2011.
4. JARED, C.; ANTONIAZZI, M. M. O admirável mundo das cobras-cegas. *Scientific American*, v. 78, p. 1-6, 2008.
5. HADDAD, C. B. F.; PRADO, C. P. A. Reproductive modes in frogs and their unexpected diversity in the Atlantic forest of Brazil. *BioScience*, v. 55, p. 207-217, 2005.
6. TOLEDO, L. F.; GAREY, M. V.; COSTA, T. R. N. et al. Alternative reproductive modes of Atlantic forest frogs. *Journal of Ethology*, v. 30, n. 2, p. 331-336, mai. 2012.
7. TOLEDO, L. F.; SILVA, R. R.; HADDAD, C. F. B. Anurans as prey: an exploratory analysis and size relationships between predators and their prey. *Journal of Zoology*, n. 271, p. 170-177, 2007.
8. TOLEDO, L. F.; HADDAD, C. F. B. Colors and some morphological traits as defensive mechanisms in anurans. *International Journal of Zoology*, 2009. ID: 910892, p. 1-12, 2009.
9. TOLEDO, L. F.; SAZIMA, I.; HADDAD, C. F. B. Behavioral defenses of anurans: an overview. *Ethology, Ecology & Evolution*, v. 23, n. 1, p. 1-25, 2011.
10. WELLS, K. D. *The ecology and behavior of amphibians*. Chicago: The University of Chicago Press, 2007. 1148p.
11. HADDAD, C. F. B.; GIOVANELLI, J. G. R.; ALEXANDRINO, J. O. aquecimento global e seus efeitos na distribuição e declínio dos anfíbios. In: BUCKERIDGE, M. S. (Org.). *Biologia e mudanças climáticas no Brasil*. 1. ed. São Carlos: Rima Editora, 2008. p. 195-206.
12. ARAÚJO, M. S. et al. Using $\delta^{13}\text{C}$ stable isotopes to quantify individual-level diet variation. *Oecologia*, v. 152, p. 643-654, 2007.
13. HOFFMANN, M.; HILTON-TAYLOR, C.; ANGULO, A. et al. The impact of conservation on the status of the world's vertebrates. *Science*, v. 330, n. 6010, p. 1503-1509, 2010.
14. WRIGHT, K. W.; WHITAKER, B. R. *Amphibian medicine and captive husbandry*. 1. ed. Flórida: Krieger Publishing Company, 2001. 289p.
15. WRIGHT, K. M. Overview of amphibian medicine. In: MADER, D. R. *Reptile medicine and surgery*. 2. ed. St. Louis, Missouri: Elsevier, p. 941-971, 2006.
16. PESSIER, A. P. Cytologic diagnosis of diseases in amphibians. *Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice*, v. 10, p. 187-206, 2007.
17. PESSIER, A. P. Edematous frogs, urinary tract disease, and disorders of fluid in amphibians. *Journal of Exotic Pet Medicine*, v. 18, n. 1, p. 4-13, 2009.
18. CECIL, T. R. Amphibian renal disease. *Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice*, n. 9, p. 175-188, 2006.
19. JARED, C. et al. The Amazonian toad *Rhaebo guttatus* is able to voluntarily squirt poison from the paratoid macroglands. *Amphibia-Reptilia*, v. 32, n. 4, p. 546-549, dez. 2011.
20. HADFIELD, C. A.; WHITAKER, B. R. Emergency medicine and care. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, v. 14, n. 2, p. 79-89, 2005.
21. CLAYTON, L. A.; GORE, S. R. Amphibian emergency medicine. *Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice*, n. 10, p. 587-620, 2007.
22. STOSKOPF, M. K. Pain and analgesia in birds, reptiles, fish and amphibians. *Investigative Ophthalmology and Visual Science*, v. 35, p. 755-780, 1994.
23. STEAVENS, C. W.; KLOPP, A. J.; FACELLO, J. A. Analgesic potency of μ - and κ -opioides after systemic administration in amphibians. *Journal*

- of Pharmacology and Experimental Therapeutics, v. 269, p. 1086-1093, 1994.
24. SUCHOW, M. A.; TERRIL, L. A.; GRIDESBY, C. F. et al. Evaluation of hypothermia - induced analgesia and influence of opioid antagonists in leopard frog (*Rana pipiens*). **Pharmacology Biochemistry and Behavior**, v. 63, p. 39-43, 1999.
 25. STEPHENS, C. W.; ROTHE, K. S. Supraspinal administration of opioids with selectivity for μ -, δ - and κ -opioid receptors produces analgesia in amphibians. **European Journal of Pharmacology**, n. 331, p. 15-21, 1997.
 26. ALLENDER, M. C.; FRY, M. M. Amphibian hematology. **Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice**, v. 11, p. 463-480, 2008.
 27. TAMA CATHERS, M. A.; LEWBART, G. A.; CORREA, M. et al. Serum chemistry and hematology values for anesthetized American Bullfrog (*Rana catesbeiana*). **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 28, n. 2, p. 171-174, 1997.
