

ANEXO I

Répteis (exceto serpentes) mantidos em instalações de instituições de ensino ou pesquisa científica

Anfíbios e Répteis sob condições *ex situ*

1. Introdução

A manutenção *ex situ* de anfíbios e répteis no Brasil pode ter diversas finalidades, tais como pesquisa científica, educação ambiental, ensino, conservação, triagem, reabilitação e até mesmo comercial. Assim, instituições com diferentes escopos e estruturas podem ser mantenedoras desses grupos de animais. Contudo, independente da finalidade ou das condições da instituição, os cuidados básicos na manutenção de répteis e anfíbios devem seguir determinadas regras, atendendo alguns requisitos mínimos para promover o bem-estar desses animais durante sua permanência *ex situ*, seja ela temporária ou definitiva. Caso o mantenedor ou pesquisador não tenha condições de atender tais requisitos, não se recomenda manter esses animais em cativeiro.

Anfíbios e répteis são animais com características particulares quanto à anatomia, comportamento e fisiologia, as quais direcionarão o manejo adequado. Embora apresentem características muito distintas entre si, alguns hábitos apresentados pelos anfíbios e répteis fazem com que os estudos em campo desses animais sejam comumente realizados em conjunto, constituindo-os em um grupo chamado herpetofauna. Esse grupo possui uma alta diversidade de espécies e, embora existam práticas gerais recomendadas para o manejo desses animais, é necessário conhecer a biologia de cada espécie que pretende-se trabalhar e levar em consideração o comportamento individual, o qual pode variar. Sendo assim, o objetivo do presente capítulo é apresentar os requisitos mínimos para o manejo de anfíbios e répteis em condições *ex situ*, fornecendo o embasamento geral para que técnicos, mantenedores e pesquisadores adotem práticas adequadas e éticas aos animais sob seus cuidados. Os principais componentes para propiciar o bem-estar animal e diminuir condições estressantes em cativeiro são dieta e condições ambientais e estruturais apropriadas para que o animal possa expressar ao máximo seu comportamento natural. O manejo adequado implica em resultados de pesquisa confiáveis, em sucesso reprodutivo para a conservação e no avanço do conhecimento sobre a biologia e comportamento das espécies. Sendo assim, utilizando-se das regras básicas de manutenção que serão abordadas ao longo

35 deste capítulo, além de cumprir o papel ético do ser humano em relação ao animal,
36 o objetivo da manutenção, de acordo com cada instituição, terá maior chance de ser
37 atingido.

38 **2. Legislação vigente pertinente à pesquisa científica, ensino e uso** 39 **e manejo da fauna silvestre em cativeiro**

40 Para o uso e manutenção de fauna silvestre em cativeiro exigências legais
41 devem ser cumpridas. Como a finalidade da manutenção dependerá do objetivo de
42 cada instituição cabe ao profissional identificar qual norma é aplicável às diferentes
43 atuações.

44 - **Lei nº 11.794 de 08 Outubro de 2008:** estabelece procedimentos para o
45 uso científico de animais e cria o Conselho Nacional de Controle de Experimentação
46 Animal (CONCEA). É indispensável a constituição prévia de Comissões de Ética no
47 Uso de Animais (CEUAs) para o credenciamento das instituições com atividades de
48 ensino ou pesquisa com animais. Projetos de ensino ou pesquisa devem,
49 obrigatoriamente, passar por avaliação e aprovação de uma CEUA, a qual
50 implementa as normas de controle da experimentação animal editadas pelo
51 CONCEA.

52 - **Lei Complementar nº 140, de 8 de dezembro de 2011:** fixa normas para a
53 cooperação entre a União, os Estados, o Distrito Federal e os Municípios nas ações
54 administrativas decorrentes do exercício da competência comum à proteção
55 ambiental. Uma das ações que passa a ser também de responsabilidade dos
56 Estados é o controle da apanha de espécimes da fauna silvestre, ovos e larvas
57 destinadas à implantação de criadouros e à pesquisa científica e aprovar o
58 funcionamento de criadouros da fauna silvestre. Assim, a manutenção da fauna
59 silvestre em cativeiro prevista para mais de 24 meses é obtida através de
60 determinações dos órgãos estaduais do Meio Ambiente, onde os mesmos podem
61 oficializar um Acordo de Cooperação envolvendo o Governo Estadual e o Instituto
62 Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA).

63 - **Instrução Normativa ICMBio nº 03, de 01 de setembro de 2014:**
64 normatiza o Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (**SISBio**), pelo
65 qual o pesquisador solicita autorização para atividades que envolvem a coleta e
66 transporte de material biológico, assim como a manutenção temporária de
67 espécimes de fauna silvestre em cativeiro (até 24 meses) para fins científicos ou
68 didáticos. O pesquisador responsável deverá realizar o cadastro no sistema SISBio,

69 juntamente com a instituição ao qual está vinculado. Caso considerar necessário, o
70 ICMBio poderá solicitar o posicionamento do Comitê de Ética.

71 - **Resolução Normativa CONCEA nº 19, de 25 de novembro de 2014:**
72 regula a vinculação de centros públicos ou privados que realizam procedimentos em
73 animais vivos em atividades de ensino, extensão, capacitação, treinamento,
74 transferência de tecnologia, ou quaisquer outras com finalidade didática, ao sistema
75 legal que regula o funcionamento do CONCEA.

76 - **Instrução Normativa IBAMA nº 07, de 30 de abril de 2015:** institui e
77 normatiza as categorias de uso e manejo da fauna silvestre em cativeiro, definindo
78 condições específicas, considerando espécies, medidas administrativas e de
79 infraestrutura. O processo de autorização e de fiscalização possui algumas etapas e
80 é realizado por meio do Sistema Nacional de Gestão da Fauna Silvestre (**SisFauna**)
81 ou de acordo com o órgão ambiental de cada Estado. No caso do Estado de São
82 Paulo, tal processo é realizado por meio do Sistema Integrado de Gestão da Fauna
83 Silvestre (**GEFAU**), instituído pela Resolução SMA nº 92/2014.

84 - **Lei nº 13.123 de 20 de maio de 2015:** dispõe sobre o acesso ao patrimônio
85 genético, sobre a proteção e o acesso ao conhecimento tradicional associado e
86 sobre a repartição de benefícios para conservação e uso sustentável da
87 biodiversidade, incluindo espécies e populações mantidas sob condições *ex situ*.
88 Essa Lei cria o Sistema Nacional de Gestão do Patrimônio Genético e do
89 Conhecimento Tradicional Associado (**SisGen**), para o qual é necessário o
90 cadastramento obrigatório, de todas as pesquisas, experimentais ou teóricas,
91 realizadas com o patrimônio genético brasileiro.

92 - **Resolução Normativa CONCEA nº 37 de 15 de fevereiro de 2018:** Baixa
93 a diretriz que se refere aos procedimentos de eutanásia realizados em animais
94 incluídos em atividades de ensino ou de pesquisa científica.

95 - **Resolução CONAMA nº 487 de 15 de maio de 2018:** define padrões de
96 marcação de animais silvestres. Todos os animais mantidos em razão de uso e
97 manejo em cativeiro deverão estar devidamente marcados.

98 - **Resolução CONAMA nº 489 de 26 de outubro de 2018:** é responsável
99 por definir as categorias de atividades ou empreendimentos (criadouro científico,
100 conservacionista, zoológico etc.) e determinar medidas gerais para a autorização de
101 uso e manejo, em cativeiro, da fauna silvestre e da fauna exótica.

102 3. Manejo e bem-estar

103 O manejo de anfíbios e répteis em cativeiro é desafiador, uma vez que o
104 comportamento desses animais não é muito bem compreendido. Além disso, sinais
105 de dor, estresse e de doenças não são facilmente reconhecidos e/ou diagnosticados
106 (Alworth e Harvey 2007; Benn et al. 2019). Com isso, reforça-se ainda mais a
107 necessidade de um estudo extensivo da biologia e do comportamento do animal
108 antes da manutenção do mesmo, bem como o uso deste guia, a fim de evitar a
109 perda de indivíduos.

110 Pouco se sabe sobre estresse em anfíbios e répteis em cativeiro e apenas
111 recentemente começaram a surgir estudos nessa linha de pesquisa (Michaels et al.
112 2014). O estresse é um processo fisiológico normal de resposta a diversos agentes
113 estressores ambientais e psicológicos, desencadeado por hormônios. Essa resposta
114 é a forma pela qual o animal reage na tentativa de se ajustar às novas condições ou
115 retornar ao estado pré-estímulo, sendo que um agente estressor pode desencadear
116 uma resposta aguda ou crônica. No primeiro caso, tanto o agente estressor quanto
117 as respostas fisiológicas do animal são temporárias e o animal consegue voltar ao
118 estado pré-estímulo rapidamente (Orsini e Bondan, 2006; Dickens e Romero, 2013;
119 Waeyenberge et al 2018). Já o estresse crônico leva à uma resposta sustentada por
120 mais tempo na qual o animal não consegue se ajustar às novas condições nem
121 retornar à condição pré-estresse. Essa nova condição pode prejudicar a aptidão e
122 bem-estar do animal, podendo até mesmo levá-lo a óbito. Portanto, para um manejo
123 adequado, é necessário aprender a reconhecer os agentes estressores prejudiciais,
124 os quais podem ser variados.

125 Os poucos estudos realizados para avaliar o bem-estar de anfíbios em
126 cativeiro resultam da investigação dos níveis do hormônio do estresse (ou
127 glicocorticoides) do indivíduo em cativeiro. Por exemplo, um agente estressor
128 crônico leva ao aumento de níveis de corticosterona, causando uma
129 imunossupressão e, conseqüentemente, torna os indivíduos mais susceptíveis a
130 infecções por patógenos (Silvestre, 2014). Esses resultados são válidos, mas devem
131 ser interpretados com cautela. A falta de dados referenciais desses níveis hormonais
132 em diferentes contextos, para a maioria das espécies, pode dificultar a interpretação
133 de amostras isoladas em termos de bem-estar em cativeiro. Isto porque sabe-se que
134 o aumento dos níveis desse hormônio é associado, inclusive, a comportamentos
135 normais, tais como reprodução, resposta imune e plasticidade adaptativa (Michaels
136 et al. 2014).

137 Considerando essa carência de medidores eficazes de estresse e bem-estar,
138 é recomendável que diversas medidas sejam analisadas em conjunto para uma
139 avaliação mais direcionada dos procedimentos de manejo. Algumas condições como
140 crescimento do indivíduo, escore corporal adequado, coloração da pele, ausência de
141 doenças e expressão do comportamento natural, tais como forrageamento,
142 alimentação, termorregulação ou reprodução (se este for o objetivo do mantenedor),
143 podem ser indicativos de bem-estar. Ademais, sinais físicos e comportamentais tais
144 como abrasões, mudança de coloração, apatia, acuidade, falta de apetite,
145 agitação, podem ser indicativos de estresse e, conseqüentemente, de uma falha no
146 manejo. Esses sinais frequentemente levam a complicações clínicas, portanto,
147 quanto antes forem percebidos, maiores as chances de evitar a instalação de
148 patologias severas e, conseqüentemente, o óbito dos animais.

149 Frente ao exposto, é recomendável manter uma rotina de inspeção diária
150 para observação dos indivíduos, além do monitoramento do histórico do indivíduo
151 por meio de fichas de registro de atividades. A partir desse acompanhamento,
152 algumas medidas de intervenção, tais como mudanças no manejo ou atendimento
153 veterinário, podem ser tomadas em tempo hábil. Portanto, o responsável pelos
154 cuidados dos animais deve se comprometer a despender atenção ao
155 comportamento e às respostas do animal frente ao manejo, as quais podem ser
156 imediatas ou a longo prazo. Uma forma de minimizar estresse de animais em
157 cativeiro é o fornecimento de enriquecimento ambiental para uma conseqüente
158 melhora nas funções biológicas dos animais. Para aves e mamíferos, além das
159 condições ambientais, é comum a oferta de itens de entretenimento para estimular a
160 melhora dessas funções. No entanto, para anfíbios e répteis, a oferta de ambientes
161 mais diversos ou de itens alimentares distintos, que permitam estimular o
162 comportamento exploratório, parecem ser mais efetivos (Orsini e Bondan 2006;
163 Michaels et al. 2014; Benn et al. 2019).

164 Os objetivos para se manter répteis e anfíbios em cativeiro podem modular
165 algumas condutas no manejo. Entende-se que a realidade das instituições é
166 consideravelmente diferente, por exemplo, uma instituição que mantém poucos
167 exemplares de uma determinada espécie, que serão expostos para fins de educação
168 ambiental, conseguirá manter estruturas mais complexas e promover uma
169 observação mais detalhada de cada indivíduo. Já uma instituição que recebe 100
170 exemplares provenientes de uma apreensão, de uma única vez, terá maior
171 dificuldade em fornecer um ambiente complexo, como o explicado anteriormente.

172 Também entende-se que, durante a realização de pesquisas científicas, muitas
173 vezes há necessidade de mudar certos padrões no manejo e condições de
174 alojamento para atingir o objetivo almejado, como por exemplo, alterar frequências
175 alimentares ou submeter animais a temperaturas fora do padrão. De qualquer
176 maneira, o pesquisador ou o mantenedor deve ter sempre em mente que o bem-
177 estar animal é primordial e, nesse sentido, deve sempre propor e aplicar soluções de
178 acordo com sua realidade para cumprir com essa obrigação, atentando-se aos
179 requisitos apresentados nos tópicos 4 e 5. Além disso, em relação à pesquisa
180 científica, o pesquisador deve considerar que, caso o animal não esteja em uma
181 condição confortável, esse estresse poderá alterar os resultados da pesquisa
182 realizada.

183 **4. Requisitos mínimos para manutenção de anfíbios sob condições *ex situ***

184 No Brasil, a manutenção *ex situ* de anfíbios para fins de pesquisa ocorre
185 principalmente em universidades e institutos, os quais utilizam uma variedade de
186 espécies para diferentes propósitos. A representação de anfíbios em zoológicos ou
187 outras instituições para fins de educação ou conservação ainda é relativamente
188 baixa, haja vista que as normativas para uso e manejo de fauna silvestres em
189 cativeiro não contemplam anfíbios. Entretanto, esse campo tende a crescer, pois
190 com a crise global dos anfíbios e aumento de espécies na lista vermelha de animais
191 ameaçados, medidas integradas de conservação deverão ser cada vez mais
192 requeridas, sendo então necessário o conhecimento adequado para a realização do
193 manejo *ex situ* de anfíbios.

194 **4.1. Características gerais dos anfíbios**

195 Os anfíbios, com cerca de 8.150 espécies existentes (Frost 2020), são
196 representados pelos anuros (sapos, rãs e pererecas; Ordem Anura), cecílias (ou
197 cobras-cega; Ordem Gymnophiona) e salamandras (Ordem Caudata). Os anuros
198 são o grupo de maior representatividade no Brasil e no mundo e,
199 consequentemente, o mais comum em cativeiro. Uma das características mais
200 marcantes dos anfíbios é a pele, pois apresenta propriedades peculiares que são
201 essenciais para o equilíbrio fisiológico do organismo. A pele desses animais é
202 altamente permeável, tendo um papel importante na respiração cutânea por meio de
203 trocas gasosas e na proteção contra dessecação por meio da regulação hídrica.
204 Além disso, na pele estão presentes glândulas mucosas que produzem
205 mucopolissacarídeos, capazes de manter a pele, de grande parte das espécies,

206 sempre úmida. Esta umidade é essencial para viabilizar a respiração cutânea, evitar
207 a perda de água do indivíduo por evaporação e, portanto, impedir a desidratação.
208 Ademais, vale destacar que os anfíbios não bebem água como outros animais, e a
209 absorção de água se dá através da pele, em especial, na mancha pélvica. Estas
210 características fazem com que grande parte das espécies tenha forte associação a
211 ambientes aquáticos ou úmidos, sendo assim, um dos requisitos mais importantes
212 na manutenção de anfíbios em cativeiro é a manutenção da umidade no recinto.

213 A pele, a qual é renovada frequentemente e auto-ingerida rotineiramente
214 pelos anfíbios, também é um importante mecanismo de defesa contra predadores e
215 microorganismos patogênicos. Além de ser uma barreira física, essa defesa se dá
216 pela produção e excreção de substâncias como alcalóides e peptídeos pelas
217 glândulas granulares (popularmente conhecidas como glândulas de veneno) e pela
218 presença de uma comunidade de microrganismos simbióticos (chamada de
219 microbiota cutânea) presentes na superfície da pele. Essa microbiota, além de
220 competir por espaço e nutrientes com os patógenos, também produz peptídeos
221 antimicrobianos que inibem a infecção do hospedeiro por microorganismos
222 patogênicos. A estrutura da microbiota cutânea (composição e riqueza de espécies
223 microbianas) pode ser alterada por diversos fatores ambientais (temperatura,
224 umidade, substrato, etc) e do próprio anfíbio (comportamento, estresse, etc) o que
225 pode aumentar a susceptibilidade do indivíduo a doenças. Além disso, a composição
226 das glândulas granulares e da microbiota também podem ser moduladas de acordo
227 com a condição nutricional e tipos de itens alimentares ingeridos pelo animal. Sendo
228 assim, condições que favoreçam a estabilidade dessa microbiota e da produção das
229 substâncias pelas glândulas granulares e mucosas devem ser consideradas no
230 manejo em cativeiro, sendo de extrema importância para a saúde dos animais.

231 Além da pele, outra característica que faz com que os anfíbios, de forma
232 geral, sejam dependentes de ambientes aquáticos, é a reprodução. Os ovos dos
233 anfíbios são desprovidos de casca, portanto normalmente os mesmos são
234 depositados na água, onde eclodem as larvas, também chamadas de girinos. Os
235 girinos se desenvolvem em ambiente aquático até completarem a metamorfose e
236 migrarem para o ambiente terrestre, sendo essa “vida dupla” outra característica
237 marcante do grupo. Existem diversos modos reprodutivos, sendo este descrito o
238 mais comum, porém algumas espécies de anfíbios não possuem fase larval ou os
239 girinos se desenvolvem dentro do próprio ovo. Após a metamorfose, algumas
240 espécies passam a viver no ambiente terrestre enquanto outras continuam a viver no

241 meio aquático e, portanto, continuam a depender de fontes de água por toda a vida
242 adulta. Desta forma, caso o intuito da manutenção seja a reprodução, deve-se
243 conhecer a biologia reprodutiva da espécie em questão e, se for o caso, oferecer
244 fontes de água apropriadas para o depósito dos ovos.

245 Os anfíbios, quando adultos, são caçadores de insetos e outros
246 invertebrados, sendo esta a base principal de sua dieta. No entanto, algumas
247 espécies de grande porte podem se alimentar de pequenos vertebrados, como
248 roedores ou até mesmo outros anfíbios. Já os girinos, além de viverem em
249 ambientes diferentes, possuem aparato bucal e sistema digestório completamente
250 diferente dos adultos, portanto sua dieta também é diferenciada. A maioria das
251 larvas de anfíbios é herbívora, se alimentando predominantemente de algas. Porém
252 algumas espécies podem se alimentar de outros recursos como pequenos insetos e,
253 oportunisticamente, de outros girinos. Sendo assim, caso a instituição tenha
254 interesse em manter girinos em cativeiro, deve-se pesquisar sobre os hábitos
255 alimentares da espécie em questão para prover itens alimentares corretos e evitar
256 canibalismo.

257 O período de atividade de grande parte das espécies está concentrado nas
258 estações mais quentes e úmidas do ano, uma vez que esses animais são
259 ectotérmicos e dependem de fontes externas de energia para manutenção de sua
260 temperatura corpórea e, conseqüentemente, funcionamento do metabolismo. Há
261 uma faixa de temperatura na qual cada espécie de anfíbio desempenha suas
262 atividades de forma ótima. Normalmente, temperaturas muito elevadas não são
263 favoráveis para os anfíbios por facilitar a desidratação. Assim, geralmente, as
264 espécies possuem hábitos predominantemente crepusculares/noturnos, que é
265 quando as temperaturas estão mais favoráveis. Por esses motivos, os locais com
266 maior diversidade de anfíbios são aqueles com florestas tropicais úmidas, em
267 altitudes mais baixas. Entretanto, existem muitas espécies que se adaptaram a
268 lugares mais frios e de maiores altitudes, ou aquelas que são mais ativas em épocas
269 mais frias do ano. Há ainda espécies que ocorrem em ambientes mais secos,
270 porém, nesses locais, a diversidade é menor quando comparadas a florestas
271 tropicais úmidas. As espécies que habitam esses ambientes extremos possuem
272 diversas estratégias para poderem suportar o frio ou o calor intenso.

273 Todos esses pontos abordados são relevantes e devem ser levados em
274 consideração para o manejo de anfíbios em cativeiro, pois conhecer os hábitos e a
275 fisiologia das espécies permitirá oferecer condições adequadas para que os

276 indivíduos possam expressar seu comportamento natural, minimizando agentes
277 estressores e propiciando o bem-estar animal.

278 **4.2. Alojamento**

279 Existem diversos tipos de recintos para alojamento de anfíbios como
280 terrários, aquários ou até mesmo caixas d'água. A seleção do recinto dependerá do
281 tamanho dos indivíduos, dos hábitos de cada espécie e do objetivo de manutenção
282 dos animais. A escolha do material estrutural é uma exigência primordial e os
283 recintos devem ser, obrigatoriamente, feitos de um material que não libere
284 substâncias tóxicas, impermeáveis, de fácil higienização, para que não seja
285 substrato para proliferação de fungos e bactérias. Nesse caso, os materiais mais
286 indicados são vidro, plástico e até mesmo tanques de alvenaria lisos ou azulejados,
287 não sendo a madeira um material aceitável. Normalmente, para fins de pesquisa, a
288 quantidade de indivíduos, o espaço disponível e a limitação de pessoal, exigem
289 maior praticidade na manutenção, assim, a utilização de caixas plásticas é mais
290 viável. No entanto, caso seja possível, o uso de recintos de vidro é preferível, por ser
291 um material que, quando comparado com plástico, é mais difícil de ser contaminado
292 e absorve menos substâncias químicas quando higienizado, além de ser mais
293 duradouro. Em qualquer uma das opções, é extremamente importante que os
294 recintos sejam a prova de fuga, ou seja, que possuam tampas ou barreiras físicas
295 que impeçam a fuga do animal e de suas presas, além de fornecer ventilação
296 adequada e permitir a passagem de luz (ver tópico 4.3). Nesse caso, recomendamos
297 a utilização de tampas teladas e com travas, principalmente para espécies que
298 escalam, uma vez que os indivíduos podem forçar a tampa para fugir. É importante
299 sempre verificar o fechamento correto da tampa e possíveis aberturas pelas quais os
300 animais possam passar, pois os anfíbios têm uma grande capacidade de se
301 espremer e passar por espaços menores do que seu tamanho.

302 Em relação ao substrato, deve-se oferecer tipos condizentes com as
303 características de cada espécie. Em instituições de pesquisa, é comum observar
304 recintos de animais desprovidos de substrato. Isto é uma prática que deve ser
305 alterada, pois o substrato, além de ser importante para manutenção da umidade
306 interna do recinto e ser uma proteção entre o chão do recinto e o animal, é muito
307 importante para a manutenção da microbiota cutânea e para estimular o
308 comportamento natural dos animais. Sabe-se que a microbiota de anfíbios pode ser
309 adquirida, e a estabilidade é mantida, a partir do contato constante com
310 microrganismos presentes nesse substrato (Loudon et al., 2014). Sendo assim, a

311 utilização de um substrato adequado é de extrema importância, principalmente para
312 espécies terrestres e fossoriais que tem o hábito de se enterrar.

313 Além do substrato, a ambientação do recinto deve ser priorizada, contendo
314 itens que permitam que os indivíduos se sintam confortáveis, tais como refúgios,
315 vegetação ou troncos, de acordo com a necessidade da espécie. A vegetação
316 também auxilia na manutenção da umidade do recinto. Deve-se atentar para o tipo
317 de vegetação, a qual não pode ser tóxica ou com espinhos, evitando injúrias aos
318 animais. Além disso, refúgios e vegetação podem ser estimulantes para a
319 reprodução dos indivíduos, dependendo da espécie. Tanto vegetação quanto
320 substratos podem ser adquiridos facilmente em locais que vendem materiais para
321 jardinagem. Pesquisas científicas cuja metodologia proponha a ausência de itens
322 ambientais essenciais aos animais devem ser revistas e ajustadas para propiciar o
323 bem-estar dos indivíduos. Além disso, vale lembrar que um animal mantido sem
324 essas condições mínimas, muito provavelmente ficará estressado, aumentando seus
325 níveis de hormônios de estresse, além de poder ter sua microbiota cutânea afetada,
326 o que poderá implicar negativamente no resultado da pesquisa.

327 Como para anfíbios não há normativa específica que determine tamanho
328 mínimo de recinto e densidade máxima de ocupação (indivíduos por recinto), aqui
329 serão fornecidas recomendações básicas para que o mantenedor/pesquisador
330 possa elaborar o recinto da forma que melhor atenda a espécie. O tamanho do
331 recinto pode variar bastante e, de forma geral, caixas plásticas ou aquários de
332 aproximadamente 56 L costumam atender bem espécies pequenas e médias,
333 enquanto que caixas de 180L atendem espécies de grande porte. Porém cabe ao
334 mantenedor avaliar o que melhor se encaixa para a finalidade, considerando a
335 quantidade de indivíduos a ser mantida e o comportamento da espécie. Abrasões
336 rostrais, por exemplo, podem ser um sinal de que o recinto está pequeno ou com
337 ambientação inadequada.

338 - **Espécies aquáticas (ex. famílias Pipidae, Typhlonectidae):** a largura do
339 recinto deve ser o suficiente para que os indivíduos consigam se movimentar ou
340 nadar livremente e toda a base deve ser preenchida com água, sem necessidade de
341 área seca. O tamanho da coluna d'água deve ser estabelecido de acordo com a
342 espécie, sendo que o mínimo deve ser o dobro do comprimento do animal, o
343 suficiente para que os indivíduos fiquem totalmente submersos. Para o gênero *Pipa*
344 recomenda-se ao menos 50cm de coluna, quando o intuito for a reprodução (Jared
345 et al. 2015). O fundo do tanque pode ser preenchido com cascalho de rio, tocas e

346 folhas secas para que os animais possam se refugiar. Também é recomendável
347 fornecer vegetação aquática, ou mesmo plantas cujas raízes possam ficar
348 submersas. A altura do recinto pode ser cerca de 15 cm acima da coluna d'água, o
349 suficiente para evitar que os animais saltem para fora do tanque, não havendo,
350 nesse caso, necessidade de tampa.

351 - **Espécies semi-aquáticas (ex. gênero *Pseudis*, famílias *Hylodidae*,**
352 ***Leptodactylidae*, *Ranidae*):** o recinto deve, obrigatoriamente, ter uma parte
353 destinada a água e uma área seca, com largura suficiente para que os indivíduos
354 consigam se movimentar ou nadar livremente. O tamanho da coluna d'água deve ser
355 estabelecido de acordo com a espécie, sendo que o mínimo deve ser o suficiente
356 para que os indivíduos fiquem totalmente submersos. Em alguns casos, como o
357 gênero *Pseudis*, a coluna deve ser no mínimo o dobro do comprimento do animal. A
358 área seca pode ser composta por uma plataforma feita com pedras, cascalhos,
359 tijolos de cerâmica, plástico, entre outros, atentando-se para que a transição entre
360 os ambientes seja adequada para que o animal consiga sair da água com facilidade.
361 Em recintos construídos de alvenaria, os dois ambientes podem ser feitos em
362 desnível, com uma rampa de acesso. O fundo do tanque e a área seca podem ser
363 preenchidos com cascalho de rio, troncos, tocas e folhas secas para que os animais
364 possam se refugiar. Também é recomendável fornecer vegetação aquática, ou
365 mesmo plantas cujas raízes possam ficar submersas. A altura do recinto deve
366 considerar o tamanho dos animais e a capacidade do salto, que costuma ser alto.
367 Recomenda-se ao menos 30 cm acima da coluna d'água para espécies de pequeno
368 e médio porte e ao menos 50 cm para as de grande porte. No caso das espécies
369 semi-aquáticas, há necessidade de tampa e mesmo assim a altura do recinto não
370 pode ser baixa, para evitar que durante os saltos eles se machuquem. Os refúgios
371 no ambiente aquático auxiliam a manter os animais mais calmos e a evitar saltos
372 excessivos.

373 - **Espécies fossoriais e semi-fossoriais (ex. famílias *Siphonopidae*,**
374 ***Microhylidae*, *Ceratophryidae*):** os recintos para esse animais podem ser mais
375 baixos, sendo importante priorizar comprimento e largura, para que os mesmos
376 consigam se locomover e forragear com facilidade. O mais importante para esse
377 grupo é fornecimento de um substrato com camada suficiente para que os animais
378 possam se enterrar. No caso das cecílias, que são fossoriais obrigatórias, essa
379 camada deve conter ao menos 20 cm de altura e o substrato pode ser composto por
380 terra vegetal ou húmus de minhoca, sempre úmido, mas não encharcado, sendo que

381 o mesmo não deve ser revolvido para que as galerias não sejam desfeitas. Já para
382 os microhylideos, *Ceratophrys* ou *Proceratophrys*, que se enterram superficialmente,
383 a camada de substrato mínima deve ser o suficiente para cobrir o corpo todo do
384 animal, podendo também ser utilizada terra vegetal ou húmus de minhoca,
385 mantendo-o sempre úmido. Pó de fibra de coco pode ser misturado ao substrato
386 para auxiliar na manutenção da umidade e evitar a compactação do mesmo, sendo
387 recomendado revolver o substrato quando necessário. Tanto para os fossoriais
388 quanto para os semi, a superfície do substrato pode ser enriquecida com folhas
389 secas, cascas de árvore ou de coco para serem utilizados como refúgio. Mesmo
390 permanecendo enterrados grande parte do tempo, esses animais podem escalar,
391 assim, o uso de tampa é obrigatório.

392 **- Espécies terrícolas (ex. famílias Bufonidae, Dendrobatidae):** para essas
393 espécies também é importante priorizar comprimento e largura que sejam suficientes
394 para os animais caminharem e darem pequenos saltos. Os recintos devem possuir
395 tampa e a altura irá variar conforme o tamanho da espécie, sendo recomendado no
396 mínimo o dobro da altura das espécies maiores. Já para espécies menores, como
397 dendrobatídeos por exemplo, é recomendado no mínimo 40cm de altura, não
398 ultrapassando 80cm, uma vez que esses animais costumam escalar as paredes de
399 vidro e podem sofrer quedas. Os anfíbios terrícolas passam a maior parte do tempo
400 em contato com o substrato, assim, esse é um item importante a ser selecionado.
401 Exemplos de substratos que podem ser usados são: terra vegetal, musgo
402 desidratado, casca de pinus, folhas secas, fibra de coco ou húmus de minhoca,
403 mantendo-os sempre úmidos. Deve-se atentar para que o animal não ingira o
404 substrato durante a alimentação, o que pode causar séria impactação. Para
405 ambientação do recinto, é necessário o fornecimento de refúgios, os quais podem
406 ser naturais, como casca de coco ou de árvore, ou artificiais, como canos de PVC.
407 Também recomenda-se o fornecimento de itens diversos, principalmente para as
408 espécies mais ativas que passam boa parte do tempo forrageando, tais como
409 troncos baixos e vegetação, os quais também pode ser utilizados como refúgio.

410 **- Espécies arborícolas (ex. famílias Hylidae, Phyllomedusidae):** para
411 esses animais a altura do recinto deve ser priorizada, uma vez que passam a maior
412 parte do tempo apoiadas nas laterais do recinto ou em estruturas verticais.
413 Entretanto a largura e o comprimento devem ser compatíveis com o tamanho do
414 salto dos indivíduos e tampas também são prioritárias. Como as espécies
415 arborícolas geralmente passam grande parte do tempo fora do substrato, nem

416 sempre há necessidade de fornecer substrato, mas isso deve ser avaliado caso a
417 caso, uma vez que o substrato colabora para outras funções do ambiente, como
418 umidade por exemplo. Porém, a ambientação vertical é essencial. Deve-se oferecer
419 troncos, galhos, canos de PVC, bambus, ou qualquer material que permita que o
420 indivíduo fique na parte mais superior do recinto. Para essas espécies, também é
421 essencial o fornecimento de vegetação, uma vez que esse é um dos principais
422 meios de refúgio, além de utilizarem as folhas como objetos para escalarem. Tocas
423 feitas como bambus ou canos PVC também são importantes para esse grupo,
424 especialmente aquelas espécies que têm preferência por se manterem entocadas.

425 Quanto à densidade ocupacional, essa questão varia muito entre as espécies
426 e entre os próprios indivíduos. Tanto anfíbios juvenis quanto adultos podem ser
427 mantidos em grupos, desde que de tamanhos aproximados, porém a quantidade de
428 indivíduos por grupo dependerá do tamanho e complexidade ambiental do recinto,
429 assim como da resposta dos indivíduos. Deve se levar em consideração a
430 possibilidade de ocorrer canibalismo ou predatismo. Algumas espécies têm costume
431 de preda outros anfíbios e outros vertebrados, mas mesmo aquelas que não tem,
432 podem eventualmente apresentar esse comportamento. Portanto, deve-se evitar
433 manter indivíduos de tamanhos muito diferentes no mesmo recinto. Espécies de
434 porte pequeno, como os dendrobatídeos por exemplo, convivem muito bem em
435 grupos grandes. Já adultos de espécies maiores, como *Rhinella* e *Leptodactylus*,
436 recomenda-se manter no máximo dois indivíduos a cada 0,6m², aproximadamente. A
437 resposta dos indivíduos em relação ao convívio em grupo, normalmente aparece
438 após algumas semanas, quando o animal pode demonstrar os sinais de estresse
439 mencionados anteriormente. Nesse caso, o animal deve ser separado
440 imediatamente.

441 Anfíbios não costumam mostrar respostas imediatas agressivas entre si
442 quando são colocados em um mesmo recinto, salvo algumas situações. Por
443 exemplo, machos de algumas espécies em época de reprodução, como sapo-
444 martelo (*Boana faber*) ou rã-pimenta (*Leptodactylus labyrinthicus*) possuem
445 esporões e podem ferir gravemente seu adversário durante uma briga. Como essas
446 espécies são noturnas, as brigas acontecem a noite e o mantenedor só perceberá
447 no dia seguinte, assim, a manutenção de machos no mesmo recinto deve ser
448 evitada ou feita com cautela. Ao se manter machos de espécies territorialistas, deve-
449 se também ter o cuidado de não colocar os recintos dos indivíduos lado a lado, pois
450 esse contato visual constante pode ser um agente estressor para o animal. Caso

451 não seja possível o distanciamento, deve-se colocar uma barreira visual entre os
452 recintos.

453 **4.3. Condições ambientais**

454 A temperatura do ar adequada para a manutenção de anfíbios será aquela
455 de acordo com a área de ocorrência da espécie e o período preferencial de atividade
456 ao longo do ano. De uma forma geral, espécies de florestas montanas, como de
457 Mata Atlântica por exemplo, mantém suas atividades adequadamente em cativeiro
458 em uma faixa de temperatura entre 18-24°C, porém suportam temperaturas mais
459 baixas ou mais altas que essas. Anfíbios de florestas tropicais, como Amazônia,
460 requerem temperaturas mais altas, entre 24-30°C. De qualquer forma, é
461 recomendado que se pesquise sobre a faixa de temperatura e umidade na qual a
462 espécie desempenha melhor suas funções e deixar o ambiente nessas condições.
463 Caso a instalação, na qual os animais forem mantidos, **estiver localizada** dentro da
464 área de distribuição geográfica de coleta dos indivíduos, a temperatura não precisa
465 ser controlada, podendo ficar sob as mesmas condições ambientais naturais. Em
466 caso de necessidade de ajuste de temperatura podem ser utilizados aquecedores
467 ambientais (elétricos ou de cerâmica) ou ar-condicionado. É possível também utilizar
468 lâmpadas infra-vermelhas focalmente em algum ponto do recinto, mas a uma
469 distância segura para que a temperatura não se eleve demais.

470 Em relação à umidade, como mencionado anteriormente, esse é um dos
471 fatores críticos para o manejo dos anfíbios. A umidade relativa do ar (UR) determina
472 o quão rápido o animal perderá água de seu corpo para o ambiente. Controlar a
473 umidade do laboratório, como um todo, pode ajudar, mas o crucial é garantir a
474 umidade dentro do recinto dos animais. Isso pode ser feito utilizando borrifadores
475 manuais com água desclorificada ou mesmo umidificadores elétricos com o vapor
476 voltado para dentro do recinto. Recintos com tanques de água grande conseguem
477 manter melhor a umidade do ar, uma vez que a água evapora. Recomendamos que
478 a umidificação do recinto deva ser feita ao menos duas vezes ao dia ou mais, caso a
479 UR externa esteja muito baixa. Pode acontecer também da UR externa estar
480 elevada, porém dentro do recinto a umidade estar baixa, portanto é sempre bom
481 verificar se o substrato está úmido, e caso não esteja, umidificar. Além disso é
482 importante não deixar o substrato encharcado para espécies terrestres. Se muito
483 úmido, microorganismos patogênicos podem se desenvolver no substrato e causar
484 doenças no animal.

485 Em relação ao fotoperíodo, o mesmo deve ser controlado de acordo com a
486 distribuição geográfica da espécie e as estações do ano na qual os indivíduos estão
487 sendo mantidos. O fotoperíodo se refere à quantidade de luz que o ser vivo é
488 exposto diariamente, compondo o ciclo claro e escuro, o qual apresenta flutuações
489 sazonais: no verão o período claro é mais longo, enquanto no inverno essa situação
490 se inverte ou se iguala, dependendo da região. Anfíbios normalmente são mantidos
491 em recintos fechados ou laboratórios, assim, o fotoperíodo natural pode ser
492 fornecido por meio de janelas ou clarabóias, porém, se não houver essa
493 possibilidade, deve-se utilizar lâmpadas em substituição. O fotoperíodo artificial pode
494 ser controlado por timer, ou então, caso o objetivo da manutenção não exija a
495 rigurosidade do fotoperíodo, tais como reprodução ou estudo específico, o mesmo
496 pode ser mantido mantendo as luzes acesas no horário comercial e apagadas a
497 noite.

498 Quanto a necessidade de fornecimento de radiação UVB para anfíbios, esse
499 assunto ainda é pouco estudado. Sabe-se que algumas espécies diurnas se
500 beneficiam dessa radiação na sintetização de vitaminas que são importantes para a
501 manutenção fisiológica do animal, porém para a maioria das espécies, não há
502 estudos suficientes. Assim, a utilização de radiação UVB deve ser feita com cautela,
503 por poucas horas ao dia ou então localizadas em um ponto específico do recinto
504 para que o animal possa regular de forma comportamental. O tipo de lâmpada UVB
505 recomendada para anfíbios é a 2.0 (esse assunto será melhor discutido no tópico de
506 répteis 5.2.2). Uma solução utilizada por diversos zoológicos do mundo, em
507 substituição à essa lâmpada, são as lâmpadas de halogênio (10K, 12V, 50W)
508 modificadas, com a remoção cuidadosa da lente de proteção. Essa modificação
509 fornece luz ultravioleta de espectro total (Pramuk e Gagliardo 2012).

510 As recomendações aqui fornecidas são adequadas para o manejo de
511 anfíbios, porém algumas pesquisas preveem em sua metodologia ajustes nas
512 condições ambientais, as quais devem ser controladas de acordo com a
513 necessidade da pesquisa. Deve se ter em mente que alguns fatores, como
514 hidratação do indivíduo por exemplo, podem interferir drasticamente nos resultados
515 da pesquisa.

516 **4.4. Qualidade da água e do substrato**

517 A água utilizada para os anfíbios deverá ser potável e livre de cloro. Em
518 municípios com água tratada, a mesma apresenta parâmetros potáveis, porém a

519 quantidade de cloro é muito alta, por isso, é recomendável a instalação de um filtro
520 de carvão ativado na torneira, o mesmo utilizado para consumo humano. Outra
521 maneira de eliminar o cloro é deixando a água descansar por 24hs para evaporação
522 do mesmo. Água mineral também pode ser utilizada. Para anfíbios terrestres, a
523 oferta de água pode ser realizada em cochos ou tanques, e deve ser uma
524 quantidade suficiente para que o animal consiga submergir metade do corpo.
525 Algumas espécies terrestres, como os dendrobatídeos, não são boas nadadoras,
526 assim, a quantidade de água não pode ser muito profunda e maior que o
527 comprimento do animal, pois o mesmo pode se afogar. A água disponível para
528 consumo deverá ser trocada, no mínimo, 2 vezes por semana, ou sempre que a
529 mesma estiver suja.

530 Para espécies aquáticas e girinos, o controle da qualidade da água é ainda
531 mais crítico, sendo recomendada a utilização de filtro com filtragem mecânica (retém
532 impurezas), química (elimina cloro) e biológica. Filtros do tipo cânister atendem bem
533 essa necessidade. Quando não for possível a instalação de filtro, a água deve ser
534 trocada diariamente ou em dias alternados, caso os parâmetros da água permitam
535 espaçar a frequência. Alguns parâmetros importantes a serem considerados, e que
536 podem ser medidos com testes básicos de aquarismo, são: pH, cloro, dureza,
537 oxigênio dissolvido, nitrito e, principalmente, amônia. A amônia é liberada
538 naturalmente pelos indivíduos por conta dos restos metabólicos e também é
539 produzida por animais mortos em decomposição, sendo que, em níveis excessivos,
540 pode intoxicar o anfíbio e levar a óbito imediatamente. Tanto nitrito quanto amônia
541 podem ser controlados pela filtragem biológica. É importante conhecer as
542 necessidades de cada espécie, pois alguns parâmetros como pH, dureza e oxigênio
543 dissolvido podem ser diferentes de acordo com o ambiente de ocorrência, os quais
544 devem ser corrigidos se for necessário.

545 Quanto ao substrato, o mesmo deverá ser trocado conforme a necessidade
546 de cada espécie, pois algumas sujam mais que outras, porém recomenda-se que
547 seja trocado com uma frequência mínima de 1 vez por mês. Já as fezes, devem ser
548 retiradas sempre que houver. Para animais coletados para pesquisa é recomendado
549 que o substrato seja proveniente do local de coleta dos animais. No entanto, deve-se
550 garantir que o local não tenha registros de infecção pelo fungo *Batrachochytrium*
551 *dendrobatidis* ou por outros microrganismos patogênicos. Caso contrário, deve-se
552 utilizar outros tipos de substratos ou autoclavar o material. No caso de animais
553 utilizados em programas de conservação, que visam a reintrodução, o substrato
554 deverá ser autoclavado antes de ser utilizado, caso não seja do local de origem.

555

556 4.5. Dieta e nutrição

557 Os itens alimentares mais comuns para anfíbios adultos em cativeiro são
558 grilos, baratas, cupim, larvas de inseto e drosófilas. Para espécies maiores também
559 podem ser incluídos neonatos de ratos e camundongos e peixes de água doce.
560 Idealmente deve-se oferecer uma dieta o mais variada possível, pois essa
561 diversidade é importante para o desempenho das funções fisiológicas do animal,
562 uma vez que porcentagem de nutrientes varia entre as presas. De fato, alguns
563 estudos têm demonstrado que a composição, tanto da microbiota cutânea quanto
564 das secreções glandulares, podem ser alteradas dependendo do tipo de dieta dos
565 animais. Além disso, a má-nutrição pode causar, a longo prazo, doenças como
566 lipidose corneal, doença metabólica do osso, síndrome da língua curta, anorexia,
567 entre outras. Porém, os estudos sobre dieta de anfíbios e as proporções dos
568 componentes como cálcio, fósforo, vitaminas, minerais, proteínas e gorduras ainda
569 são escassos. Alguns estudos mostram que a proporção de proteínas normalmente
570 é de 30 a 60% e a proporção de gordura é de 40 a 70%. No entanto, essa proporção
571 dependerá da espécie em questão. Já a proporção de cálcio: fósforo deverá ser 1:1.

572 Para anfíbios mantidos por períodos superiores a três meses, recomenda-se
573 a suplementação vitamínica e mineral na dieta, tais como vitaminas A, B1, D3, E e
574 cálcio, uma vez que os insetos produzidos em biotérios são deficientes
575 nutricionalmente. Exemplos de marcas de suplementos indicados para anfíbios são:
576 RepCal Calcium; Repashy Calcium Plus; RepCal Herptivite. Estes suplementos
577 devem ser polvilhados nos itens alimentares antes do seu oferecimento para o
578 anfíbio.

579 A frequência de alimentação dependerá da espécie, do tamanho e do
580 metabolismo do anfíbio. Normalmente, anuros de porte menor e de alto
581 metabolismo, como os dendrobatídeos e também filhotes e juvenis, se alimentam de
582 pequenos insetos e devem ser alimentados diariamente. Anuros maiores, como
583 *Rhinella* e *Boana* por exemplo, e com metabolismo mais lento, podem ser
584 alimentados a cada 2 ou 3 dias. No caso de espécies mais sedentárias, como
585 *Ceratophrys*, a alimentação pode ser semanal, ou até mesmo quinzenal em casos
586 de indivíduos acima do peso. Além disso, a presa deve ser de um tamanho
587 adequado em relação à boca e ao tamanho do anfíbio. A quantidade de itens varia
588 muito por indivíduo mas, para os indivíduos maiores, podem ser ofertados de 5 a 15
589 insetos por vez, enquanto para os anfíbios menores, que se alimentam de presas
590 pequenas como drosófilas, a oferta pode ser *ad libitum*. Os insetos podem ser

591 oferecidos em cochos altos (no caso das pererecas que podem acessar o pote com
592 facilidade), na pinça ou soltos diretamente no terrário. Os anfíbios utilizam
593 prioritariamente a visão para caça, portanto os insetos devem ser ofertados sempre
594 vivos. Existe a necessidade de verificar os hábitos de cada espécie: para as diurnas,
595 muitas vezes os anfíbios se alimentam na hora, porém para as noturnas, é
596 necessário contabilizar e retirar as sobras no dia seguinte.

597 Para cecílias fossoriais, a alimentação pode ser realizada semanalmente,
598 com bolas de carne bovina ou de frango (Jared et al. 2015) e insetos mortos. Os
599 itens podem ser fornecidos na entrada das galerias, onde o animal os localizará pelo
600 olfato. Minhocas também podem ser introduzidas no substrato e servir como
601 alimentação complementar, além de colaborarem para o equilíbrio do substrato.
602 Para os pípidos aquáticos, a alimentação deve ser baseada em pedaços de peixe,
603 minhocas picadas ou peixes vivos, ofertados diretamente na água (Zippel 2006).