 28. PESSIER, A. P.; MENDELSON, J. R. (eds.). **A manual for control of infectious diseases in amphibian survival assurance colonies and reintroduction problems**. Apple Valley: IUCN/SSC Conservation Breeding Specialist Group, 2010.
 29. BLAUSTEIN, A. R.; KIESECKER, J. M. Complexity in conservation: lessons from the global decline of amphibian populations. **Ecological Letters**, v. 5, n. 4, p. 597-608, 2002.
 30. HARP, E. M.; PETRANKA, J. N. Ranavirus in wood frog (*Rana sylvatica*): potential source of transmission within and between ponds. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 42, n. 2, p. 307-318, 2006.
 31. KIESECKER, J. M.; BLAUSTEIN, A. R.; BELDE, L. K. Complex causes of amphibian population declines. **Nature**, v. 410, n. 6829, p. 681-684, 2001.
 32. STACY, B. A.; PARKER, J. M. Amphibian oncology. **Veterinary Clinics Exotic: Animal Practice**, v. 7, p. 673-695, 2004.
 33. BLUMER, C.; ZIMMERMANN, C.; WEILENMANN, R. et al. Chlamydiae in free ranging and captive frogs in Switzerland. **Veterinary Pathology**, v. 44, n. 2, p. 144-150, 2007.
 34. CRAWSHAW, G. J. Amphibian emergency and critical care. **Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice**, v. 1, n. 1, p. 207-231, 1998.
 35. KLAPHAKE, E. Bacterial and parasitic diseases of amphibians. **Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice**, v. 12, n. 3, p. 639-648, 2009.
 36. GOODMAN, G. Oral biology and conditions of amphibians. **Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice**, v. 6, p. 467-475, 2003.
 37. KELLER, C. B.; SHILTON, C. M. The amphibian eye. **Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice**, v. 5, p. 261-274, 2002.
 38. WRIGHT, K. W. Cholesterol, corneal lipidosis, and xanthomatosis in amphibians. **Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice**, v. 6, p. 155-167, 2003.
 39. VOYLES, J. et al. Electrolyte depletion and osmotic imbalance in amphibians with chytridiomycosis. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 77, p. 113-118, 2007.
 40. TOLEDO, L. F.; BRITO, F. B.; ARAÚJO, O. G. S. et al. The occurrence of *Batrachochytrium dendrobatidis* in Brazil and the inclusion of 17 new cases of infection. **South American Journal of Herpetology**, v. 1, n. 3, p. 185-191, 2006.
 41. VIEIRA, C. A.; ALAMEIDA, C. H. L. N.; LAMBERTINI, C. et al. First record of *Batrachochytrium dendrobatidis* in Paraná, Brazil. **Herpetological Review**, v. 43, n. 1, p. 93-94, 2012.
 42. LANNON, M. **The collapse of aquatic ecosystems: malformed frogs**. California: University of California Press, 2008. 270p.
 43. TOLEDO, L. F.; RIBEIRO, R. S. The archipelago of Fernando de Noronha: an intriguing malformed toad hotspot in South America. **EcoHealth**, v. 6, p. 351-357, 2009/2010.
 44. TOLEDO, L. F. Anfíbios como bioindicadores. In: NEUMANN-LEITÃO, S.; EL-DIER, S. (Orgs.) **Bioindicadores da qualidade ambiental**. Recife: Instituto Brasileiro Pró-Cidadania, p. 196-208. 2009.
 45. SILVA, N. R.; TOLEDO, L. F. *Bokermannohyla saxicola* (NCN), *Scinax curicica* (Lanceback Treefrog), *Scinax squalirostris* (Snouted Treefrog), *Trachycephalus mesophaeus* (Golden-eyed Treefrog), and *Elachistocleis* sp. (Oval Frog). **Morphology. Herpetological Review**, v. 41, p. 333-334, 2010.
 46. BROWDER, L. W. Genetic and embryological studies of albinism in *Rana pipiens*. **J. Exp. Zool**, v. 180, n. 2, p. 149-155, 2005.
 47. TOLEDO, L. F.; SILVA, N. R.; ARAÚJO, O. G. S. Albinism in two Amazonian frogs: *Elachistocleis carvalhoi* (Microhylidae) and *Lithobates palmipes* (Ranidae). **Herpetology Notes**, v. 4, p. 145-146, 2011b.
 48. SAZIMA, I.; DI-BERNARDO, M. Albinismo em serpentes neotropicais. **Mem. Inst. Butantan**, v. 53, n. 2, p. 167-173, 1991.
 49. MÁRQUEZ, R. Sapo partero ibérico - *Alytes cisternasii*. In: SALVADOR, A. (Ed.). **Enciclopedia Virtual de los Vertebrados Españoles**. Madrid: Museo Nacional de Ciencias Naturales, 2009. Disponível em <http://www.vertebradosibericos.org> Acesso em 10/04/2012.
 50. BENAVIDES, J.; VIEDMA, A.; CLIVILLES, J.; ORTIZ, A.; GUTIÉRREZ, J. M. Dos casos de albinismo en *Alytes dickhilleni* y *Salamandra salamandra* en la Sierra de Castril (Granada). **Asociación Herpetológica Granadina. Bol. Asoc. Herpetol. Esp.**, v. 11, 2000.