604 **4.6. Cuidados com girinos**

605 A grande maioria das larvas de anfíbios é aquática, ou seja, os girinos
606 eclodem do ovo e permanecem no ambiente aquático até a metamorfose. Assim, o
607 manejo depende da qualidade da água, a qual já foi discutida no item 4.4, e deve ser
608 seguida conforme recomendado para espécies aquáticas. Girinos podem ser
609 mantidos em aquários de vidro, caixas plásticas, bacias ou até caixas d'água, com
610 quantidade de água suficiente para os indivíduos ficarem totalmente submersos e
611 conseguirem se movimentar livremente. O tamanho da coluna d'água deve ser
612 estabelecido de acordo com a espécie. Os girinos podem ser mantidos em grupos,
613 mas caso a espécie seja canibalista ou que os co-específicos inibam o crescimento
614 do outro, deve-se manter os indivíduos isolados em pequenos recipientes. Os girinos
615 devem ser mantidos em ambiente aquático até a liberação dos membros anteriores,
616 logo após o desenvolvimento dos membros posteriores. Nessa fase inicia-se o
617 processo de absorção da cauda (o girino passa a ser chamado de imago), e deve
618 ser fornecido um refúgio seco, com acesso facilitado, para que o mesmo consiga
619 sair da água quando necessário. O imago pode também ser transferido para um
620 pote fechado, com tampa telada ou com furos pequenos para ventilação, com um
621 coluna rasa de água (que cubra completamente o indivíduo) e algum item para que o
622 mesmo consiga escalar, como pedra ou planta.

623 Quanto à alimentação, deve-se conhecer não só o tipo de dieta de cada
624 espécie, mas também como deve ser ofertado esse alimento de acordo com as

625 estratégias alimentares e o tamanho dos itens. Os girinos são, em sua maioria,
626 herbívoros raspadores, e se alimentam a partir da raspagem de algas,
627 cianobactérias e detritos em pedras, rochas ou no substrato. Neste caso é
628 importante a oferta de itens alimentares que fiquem no fundo do recinto ou presos à
629 alguma superfície, como pedras, porém na parte inferior do recinto. Existem ainda
630 espécies onívoras (que se alimentam principalmente de fito e zooplâncton) que
631 capturam seu alimento na coluna d'água. Neste caso é importante que o item
632 alimentar oferecido fique na coluna d'água e não afundem no recinto. Exemplos de
633 itens alimentares utilizados para larvas de anfíbios são algas (*Spirullina*) e ração de
634 peixes em flocos ou peletes, que devem ser oferecidos diariamente. Em caso de
635 recintos que não tenham sistema de filtragem, a água deve ser trocada após a
636 alimentação, que pode ficar ofertada ao longo do dia. Durante a fase de imago, a
637 oferta de alimento deve ser interrompida, pois neste período ele irá obter suas
638 reservas energéticas a partir da absorção da cauda, além das mudanças do sistema
639 digestório acontecerem nesse momento. Ao complementar a metamorfose, o juvenil
640 passa a receber a dieta dos adultos. Vale ainda ressaltar que alguns girinos são
641 endotróficos, ou seja, a metamorfose ocorre dentro do ovo e o indivíduo eclode já
642 metamorfoseado. Neste caso, o girino irá se manter a partir das reservas
643 energéticas presentes no vitelo, dentro do ovo.

644 **5. Requisitos mínimos para manutenção de répteis sob condições *ex situ***

645 No Brasil, a manutenção *ex situ* de répteis também ocorre com frequência
646 para fins de pesquisa em universidades e institutos, principalmente serpentes, e
647 para fins comerciais, destinados ao mercado *pet* e também ao setor alimentício.
648 Diferente do que acontece com anfíbios, os répteis são bem representados em
649 instituições para fins de educação, como por exemplo zoológicos, ou até mesmo em
650 escolas. Também chegam com frequência em centros de triagem, vítimas do tráfico
651 de animais selvagens, tanto espécies nativas quanto exóticas. Já para a
652 manutenção e criação de espécies ameaçadas para fins de conservação, a
653 representatividade em cativeiro ainda é baixa.

654 **5.1. Características gerais dos répteis**

655 Os répteis são divididos em quatro ordens: Testudines (quelônios: cágados,
656 tartarugas e jabutis), Rhynchocephalia (tuatara), Squamata (serpentes, lagartos e
657 anfisbêneas) e Crocodylia (jacarés, crocodilos e gaviais) (Uetz et al 2019). A pele
658 recoberta por escamas queratinizadas é uma característica bem marcante nesses
659 animais, sendo que, no caso dos quelônios, também estão presentes escudos

660 epidérmicos na carapaça e, nos crocodilianos, placas ósseas em seu dorso. A pele
661 dos répteis têm como principal função proteger o organismo contra fatores externos,
662 formando uma barreira física que permite maior resistência às condições ambientais
663 (Zug et al. 2001). A renovação das células epiteliais ocorre constantemente e, no
664 caso dos Squamata e dos quelônios aquáticos (casco), o processo de troca epitelial
665 é induzido por hormônios tireoidianos, ocorrendo a renovação total da pele
666 periodicamente. Além disso, a pele recoberta por escamas, entre outros fatores que
667 auxiliam a evitar a desidratação, permite a ocupação desses animais em ambientes
668 mais desérticos. No entanto, a maior diversidade está presente em florestas
669 tropicais, nas quais a umidade cumpre um papel importante para a riqueza de
670 espécies.

671 Assim como os anfíbios, os répteis são animais ectotérmicos, ou seja, a
672 regulação de sua temperatura interna depende de fontes obtém energia térmica via
673 metabolismo em algumas situações específicas como, por exemplo, as pítons que
674 geram calor para incubar seus ovos através da liberação de energia térmica por
675 meio de contrações musculares. Recentemente, também foi descoberto que o
676 lagarto-teiú (*Salvator merianae*), durante a estação reprodutiva, passa a utilizar o
677 metabolismo para regular sua temperatura interna, assim como fazem os animais
678 endotérmicos (Tattersall et al. 2016). De qualquer forma, a temperatura é um fator
679 determinante ao período de atividade e área de ocorrência dos répteis, os quais
680 normalmente requerem temperaturas mais elevadas para um funcionamento mais
681 eficiente de seu metabolismo. Assim, a maior diversidade de espécies de répteis
682 está nas regiões tropicais e a maioria das espécies são mais ativas nas épocas mais
683 quentes do ano. Em vista do exposto, a temperatura ambiental e a umidade são
684 pontos primordiais para o sucesso do manejo de répteis em cativeiro, os quais
685 permitirão que outras atividades funcionais e fisiológicas sejam desempenhadas
686 corretamente.

687 As serpentes e os lagartos são os grupos com maior diversidade dentre os
688 répteis, tanto em relação ao número de espécies (3.700 espécies de serpentes e
689 6.600 de lagartos) quanto aos hábitos. São animais normalmente associados a
690 ambientes terrestres, com espécies arborícolas, terrícolas e fossoriais, mas também
691 existem diversas espécies com hábitos semi-aquáticos e espécies estritamente
692 aquáticos, principalmente no grupo das serpentes. As anfisbênias, das quais são
693 conhecidas por volta de 195 espécies, possuem hábitos extremamente fossoriais
694 (vivem sob a terra), o que dificulta inclusive o desenvolvimento de estudos para

695 melhorar o conhecimento sobre a história natural dessas espécies, portanto, pouco
696 se sabe sobre elas.

697 Os crocodylianos, com sua baixa diversidade de espécies (25 reconhecidas
698 atualmente), possuem morfologia bem semelhante entre si, a qual é adaptada para
699 ocupar ambientes aquáticos. Já os quelônios, facilmente reconhecidos devido à
700 presença de um casco (formado pelo plastrão e carapaça), possuem uma
701 diversidade com cerca de 350 espécies, sendo que a maioria possui hábitos
702 aquáticos, exceto os jabutis, que são terrestres. Dos Rhynchocephalia, atualmente é
703 reconhecida apenas uma espécie de tuatara, a qual é endêmica da Nova Zelândia e,
704 embora seja externamente semelhante a um lagarto, vem de uma linhagem
705 filogenética diferente, com diversas particularidades em sua estrutura óssea e em
706 seu comportamento. Como essa espécie não está presente em instituições
707 brasileiras, não abordaremos sobre o seu respectivo manejo *ex situ* neste capítulo.

708 **5.2. Condições ambientais**

709 **5.2.1. Temperatura**

710 A necessidade de se manter uma temperatura corpórea adequada através
711 das condições ambientais disponíveis em natureza é um processo constante para os
712 répteis e outros animais ectotérmicos. A termorregulação é um processo combinado
713 de ações comportamentais e fisiológicas, que permite que os répteis mantenham a
714 temperatura corpórea dentro de uma faixa de preferência característica de cada
715 espécie (Dawson 1975) e até de populações, pois diferentes populações de uma
716 mesma espécie podem ter preferências térmicas diferentes. A forma de realizar
717 trocas de energia térmica com o ambiente varia entre as espécies, sendo que
718 existem aquelas que não controlam a temperatura corporal e a mantêm sempre
719 próxima da temperatura ambiental (animais termoconformadores). Essas espécies
720 normalmente são associadas a ambientes constantemente sombreados,
721 subterrâneos ou aquáticos e podem viver apenas em climas sub ou tropicais, onde
722 não existam grandes variações de temperatura. Porém, grande parte das espécies
723 de répteis apresenta comportamentos que permitam controlar a troca de energia
724 térmica, que envolvem ações como a seleção de locais com temperaturas favoráveis
725 e mudança de postura corporal (animais termoreguladores ativos). Uma forma bem
726 comum de observar esses animais termorregulando é quando eles se expõem ao sol
727 para obter energia por meio de radiação, em um comportamento chamado
728 assoalhamento. Nem todas as espécies têm o hábito ou oportunidade de assoalhar
729 e, além da radiação, existem outros meios de trocar energia térmica, tais como por

730 condução, a partir do contato com superfícies aquecidas, ou então apenas pela
731 própria temperatura do ar, por meio de convecção (Pough 1991). Por esses meios
732 também ocorre o contrário, ou seja, a perda de energia do animal para superfícies
733 mais frias ou para o ar frio.

734 Em vista do exposto, o mantenedor deverá fazer um planejamento de como
735 fornecer as temperaturas recomendadas aos répteis sob seus cuidados. É preciso
736 também levar em consideração o clima em que o mantenedouro está localizado e as
737 espécies que serão mantidas para avaliar a necessidade de instalar aquecedores ou
738 não. Também é preciso avaliar recursos financeiros, a estrutura do recinto ou
739 laboratório e a quantidade de animais que serão mantidos, para optar por formas
740 viáveis, seguras e funcionais no dia-a-dia.

741 Em condições naturais, os animais possuem opções que permitem realizar os
742 diferentes comportamentos de termorregulação. Em condições *ex situ*, essas opções
743 devem ser recriadas; assim, conhecer o hábito e a temperatura de preferência da
744 espécie é fundamental para direcionar a forma correta de oferecer a temperatura
745 ideal para o animal em cativeiro. Embora cada espécie tenha uma faixa de
746 temperatura ótima para desempenho de suas atividades e algumas sejam mais
747 tolerantes que outras, de forma geral, em cativeiro, répteis terrestres podem ser
748 mantidos em uma faixa de temperatura ambiental entre 21-29°C (até 32°C para
749 espécies de climas mais quentes). Deve-se sempre permitir as flutuações diárias e
750 sazonais dentro dessas faixas de temperatura. Por exemplo, no inverno, a
751 temperatura pode ser mantida em uma faixa entre 21-24°C (noite-dia) e no verão
752 entre 23-29°C (noite-dia). Além disso, é recomendável, se possível, criar ambientes
753 heterogêneos, fornecendo áreas mais aquecidas dentro do recinto, entre 32- 38°C
754 para animais de clima tropical e de no máximo 43°C para animais de deserto, assim
755 como pontos mais frescos. A oferta de diferentes gradientes focais de temperatura
756 dentro de um recinto é importante para que o animal tenha opções para escolher a
757 mais favorável naquele determinado momento. Manter répteis expostos
758 constantemente a temperaturas entre 15-21°C por período prolongado pode ser
759 prejudicial à saúde dos mesmos, uma vez que tal faixa de temperatura é muito baixa
760 para permitir o funcionamento adequado do sistema imunológico e digestivo, e muito
761 alta para induzir a hibernação (Divers e Stahl 2018). Vale ressaltar que a faixa de
762 temperatura aqui recomendada é para permitir a manutenção adequada e o bem-
763 estar dos animais, sendo que para finalidades específicas, tais como reprodução,

764 pesquisa científica ou tratamento veterinário, deverá ser feita uma avaliação caso a
765 caso.

766 Para répteis terrestres, em recintos fechados ou laboratórios com vários
767 indivíduos, pode-se realizar a climatização do espaço como um todo, utilizando
768 aquecedores de cerâmica, elétricos ou a óleo, sempre com proteções e
769 distanciamento suficientes para que o animal não tenha contato com o aquecedor ou
770 mesmo com algum ponto que cause calor excessivo. A temperatura do ambiente
771 deve ser monitorada por meio de termômetros e também pode ser controlada por
772 termostatos, que acionam os aquecedores de acordo com a faixa pré-estabelecida.
773 Os gradientes de temperatura secundários, mencionados anteriormente, podem ser
774 fornecidos por meio de lâmpadas focais infravermelhas, ou de aquecimento, próprias
775 para répteis, também sempre com proteção e distanciamento suficientes, ou então
776 por meio de pedras ou tapetes aquecidos. Esses últimos são indicados para lagartos
777 e serpentes com hábitos terrícolas e de pequeno porte, não sendo indicado para
778 animais arborícolas ou de grande porte, para os quais as lâmpadas são mais
779 eficientes. É recomendável sempre verificar a temperatura da pedra aquecida, pois é
780 comum ocorrer acidentes com animais que se queimam em peças desreguladas.
781 Outro ponto que deve ser levado em consideração é que a pedra não deve ser
782 fornecida como a principal fonte de aquecimento, apenas complementar, pois a
783 mesma não é suficiente para garantir a temperatura adequada do animal em casos
784 de temperaturas ambientais muito baixas, uma vez que o animal perderá energia
785 térmica por convecção.

786 Para répteis terrestres mantidos em recintos externos, tais como serpentes,
787 lagartos ou jabutis, a climatização deve ser providenciada em pontos específicos
788 para que o animal possa buscar conforto térmico, a qual pode ser fornecida em
789 tocas de pedra, alvenaria ou madeira com aquecedores de cerâmica ou lâmpadas
790 infravermelhas, devidamente protegidos e distanciados. Um ponto positivo de
791 recintos abertos é a possibilidade do animal obter energia térmica diretamente do
792 sol, porém o recinto deve ser provido com sombras e pontos mais frescos que
793 permitam que o animal se desloque quando atingir a temperatura adequada. Em
794 regiões de clima muito frio, como no sul do país por exemplo, é preciso analisar com
795 cautela a decisão por recintos abertos para répteis terrestres, a não ser que se tenha
796 a opção de mantê-los em uma área fechada durante o inverno.

797 Para répteis aquáticos, como quelônios e crocodilianos, a temperatura da
798 água é o ponto central, embora deva existir uma preocupação com a temperatura do

799 ar também. O aquecimento na água, quando necessário, pode ser provido por meio
800 de resistências elétricas, trocadores de calor ou aquecedores de água,
801 dimensionadas de acordo com o tamanho do tanque. Já para a temperatura do ar,
802 em caso de recintos fechados, as recomendações anteriormente mencionadas
803 podem ser seguidas, porém, em caso de recintos externos, a climatização é provida
804 naturalmente pela radiação solar ou pela cobertura de nuvens no céu. Devido às
805 variadas condições a que esses animais podem ser mantidos, às diferenças de
806 tamanho entre filhotes e adultos, e também pela alta flexibilidade e tolerância em
807 sobreviver sob diversos regimes de temperatura, é difícil estabelecer temperaturas
808 específicas para o manejo desses animais em cativeiro. Deve-se levar em
809 consideração também a área de ocorrência dos animais, uma vez que espécies
810 originárias de clima tropical não toleram temperaturas baixas em cativeiro, enquanto
811 espécies de clima subtropical ou temperado possuem maior tolerância. Portanto,
812 aqui recomendamos as faixas de temperatura que melhor estimulam o
813 comportamento natural e respostas fisiológicas dos indivíduos, as quais são entre
814 22-26°C para a água e entre 24-35°C para o ar. Em recintos externos, os quais são
815 mais comuns para manejo de quelônios e crocodilianos em cativeiro no Brasil, não
816 há como controlar a temperatura do ar, porém este não é um problema, desde que
817 alguns pontos sejam considerados. É importante que o recinto esteja localizado de
818 forma a permitir radiação solar ao longo do ano todo, com pontos estratégicos de
819 assoleamento, e também com pontos de sombra, criando oportunidades para a
820 termorregulação.

821 **5.2.2.Fotoperíodo e iluminação**

822 Para os répteis, o fotoperíodo controla uma série de funções fisiológicas e
823 padrões comportamentais, tais como produção de hormônios, crescimento,
824 hibernação ou reprodução. Muitas espécies de lagartos, como iguanas e dragões-
825 barbado por exemplo, possuem o olho pineal, um órgão fotossensível localizado no
826 topo da cabeça, que auxilia a perceber as mudanças do fotoperíodo com mais
827 sensibilidade. Deve-se levar em consideração a origem do animal para estabelecer o
828 fotoperíodo correto, assim como também a finalidade da manutenção. Caso o
829 objetivo seja a reprodução, o controle rigoroso do fotoperíodo sazonal pode ser
830 essencial, principalmente se o animal for de região latitudinal diferente.

831 Em natureza, o fotoperíodo é comandado pela luz solar e, em cativeiro, caso
832 seja possível, o fornecimento de iluminação natural é a melhor opção, como no caso
833 de recintos abertos. Já em recintos fechados ou laboratórios, o fotoperíodo natural

834 pode ser fornecido por meio de janelas ou clarabóias, porém, se não houver essa
835 possibilidade, deve-se utilizar lâmpadas em substituição. A luz solar natural, além do
836 fotoperíodo, fornece radiações de espectro UVA (320 e 400 nm) e UVB (280 e 320
837 nm), essenciais para o equilíbrio fisiológico de grande parte das espécies de répteis,
838 além da radiação infravermelha que fornece energia térmica. Existe uma série de
839 variáveis que impedem o estabelecimento de um protocolo único de fornecimento de
840 luz UV para répteis em cativeiro, uma vez que existem comportamentos e respostas
841 fisiológicas específicas, além da intensidade de radiação variar ao longo do dia e
842 cada espécie preferir horários ou condições específicas. Além disso, a maioria dos
843 protocolos disponíveis são experimentais, portanto a frequência, tempo de
844 exposição e intensidade da radiação devem ser analisadas caso a caso. A seguir
845 será realizada uma abordagem geral sobre o assunto, que dará a base técnica
846 necessária ao mantenedor ou ao pesquisador, porém, para detalhes mais
847 específicos, recomendamos a leitura complementar de Baines et al. 2016.

848 A radiação UVA fornece o espectro de luz visível aos répteis que estimula
849 comportamentos como apetite e reprodução do animal. Já a radiação UVB, participa
850 fundamentalmente da ativação da vitamina D3, produzida pelo próprio organismo do
851 animal. Essa vitamina é necessária para absorção do cálcio no trato intestinal, ou
852 seja, caso ela seja deficiente, o animal pode apresentar doenças osteo-metabólicas
853 e outras desordens fisiológicas causadas pela falta de cálcio. A radiação UV também
854 é benéfica em outros aspectos, pois age contra bactérias, fungos e vírus alojados na
855 pele, auxilia na modulação do sistema imune, fortalece as funções de barreira física
856 da pele e estimula o aumento da síntese de pigmentos epidérmicos. A intensidade e
857 necessidade de radiação UVB variam muito entre as espécies, sendo que algumas
858 requerem mais exposição a essa radiação do que outras. Isso varia de acordo com a
859 capacidade da espécie em utilizar apenas a vitamina D3 proveniente da dieta, como
860 é o caso de algumas serpentes e lagartos noturnos ou então espécies fossoriais,
861 para as quais a necessidade do uso de luz UVB ainda é incerta. Porém, para a
862 maioria das espécies, principalmente diurnas e crepusculares, a luz UVB é
863 essencial. Deve se levar em consideração que materiais como vidro e plástico
864 bloqueiam os raios ultravioletas, portanto, para fazer efeito, tanto a iluminação
865 natural quanto artificial, devem ser fornecidas diretamente ou protegidas por tela.

866 Para a iluminação artificial, existem lâmpadas disponíveis no mercado com
867 diferentes graus de intensidade. As lâmpadas 2.0 fornecem 2% de radiação UVB e
868 são indicadas, por exemplo, para serpentes diurnas de zona temperada. Lâmpadas

869 5.0 (5% de UVB) ou 7.0 (7% de UVB) são indicadas para répteis diurnos de clima
870 subtropical e tropical, enquanto as lâmpadas 10.0 (10% de UVB) são indicadas para
871 répteis diurnos de regiões desérticas. As lâmpadas artificiais devem ser mantidas a
872 uma distância mínima do animal, de acordo com a potência da lâmpada, para que a
873 mesma possa cumprir a sua função. Quanto mais afastada, menor a intensidade de
874 luz UVB. A distância pode variar de 20 a 80 cm, mas a informação deve ser obtida
875 com o fabricante da lâmpada. Outro ponto a ser considerado é o fato dessas
876 lâmpadas perderem a eficiência com o passar do tempo, assim é recomendada a
877 troca, no mínimo, anualmente. Sob radiações naturais, o próprio organismo equilibra
878 a quantidade de vitamina D3 sintetizada, porém, sob radiações artificiais, a
879 excessiva exposição deve ser evitada, pois pode ocasionar danos aos olhos, à pele
880 ou mesmo ao sistema reprodutor. Assim, recomenda-se que a luz artificial seja
881 oferecida em uma zona específica do recinto para que o animal possa buscá-la
882 voluntariamente.

883 Como alternativa ao uso de lâmpadas, animais mantidos em recintos
884 fechados ou laboratório, principalmente lagartos diurnos, podem ser submetidos a
885 banhos de sol em caixas de madeira teladas. Como mencionado, a frequência, a
886 intensidade e o tempo de exposição variam conforme a espécie, mas de maneira
887 geral, nessas condições, recomenda-se o banho de sol no mínimo duas vezes por
888 semana, de 20 a 60 minutos, até as 10h da manhã ou em horários com a
889 temperatura mais amena. Durante esse processo, o responsável deve manter
890 sempre pontos de sombra e borrifar a caixa com frequência para evitar
891 superaquecimento, além de observar constantemente o comportamento do animal.
892 Deve-se recolher o animal imediatamente caso o mesmo demonstre inquietação ou
893 procura por sombra.

894 **5.2.3.Umididade**

895 A umidade relativa do ar (UR) para répteis terrestres ou semi-aquáticos
896 também depende de cada espécie e do ambiente de origem, podendo ser
897 monitorada por meio de um higrômetro para auxiliar no controle. A umidade incorreta
898 por períodos prolongados pode levar a problemas de saúde, sendo que baixa UR
899 pode causar disecdise (troca irregular ou retenção de pele) ou problemas
900 respiratórios, enquanto que umidade excessiva pode beneficiar a proliferação de
901 fungos e bactérias que acometem os animais. Em recintos fechados é importante
902 manter o equilíbrio entre umidade e ventilação do ambiente.

903 De maneira geral, a UR para espécies desérticas pode variar em uma faixa
904 de 10-30%, para espécies de clima temperado ou semiárido entre 30-50% e para
905 espécies de clima tropical entre 50-80% ou entre 60-80%. Porém, algumas espécies
906 têm necessidades específicas, como por exemplo a cobra-papagaio (*Corallus*
907 *caninus*), espécie amazônica que precisa ser mantida a altas taxas de UR, entre 80-
908 90%.

909 A umidade pode ser providenciada por meio de vaporizadores,
910 umidificadores, borrifadores manuais ou fontes com água corrente dentro do recinto.
911 Dependendo do hábito da espécie, a umidade no recinto pode ser fornecida também
912 em pontos específicos, como tocas com substrato úmido. Algumas espécies
913 arborícolas, tanto serpentes quanto lagartos, ingerem primariamente a água
914 depositada na própria pele ou na superfície de plantas, rochas ou pedras, por isso é
915 importante borrifar os alojamentos e os animais diariamente, ou mais vezes em caso
916 de UR muito baixa.

917 **5.3. Alojamento, disponibilidade de água e alimentação**

918 Os temas abordados anteriormente se aplicam para os répteis de uma forma
919 geral, porém, alojamento, água e alimentação serão abordados separadamente para
920 cada grupo específico, uma vez que os requerimentos são diferentes entre eles. As
921 informações aqui contidas, principalmente sobre tamanho de recinto e densidade
922 máxima de ocupação, não excluem as exigências determinadas na IN 07/2015 (para
923 as instituições que se enquadram à mesma) e tampouco nas legislações estaduais
924 (quando houver), as quais devem ser de responsabilidade do mantenedor consultá-
925 las e segui-las, independentemente deste capítulo. Na IN 07/2015 também estão
926 inclusas as regras para distanciamento do público quando o objetivo da manutenção
927 contemplar a exposição dos animais e visitação pública.

928 **5.3.1. Quelônios**

929 Dentro do grupo dos quelônios é possível encontrar espécies de hábitos
930 terrestres, como os jabutis, espécies aquáticas e semi-aquáticas dulcícolas, como os
931 cágados e as tartarugas, e espécies como as tartarugas marinhas, que deixam o
932 ambiente marinho apenas para realizar postura. O tamanho das espécies varia
933 bastante, desde espécies pequenas como jabuti-piranga (*Chelonoidis carbonaria*) e
934 muçã (*Kinosternon scorpioides*), até as de grande porte como as tartarugas-
935 amazônicas (*Podocnemis expansa*) e jabutis-gigantes (gêneros *Aldabrachelys* e
936 *Chelonoidis*), por exemplo.

937 **- Alojamento e água:**

938 Para jabutis adultos, recintos externos são mais aconselháveis, pois são animais
939 que requerem bastante espaço para caminhar e costumam ser bastante ativos
940 durante o dia. Ademais, recintos externos favorecem a incidência de luz solar e
941 outras condições ambientais (ver tópico 5.2). O recinto deve ser composto por
942 abrigos com aquecimento e sombra, sendo recomendável a ambientação com
943 vegetação arbustiva e arbórea, quando possível. Por serem animais muito ativos e
944 curiosos, recomenda-se a oferta de itens de enriquecimento ambiental e
945 comportamental. Como fonte de água deve ser fornecido ou bebedouro com troca
946 diária de água ou tanques rasos de profundidade suficiente para atingir a metade da
947 altura do animal. A troca da água deverá ser diária ou quando necessário. Para
948 algumas espécies, dependendo do hábito, é possível fornecer tanques mais
949 profundos, porém deve-se atentar para a facilidade de saída do tanque. No geral,
950 jabutis apreciam lameiros, poças de água, banhos de chuva e de mangueiras para
951 se hidratarem, principalmente os de florestas úmidas, como *Chelonoidis denticulata*,
952 por exemplo.

953 Quanto ao solo, deve ser fornecido um substrato macio e firme ao mesmo
954 tempo, como terra, grama, areia ou folhiço. Esse é um ponto importante no manejo
955 de jabutis, uma vez que eles precisam sustentar o peso do casco e um solo incorreto
956 ou liso pode acarretar em problemas locomotores. Solo incorreto também pode levar
957 a incidência de problemas como pododermatite, uma inflamação da pele na sola das
958 patas, que pode acometer especialmente animais de porte maior. O solo adequado
959 deve garantir um local para postura no caso de existirem fêmeas no recinto, tanto
960 para espécies terrestres quanto para as aquáticas. Muitas espécies de quelônios
961 nidificam em terra ou areia; na ausência de substrato adequado para cavar, a fêmea
962 fica com os ovos retidos, o que pode acarretar sérios problemas de saúde ao animal,
963 como apatia, infecção de cavidade celomática causada por ruptura do oviduto,
964 obstrução urinária ou intestinal, entre outros (Sykes 2010).

965 Espécies aquáticas e semi-aquáticas requerem a presença de um tanque de
966 água no recinto, que considere não só o porte da espécie que será alocada, mas
967 também o número de indivíduos. Para espécies adultas, recintos externos também
968 são mais recomendados. A profundidade do tanque varia de acordo com o hábito da
969 espécie, sendo que algumas, como *Phrynops* por exemplo, necessitam de tanques
970 mais profundos para natação, enquanto outras não são boas nadadoras, como
971 *Kinosternon* ou *Mata mata*, que normalmente caminham no fundo do tanque,

972 portanto, precisam ser mais rasos. Além disso, é importante que o tanque não tenha
973 uma superfície áspera, que possa causar lesões nos membros dos animais. Muitas
974 espécies de quelônios aquáticos têm o hábito de assoalhar, portanto é necessária a
975 presença de pontos de assoalhamento no tanque, tais como troncos ou rampas. As
976 rampas também são necessárias para permitir a saída dos animais do tanque, a
977 qual deve ter um ângulo suficiente e/ou também pedras ou outros materiais que
978 permitam o animal ter apoio para sair com tranquilidade e não escorregar.

979 A qualidade da água é um ponto fundamental para manejo de cágados e
980 tartarugas, sendo o tratamento com sistema de filtragem o mais adequado. A
981 alimentação desses animais também é fornecida diretamente no tanque e isso
982 impactará na qualidade da água, uma vez que haverá aumento na carga de matéria
983 orgânica nesse tanque e, conseqüentemente, no aumento do crescimento de
984 bactérias e amônia. Aqueles recintos que não contam com um sistema de filtragem
985 devem ser submetidos a trocas frequentes de água, preferencialmente após as
986 alimentações. A qualidade da água terá impacto direto na saúde e qualidade de vida
987 dos quelônios aquáticos, refletindo inclusive no aspecto do casco, por isso
988 recomenda-se o uso de água tratada e a troca sempre que possível. Parâmetros
989 ideais devem ser avaliados conforme a espécie, sendo que algumas requerem
990 ambientes mais ácidos que outras.

991 Quanto ao tamanho dos recintos, recomenda-se ao menos uma área de 0,5m²
992 para cada 0,1m de comprimento de casco, tanto para quelônios terrestres quanto
993 para aquáticos ou semi-aquáticos. A altura da cerca do recinto deve ser ao menos o
994 dobro do comprimento do animal e, no caso de espécies aquáticas, as paredes
995 devem ser lisas, levando em consideração que algumas espécies podem escalar.
996 Em caso de recintos com múltiplos animais, as medidas e os recursos devem ser
997 proporcionalmente maiores, de acordo com o número de indivíduos (Divers e Stahl
998 2018). Em sua maioria, os quelônios são animais fáceis de se manter em grupos,
999 mas deve-se atentar ao comportamento dos indivíduos e de cada espécie. Espécies
1000 como muçã (*Kinosternon scorpioides*) e cágado-do-nordeste (*Mesoclemmys*
1001 *tuberculata*), por exemplo, têm comportamento territorialista e brigas podem ocorrer
1002 frequentemente, sendo que no último exemplo, até fêmeas apresentam esse
1003 comportamento. Machos de jabuti-tinga (*Chelonoidis denticulata*) tendem a realizar
1004 disputas quando há muitos indivíduos em um mesmo recinto.

1005 Animais de menor porte podem ser mantidos em caixas d'água adaptadas e até
1006 em caixas plásticas, por curtos períodos de tempo, desde que seja fornecido espaço

1007 para o animal nadar e ponto de assoalhamento. Filhotes, tanto de jabutis quanto de
1008 tartarugas, podem ser mantidos em recintos internos para um maior controle de
1009 temperatura, porém as recomendações gerais de alojamento são as mesmas dos
1010 adultos, em condições adaptadas, e os mesmos devem ser submetidos a banhos de
1011 sol com frequência.

1012 - **Alimentação**

1013 A qualidade da dieta é fundamental para garantir o crescimento saudável e a
1014 saúde dos animais. Uma dieta deficiente nutricionalmente, no início do
1015 desenvolvimento do indivíduo, muitas vezes pode acarretar em osteopatias e má
1016 formação de casco, dentre outras alterações de crescimento e de saúde a longo ou
1017 curto prazo (Donoghue e McKeown 1999). Quando necessário, a suplementação
1018 vitamínica ou mineral pode ser realizada, porém com muita cautela. A deficiência por
1019 vitamina A, por exemplo, é um problema comum em juvenis de quelônios aquáticos
1020 e semiaquáticos (Donoghue e McKeown 1999), porém o excesso pode causar sérias
1021 intoxicações (Pough 1991; Donoghue e McKeown 1999). Assim, a oferta de uma
1022 dieta balanceada é a melhor forma de evitar doenças associadas a hipo ou
1023 hipervitaminoses.

1024 Grande parte dos quelônios é onívora, tanto terrestres quanto aquáticas, por
1025 isso é importante garantir o fornecimento tanto de proteína animal quanto vegetal,
1026 sendo que as proporções e os itens variam de acordo com a espécie. Entres os
1027 jabutis existem muitas espécies com tendências mais herbívoras enquanto que,
1028 entre os aquáticos, algumas espécies tendem a ser mais carnívoras; o cágado-de-
1029 barbicha (*Phrynops hilarii*) irá consumir mais carne que o tigre d'água (*Trachemys*
1030 *dobigni*), por exemplo. Existem rações comerciais que podem ser utilizadas para
1031 complementar a dieta dos animais, mas dieta fresca deve ser a fonte primária.

1032 Exemplos de itens vegetais que podem ser oferecidos são verduras de cores
1033 escuras (catalonia, escarola, couve, agrião, espinafre, etc) e legumes (cenoura,
1034 batata-doce, abobrinha, abóbora, etc.). Vegetais como brócolis e couve-flor podem
1035 ser oferecidos, porém com muita moderação, uma vez que possuem substâncias
1036 que dificultam a absorção de iodo. Frutas não apresentam valores nutricionais muito
1037 elevados, mas devem ser adicionados à dieta, uma vez que estimulam o consumo,
1038 principalmente de jabutis que são atraídos por cores. Exemplos de frutas que podem
1039 ser oferecidas são tomate, melão, melancia, banana, mamão, entre outras. Algumas
1040 flores também são bem aceitas e nutritivas, como malvaisco, hibisco ou pétalas de

1041 rosa, porém outros tipos de flores devem ser avaliadas quanto à toxicidade antes de
1042 oferecer. Quanto aos itens de origem animal, podem ser ofertados carne bovina, ovo
1043 cozido, peixe, crustáceos, minhocas ou insetos.

1044 Entre os quelônios aquáticos, a dieta pode ser oferecida de duas vezes por
1045 semana ou até mesmo diariamente, dependendo do metabolismo da espécie, da
1046 faixa etária e da época do ano. Filhotes devem ser alimentados diariamente, assim
1047 como os jabutis nas épocas mais quentes do ano. Nos meses mais frios há uma
1048 redução no metabolismo e na atividade dos animais, que deve ser acompanhada
1049 pela redução da frequência alimentar.

1050 Animais terrestres nunca devem comer direto do substrato para não correrem o
1051 risco de ingerirem substrato junto com a dieta, pois há um risco muito grande de
1052 impactação do trato gastrointestinal, portanto a dieta deve ser fornecida em cochos.
1053 Já para as espécies aquáticas, a dieta deve ser fornecida diretamente na água para
1054 que fique em suspensão e os animais façam a apreensão dos itens.

1055 **5.3.2. Crocodilianos**

1056 O grupo dos crocodilianos é relativamente uniforme no que diz respeito à
1057 morfologia e hábitos gerais das suas espécies. Todos os crocodilos, aligátors,
1058 jacarés e gaviais são aquáticos, com tamanhos que variam desde jacarés com
1059 média de 1,2m, como o *Paleosuchus palpebrosus*, até grandes espécies como o
1060 jacaré-açu (*Melanosuchus niger*), que pode passar dos 5m, e o crocodilo-marinho
1061 (*Crocodylus porosus*), a maior de todas, com registros superiores a 7m.

1062 - **Alojamento e água:**

1063 Por tratar-se de predadores de porte avantajado, o alojamento de crocodilianos
1064 deve ser feito em um recinto grande o suficiente para permitir o manejo seguro dos
1065 indivíduos adultos e obrigatoriamente com espaço adequado para atender as
1066 necessidades físicas e comportamentais dos animais. O ideal é que o recinto seja
1067 aberto e que apresente pelo menos metade da sua área formada pelo tanque. Além
1068 disso, o recinto deve possuir vegetação e locais tanto expostos ao sol quanto
1069 sombreados. O substrato pode ser de terra e folhiço e deve permitir que as fêmeas
1070 construam ninhos, se for o caso. Quanto à metragem do recinto e do tanque,
1071 recomenda-se, para um casal, que a parte seca seja no mínimo 3x de largura e 4x
1072 de comprimento maior do que o comprimento rostro-cloacal (CRC) do maior animal
1073 e, que o tanque seja 4x de largura e 5x de comprimento maior do que o CRC. Ou

1074 seja, para um casal com 1m de CRC, o recinto deve ter no mínimo 12m² de área
1075 seca e 20m² de tanque. Quanto à profundidade, essa deve ser minimamente duas
1076 vezes maior que a altura do maior animal. Para cada animal introduzido no grupo,
1077 deve ser adicionado 10% de área seca e 20% de área de tanque.

1078 Por serem animais aquáticos, recomenda-se atenção à qualidade da água, com
1079 o uso de sistemas de filtragem, ou troca de água frequente dos tanques, para evitar
1080 o surgimento de doenças infecciosas, tanto cutâneas quanto sistêmicas (Nevarez
1081 2006; Lott et al. 2018). Quanto ao aquecimento, ver tópico 5.2.1.

1082 Recomenda-se atenção aos recintos que abriguem mais de um indivíduo ou
1083 casal, pois há chance de surgimento de conflitos entre os animais por diversos
1084 fatores, sendo o principal deles para estabelecer dominância, especialmente entre
1085 os machos durante a época reprodutiva. Algumas espécies apresentam
1086 comportamento social mais gregário do que outras e a manutenção de grupos deve
1087 sempre ser bem planejada.

1088 - Alimentação:

1089 Os crocodilianos são carnívoros estritos e podem se alimentar de uma
1090 variedade de presas. É possível utilizar tanto carne bovina, suína ou frango em
1091 pedaços, quanto pequenas presas inteiras, como peixes, roedores e aves. As presas
1092 inteiras são mais vantajosas pois apresentam maior valor nutricional (Donoghue e
1093 McKeown 1999). Filhotes também podem ser alimentados com insetos e crustáceos.

1094 A dieta pode ser oferecida de uma a três vezes por semana, dependendo da
1095 estação do ano, ou diariamente para filhotes. Em recintos com múltiplos indivíduos é
1096 possível utilizar técnicas de condicionamento operante com reforço positivo para
1097 garantir que todos os animais se alimentem sem conflito. O condicionamento
1098 operante tem sido utilizado com sucesso como ferramenta de manejo e
1099 acompanhamento clínico veterinário em diferentes instituições ao redor do mundo;
1100 não só no cuidado de crocodilianos, como de outros grupos de répteis (Hellmuth et
1101 al. 2012; Burghardt 2013).

1102 5.3.3 Lagartos e anfisbenas

1103 O grupo dos lagartos conta com uma grande diversidade de espécies, com os
1104 mais diversos hábitos e dietas, e podem ser encontrados em diferentes habitats. Em
1105 relação ao tamanho dos lagartos, existem desde pequenas espécies, como as

1106 lagartixas, até médias e grandes, como iguanas e lagartos-monitores. Existem
1107 espécies arborícolas, terrícolas, fossoriais, semi-aquáticas, diurnas, crepusculares e
1108 noturnas. Já as anfisbenas, são exclusivamente fossoriais e de pequeno porte. Dada
1109 a diversidade de espécies, o conhecimento sobre a biologia da espécie a ser
1110 mantida é essencial para direcionar o manejo.

1111 - **Alojamento:**

1112 Recintos para lagartos devem fornecer condições para que o animal seja capaz
1113 de expressar seus comportamentos naturais (Burghardt 2013). Os recintos podem
1114 ser localizados tanto em ambientes fechados quanto abertos, dependendo da
1115 finalidade. Nos fechados, caso o objetivo não seja a exposição pública, os animais
1116 podem ser mantidos em caixas plásticas ou terrários de madeira, de tela, de vidro ou
1117 alvenaria, sendo que a estrutura depende da necessidade da espécie e a ventilação
1118 é um ponto muito importante. Deve-se utilizar tampas que sejam feitas de material
1119 que permita não só a ventilação, mas também a passagem de luz (ver tópico 5.2.2),
1120 como por exemplo, tampas teladas e que sejam a prova de fugas. As dimensões
1121 ideais do recinto devem considerar os hábitos da espécie, ou seja, para aquelas
1122 terrícolas ou fossoriais o comprimento e largura devem ser mais amplos do que a
1123 altura, enquanto para as arborícolas, todas as medidas devem ser prioritárias. É
1124 recomendável que os recintos possuam, no mínimo, área de 0,2m² para cada 0,1m
1125 de comprimento total de lagartos terrícolas ou fossoriais e 0,2m³ de volume para
1126 cada 0,1m de lagartos arborícolas. Aumentar a ocupação do recinto não quer dizer
1127 necessariamente que deve-se multiplicar esses requerimentos pelo número de
1128 exemplares, uma vez que eles compartilharão o espaço, porém o aumento de
1129 espaço e recursos são necessários, caso sejam mantidos múltiplos animais no
1130 mesmo recinto (Divers e Stahl 2018). É importante que o recinto tenha dimensões
1131 apropriadas para garantir não só a movimentação dos indivíduos alocados, mas a
1132 formação de um gradiente de temperatura em seu interior (ver tópico 5.2.1) e
1133 também acesso à radiação UV (ver tópico 5.2.2).

1134 Muitas espécies do grupo apresentam comportamento territorialista de disputa
1135 por parceiros sexuais ou até por recursos. Por essa razão é preferível não alocar
1136 muitos animais em um mesmo recinto, dando preferência para grupos menores em
1137 recintos maiores; em geral casais, ou um macho com poucas fêmeas. Caso
1138 demonstrem adversidades, os indivíduos devem ser separados. Obviamente, cada
1139 situação deve ser avaliada usando-se como parâmetro a biologia e comportamento
1140 da espécie alvo. O lagarto-rabo-de-macaco (*Corucia zebrata*), por exemplo, é uma

1141 espécie que forma grupos familiares e exibe comportamento territorialista
1142 direcionado a indivíduos de grupos externos.

1143 - **Substrato/ Ambientação:**

1144 O substrato é um item de especial importância para a maior parte das espécies
1145 de lagartos, especialmente para aquelas de hábitos terrícolas, como o lagarto-teiú
1146 (*Salvator merianae*) e o lagarto-de-língua-azul (*Tiliqua scincoides*), por exemplo.
1147 Também é imprescindível para as espécies fossoriais e semi-fossoriais, como
1148 *Calyptommatus leiolepis* ou *Diploglossus lessonae*, e para todas as anfisbenas. O
1149 substrato auxilia na expressão de comportamentos naturais e favorece a
1150 manutenção das condições ambientais, tal como manutenção da umidade adequada
1151 no recinto. Um substrato adequado também permite um local de nidificação para
1152 fêmeas de espécies ovíparas que enterram os ovos, como por exemplo iguanas
1153 (*Iguana iguana*) e dragões-barbados (*Pogona vitticeps*); sem a possibilidade de fazer
1154 postura, elas ficam com os ovos retidos e podem desenvolver diferentes problemas
1155 de saúde (Funk 2002; Sykes 2010; Knotek et al. 2017).

1156 Diferentes tipos de substratos podem ser utilizados em recintos para lagartos,
1157 seja ele um recinto externo ou um terrário. É possível utilizar grama, areia especial
1158 para répteis, terra vegetal, húmus de minhoca, casca de pinus, fibra de coco, folhiço
1159 ou uma combinação desses substratos criando um ambiente heterogêneo. Em
1160 manutenções temporárias pode-se utilizar vermiculita, porém indica-se a tentativa de
1161 utilização dos outros substratos citados anteriormente. Em alguns casos,
1162 dependendo do hábito da espécie, pode ser utilizado papel ondulado ou papel
1163 toalha, principalmente para animais em tratamento. O substrato deve ser trocado
1164 conforme a necessidade, porém restos de fezes devem ser retirados diariamente.

1165 A vegetação natural é outra forma de garantir a manutenção da umidade dentro
1166 de um recinto ou terrário. Além disso, a vegetação também contribui para a criação
1167 de um ambiente confortável para os animais e pode ser utilizada diretamente na
1168 estrutura, como poleiro, e para criação de pontos de sombra ou abrigo. Deve-se
1169 atentar, no entanto para o habitat de origem da espécie a ser trabalhada no
1170 momento da montagem do terrário; espécies de ambientes florestais requerem uma
1171 densidade maior de vegetação; enquanto espécies de ambientes desérticos
1172 requerem menor cobertura vegetal, e maior exposição solar (Stahl 1999).

1173 Outros itens de ambientação também devem ser disponibilizados no recinto,
1174 conforme a necessidade da espécie. Tocas e abrigos são requisitos essenciais e
1175 podem ser confeccionadas com madeira, canos de PVC, tijolos de cerâmica
1176 vazados, cascas de árvore e de frutos secos, caixas de papelão, etc. A oferta de
1177 rochas e troncos baixos também auxiliam a enriquecer o ambiente, principalmente
1178 para espécies terrícolas que costumam escalar e se movimentar em estratos baixos.
1179 Para espécies arborícolas, tais como iguanas e diversos membros da família
1180 Gekkonidae, é imprescindível o fornecimento de troncos ou galhos de espessura e
1181 altura adequada para o indivíduo.

1182 - **Água:**

1183 Todos os recintos devem ter uma fonte de água potável que deve ser trocada
1184 pelo menos duas vezes por semana, ou conforme necessidade. O tamanho da fonte
1185 de água deve corresponder ao tamanho do animal, uma vez que algumas espécies,
1186 além de beberem a água, também a absorvem pela cloaca, submergindo toda a
1187 parte posterior do corpo no tanque de água. Algumas espécies também têm o
1188 costume de defecar na água e outras costumam se banhar quando estão em
1189 processo de ecdise. Além do tamanho do tanque adequado e da umidade do ar
1190 apropriada, a prática de borrifar o recinto e os animais também auxilia para que a
1191 ecdise aconteça sem prejuízos.