 51. DIEGO-RASILLA, F. J.; LUENGO, R. M. Varios casos de albinismo en *Alytes obstetricans* (Laurenti, 1768). **Bol. Asoc. Herpetol. Esp.** v. 18, n. 92, 2007.
 52. BOULENGER, G. A. **The Tailless Batrachians of Europe**. Part I. London: Ray Society, 1897.
 53. SPADOLA, F.; INSACCO, G. Incomplete albinism in *Discoglossus pictus* (Otth, 1837). **Acta Herpetologica**, v. 5, n. 2, p. 245-253, 2010.
 54. CAPANNA, E. Osservazioni sul semialbinismo degli anfi. **Boll. Zool**, v. 34, p. 100-101, 1968.
 55. CAPANNA, E. Albinismo parziale in una popolazione insulare di *Discoglossus sardus* Tschudi. **Boll. Zool**. v. 36, p. 135-141, 1969.
 56. BRANNON, M. P. *Bufo a. americanus* (Eastern American Toad). **Leucism. Herpetol. Rev.**, v. 37, n. 3, p. 333-334, 2006.
 57. PALMER, W. M.; BRASWELL, A. L. Additional records of albinistic amphibians and reptiles from North Carolina. **Brimleyana**, v. 3, p. 49-52, 1980.
 58. MANEYRO, R.; ACHAVAL, F. *Melanophryniscus montevidensis* (Darwin's Toad). **Albino larvae. Herpetol. Rev.**, v. 35, n. 3, p. 261, 2004.
 59. PISTONI, J.; TOLEDO, L. F. Amphibian Illegal Trade in Brazil: what do we know? **South American J. Herp.** v. 5, n. 1, p. 51-56, 2010.
 60. GRAMAPUROHIT, N. P.; PHUGE, S. K. *Euphyctis cyanophlyctis* (Indian Skipped Frog). **Albinism. Herpetological Review**, v. 41, n. 4, p. 472-473, 2010.
 61. SANTOS, S. P. L.; AMORIM, F. O.; SANTOS, E. M. *Hypsiboas semilineatus* (NCN). **Albinism. Herpetological Review**, v. 41, n. 4, p. 474, 2010.
 62. CORN, P. S. Genetic and developmental studies of albino chorus frogs. **Journal of Heredity**, v. 77, p. 164-168, 1986.
 63. SAZIMA, I. An albino hylid frog, *Phrynohyas mesophaea* (Hensel). **J. Herpetol.** v. 8, n. 3, p. 264-265, 1974.
 64. RODRIGUES, A. P.; OLIVEIRA FILHO, J. C. *Leptodactylus ocellatus* (Rã-manteiga). Tadpole. **Albinism. Herpetol. Rev.**, v. 35, n. 4, p. 373, 2004.
 65. HOPERSKAYA, O. A. The development of animals homozygous for a mutation causing periodic albinism (ap) in *Xenopus laevis*. **J. Embryol. Exp. Morphol.**, v. 34, p. 253-264, 1975.
 66. HOFFMAN E. A.; BLOUIN, M. S. A review of colour and pattern polymorphisms in anurans. **Biological Journal of the Linnean Society**, v. 70, n. 4, p. 633-665, 2000.
 67. MITCHELL, J. C.; MCGRANAGHAN, L. Albinism in American bullfrog (*Rana catesbeiana*) tadpoles from Virginia. **Banisteria**, v. 25, n. 51, 2005.
 68. FEDERIGHI, H. Albinism in *Rana pipiens* (Shreber). **Ohio J. Sci.** v. 38, n. 1, p. 37-40, 1938.
 69. TAZAWA, I.; OKUMOTO, H.; KASHIWAGI, A. Skin pigmentary variants in *Rana nigromaculata*. **Journal of Clinical Biochemistry and Nutrition**, v. 38, n. 3, p. 195-203, 2006.
 70. NORMAN, R. B. Concerning an albino Foothill Yellow-legged Frog, *Rana boylei* (Amphibia, Anura, Ranidae), from red cap creek drainage, Humboldt county, California. **Bull. Chicago Herp. Soc.**, v. 37, n. 1, p. 2-3, 2002.
 71. MCCREARY, B. *Rana cascadae*. **Albinism. Herpetol. Rev.**, v. 39, n. 1, p. 79-80, 2008.
 72. SMALLCOMBE, W. A. Albinism in *Rana temporaria*. **J. Genetics.**, v. 49, n. 3, p. 286-290, 1949.
 73. WILLIAMS, G. E. An albino specimen of the common frog. **Nature**, v. 183, n. 1408, 1959.
 74. WOJNOWSKI, D.; MALONZA, P. K.; NGASIKE, J. T. *Tomopterna cryptotis* (Cryptic Sand Frog). **Albinism. Herpetol. Rev.**, v. 41, n. 4, p. 482, 2010.
 75. JOHNSTON, G. R. *Scaphiopus holbrookii holbrookii*. **Albinism. Herpetol. Rev.**, v. 37, n. 2, p. 211-212, 2006.