1192 Algumas espécies, como as pertencentes à família Chamaeleonidae e outras
1193 espécies de floresta, ingerem água condensada das folhas e diretamente do seu
1194 próprio corpo; por isso é imprescindível borrifar o recinto e os animais com água
1195 diariamente (Donoghue e McKeown 1999). Para alguns lagartos desérticos essa
1196 prática também é recomendada, uma vez que eles possuem canalículos na pele que
1197 permitem captar a água da chuva ou vaporizada do ar e direcionar diretamente para
1198 sua boca.

1199 - **Alimentação:**

1200 Há uma diversidade muito grande de tipos de dietas dentro do grupo dos
1201 lagartos. De qualquer maneira, a saúde dos animais - sejam eles carnívoros como
1202 os lagartos-monitores, herbívoros como a iguana, onívoros como o lagarto-teiú ou
1203 exclusivamente insetívoros como as lagartixas - está fortemente relacionada à oferta
1204 de uma dieta de qualidade.

1205 A maior dificuldade encontrada em cativeiro para as espécies insetívoras é
1206 garantir o fornecimento energético e de micro e macronutrientes ideal, pois os
1207 insetos criados em laboratório, apesar de apresentarem conteúdos satisfatórios de
1208 gordura e proteína, geralmente são muito deficientes em cálcio (Donoghue e
1209 McKeown 1999). Dessa forma, há a necessidade de suplementação de cálcio, que
1210 juntamente com o aporte de radiação UVB vai garantir a produção de vitamina D,
1211 crescimento dos ossos e manutenção saudável do animal. Recomenda-se oferecer
1212 a maior variedade possível de itens alimentares, dentre grilos, baratas e larvas de
1213 insetos, e realizar a suplementação de uma a duas vezes por semana, de modo
1214 semelhante ao indicado para anfíbios (item 4.5). Os suplementos comerciais
1215 utilizados também são os mesmos. Uma vez que muitos lagartos se orientam
1216 preferencialmente pela visão, é indicado que os insetos sejam oferecidos vivos para
1217 que os animais tenham estímulos para caçar. O tamanho da presa, e o volume
1218 oferecido vai depender do porte do lagarto que está sendo alimentado, e podem ser
1219 realizadas duas ou três alimentações distribuídas na semana.

1220 Para as espécies herbívoras ou onívoras, a proporção dos itens e a frequência
1221 da alimentação deve ser elaborada conforme a espécie. Itens vegetais que podem
1222 ser oferecidos são verduras de cores escuras (catalonia, escarola, couve, agrião,
1223 espinafre, etc) e legumes (cenoura, batata-doce, abobrinha, abóbora, etc.). Vegetais
1224 como brócolis e couve-flor podem ser oferecidos, porém com muita moderação, uma
1225 vez que possuem substâncias que dificultam a absorção de iodo. Frutas não
1226 apresentam valores nutricionais muito elevados, mas devem ser adicionados à dieta,
1227 uma vez que estimulam o consumo, podendo ser oferecidos tomate, melão,
1228 melancia, banana, mamão, entre outras. Algumas flores também são bem aceitas e
1229 nutritivas, como malvaisco, hibisco ou pétalas de rosa, porém outros tipos de flores
1230 devem ser avaliadas quanto à toxicidade antes de oferecer. Quanto aos itens de
1231 origem animal, os quais também servem para as espécies carnívoras, podem ser
1232 ofertados carne bovina, carne de frango, ovo cozido, peixe, crustáceos, minhocas,
1233 insetos ou roedores.

1234 Assim como os jabutis, os lagartos também apresentam risco de ingestão do
1235 substrato do recinto caso não sejam tomadas algumas precauções, portanto a dieta
1236 deve ser sempre oferecida em cochos ou sobre pedras e nunca diretamente sobre o
1237 substrato. A ingestão de material estranho pode causar impactação gástrica.

1238 **5.3.4. Serpentes**

1239 Existe uma grande variedade de serpentes, tanto em relação ao tamanho
1240 quanto aos hábitos. Existem espécies de pequeno porte e fossoriais, como as da
1241 família Typhlopidae; de médio porte, esguias e de hábitos semi-aquáticos, terrícolas
1242 ou arborícolas como as das famílias Dipsadidae e Colubridae; de médio porte,
1243 peçonhentas, de hábitos terrícolas ou arborícolas, como as das famílias Elapidae e
1244 Viperidae; de médio a grande porte, de hábitos semi-aquáticos, terrícolas ou
1245 arborícola, como as das famílias Boidae e Pythonidae; entre muitas outras. O
1246 comportamento e as respostas fisiológicas dos indivíduos e das espécies também
1247 variam, existindo aquelas mais agressivas e assustadas e outras mais calmas;
1248 algumas com metabolismo mais lentos e outras mais acelerados. Todos esses
1249 fatores devem ser considerados para o adequado direcionamento do manejo em
1250 cativeiro.

1251 - **Alojamento**

1252 Pode ser tanto em serpentários fechados quanto abertos, dependendo da
1253 finalidade. Nos fechados, caso o objetivo não seja a exposição pública, os animais
1254 podem ser mantidos em caixas plásticas ou terrários de madeira, vidro ou alvenaria,
1255 sendo ideal apenas um por caixa, a não ser que o tamanho do recinto e o
1256 comportamento dos indivíduos permitam o alojamento de mais indivíduos. Deve-se
1257 utilizar tampas que sejam feitas de material que permita não só a passagem de luz,
1258 mas também a ventilação, como por exemplo, tampas teladas e que sejam a prova
1259 de fugas. As dimensões ideais do recinto devem considerar os hábitos da espécie,
1260 ou seja, para as terrícolas ou semi-aquáticas, o comprimento e largura devem ser
1261 mais amplos do que a altura, enquanto que para as arborícolas, todas as medidas
1262 devem ser prioritárias. Para situações de pesquisa científica, ou outras situações
1263 temporárias, recomenda-se que o tamanho do recinto seja, no mínimo, suficiente
1264 para que a serpente ocupe até 1/3 da área da caixa no momento em que estiver
1265 enrolada.

1266 Para situações de manutenção permanente, as dimensões do recinto são
1267 diferentes e devem ser levadas em consideração para construção de novos
1268 serpentários e para adequação dos já existentes. A manutenção de serpentes em
1269 recintos pequenos ainda é uma prática vista como normal e aceita por muitos
1270 mantenedores, uma vez que esses animais se alimentam normalmente nessas
1271 condições e não apresentam sinais claros de estresse, acreditando que isso se deve
1272 pelo sedentarismo e outras falsas crenças em relação ao comportamento das
1273 serpentes. Entretanto, é visível a mudança de comportamento que muitas serpentes,

1274 mesmo as consideradas sedentárias, apresentam quando são transferidas para
1275 recintos maiores, explorando mais o ambiente e permanecendo mais a vista, sem
1276 demonstrar necessidade de ficar entocada o tempo todo (observação pessoal),
1277 sendo o acúmulo um dos sinais de estresse. Estudos recentes têm levantado a
1278 necessidade de mudar tais padrões aceitos para serpentes, ressaltando a
1279 importância de fornecer recintos com espaço e estímulos suficientes para que o
1280 animal exerça o máximo possível de comportamento natural, incluindo a capacidade
1281 de reter ou esticar completamente seus corpos (Warwick et al. 2019). Com isso, os
1282 recintos devem ter, minimamente, comprimento ou altura suficientes (de acordo com
1283 o hábito da espécie) para que as serpentes consigam se esticar completamente.
1284 Quando possível, é recomendável que os recintos possuam área de 1,2m² para
1285 cada metro de serpente de hábitos terrícolas ou semi-aquáticos ou 1,2m³ de volume
1286 para cada metro de serpente de hábitos arborícolas. Aumentar a ocupação do
1287 recinto não quer dizer necessariamente que deve-se multiplicar esses requerimentos
1288 pelo número de exemplares, uma vez que eles compartilharão o espaço, porém o
1289 aumento de espaço e recursos são necessários, caso sejam mantidos múltiplos
1290 animais no mesmo recinto (Divers e Stahl 2018).

1291 No caso de serpentários abertos, localizados em áreas externas delimitadas,
1292 as exigências por espaços maiores devem ser ainda mais criteriosas, uma vez que
1293 os animais estarão expostos às condições climáticas naturais, necessitando de mais
1294 opções para termorregulação, sendo primordial a presença de pontos aquecidos,
1295 abrigos e áreas sombreadas (ver tópico 5.2). As recomendações de tamanho de
1296 recinto devem seguir minimamente as fornecidas acima (1,2m² para cada metro de
1297 serpente). Para as laterais, quando não houver cobertura, é necessária que a altura
1298 mínima seja ao menos 50% maior do que o comprimento da serpente, por exemplo,
1299 para serpentes de 1m as laterais devem ter 1,5 m, para serpentes de 2m, devem ter
1300 entre 3 a 4m. De qualquer forma, quando possível, é recomendável que o
1301 serpentário aberto tenha cobertura de tela, pensando na possibilidade de
1302 predadores potenciais, como aves e gambás, adentrarem ao recinto.

1303 - **Substrato e ambientação**

1304 O substrato é um item de relevância significativa, pois, além de estimular
1305 comportamentos naturais e auxiliar a manutenção do microclima do recinto, muitas
1306 serpentes vivem a maior parte do tempo em contato com o solo. Em serpentários
1307 abertos podem ser utilizados substratos naturais como areia, terra, grama, folhiço,
1308 associados a substratos artificiais, simulando o habitat natural dos animais. É

1309 importante que o substrato seja adequado à desova para recintos que alojam
1310 fêmeas ovíparas adultas. Em recintos fechados podem ser utilizados terra vegetal,
1311 fibra de coco, húmus de minhoca, casca de pinus, folhiço. Caso não seja uma
1312 serpente fossorial ou semi-fossorial, as caixas ou terrários dos serpentários
1313 fechados também podem ser forradas com papelão ondulado, facilitando a
1314 higienização de rotina em locais com muitas serpentes.

1315 Independente do substrato, os itens de ambientação devem ser
1316 disponibilizados no recinto conforme a necessidade da espécie. Tocas são requisitos
1317 essenciais para a maioria das serpentes e podem ser confeccionadas com madeira,
1318 canos de PVC, cascas de árvore e de frutos secos, caixas de papelão, etc. Deve-se
1319 atentar para que o acesso à serpente seja disponível, mesmo ela estando entocada,
1320 e que a toca tenha tamanho suficiente para que ela não fique presa. A oferta de
1321 pedra e troncos baixos também auxiliam a enriquecer o ambiente e ter opções para
1322 auxílio durante a ecdise. Para as serpentes arborícolas, é imprescindível o
1323 fornecimento de troncos ou galhos de espessura e altura adequada para o indivíduo.

1324 **- Água**

1325 Todas as caixas e recintos necessitam de uma fonte de água que precisa ser
1326 potável e trocada no mínimo uma vez por semana ou sempre que houver
1327 necessidade. Os serpentários abertos devem possuir uma fonte de água corrente ou
1328 tanque de água que deve ser trocada diariamente. O escoamento da água precisa
1329 ser telado a fim de evitar a fuga dos animais. Os bebedouros e as paredes de
1330 tanques e lagos devem ser lisos para facilitar a limpeza. Algumas espécies
1331 arborícolas ingerem água acumulada na própria pele, por isso é importante borrifar
1332 os alojamentos e os indivíduos diariamente.

1333 O tamanho da fonte de água deve ser compatível com o tamanho e hábito da
1334 serpente, sendo que, para algumas, é suficiente apenas um recipiente para beber
1335 água. Algumas serpentes, mesmo as terrícolas, em algumas situações tem o hábito
1336 de entrar na água para se banhar, assim é importante oferecer um recipiente ou
1337 tanque que as comporte. Já para as semi-aquáticas, isso é o mínimo obrigatório em
1338 situações temporárias, sendo que em situações permanentes, o tanque deve ter
1339 comprimento e profundidade suficientes para o animal conseguir se esticar e nadar.

1340 **- Alimentação**

1341 Serpentes são animais exclusivamente carnívoros que possuem notável
1342 variedade de itens alimentares, porém em cativeiro, as presas mais comuns a serem
1343 ofertadas são roedores. É necessário que a presa oferecida seja procedente de
1344 locais capacitados de criação e que o tamanho seja adequado para a serpente.
1345 Esses animais ingerem a presa inteira e cada espécie possui uma dieta e uma
1346 frequência de alimentação que varia conforme o metabolismo da mesma.
1347 Geralmente serpentes com metabolismo mais lento, como boídeos e viperídeos, e
1348 que se alimentam de volumes maiores, podem se alimentar mensalmente com cerca
1349 de 10% do seu peso em alimento (fracionado em mais de uma presa), porém isso
1350 não é uma regra. Serpentes com metabolismo mais acelerado, como dipsadídeos e
1351 colubrídeos, ou que se alimentam de presas menores ou que são digeridas mais
1352 rapidamente como anfíbios, peixes e lesmas podem ser alimentadas
1353 quinzenalmente ou semanalmente. De qualquer forma, para animais mantidos por
1354 longo prazo, é importante acompanhar a massa corpórea, tanto de adultos quanto
1355 de juvenis, para possibilitar ajustes necessários na dieta. Após a alimentação o
1356 manejo das serpentes deve ser evitado para que as mesmas não venham a
1357 regurgitar. Em recintos múltiplos é fundamental que as serpentes sejam separadas
1358 em pontos diferentes para que não haja disputa de alimento. Serpentes em ecdise
1359 não devem ser alimentadas.

1360 Por diversos fatores algumas serpentes podem se recusar a se alimentar
1361 voluntariamente. Após a certificação de que o animal não possui nenhuma patologia,
1362 o mesmo pode ser alimentado de forma forçada com o auxílio de uma pinça, com
1363 uma presa pequena e em menor quantidade do que seria oferecido normalmente. A
1364 presa deve ser abatida de forma ética e umedecida com água ou óleo mineral antes
1365 de introduzir no esôfago da serpente. É necessário que a contenção da serpente e o
1366 procedimento sejam realizados por profissionais capacitados. A decisão por uma
1367 alimentação forçada deve levar em consideração o metabolismo da serpente e
1368 perda de massa corpórea, cabendo ao técnico avaliar a necessidade de entrar com
1369 o procedimento.

1370 **6. Contenção física e transporte rápido**

1371 A contenção física de animais em cativeiro é uma prática comum, devido à
1372 necessidade de realização de exames, experimentos, tratamento veterinário,
1373 acompanhamento biométrico, troca de recinto, etc. Porém essa manipulação pode
1374 induzir habituação a estímulos iminentes, estresse ou até mesmo danos físicos ao
1375 animal. Sendo assim, recomenda-se que a contenção seja restrita e realizada

1376 somente quando necessário, buscando sempre que possível, outras alternativas
1377 para realizar determinados procedimentos sem a necessidade de contenção.

1378 A contenção física de répteis, principalmente de algumas espécies mais
1379 perigosas, sempre levou em consideração que certos riscos fazem parte do
1380 processo e que o manipulador inevitavelmente estará exposto. Entretanto, essa
1381 prática deve ser revista, uma vez que existem técnicas que minimizam tais riscos e
1382 permitem atingir o mesmo objetivo. É de fundamental importância conhecer a tática
1383 de defesa e o comportamento do animal para evitar acidentes, tanto ao manipulador
1384 quanto ao próprio animal, sendo que esse conhecimento é o que direciona a
1385 contenção física adequada e o manipulador deve estar confiante para executar o
1386 procedimento. O tempo de manipulação é um fator crítico, portanto o procedimento
1387 deve ser o mais breve possível, sempre observando e respeitando as respostas do
1388 animal durante a contenção, sendo que alguns indivíduos são mais agitados que
1389 outros. Deve-se ressaltar que para a contenção da maioria dos animais não há
1390 necessidade de força (exceto os de médio e grande porte), uma vez que a técnica
1391 correta, associada à agilidade, precisão e atenção, devem ser suficientes para
1392 imobilizar o animal. O excesso de força pode levar a injúrias ao animal, tais como
1393 quebra de ossos ou até mesmo a asfixia. Também deve-se ressaltar que a
1394 contenção deve ser feita em locais com a temperatura amena.

1395 Para transporte rápido ou restrição por poucas horas, tanto para anfíbios
1396 quanto para répteis, é recomendável a utilização de caixas plásticas com travas (ou
1397 também de madeira no caso de répteis), de tamanho suficiente para que o animal
1398 tenha a movimentação restringida, para evitar ficar se debatendo e se machucar,
1399 além de necessitarem ser resistentes de acordo com a força do animal. As caixas
1400 devem conter furos para ventilação ou telas, atentando-se para que o animal não
1401 consiga passar por eles, e sempre ser mantidas em locais frescos. Caso a caixa seja
1402 transparente, é recomendável envolvê-la com um pano para minimizar o estresse.
1403 No caso de anfíbios, a caixa deve ter uma película de água ou então estar
1404 preenchida com musgo ou algodão úmidos e, para transporte rápido, também
1405 podem ser utilizados sacos plásticos preenchidos com ar e com algumas folhas
1406 úmidas. No caso de répteis, exceto animais de grande porte, crocodilianos e
1407 serpentes peçonhentas, o animal pode ser alocado em um saco de pano bem
1408 amarrado, o que ajuda a mantê-lo bem mais calmo. Para viagens longas ou
1409 transporte aéreo, devem ser seguidas as recomendações da Associação
1410 Internacional de Transporte Aéreo (International Air Transport Association – IATA).

1411 Nos próximos tópicos serão fornecidas recomendações básicas de
1412 contenção, específicas para cada grupo, porém elas não eximem a necessidade de
1413 um treinamento prático ser realizado por uma pessoa experiente. Vale ressaltar que
1414 existem técnicas diferentes para contenção de um mesmo grupo, porém cabe ao
1415 manipulador avaliar a situação do momento e também com qual técnica se sente
1416 mais confiante para garantir a segurança do animal e a sua própria.

1417 **6.1 Anfíbios**

1418 A defesa dos anfíbios frente a uma contenção envolve principalmente a
1419 tentativa de fuga, sendo que algumas espécies apresentam esporões nas patas e
1420 outras, mais raramente, podem morder. A principal preocupação deve ser em
1421 relação à pele dos anfíbios. Para contenção física desses animais, deve-se utilizar
1422 luvas de procedimento sem pó, de preferência de látex, vinil ou nitrilo, sendo
1423 recomendável molhar as mesmas antes da contenção. A luva protegerá o animal de
1424 injúrias em seu tegumento e da contaminação por microrganismos ou produtos
1425 químicos. Ao mesmo tempo, irá proteger o manipulador também da contaminação
1426 por microrganismos e de secreções tóxicas presentes na pele de alguns animais.
1427 Luvas novas deverão ser utilizadas para animais de diferentes recintos para evitar a
1428 contaminação cruzada por patógenos.

1429 A contenção física de girinos, caso o objetivo seja transporte de um recinto
1430 para outro, pode ser realizada utilizando algum material do tipo rede, concha, colher
1431 etc. Caso seja necessário a contenção manual para realização de procedimentos,
1432 deve-se apoiar o girino na palma de uma mão, e com a outra segurar gentilmente
1433 seu corpo. Em qualquer um dos casos, deve-se manter o animal em contato com a
1434 água. Caso seja necessário realizar a contenção fora da água, esse procedimento
1435 deverá ser realizado o mais rápido possível.

1436 Anuros adultos e juvenis pequenos, ao serem manipulados para troca de
1437 recinto, devem ser envoltos com ambas as mãos, como em um casulo, para que o
1438 mesmo fique seguro, não havendo necessidade de contenção. Em casos nos quais
1439 a contenção seja obrigatória para algum procedimento ou o indivíduo seja de médio
1440 ou grande porte, a contenção pode ser realizada segurando a cintura com o dedo
1441 indicador e o polegar, imobilizando as patas traseiras, e com a outra mão deve-se
1442 apoiar o ventre do animal. Também pode-se apoiar o ventre do animal na palma de
1443 uma das mãos, e com a outra, prender gentilmente o animal, colocando os dedos na
1444 frente dos ombros para que ele não consiga ir para frente. Deve se lembrar que os

1445 ossos desses animais são muito sensíveis, assim, não se deve utilizar força alguma
1446 na contenção, apenas precisão na técnica. Algumas espécies maiores conseguem
1447 utilizar a mão do manipulador como apoio para impulso, sendo assim, deve-se tentar
1448 deixar as patas traseiras sem contato com a mão do manipulador. Caso o motivo da
1449 manipulação seja coleta de sangue da veia abdominal, deve-se segurar o animal de
1450 forma que o dorso do animal fique em contato com a mão do manipulador. Deve-se
1451 levar em consideração que muitas espécies são escorregadias, necessitando,
1452 portanto, bastante atenção a esse ponto.

1453 Na necessidade de manipulação para abertura bucal de anfíbios, deve-se
1454 segurar a cabeça do animal de forma que o corpo fique apoiado na mesma mão. Os
1455 dedos, polegar e indicador, irão segurar a cabeça, o dorso do animal ficará apoiado
1456 na palma da mão e os outros dedos devem envolver o ventre do animal. Com a
1457 outra mão, abrir a boca com o auxílio de um material rígido, porém que não cause
1458 dano ao animal. Um exemplo é o uso de cartões de papelão, plástico ou palheta de
1459 guitarra, no entanto o material deve ser um material limpo, sem risco de contaminar
1460 o animal. Caso o animal seja de grande porte, o manipulador deve segurar com as
1461 duas mãos, enquanto outra pessoa realiza a abertura bucal.

1462 Salamandras podem ser examinadas sendo apoiadas na mão no
1463 manipulador, sem a necessidade de contenção, no entanto, caso seja necessário,
1464 deve-se segurar o animal apoiando o ventre na palma de uma das mãos, e com a
1465 outra, prender gentilmente o indivíduo, colocando os dedos na frente dos ombros
1466 para que ele não consiga ir para frente. Durante a contenção de salamandras deve-
1467 se tomar cuidado com a cauda do animal, pois algumas espécies podem fazer
1468 autotomia (liberar a cauda, como estratégia de fuga). No caso de cecílias, a forma
1469 de restrição dependerá do objetivo da manipulação. Caso a manipulação seja
1470 rápida, para mudança de recinto ou checagem geral das condições do animal, o
1471 indivíduo poderá ser manipulado gentilmente, sem necessidade de contenção. Caso
1472 seja necessária uma manipulação mais restrita, deve-se segurar o animal com as
1473 duas mãos, uma em sua parte mais anterior, logo atrás da boca, e outra em sua
1474 parte mais posterior.

1475 **6.2 Quelônios**

1476 Os quelônios possuem como principais formas de defesa a mordida, tentativa
1477 de fuga ou encolhimento dentro do casco. Algumas espécies podem morder, como
1478 *Trachemys*, e algumas causar sérios ferimentos, como é o caso da tartaruga-

1479 mordedora (*Chelydra serpentina*). Outras dificilmente morderão, porém deve-se
1480 sempre levar em consideração essa possibilidade, uma vez que o bico córneo
1481 possui bastante força.

1482 Com isso, para a contenção física de tartarugas, como *Trachemys* por
1483 exemplo, é recomendável segurar pelo casco na metade do corpo ou com uma das
1484 mãos de apoio na parte traseira do casco. Já cágados, como *Phrynops*, podem ser
1485 segurados com as duas mãos, de forma que cada mão fique em cada lateral do
1486 casco do animal, uma próxima à pata dianteira e outra próxima à traseira. Porém,
1487 cabe a pessoa ajustar a posição das mãos da forma que estiver mais seguro para
1488 evitar quedas e mordidas. Quelônios aquáticos podem empurrar a mão do
1489 manipulador com as patas ou então ter o casco escorregadio, sendo assim, deve-se
1490 segurar o animal firmemente e de modo que dificulte qualquer ação.

1491 As tartarugas-mordedoras possuem pescoço longo, de forma que podem
1492 conseguir alcançar as mãos do manipulador erguendo o pescoço para cima ou para
1493 os lados, alcançando até metade do casco. Sendo assim, recomenda-se que segure
1494 a tartaruga na base da cauda com uma das mãos, e com a outra, apoie o seu
1495 ventre, pois esses animais não conseguem virar o pescoço para baixo. Com
1496 exceção desses animais, nenhum outro quelônio deve ser contido pela cauda.

1497 Caso a contenção tenha como objetivo algum exame invasivo, seja na
1498 cauda, nas patas ou no pescoço, deve-se segurar gentilmente esses locais e puxar
1499 para fora do casco, porém com atenção redobrada para não deslocar/quebrar
1500 nenhum osso do animal, sempre respeitando seu tempo. Enquanto ele estiver
1501 oferecendo resistência, não se deve puxar, apenas quando sentir relaxamento do
1502 membro. Pode-se também segurar a cabeça do indivíduo dentro (tartarugas) ou ao
1503 lado (cágados) do casco com o auxílio de um pano, para que o mesmo fique mais
1504 confortável e assim diminuir o risco de acidentes tanto para o animal quanto para o
1505 manipulador.

1506 No caso de contenção de quelônios grandes como jabutis, tartarugas
1507 marinhas e tartarugas-amazônicas pode-se conter o animal com uma das mãos
1508 segurando o casco logo acima do pescoço, e com a outra mão, segurar na parte de
1509 trás do casco, logo acima da cauda. Caso o animal seja muito pesado, o mesmo
1510 deverá ser contido por duas ou mais pessoas. Para realização de exames nesses
1511 animais, aconselha-se colocar o animal com o ventre apoiado em algum objeto
1512 alto, como por exemplo um pneu ou uma caixa, de forma que as patas fiquem no ar

1513 e o animal não consiga se apoiar em nenhuma superfície. Não é recomendado
1514 manter o animal de costas por mais tempo do que o absolutamente necessário. Tal
1515 posição não é natural e é estressante para o animal.

1516 **6.3 Crocodilianos**

1517 Todo crocodiliano tem o potencial de causar acidentes graves, uma vez que
1518 possuem extrema força em sua mordida. Filhotes também mordem, porém, causam
1519 ferimentos leves, assim, o manejo de qualquer crocodiliano consiste principalmente
1520 em imobilizar a boca. Filhotes podem ser contidos por apenas uma pessoa e, até
1521 determinado tamanho, com apenas uma mão. Nesse caso, a contenção é
1522 semelhante a um lagarto, segurando o osso mandibular atrás da boca e mantendo
1523 as patas traseiras junto à base da cauda do animal. A boca pode ser fechada com
1524 fita adesiva ou borracha.

1525 Animais jovens e adultos devem ser contidos por duas pessoas ou mais, de
1526 acordo com o tamanho do exemplar. Recomenda-se que a equipe organize a função
1527 de cada um antes de iniciar o procedimento e que cada um reconheça suas próprias
1528 limitações físicas antes de se comprometer na função, lembrando que algumas
1529 etapas exigem força, dependendo do tamanho do animal. Cada passo da contenção
1530 deve ser feito sempre com calma e firmeza, respeitando sempre o animal, uma vez
1531 que eles se agitam com cada procedimento. Portanto, em qualquer etapa, deve-se
1532 aguardar o animal se acalmar para prosseguir para o próximo passo e também
1533 sempre manter uma distância segura do mesmo. É importante fazer o planejamento
1534 da contenção de acordo com o recinto e com o tanque do animal. A seguir, serão
1535 fornecidas etapas para uma maneira de contenção segura e eficiente, a qual
1536 recomendamos.

1537 Para crocodilianos de médio porte (até 2,5m aproximadamente) pode ser
1538 utilizado um cambão. Primeiramente deve-se laçar o animal com o cambão na
1539 região do pescoço, junto com uma das patas dianteiras. Isso fará com que seja mais
1540 difícil para o animal girar em torno do próprio corpo e evitar qualquer lesão em seu
1541 pescoço. Enquanto o animal é mantido no cambão por uma pessoa, a outra cobre os
1542 olhos com uma toalha ou pano, com o auxílio de um cabo, de forma que ele não
1543 consiga ver a movimentação ao redor. Após isso, com o auxílio de um outro cambão
1544 menor, essa segunda pessoa fecha sua boca, mantendo-o firme (um cambão no
1545 pescoço/pata e outro na boca) enquanto uma terceira pessoa imobiliza a boca com
1546 uma fita de borracha ou fita adesiva resistente. Após essa imobilização, ao menos

1547 duas pessoas montam em cima do dorso do animal, porém, deve ser avaliada a
1548 quantidade de pessoas de acordo com o tamanho do mesmo. A pessoa que estiver
1549 na parte da frente, deve pressionar a cabeça do crocodiliano para o chão,
1550 deslizando as mãos em direção ao rostro e posteriormente segurar a boca do
1551 animal, já fechada. A segunda pessoa deve segurar as patas traseiras junto à base
1552 da cauda do animal, pressionando-as com as pernas.

1553 Para crocodilianos de grande porte, não é recomendável o uso de cambão, e
1554 sim de cordas, com auxílio de estruturas fixas para segurá-las. Os passos são
1555 semelhantes, porém a imobilização do animal deve ser feita completamente com
1556 cordas, antes de realizar o acesso ao mesmo. Deve-se ressaltar que quanto maior o
1557 animal, mais estressado o mesmo fica e mais ele demora para retornar ao seu
1558 estado fisiológico equilibrado, assim, as contenções devem ser ao máximo evitadas
1559 e devem ser muito espaçadas entre elas.

1560 **6.4. Lagartos e anfisbenas**

1561 Muitas espécies de lagartos, ao serem manipuladas, podem fazer autotomia
1562 caudal, ou seja, liberar a cauda como estratégia de fuga, portanto essas espécies
1563 não devem jamais ser contidas pela cauda. Outra tática bem comum de lagartos e
1564 anfisbenas ao ser contidos é a mordida. Algumas espécies, como a iguana, podem
1565 dar chicoteadas com a cauda e, essa e outras arborícolas, também podem arranhar.

1566 Normalmente, lagartos médios e grandes devem ser contidos segurando a
1567 parte posterior do osso mandibular com uma das mãos e com a outra mão segurar a
1568 cintura, pressionando as coxas para trás, de forma a ficarem paralelas à base caudal
1569 do animal. Nesse caso, também é recomendável apoiar o tronco do animal para que
1570 ele não fique se retorcendo. Em espécies menores, esse procedimento pode ser
1571 feito com apenas uma mão, utilizando a palma da mão para apoiar o dorso do
1572 animal e deixá-lo mais firme. Alguns indivíduos ficam menos agitados se, ao invés
1573 de conter atrás da mandíbula, segurar o peitoral com a palma da mão, de forma que
1574 o animal não consiga morder a mesma. No caso das anfisbenas, a contenção
1575 também deve ser realizada segurando com os dedos a parte posterior do osso
1576 mandibular e com a outra mão segurar o restante do corpo.

1577 Para espécies de grande porte e que podem morder, podem ser utilizadas
1578 luvas de raspa de couro. Porém deve-se atentar ao fato de que essas luvas podem
1579 prejudicar a sensibilidade da mão do manipulador, o que pode fazer com que a

1580 contenção seja mais forte do que o necessário, podendo causar injúrias ao animal,
1581 ou mais fraca que o necessário, fazendo com que ele se solte do manipulador. Caso
1582 o animal seja muito agitado pode-se utilizar toalhas para cobrir sua cabeça e seus
1583 olhos antes de realizar a contenção ou durante o procedimento, o que fará com que
1584 ele se mantenha mais calmo. O uso da toalha também pode ser feito para enrolar
1585 um lagarto de médio/grande porte, mantendo suas patas pressionadas contra o
1586 corpo, sendo útil para transportes rápidos.

1587 **6.5. Serpentes**

1588 As serpentes possuem diversas maneiras de se defender, sendo que
1589 algumas podem causar sérios acidentes ou até mesmo a morte, como no caso das
1590 peçonhentas ou então das grandes constritoras. Com isso, as medidas de
1591 segurança devem ser rigorosas e respeitadas. Em caso de exposição pública,
1592 medidas para serpentes peçonhentas estão disponíveis na IN 07/15 do IBAMA.
1593 Serpentes não-peçonhentas podem morder, dar chicoteadas com a cauda ou então
1594 constringir o manipulador, sendo assim, uma contenção precisa e com segurança
1595 deverá ser sempre aplicada.

1596 Para serpentes de pequeno e médio porte, os equipamentos que podem ser
1597 utilizados na contenção são: gancho, laço de Lutz, pinção ou tubo transparente (de
1598 acrílico ou de borracha firme). O tamanho dos equipamentos e a resistência dos
1599 mesmos deve ser escolhido conforme o tamanho do indivíduo e o comportamento
1600 da espécie.

1601 O gancho pode ser utilizado tanto para transferir o animal de um local para
1602 outro quanto para auxílio na contenção manual. Alguns animais são mais fáceis de
1603 serem mantidos no gancho do que outros, por isso há necessidade de prática,
1604 principalmente para algumas espécies de Colubridae ou Dipsadidae. Já o pinção,
1605 raramente é necessário utilizar em cativeiro, sendo normalmente utilizado para
1606 serpentes finas e leves, que estejam a uma altura fora do alcance da pessoa. O
1607 mesmo deve ser utilizado com muita leveza, uma vez que pode causar acidente na
1608 coluna da serpente.

1609 Para auxílio na contenção manual, o gancho deve ser levemente
1610 pressionado no crânio da serpente contra o chão, de forma que o animal não
1611 consiga se voltar para morder a pessoa, e a pessoa deverá conter a cabeça
1612 imediatamente. Esse processo é mais fácil com serpentes em uma caixa. Para

1613 contenção da cabeça, a pessoa deve segurar o osso quadrado (atrás da boca) com
1614 o dedo indicador e com o polegar, apoiando o “pescoço” na palma da mão e, com a
1615 outra mão deve-se segurar o resto do corpo do animal. Caso o animal seja de médio
1616 ou grande porte, como no caso de boídeos e pítons, recomenda-se que a contenção
1617 seja realizada com 2 ou mais pessoas, conforme o tamanho. Neste caso, uma
1618 pessoa segura a cabeça do animal com uma mão e com a outra mão o primeiro
1619 terço do corpo, restringindo a movimentação, e os outros manipuladores seguram o
1620 restante do corpo.

1621 Para serpentes peçonhentas, a contenção manual direta só deve ser
1622 realizada em casos extremamente necessários e inevitáveis, ou em casos de
1623 instituições que fazem extração de veneno. Quando houver a necessidade de conter
1624 manualmente a cabeça de um viperídeo, recomenda-se o auxílio do gancho ou do
1625 laço de Lutz e na contenção utilizar três dedos: o polegar e o médio seguram o osso
1626 quadrado, enquanto o indicador apoia o crânio. Procedimentos corriqueiros com
1627 serpentes peçonhentas, como medicação, avaliação clínica, biometria ou até mesmo
1628 alimentação forçada, podem ser realizados utilizando o laço de Lutz em alguns
1629 casos e o tubo transparente em qualquer uma dessas situações.

1630 Não se deve nunca abrir o recinto sem saber a localização da serpente;
1631 tampouco deve-se limpar o recinto com a serpente dentro dele. A limpeza deverá ser
1632 realizada após a transferência da serpente para um outro recinto seguro (como uma
1633 outra caixa ou balde com tampa).

1634 **7. Métodos de identificação**

1635 Existem diversos métodos de marcação para identificação de répteis e
1636 anfíbios, tanto invasivos quanto não-invasivos, e a escolha do método deve ser de
1637 acordo com o propósito de manutenção dos indivíduos e com a espécie. Para
1638 instituições que preveem o uso e manejo de animais em cativeiro, a marcação é
1639 obrigatória e deve ser seguida conforme a Resolução CONAMA 487/2018. Já para
1640 animais destinados a pesquisas temporárias, a identificação individual normalmente
1641 é necessária para realização de experimentos, porém a marcação permanente nem
1642 sempre é necessária. Vale ressaltar que alguns métodos de marcação invasivos
1643 podem causar estresse e dor no animal, portanto devem ser acompanhados de
1644 procedimentos que minimizem ou eliminem esses fatores (Narayan et al. 2012),
1645 incluindo uso de medicamentos para controle da dor e, sempre que possível, optar
1646 por métodos não-invasivos.

1647 **7.1 Anfíbios**

1648 Um método bastante eficiente e não-invasivo para a identificação individual
1649 de anfíbios em cativeiro é a foto-identificação. Esse método se baseia em tirar fotos
1650 das características e marcas naturais dos animais. Assim, quando necessário
1651 reconhecer determinado indivíduo, basta basear-se nas fotos tiradas. No entanto,
1652 deve-se atentar ao fato de que, em alguns casos, as cores e marcação naturais dos
1653 animais podem mudar com o tempo, fazendo-se necessário o acompanhamento
1654 periódico e renovação das fotos, principalmente de filhotes e jovens. Também é
1655 recomendado tirar fotos dos indivíduos da mesma espécie a partir do mesmo
1656 ângulo, para facilitar a identificação posterior.

1657 Entretanto, muitas espécies não possuem marcas naturais que permitam sua
1658 identificação, assim, o método anterior não se faz eficiente. Um método que tem sido
1659 cada vez mais utilizado e se mostrando eficiente é o implante de elastômero. Esse
1660 método se baseia em injetar, no tecido subcutâneo do animal, um elastômero
1661 colorido. A partir da injeção de diferentes cores em diferentes posições é possível
1662 criar um código para cada indivíduo. No entanto, poucos são os estudos verificando
1663 se há alguma contraindicação no uso do elastômero em anfíbios, por causar algum
1664 dano ao animal a curto ou a longo prazo. Sabe-se que o elastômero pode vir a
1665 alterar a microbiota cutânea dos anfíbios, aumentando a abundância de fungos na
1666 pele desses animais (Antwis et al. 2014), porém, como são poucos os estudos,
1667 ainda não há conclusões significativas em relação a esse método. Sendo assim,
1668 sugerimos que o elastômero seja usado somente se não for possível identificar os
1669 animais utilizando foto-identificação e se a marcação for imprescindível.

1670 Por fim, para identificação de anfíbios adultos, pode-se utilizar microchip ou
1671 nanochip, porém esses métodos são pouco utilizados pois se restringe a espécies
1672 de médio e grande porte. Além disso, assim como o elastômero, a aplicação dos
1673 chips pode causar alteração na microbiota do animal. Para a identificação dos
1674 indivíduos, também há a possibilidade de manter os animais em recintos individuais,
1675 quando a marcação não for obrigatória e quando o experimento ou a atividade
1676 permitir, lembrando que as caixas devem ser identificadas.

1677 **7.2. Répteis**

1678 Um dos métodos de identificação não-invasivos para répteis é a foto-
1679 identificação, que pode ser utilizada para todos os grupos, porém, assim como para
1680 anfíbios, é indicada somente para espécies que possuam marcas naturais. Em

1681 pesquisas, para répteis também é comum a manutenção individual em recintos,
1682 sendo essa também uma forma de identificação dos exemplares - também quando a
1683 marcação não for obrigatória e quando o experimento ou a atividade permitir. Para
1684 quelônios, também é possível utilizar um tipo de marcação temporária e não-
1685 invasiva, que consiste em utilizar esmaltes coloridos para marcar o casco e cada
1686 indivíduo ter seu próprio código de pintura. Os esmaltes saem com o tempo,
1687 portanto devem ser renovados de acordo com o tempo da pesquisa ou com a
1688 necessidade de identificação. Esse método também é bastante útil para animais que
1689 vivem em grupos e estão passando por algum tratamento, facilitando o
1690 reconhecimento imediato.

1691 Entre os métodos invasivos, o mais utilizado em animais mantidos em
1692 instituições de manutenção permanente, como zoológicos por exemplo, é o
1693 microchip, que deve ser aplicado no tecido subcutâneo dos animais. É um método
1694 muito eficaz, sendo um dos mais indicados para répteis, porém, algumas vezes,
1695 pode parar de funcionar. Sendo assim, quando possível, sugere-se a aplicação de
1696 outra metodologia de marcação juntamente com o microchip. Outro método invasivo
1697 e eficiente utilizado para quelônios é a chanfra, ou corte de escudos marginais, que
1698 consiste em lixar diferentes escudos de diferentes indivíduos, para que seja criado
1699 um código individual. Esse método deve ser previamente aprovado por Comitê de
1700 Ética no Uso de animais e feito apenas na impossibilidade de uso de outra técnica
1701 de identificação; nesse caso, deve ser realizado com cautela, com materiais
1702 esterilizados e assepsia do local.

1703 **8. Principais patologias e recomendações clínicas**

1704 Muitas doenças que acometem anfíbios e répteis podem ser minimizadas em
1705 cativeiro através do manejo e tratamento adequados. No entanto, pouco ainda se
1706 sabe sobre diagnóstico e tratamento de muitas dessas doenças, embora esse
1707 campo seja um pouco mais avançado para répteis do que para anfíbios. Como
1708 discutido anteriormente, a preocupação com a saúde e bem-estar do animal deve
1709 ser primordial e, em centros de pesquisa, o pesquisador deve ter em mente que
1710 animais debilitados podem contribuir negativamente para o resultado da pesquisa.
1711 Assim, o mantenedor deve estar atento às mudanças comportamentais e fisiológicas
1712 do animal para poder investigar se o animal está doente devido a algum patógeno
1713 ou se há algum problema no manejo realizado.

1714 As doenças de anfíbios e répteis podem ser causadas por vírus, fungos,
1715 bactérias e parasitas. Esses animais também podem adoecer devido a problemas no
1716 manejo, como por exemplo, falhas nutricionais, problemas na qualidade da água,
1717 recinto não adequado ao tipo de habitat, etc. Aqui iremos abordar as principais
1718 doenças que acometem os anfíbios e répteis em cativeiro e indicar tratamentos e
1719 diagnósticos, quando conhecidos (para mais informações sobre doenças em
1720 anfíbios, ver Pessier and Mendelson III 2017). Vale ressaltar, que, durante o
1721 tratamento veterinário, é fundamental reconhecer e oferecer condições mínimas
1722 necessárias para que o animal tenha conforto ambiental e suporte fisiológico
1723 suficientes para que o estresse não comprometa a eficácia do tratamento, a qual
1724 depende de uma associação entre manejo biológico e veterinário.

1725 **8.1. Avaliação clínica**

1726 Alguns fatores são importantes e devem ser levados em consideração em
1727 uma avaliação mais aprofundada das condições dos animais. Idealmente, deve-se
1728 ter o suporte de um médico veterinário na manutenção de animais, pois, caso
1729 necessário, o veterinário poderá realizar um diagnóstico preciso e orientar caso seja
1730 necessária a realização de algum tratamento.

1731 A anamnese e o exame físico são um bom ponto de partida, com o
1732 reconhecimento de que o manejo tem um papel importante em quase todos os
1733 processos de doenças. Muitas vezes, é útil um hemograma completo para procurar
1734 evidências de infecção/inflamação crônica e uma análise bioquímica plasmática para
1735 estreitar as preocupações dos sistemas orgânicos. Ultrassonografia, endoscopia
1736 e/ou outras imagens diagnósticas podem ser úteis para identificar lesões internas e
1737 orientar a coleta de amostras. Uma vez que os resultados dos testes de diagnóstico
1738 iniciais estejam disponíveis, é possível selecionar testes de diagnóstico específicos e
1739 mais apropriados para o agente em questão.

1740 A avaliação clínica em anfíbios e répteis para a investigação de sinais e
1741 sintomas consiste em inspeção visual de características comportamentais e
1742 fisiológicas tais como consciência, apetite, habilidade para apreender alimento,
1743 deglutição, mobilidade, marcha, propriocepção, reflexo visual, padrão respiratório,
1744 secreções, flutuação (para testudines aquáticos), fezes e urina, palpação inguinal,
1745 auscultação em algumas espécies, percussão (exemplo, da carapaça), abertura da
1746 boca para verificar mucosa, oximetria de pulso (interdigital em algumas espécies),
1747 temperatura cloacal, membros (aumentos de volume, articulações) e avaliação dos

1748 olhos e narinas. Deve-se atentar à condição do escore corpóreo do animal de forma
1749 a verificar se o mesmo se encontra acima do peso ou anorético.

1750 A cavidade bucal dos répteis deve sempre ser examinada, particularmente
1751 procurando evidência de inflamação, infecção, gota úrica e corpos estranhos.
1752 Observação da coloração da membrana mucosa deve ser realizada, pois a mesma é
1753 normalmente rosa clara, embora algumas espécies normalmente apresentem
1754 colorações escuras. Membranas pálidas são frequentemente observadas nos casos
1755 de anemia enquanto as hiperêmicas podem ser associadas com sepsis ou toxemia.
1756 Icterícia não ocorre, mas sim biliverdinemia resultante de doença hepática severa.
1757 Edema submandibular pode ser resultante de trauma, estomatites ou doença ósseo-
1758 metabólica.

1759 Outros exames clínicos visuais importantes são a verificação do bico córneo
1760 ou dentes (para verificar lesões ou supercrescimento), pálpebras (para verificar
1761 distensões ou inflamações), ouvidos (para procurar sinais de edema associados com
1762 abscedação) e olhos (que devem ser claros e brilhantes). Conjuntivites, ulceração
1763 corneal e opacidades são apresentações clínicas frequentes, sendo assim o exame
1764 oftálmico é importante. O casco de quelônios deve ser examinado para verificar sua
1765 dureza, conformação, trauma e infecção. Infecção do casco pode se apresentar
1766 como perda e amolecimento de escudos com eritema, petéquias, descarga
1767 purulenta ou caseosa e odor pútrido. Infecções profundas usualmente envolvem os
1768 ossos da carapaça e causa osteomielite.

1769 Em relação ao exame clínico no tegumento dos animais, deve-se procurar
1770 por lesões, inchaços ou abscessos. A pele deve ser examinada para pesquisa de
1771 parasitas, particularmente carrapatos e larvas de moscas, disecdise, trauma e
1772 infecção. Tanto para répteis quanto para anfíbios, a coloração e qualidade da pele
1773 são pontos importantes a ser observados, uma vez que a mudança de cor,
1774 opacidade ou desidratação da pele podem ser sinais secundários de alguma
1775 doença.

1776 **8.2. Internação de animais durante tratamento veterinário intensivo**

1777 Caso necessário, o animal deverá ser internado (especificamente para
1778 instituições de manutenção permanente). A internação permite o correto ambiente
1779 terapêutico, fluidoterapia prolongada e medicação. Terrários de internação devem
1780 ser diferentes dos recintos de manutenção, pois necessitam de um controle maior de

1781 doenças e recuperação. Eles devem ser eliminados após o uso ou adequadamente
1782 desinfetados antes que um novo paciente seja hospitalizado. Isto significa que os
1783 acessórios e enriquecimentos ambientais durante o período de internação para
1784 tratamento intensivo devem ser geralmente reduzidos. Deve-se sempre desinfetar
1785 recintos de tratamento veterinário e isolar agentes infecciosos potenciais. Recintos
1786 com limpeza inadequada ou muito pequenos podem levar a lesões dérmicas pela
1787 imobilidade do animal.

1788 O controle e eficácia de resposta imune a agentes infecciosos podem
1789 depender se o animal é ou não mantido dentro da temperatura ótima preferida e com
1790 hidratação estabilizada. É impensável que um anfíbio ou um réptil consigam lutar
1791 com uma infecção ativa, ou contra doenças metabólicas, abaixo da temperatura
1792 ótima preferida e sem a hidratação adequada. Répteis internados perdem a
1793 capacidade de termorregulação, portanto são altamente suscetíveis a queimaduras
1794 e hipertermia. Pacientes imóveis são particularmente vulneráveis, portanto devem
1795 ser cuidadosamente monitorados com relação à injúria térmica em potencial se eles
1796 forem incapazes de escapar das fontes de calor.

1797 Répteis semi-aquáticos debilitados (ou em recuperação anestésica) podem
1798 ser mantidos fora da água, em ambiente úmido até que o risco de afogamento tenha
1799 passado. Quando forem mantidos fora da água, nebulização regular é recomendada.
1800 Esteiras plásticas podem ajudar a limitar o contato com o solo em ambientes úmidos
1801 onde o solo e excrementos podem predispor a infecções dérmicas. Isso é
1802 especialmente importante para pacientes com movimentos limitados.

1803 **8.3. Principais patologias em anfíbios**

1804 • **Doenças causadas por fungos:**

1805 Alguns fungos podem causar infecções cutâneas nos anfíbios e como
1806 diagnóstico deve-se realizar exames clínicos visuais para verificação de problemas
1807 comportamentais, diminuição do escore corporal, troca excessiva e descoloração de
1808 pele e lesões cutâneas, além de realização de histopatologia, citologia e biópsia
1809 cutânea. Dentre os fungos, o ***Batrachochytrium dendrobatidis (Bd)***, causador da
1810 doença quitridiomíose, é um fungo de grande importância veterinária, pois é
1811 considerado uma das principais ameaças às populações e espécies de anfíbios ao
1812 redor do mundo. Vale ressaltar que a quitridiomíose age em sinergia com outros
1813 fatores e, muitas vezes, o animal só adoece se estiver com a imunidade
1814 comprometida, o que pode ocorrer quando houver desequilíbrio em qualquer um dos

1815 pontos abordados ao longo deste capítulo. O **diagnóstico laboratorial** pode ser
1816 feito através de histopatologia e de métodos moleculares como qPCR. Para a coleta
1817 de amostras, deve-se passar um cotonete estéril (*swab*) por 5 vezes, na região
1818 inguinal de cada membro posteriores do animal e nas membranas interdigitais de
1819 todos os membros (Lambertini et al. 2013). Ainda não há **tratamento** para indivíduos
1820 *in situ*, porém é possível tratar os animais cativos de forma eficaz. O tratamento que
1821 tem mostrado-se mais eficiente é a realização de banhos com o antifúngico
1822 Itraconazol. Existem outros antifúngicos, porém o itraconazol é o fármaco mais
1823 recomendado. Além disso existem protocolos com variações do tempo de
1824 tratamento e da concentração do medicamento. Portanto sugere-se que o
1825 mantenedor pesquise sobre os tipos de protocolos e aplique qual for o mais
1826 adequado para a espécie em questão (para especificação quanto ao tratamento ver
1827 cap 8 de Pessier and Mendelson III 2017; Jones et al 2012; Moreno et al 2015). Vale
1828 ressaltar que os antifúngicos podem ser tóxicos para certas espécies e também para
1829 girinos, portanto recomenda-se que o tratamento seja feito em etapas, utilizando
1830 poucos animais por vez e não recomenda-se a realização dos banhos em girinos.

1831 Um importante passo no tratamento desta doença é garantir **cuidados**
1832 **sanitários** adequados como a higiene do recinto e do laboratório. Este fungo é
1833 altamente contagioso, de modo que apenas uma gota de água pode contaminar o
1834 local. O *Bd* pode persistir no ambiente por muito tempo, assim, o mantenedor deverá
1835 tomar cuidados específicos em relação ao recinto dos animais. Após o tratamento,
1836 os indivíduos deverão ser colocados em recintos limpos e desinfetados. É muito
1837 importante que todos os dias, durante o tratamento, o responsável lave o recinto do
1838 animal e o desinfete com hipoclorito. Sendo assim, recomenda-se que o mantenedor
1839 possua, para revezamento, duas caixas, dois potes de água e duas tocas de PVC
1840 para cada indivíduo ou recinto. Enquanto o(s) indivíduo(s) está(ão) em uma das
1841 caixas, a outra estará sendo desinfetada e deixada secando para ser utilizada no dia
1842 seguinte. Durante o tratamento recomenda-se atenção em relação ao substrato
1843 utilizado. O substrato deverá ser descartado diariamente para evitar que o animal se
1844 contamine ao entrar em contato com o substrato novamente. Espécies arborícolas e
1845 algumas espécies terrícolas não necessitam de substrato durante o tratamento.
1846 Porém, para aquelas espécies que utilizam muito o substrato para se enterrar,
1847 sugere-se que utilize um pouco de substrato, que deverá ser trocado diariamente,
1848 para que o indivíduo fique o menos estressado possível. É importante que o
1849 responsável troque de luvas sempre que for manusear indivíduos diferentes para
1850 evitar contaminação cruzada.

1851 • **Doenças causadas por vírus:**

1852 Um dos vírus conhecidos por causar doenças em anfíbios é o **Ranavirus**.
1853 Esse vírus pode acometer não só anfíbios mas também répteis e pode afetar o
1854 tecido cutâneo e órgãos internos dos animais. Os sinais clínicos mais comuns são
1855 letargia, anorexia, edemas, úlceras cutâneas, dificuldade respiratória. O **diagnóstico**
1856 **laboratorial** pode ser realizado através de histopatologia, citologia e de métodos
1857 moleculares como qPCR (para mais informações ver Miller et al 2015). Apesar de
1858 grande importância veterinária por ser associado com declínios populacionais de
1859 anfíbios ao redor do mundo, pouco ainda se sabe sobre **tratamentos** eficazes.
1860 Assim, caso o animal esteja possivelmente contaminado por ranavirus, sugere-se
1861 isolar os animais doentes e aplicar cuidados sanitários mais rigorosos, para um
1862 controle maior na disseminação e evitar a transmissão da doença para outros
1863 indivíduos. Por fim, pode-se aplicar tratamentos com antibióticos para controlar e
1864 evitar potenciais infecções secundárias causadas por bactérias oportunistas.

1865 • **Doenças causadas por bactérias:**

1866 No geral, bactérias fazem parte da microbiota normal dos animais e as
1867 doenças bacterianas são normalmente consideradas infecções secundárias, de
1868 forma que a bactéria da microbiota normal se torna patogênica ou há a infecção por
1869 bactérias patogênicas caso o animal se encontre imunossuprimido. Sendo assim, o
1870 diagnóstico de doenças bacterianas também é desafiador. Uma das doenças
1871 bacterianas bastante importante para anfíbios é a síndrome das patas vermelhas.
1872 Essa síndrome pode ser causada por diversas bactérias como *Aeromonas*
1873 *hydrophila*; bactérias dos gêneros *Pseudomonas*, *Flavobacterium*, *Bordetella*,
1874 *Alcaligenes*, e *Serratia*. Outra doença bacteriana de interesse veterinário em anfíbios
1875 é a micobacteriose, causada por bactérias do gênero *Mycobacterium*. Assim como
1876 outras doenças bacterianas, a micobacteriose é caracterizada por lesões na pele
1877 dos animais e septicemia. O **diagnóstico** de doenças bacterianas pode ser
1878 realizado através da coleta de amostras do local de lesão na pele e realização de
1879 cultura bacteriana ou sequenciamento molecular. O **tratamento** é a utilização de
1880 antibióticos, porém deve-se avaliar com muita cautela a necessidade e o protocolo
1881 de tratamento, uma vez que o medicamento terá ação não só sobre a bactéria
1882 patogênica, mas poderá alterar toda a comunidade microbiana simbiótica do anfíbio.
1883 Por fim, todo o **cuidado sanitário** mencionado nas doenças por fungos e vírus
1884 também devem ser tomados caso o animal esteja com alguma doença bacteriana
1885 (isolamento, limpeza e desinfecção constante e rigorosos).

1886 • **Doenças causadas por parasitas:**

1887 Assim como as bactérias, parasitas intestinais fazem parte da microbiota
1888 normal dos indivíduos, sendo comum encontrar animais parasitados em natureza.
1889 Porém, ao se manter animais em cativeiro, deve-se ter atenção em relação a
1890 infecções parasitárias. Isto porque, por estar em um ambiente pequeno, sem troca e
1891 renovação constante do substrato, o animal se reinfecta constantemente,
1892 aumentando assim a sua carga parasitária. O **diagnóstico** normalmente é realizado
1893 através de exame de fezes já o **tratamento** pode ser realizado através da
1894 administração de vermífugos, porém, como ainda pouco se sabe sobre o papel e
1895 composição da microbiota intestinal, a utilização de vermífugos deve ser avaliada
1896 com muita cautela. Antes de entrar com tratamento, é indicado avaliar o contexto
1897 geral e a presença de sinais clínicos. Em caso de carga parasitária elevada,
1898 associada a sinais clínicos, o responsável deverá pesquisar qual é o melhor
1899 vermífugo para determinado tipo de parasita, porém, assim, como no caso de
1900 antibióticos, os vermífugos podem alterar toda a microbiota intestinal e causar danos
1901 ao equilíbrio fisiológico do animal. Portanto, considerando esses pontos, a higiene
1902 constante do recinto é primordial, para evitar que os parasitas presentes no
1903 substrato ou no recinto como um todo causem uma hiperinfestação no animal;
1904 especialmente aqueles parasitas com ciclos de vida direto, como no caso do
1905 nematoda Rhabdias.

1906 • **Doenças nutricionais:**

1907 A alimentação é parte essencial de um bom manejo e equilíbrio fisiológico
1908 dos animais cativos (ver tópico 4.5). Por isso, é extremamente importante que o
1909 mantenedor pesquise sobre as necessidades nutricionais das espécies que estão
1910 sob seus cuidados e alternativas para melhorar a nutrição desses animais, pois uma
1911 dieta deficiente pode não só afetar resultados de pesquisa, como também alterar
1912 aspectos comportamentais, reprodutivos e fisiológicos dos animais e causar
1913 doenças. Assim, é indicado o controle constante do escore corporal do animal e
1914 realização de exames clínicos visuais para verificar qualquer sinal de ocorrência de
1915 doenças nutricionais. A doença metabólica do osso pode estar associada à
1916 hipocalcemia ou hipovitaminose. Deficiência de cálcio e vitamina D podem causar
1917 osteodistrofia fibrosa, fraturas patológicas e malformação vertebral secundária. Há
1918 ainda a doença conhecida como "síndrome da língua curta", uma metaplasia
1919 escamosa, causada por deficiência de vitamina A, onde há perda de glândulas
1920 mucosas da língua, o que faz com que o animal não consiga pegar os itens

1921 alimentares. Assim, sugere-se que o mantenedor tente oferecer dietas variadas,
1922 utilize suplementos vitamínicos e forneça iluminação adequada (quando indicado)
1923 para que o animal possa sintetizar as vitaminas e nutrientes necessários. Essas
1924 recomendações são importantes para manutenções definitivas, mas também
1925 sugeridas para manutenções temporárias de mais de 3 meses. Porém, é importante
1926 ressaltar que o excesso de vitaminas pode ser igualmente prejudicial.

1927 **8.4. Principais patologias em répteis**

1928 Répteis são sujeitos a um grande número de doenças infecciosas. O tempo
1929 mínimo de quarentena para um réptil deve ser de 90 dias (especificamente para
1930 instituições de manutenção permanente). Nesse caso, todos os pacientes devem ser
1931 isolados para prevenir a transmissão de potenciais patógenos e assumir que todos
1932 carregam doenças, mesmo que clinicamente saudáveis. Todos os répteis devem sofrer
1933 uma triagem de protozoário de fezes quando entrarem na enfermaria. É
1934 recomendável a colheita de suabes priorizando o isolamento de *Salmonella* sp,
1935 *Mycoplasma* sp e *Mycobacterium* sp. Testes sorológicos para *Mycoplasma* são
1936 particularmente importantes para os testudinídeos e *Paramixovírus* para serpentes e
1937 lagartos.

1938 • **Infecções bacterianas:**

1939 Existem várias pressões seletivas importantes que afetam crescimento
1940 bacteriano num réptil hospedeiro, incluindo nutrição, temperatura, necessidade de
1941 transferência para um novo hospedeiro, competição com outros micróbios e o
1942 sistema imunológico do hospedeiro. A manifestação de doença infecciosa pode ser
1943 altamente dependente da temperatura nos répteis, bem como a sua resposta ao
1944 agente. Diversas bactérias podem causar doenças em répteis, portanto, amostras
1945 devem ser coletadas adequadamente para realização de diagnóstico. As amostras
1946 podem ser obtidas de secreções, biópsia, sangue e fezes, por exemplo, dependendo
1947 do objetivo da investigação. Deve ser assumido que todos os répteis internados
1948 carregam *Salmonella*. Isso automaticamente aumenta as precauções de higiene,
1949 devendo-se sempre manusear estes animais utilizando luvas.

1950 Répteis respondem aos processos infecciosos produzindo localmente
1951 granulomas heterofílicos iniciais, com células epitelióides, gigantócitos e fibroplasia
1952 circunscrita. Desta forma, a apresentação rotineira dos processos infecciosos cursa
1953 com a formação de tumorações, ou exsudatos caseosos. Ao clínico, antes do uso
1954 indiscriminado de antibióticos, cabe a excisão cirúrgica e asséptica destas lesões, se

1955 possível com cápsulas fibrosas, e encaminhar o material para um exame inicial de
1956 gram e posterior cultura e antibiograma.

1957 O uso de antibióticos deve limitar-se aos casos em que há indicações
1958 específicas de doença bacteriana. Danos à microbiota intestinal pelo uso de
1959 antibióticos oferecem oportunidade para espécies invasoras. É comum o uso
1960 imediato e preventivo de antibióticos para esses animais, porém seu uso empírico
1961 deve ser limitado apenas aos casos em que é provável que um atraso na terapia
1962 tenha um impacto negativo significativo na saúde do paciente, e amostras de
1963 diagnóstico devem ser coletadas antes do início da terapia. A terapia antibiótica
1964 sempre deve ser realizada em conjunto com terapias simultâneas e mudanças no
1965 manejo, abordando a capacidade do paciente de combater a infecção. Os níveis de
1966 antibióticos sub-terapêuticos podem ter impactos negativos significativos na saúde
1967 do paciente e também ter implicações significativas na saúde pública, uma vez que o
1968 uso de antibióticos subterapêuticos geralmente aumenta significativamente a
1969 resistência a classes totalmente diferentes de antibióticos.

1970 • **Doenças causadas por vírus:**

1971 Diversos vírus podem afetar répteis, sendo que, para a grande maioria, o
1972 diagnóstico normalmente é realizado por exame de PCR. Recomenda-se que sejam
1973 feitos exames hematológicos, de fezes, suabes orais e cloacais, lavados gástricos,
1974 colônicos e traqueais para citologia, cultura e antibiograma. A histopatologia é
1975 mandatária para o diagnóstico viral e deve ser feita sempre que houver morte com
1976 obrigatória necrópsia. Através da histopatologia pode-se visualizar inclusões
1977 intranucleares (para os DNA vírus) ou intracitoplasmáticas (para os RNA vírus), que
1978 devem estar associados às lesões nos órgãos-alvos juntamente com o diagnóstico
1979 molecular ou de microscopia eletrônica. Estes procedimentos são rotineiros em
1980 instituições de manutenção permanente, porém normalmente não ocorrem em
1981 instituições de pesquisa. No entanto, recomendamos que sempre que um animal
1982 vier a óbito seja realizada uma necrópsia, assim, o pesquisador poderá saber a
1983 causa da morte e realizar mudanças no manejo.

1984 Os principais vírus encontrados em répteis são:

1985 • Adenovírus: em quelônios causam doença sistêmica, necrose hepática,
1986 enterocolite necrotizante. Nos Squamatas é relativamente comum, causando sinais

- 1987 neurológicos e gastrointestinais, culminando com estomatites, pneumonia e necrose
1988 hepática.
- 1989 • Herpesvírus: em quelônios, alguns tipos podem causar problemas
1990 respiratórios e outros fibropapilomatose, com lesões dérmicas arborizadas na pele e
1991 fibromas internos. Também tem aqueles que causam lesões como estomatite, rinite,
1992 glossite e hepatite/necrose hepática. Em lagartos e serpentes foram identificados de
1993 lesões orais, de pele, necrose hepática, necrose de células endoteliais. Em
1994 crocodilianos, há relatos de herpesvírus em crocodilos de água salgada com sinais
1995 clínicos de conjuntivite, faringite, proliferação linfóide sistêmica, encefalite e nódulos
1996 na pele.
- 1997 • Iridovírus (ranavirus): os iridovírus, especialmente os ranavirus, acometem
1998 várias espécies de Squamata, como agamídeos e iguanídeos, causando lesões
1999 orais, lesões dérmicas e necrose hepática. Um tipo de iridovirus pode levar a uma
2000 doença de inclusão eritrocitária, com manifestações clínicas de anemia, lesões orais
2001 e blefaroespasmos. Em quelônios, os ranavírus acometem principalmente jabutis,
2002 causando descarga nasal, conjuntivite, estomatite ulcerativa, hepatite, pneumonia e
2003 enterite.
- 2004 • Paramixovírus: foram isolados de muitas diferentes espécies de serpentes
2005 (principalmente viperídeos) e lagartos com grave pneumonia e sinais neurológicos
2006 centrais, e em jabutis, também com dermatite.
- 2007 • Picornavírus: acometem quelônios causando estomatite, rinite, conjuntivite e
2008 vacuolização renal.
- 2009 • Papilomavírus: encontrado em lagartos, causando lesões papilomatosas em
2010 pele.
- 2011 • Parvovírus: foram identificados em lagartos e serpentes, com lesões
2012 associadas aos adenovírus, com sinais gastrointestinais, neurológicos e
2013 respiratórios.
- 2014 • Reovírus: tem sido isolado de várias espécies de Squamata, causando
2015 pneumonia, enteropatias, hepatopatia, sinais neurológicos e lesões de pele.
- 2016 • Bornavírus: tem sido isolado de lesões orais e cloacais, sangue, glândulas de
2017 veneno e cérebro de viperídeos e pitonídeos com doenças neurológicas.
- 2018 • Sunvírus: têm sido isolados de lesões orais, cloacais, fígado, rins, pulmões e
2019 cérebro de pitonídeos com sinais neurológicos e pneumonia.
- 2020 • Arenavírus (reptarenavírus): antigamente conhecido como vírus do
2021 corpúsculo de inclusão de boídeos e pitoníneos, causa problemas neurológicos.

- 2022 • Coronavírus: isolado em boídeos e pitonídeos com sintomas de pneumonia,
2023 estomatite e faringite.
- 2024 • Poxvírus: acomete crocodilianos dos gêneros *Caiman* e *Crocodylus*,
2025 causando lesões de pele branco-acinzentadas papulares.
- 2026 • Flavivírus (Vírus do Nilo do Oeste): foram isolados de *Alligator* e *Crocodylus*
2027 com sinais neurológicos (tremores, desorientação, opistótono), estomatite, lesões
2028 cutâneas linfohistiocíticas.

2029 No Brasil, o diagnóstico de doenças virais específicas para répteis está
2030 concentrado nas universidades em projetos ligados a pós-graduação. No entanto,
2031 alguns laboratórios comerciais realizam diagnósticos moleculares para gêneros de
2032 vírus como Herpesvírus, Adenovírus e Paramixovírus.

2033 • **Infecções fúngicas:**

2034 O diagnóstico de doenças fúngicas precisa ser feito com uma compreensão
2035 da ecologia microbiana do paciente e incluem técnicas baseadas em cultura e PCR.
2036 Quando lesões visíveis estão presentes, a citologia ou a histologia costumam ser
2037 importantes. O método mais comum de identificação é a morfológica, porém a taxa
2038 de erro é alta, assim é altamente recomendável que os testes de diagnóstico
2039 molecular sejam considerados para qualquer doença fúngica grave.

2040 Existe uma falta de disponibilidade de testes imunológicos validados para
2041 fungos em répteis, e atualmente os testes disponíveis para doenças fúngicas
2042 buscam diretamente o fungo específico. Gêneros comumente isolados em infecções
2043 fúngicas de répteis são *Cryptococcus*, *Blastomyces* e *Histoplasma*.

2044 • **Infecções parasitárias:**

2045 O diagnóstico de parasitas em seus hospedeiros definitivos, onde ovos,
2046 oocistos, cistos ou larvas são produzidos, é muito mais fácil do que o diagnóstico de
2047 parasitas em hospedeiros intermediários. Muitos desses estágios de diagnóstico do
2048 parasita são eliminados nas fezes. A flotação fecal é muito útil para o diagnóstico de
2049 coccídios entéricos, assim como muitos nematóides, cestóides (se os ovos foram
2050 liberados de proglotídeos) e, às vezes, pentastomídeos (causador de pneumonia
2051 grave em serpentes).

2052 O exame microscópico direto das fezes por esfregaço fecal direto em solução
2053 salina é a melhor maneira de detectar protozoários entéricos móveis. Os

2054 hemoparasitas podem ser detectados com esfregaços de sangue corados com a
2055 mancha de Wright ou Giemsa ou uma combinação. Alguns parasitas sanguíneos
2056 são intracelulares e outros são extracelulares. Amostras de sangue adicionais
2057 devem ser armazenadas congeladas para identificação molecular.

2058 Os pseudoparasitas são parasitas encontrados durante exames de pacientes
2059 ou fezes de um réptil, mas o parasita é realmente de outro hospedeiro. Por exemplo,
2060 se répteis são alimentados com ratos, ovos de helmintos podem aparecer em
2061 exames fecais que são parasitas dos ratos (presas) e não dos répteis. Os
2062 pseudoparasitas são comuns e podem ser facilmente confundidos com os
2063 verdadeiros parasitas, uma distinção importante porque os primeiros não requerem
2064 tratamento.

2065 Para o diagnóstico de *Cryptosporidium* gástrico (causador de gastrite, emese
2066 em serpentes e lagartos), as biópsias gástricas são o padrão-ouro. Para espécies
2067 intestinais, a biópsia deve ser do intestino. Se os animais de uma coleção estão
2068 morrendo, a necropsia e o exame histopatológico do tecido gástrico e intestinal são
2069 úteis na determinação da causa. Os répteis alimentados com ratos podem ter
2070 resultados de exames fecais falso-positivos porque os ratos abrigam suas próprias
2071 espécies de *Cryptosporidium* e causam problemas para o diagnóstico com base na
2072 falta de diferenças morfológicas daquelas parasitas dos répteis.

2073 Quanto ao tratamento, assim como para anfíbios, é recomendável avaliar a
2074 necessidade com cautela, uma vez que alguns vermífugos podem ser extremamente
2075 tóxicos para alguns répteis e, muitas espécies, especialmente as herbívoras,
2076 dependem da microbiota intestinal para o equilíbrio do organismo. Em caso de
2077 carga parasitária elevada, associada a sinais clínicos, o responsável deverá
2078 pesquisar qual é o melhor vermífugo para determinado tipo de parasita, porém,
2079 assim, como no caso de antibióticos, os vermífugos podem alterar toda a microbiota
2080 intestinal e causar danos ao animal.

2081 **• Doenças nutricionais:**

2082 São diversas as doenças causadas por desordens nutricionais, inclusive
2083 essas desordens podem ser apenas o início para uma cascata de eventos. Em
2084 quelônios, por exemplo, cascos moles pobremente mineralizados são usualmente
2085 resultado de hiperparatireoidismo secundário nutricional de deficiências dietéticas de
2086 cálcio, excesso de fósforo, ou perda de espectro luminoso (radiação UVB). Em

2087 répteis terrestres, essa deficiência leva a doenças ósseo-metabólicas, provocando o
2088 aumento de volumes articulares. Fraturas de membros de répteis em cativeiro
2089 podem estar relacionadas a traumas, como por exemplo quedas ou contenção
2090 inadequada, porém podem ser também devido ao hiperparatireoidismo secundário
2091 nutricional ou renal.

2092 Casco piramidal em jabutis historicamente tem sido ligado com excesso de
2093 proteína na dieta, embora a causa possa ser multifatorial. A gota úrica visceral é
2094 outra desordem que, além da desidratação, também pode ser desenvolvida a partir
2095 de uma dieta excessiva em proteína animal para animais herbívoros ou onívoros.

2096 **9. Procedimentos veterinários**

2097 Coleta de sangue, analgesia, anestesia e eutanásia são práticas comuns,
2098 tanto em instituições de pesquisa, quanto de manutenção permanente. O
2099 responsável pela execução desses procedimentos deve estar devidamente
2100 treinado. A coleta de sangue pode ser utilizada para pesquisa científica,
2101 acompanhamento de aspectos fisiológicos dos indivíduos e diagnóstico de algumas
2102 doenças. Analgesia e anestesia podem ser necessárias para procedimentos
2103 invasivos ou então para procedimentos demorados, uma vez que o animal contido
2104 fisicamente por muito tempo pode ficar estressado e ter consequências negativas.
2105 Embora dor nesses animais seja um campo pouco estudado, há algo patente e que
2106 deve ser considerado primordial: assumir que tudo o que é doloroso ao ser humano,
2107 é doloroso ao animal. Todos os profissionais que manuseiam animais tem a
2108 obrigação ética desta premissa. Tratar a dor diminui a morbidade e a mortalidade
2109 das enfermidades.

2110 Em alguns casos, para determinados procedimentos com répteis de grande
2111 porte e que possuem muita força, a sedação ou a anestesia também podem ser
2112 indicadas. Por fim, a eutanásia deverá ser realizada somente se o animal estiver
2113 debilitado a ponto de não conseguir se recuperar ou em casos de procedimentos
2114 para pesquisa científica devidamente aprovada por CEUA.

2115 A seguir, descreveremos brevemente alguns procedimentos veterinários para
2116 anfíbios e répteis, porém recomenda-se fortemente que o responsável pesquise e se
2117 capacite sobre o assunto antes de qualquer intervenção. Para eutanásia desses
2118 animais, devem ser seguidas as diretrizes constantes em normativa vigente
2119 publicada pelo CONCEA.

2120 **9.1 Anfíbios**

2121 **● Coleta de sangue:**

2122 Exames de sangue em anfíbios são muito realizados em pesquisa, porém
2123 pouco se sabe sobre diagnósticos de doenças por exames sanguíneos. De qualquer
2124 forma, caso seja necessário realizar exames de sangue, aconselha-se que verifique
2125 qual é a quantidade máxima permitida de coleta dependendo do tamanho e peso do
2126 animal. Como regra geral, até 1% do peso do animal poderá ser coletado de
2127 indivíduos saudáveis. Não se recomenda a retirada de sangue de animais com peso
2128 inferior a 50g. A utilização de anestésico é recomendada. A veia mais utilizada para
2129 coleta de sangue é a abdominal. Somente médicos veterinários ou pessoas
2130 treinadas deverão realizar esse procedimento.

2131 **● Anestesia:**

2132 Aqui descreveremos brevemente alguns pontos importantes sobre anestesia
2133 em anfíbios, no entanto, antes de iniciar qualquer procedimento anestésico,
2134 indicamos a leitura do artigo de Mitchell 2009 (Anesthetic Considerations for
2135 Amphibians). De forma geral, a anestesia em anfíbios deve ser feita por um
2136 profissional capacitado, utilizando um fármaco que atinja o objetivo da forma mais
2137 segura possível para o animal, sendo indicado nesse tópico o fármaco de
2138 predileção. A anestesia poderá ser realizada colocando o animal em um pote
2139 plástico contendo solução de triclaína metanosulfato (MS-222) na concentração de 2
2140 g/L em água. O animal deve permanecer nessa solução até que a anestesia seja
2141 alcançada, o que normalmente demora cerca de 8 a 12 minutos. Para a preparação
2142 da solução anestésica, algumas medidas devem ser tomadas, como por exemplo, a
2143 água utilizada deverá ser de alta qualidade, sem cloro, amônia e nitrito e com pH
2144 neutro. Se o animal for aquático, a água do próprio recinto poderá ser utilizada. Em
2145 outros casos, água de torneira desclorada ou solução Ringer para anfíbios podem
2146 compor a solução anestésica. Além da qualidade da água, a oxigenação da mesma
2147 também é uma medida importante. Neste caso deve-se arejar a água utilizando
2148 bombas de ar de aquário. Por fim, deve-se manter uma temperatura adequada
2149 durante a anestesia, de preferência semelhante à faixa preferida da espécie. A
2150 indução anestésica pode ser verificada a partir do relaxamento muscular, falta de
2151 resposta a estímulos de dor, perda de reflexos e diminuição na frequência
2152 respiratória. Após a anestesia, o indivíduo deve ser lavado com água e deixado em
2153 um recinto com temperatura e umidade controladas para total recuperação.

2154 9.2 Répteis

2155 • **Coleta de sangue:**

2156 Deve ser realizada por pessoas capacitadas. Em jabutis, as veias mais
2157 utilizadas para venipunção são jugular, coccígeo, braquial e seio subcarapacial. A
2158 veia coccígea dorsal é provavelmente a mais comumente usada das veias caudais.
2159 A coleta de sangue também pode ser realizada a partir do sítio subcarapacial. Em
2160 tartarugas marinhas, o seio dorsal cervical é frequentemente utilizado. Em tartarugas
2161 de água doce, o seio pós-occipital pode também ser acessado imediatamente
2162 caudal ao crânio. Uma variedade de outros sítios de venipunção tem sido discutidos
2163 incluindo veias braquial, femural e interdigital. Em serpentes e lagartos, a
2164 venipunção pode ser realizada na veia caudal, ventral e centralmente pouco abaixo
2165 da cloaca. Em machos, deve-se considerar o distanciamento suficiente para não
2166 atingir o hemipênis. A cardiocentése é relativamente fácil de ser realizada e ela pode
2167 ser alcançada com uma agulha inserida diretamente ao coração. Porém, essa é uma
2168 prática que deve ser desestimulada pelo risco de contaminação pericárdica,
2169 hemopericárdio com tamponamento cardíaco, risco de miocardite ou endocardite,
2170 além de evidente arritmia. Para as serpentes da família Boidae e Pythonidae, o sítio
2171 paravertebral também pode ser acessado com o auxílio de um ou mais
2172 manipuladores. Em crocodilianos é recomendável a coleta de sangue da artéria
2173 caudal, introduzindo a agulha entre as escamas, na região lateral ou ventral da
2174 cauda.

2175 • **Analgesia:**

2176 Para avaliar a dor e analgesia em répteis, parâmetros comportamentais e
2177 fisiológicos devem ser empregados. A formulação de um etograma espécie-
2178 específico requer muitas horas ou talvez dias de observação ou filmagem para
2179 avaliar as sutis diferenças comportamentais para o desenvolvimento de uma escala
2180 analógica de dor. As alterações fisiológicas paramétricas podem ser usadas para
2181 avaliar se o paciente está sentindo estresse (liberação de catecolaminas) devido a
2182 dor. No entanto, a maioria dos dados são escassos e alguns fármacos que
2183 funcionam bem em uma espécie, funcionam pobremente em outras.

2184 O conhecimento de vias de absorção, distribuição e eliminação para a classe
2185 reptilia é muito importante para a terapêutica com analgésicos. Alguns
2186 medicamentos quando aplicados nos membros posteriores, são drenados e seguem
2187 imediatamente para o fígado (através da veia porta hepática) e sofrerão

2188 metabolização de primeira passagem, desta forma, os metabólitos do fármaco
2189 estarão presentes em maior quantidade que o princípio ativo. Não se deve jamais
2190 utilizar a cauda para a aplicação, pois o sangue das veias da cauda e crurais
2191 seguem para a veia porta-renal. A administração oral de analgésicos não é utilizada
2192 em répteis, por causa do lento tempo de trânsito gastrointestinal retardando o início
2193 da absorção, o pico de eficácia e a depuração. Uma exceção a isso é o uso oral
2194 (possivelmente na sonda de esofagostomia) de tramadol.

2195 Analgésicos testados em répteis com bons resultados são: tramadol, morfina,
2196 petidina, fentanil (adesivos transdérmicos e medicamentos injetáveis) e tapendatol.
2197 Já o butorfanol, que outrora fora definido como analgésico de eleição para répteis
2198 em livros textos clínicos, mostrou-se ineficaz como analgésico em experimentos com
2199 quelônios, lagartos e serpentes. Tramadol é uma alternativa analgésica promissora
2200 aos opióides tradicionais em répteis. O butorfanol e a morfina causam depressão
2201 respiratória profunda em tartarugas, enquanto que a depressão respiratória é menor
2202 com tramadol. Por isso, a monitoração da respiração dos pacientes que recebem
2203 estes opióides é imperativa. Até o momento não existem dados publicados
2204 demonstrando eficácia analgésica associada à administração de drogas
2205 anestésicas, como cetamina, dexmedetomidina, medetomidina, midazolam ou
2206 propofol em répteis. O uso destes fármacos é extremamente exitoso como
2207 medicação pré-anestésica, neuroleptanalgesia, sedação e indução pré-anestésica.
2208 Anti-inflamatórios também podem atuar como analgésicos, tais como carprofeno e o
2209 meloxicam.

2210 Alguns anestésicos locais podem ser utilizados, como lidocaína 2% e
2211 bupivacaína. Qualquer bloqueio local diminuirá significativamente a quantidade
2212 necessária de outros agentes anestésicos, bloqueando a cascata inicial da dor no
2213 nível periférico. Para todos os anestésicos locais, a transmissão da dor é bloqueada
2214 enquanto durar o bloqueio do nervo anestésico local, mas a inflamação e a dor ainda
2215 desenvolver-se-ão no local da lesão (inflamação pela cirurgia, por exemplo) e serão
2216 transmitidas ao sistema nervoso central após a cessação do efeito do bloqueio. Por
2217 isso, a abordagem na analgesia cirúrgica deve ser balanceada e multimodal. As
2218 abordagens multimodais são as melhores para o controle da dor, utilizando opióides
2219 para o sistema nervoso central e periférico anti-inflamatórios nos tecidos periféricos.

2220 ● **Anestesia:**

2221 Excetuando as situações emergenciais, um réptil deve ser submetido a
2222 anestesia preferencialmente normohidratado e isso deve fazer parte da conduta e
2223 preparação metabólica deste paciente. Desta forma, animais que serão submetidos
2224 a anestesia necessitam de uma adequada avaliação pré-anestésica básica, como
2225 hematologia, com especial cuidado na avaliação do eritrograma, proteinograma,
2226 bioquímica sérica. Um perfil básico de bioquímica sérica deveria incluir aspartato
2227 aminotransferase, ácido úrico, glicemia, potássio e sódio e uréia, para determinação
2228 da osmolalidade, no mínimo, para suprir o paciente. Exames de imagens podem
2229 auxiliar na avaliação de qualquer anormalidade morfológica no coração/pericárdio, e
2230 avaliação pulmonar. Neste sentido, um exame de ultrassonografia é útil, com foco
2231 especial no coração, para avaliar o movimento cinético das trabéculas, verificar a
2232 quantidade de líquido pericárdico, se o órgão não está tamponado ou se há alguma
2233 massa no miocárdio ou nas cavitações.

2234 Aqui não se trata de estabelecer protocolos para a condução de
2235 procedimentos anestésicos, mas sim de criar alertas para mitigar erros ou riscos
2236 anestésicos desnecessários. O melhor protocolo anestésico para o paciente é
2237 aquele que o paciente precisa, de acordo com o procedimento a ser feito; não há
2238 razão para se fazer um bloqueio de plexo sob anestesia inalatória geral para se
2239 cortar uma unha ou se colher um sangue do paciente; tampouco jamais se pode
2240 pensar numa cirurgia cavitária ou ortopédica no paciente réptil utilizando anestesia
2241 dissociativa (que jamais auferirá analgesia visceral).

2242 O médico veterinário deverá utilizar uma medicação pré-anestésica, que
2243 poderá incluir dissociativos como tiletamina, cetamina, benzodiazepínicos como
2244 midazolam (adrenolítico e miorelaxante de ação central), diazepam ou zolazepam,
2245 agonistas adrenérgicos α_2 como dexmedetomidina. Também pode-se usar opióides
2246 preemptivamente, porém sempre lembrando que estes causam depressão
2247 respiratória. Como fármacos indutores que irão promover hipnose, o propofol. Para a
2248 manutenção do plano anestésico geral, anestesia inalatória com isoflurano ou
2249 sevoflurano. Procedimentos nos membros ou sistema urogenital baixo, anestesia
2250 espinhal com anestésicos locais e/ou morfina sem conservantes, ou bloqueios
2251 guiados por localizador de nervos periféricos.

2252 Répteis submetidos à anestesia geral, seja ela de que modalidade for
2253 (inalatória, intravenosa parcial ou intravenosa total) diminuem sensivelmente a
2254 respiração. Desta forma, é imperiosa a ventilação assistida ou mesmo controlada do
2255 paciente, sob risco de hipercapnia. Durante o procedimento anestésico, a

2256 temperatura deve ser constante, mas hipertermia aumentará sensivelmente a
2257 pressão parcial de gás carbônico no sangue do réptil e conseqüente acidose severa.
2258 A ventilação, com o animal intubado, é uma premissa, mas deve ser feita com
2259 extrema gentileza, ou com ventiladores ajustados. A ventilação pode ser realizada
2260 com oxigênio ou ar comprimido medicinal, mas o clínico deve estar ciente que a
2261 elevada fração inspirada de oxigênio vai suprimir o ímpeto do paciente respirar
2262 voluntariamente. Recomenda-se, após a sutura, retirar o paciente do oxigênio e
2263 mantê-lo a uma fração inspirada de oxigênio de 21% (ar ambiente) mantendo sua
2264 ventilação.

2265 Pacientes anestesiados com anestesia geral devem ser sistematicamente
2266 monitorados com, no mínimo, um monitor multiparamétrico contendo
2267 eletrocardiografia, temperatura, oximetria de pulso e pressão não invasiva. O médico
2268 veterinário deve fazer a vaporização do halogenado com um vaporizador calibrado,
2269 para a segurança do paciente. Recomenda-se também a monitoração da oximetria
2270 de pulso com um transdutor por transfectância com curva pletismográfica, para se
2271 colocar em repouso na mucosa oral ou cloacal do réptil. Doppler vascular auxilia na
2272 avaliação de pulsos carotídeos de répteis anestesiados. O clínico deve ter em mente
2273 que répteis anestesiados podem fazer shunt intracardiaco direito-esquerdo,
2274 recirculando sangue na grande circulação, mantendo o anestésico por mais tempo
2275 circulante e demorando o retorno.

2276 Pacientes só devem ser extubados após movimentação voluntária muscular
2277 de membros e respiração voluntária. No retorno anestésico, já com fração inspirada
2278 de oxigênio de 21%, a ventilação assistida deve ser intercalada da monitoração dos
2279 primeiros movimentos respiratórios voluntários. Imperativo que o médico veterinário
2280 atente que o sentido da anestesia e de perda de reflexos protetores é rostro-caudal
2281 e o retorno dos reflexos é caudo-cranial. Animais que apresentem reflexo palpebral
2282 estão em plano superficial, o ideal é que répteis percam o reflexo corneal, o tônus
2283 muscular da língua, mas não percam o reflexo cloacal (ele pode estar diminuído,
2284 mas não perdido). A respiração estará em apnéia, a frequência cardíaca começa a
2285 diminuir, o pulso é forte e certamente o animal tem hipotensão. Se o animal estiver
2286 bem monitorado, ao se fazer um estímulo doloroso, a frequência cardíaca aumenta,
2287 e a pressão também. O animal nesta fase tem tônus muscular relaxado.

2288 Para procedimentos rápidos, pouco cruentos, devemos minimizar o tempo de
2289 permanência do animal anestesiado. A regra é clara: se o clínico utilizou fármacos
2290 que deprimem a ventilação do paciente, como opióides ou propofol (que causa

2291 apnéia), esse paciente deverá ter sua ventilação assistida, com sistema de
2292 anestesia avalvular, aberto. Caso o médico veterinário utilize modalidades de
2293 anestesia local associada, isso favorecerá a diminuição do requerimento anestésico.
2294 Ademais, para procedimentos algícos ou para pesquisa de campo com répteis
2295 (exames radiográficos ou de imagem, colheita de material biológico, pesquisa
2296 epidemiológica de populações, etc), recomenda-se protocolos com dissociativos,
2297 dissociativos com benzodiazepínicos, dissociativos com agonistas $\alpha 2$ adrenérgicos
2298 em baixa dosagem e, preferencialmente, nestes casos, protocolos anestésicos
2299 reversíveis, como o uso de Flumazenil para reversão dos benzodiazepínicos,
2300 atipamezole ou mesmo ioimbina para reversão dos efeitos dos agonistas $\alpha 2$
2301 adrenérgicos e naloxona para reversão dos efeitos de opióides como o butorfanol.

2302 Excetuando-se a anestesia de serpentes peçonhentas, que pode ser feita
2303 adaptando-se a saída de gases frescos e anestésicos ao tubo de contenção, jamais
2304 deve ser feita a indução de anestesia geral com anestésicos inalatórios na máscara,
2305 pois muitos répteis fazem apnéia e dificilmente entrarão em plano, poluindo o
2306 ambiente cirúrgico com halogenado. A sequência da medicação pré-anestésica,
2307 indução e manutenção é a mais adequada.

2308 **10. Destinação dos animais após utilização**

2309 Uma importante etapa na manutenção de animais em cativeiro é a
2310 destinação adequada dos animais após seu uso. A utilização de animais para
2311 pesquisa, na maioria das vezes, é provisória, e a destinação correta dos animais ao
2312 final da pesquisa é de extrema importância. Já a utilização de animais para fins
2313 educacionais ou para conservação é, normalmente, uma manutenção permanente
2314 que não necessita a destinação do animal. No caso da manutenção para
2315 conservação há a possibilidade de ser provisória, caso o objetivo seja uma
2316 reintrodução. Sendo assim, caso haja a necessidade de destinação, o doador
2317 deverá seguir as regras que serão explicadas adiante.

2318 Existem diversos tipos de destinação, a qual deve ter prévia aprovação do
2319 CEUA local e do SISBIO, e a escolha correta dependerá do tempo no qual os
2320 animais foram mantidos em cativeiro e das condições sanitárias e de biossegurança
2321 nas quais os animais foram mantidos. As destinações, seguindo a ordem que devem
2322 ser consideradas e estar previstas na licença de coleta, são:

- 2323 1. Doação de animais vivos para instituições de manutenção permanente (por
2324 exemplo: zoológicos, aquários, criadouros, centros de conservação, etc):
2325 neste caso deve-se entrar em contato com a instituição escolhida e explicar

2326 que há disponibilidade de doação de determinado número de indivíduos de
2327 determinada espécie. Além disso deve-se explicar qual o tipo de experimento
2328 no qual o animal foi utilizado e quais os possíveis efeitos da pesquisa a longo
2329 prazo nos animais. Sugere-se que ambas as partes assinem um documento
2330 oficial de doação;

2331 2. Doação de animais vivos para outras pesquisas: é muito comum que
2332 pesquisas distintas utilizem a mesma espécie animal e, muitas vezes, há a
2333 possibilidade de o animal poder ser utilizado em mais de um experimento.
2334 Sendo assim, sugere-se que o doador entre em contato com colegas
2335 pesquisadores e grupos de pesquisa sobre a disponibilidade de animais para
2336 doação para pesquisa (lembrando que a doação de répteis e anfíbios para
2337 manutenção como *pet*, no Brasil, é proibida). Assim poderão ser evitadas
2338 coletas desnecessárias de animais na natureza. Neste caso, o doador
2339 também deverá expor qual o tipo de experimento foi utilizado e quais os
2340 possíveis efeitos da pesquisa a longo prazo nos animais. Também é
2341 importante que ambas as partes assinem um documento oficial de doação;

2342 3. Eutanásia e destinação da carcaça para depósito em coleções de museus:
2343 apesar da importância de informações geradas a partir de animais
2344 depositados em coleções, muitas vezes esse tipo de destinação é realizado
2345 sem necessidade, enquanto que outra destinação poderia ser mais
2346 adequada. Por isso sugerimos que antes deste tipo de destinação, tente as
2347 duas destinações anteriores. No caso de depósito em coleções de museu
2348 também há a necessidade de o doador entrar em contato com o
2349 representante da coleção escolhida para encaminhar as carcaças. O doador
2350 deverá perguntar ao adotante qual é o procedimento de eutanásia e de
2351 armazenamento que o curador sugere para depósito em sua coleção. Neste
2352 caso também se sugere que ambas as partes tenham um documento oficial
2353 de doação.

2354 4. Eutanásia e descarte da carcaça: a eutanásia com descarte dos animais
2355 deverá ser considerada somente se nenhuma alternativa de destinação
2356 anterior tenha sucesso ou caso o animal apresente alguma enfermidade e
2357 não seja possível ser depositado em coleções. Neste caso, deve-se realizar
2358 a eutanásia de forma que não cause sofrimento para o animal e a carcaça
2359 deverá ser descartada em lixo infectante, seguindo as regras da sua
2360 instituição;

2361 5. Soltura de animais de pesquisa: a soltura de animais após realização de
2362 pesquisas é mais comum do que deveria, porém é uma prática que deve ser

2363 utilizada somente em casos específicos e caso nenhuma destinação anterior
2364 foi possível, pois é extremamente danosa não só para o animal, como
2365 também para o meio ambiente. Animais mantidos em cativeiro por um longo
2366 período de tempo tendem a se ajustar às condições do ambiente artificial e,
2367 ao serem soltos, podem não sobreviver novamente na natureza. Além disso,
2368 o mais importante em relação à soltura é a transmissão de patógenos do
2369 laboratório para o ambiente. Normalmente em um biotério de pesquisa há
2370 diversas espécies animais, de diferentes localizações, sendo mantidas ao
2371 mesmo tempo, para diferentes pesquisas. Sendo assim, o risco de
2372 transmissão de patógenos entre espécies é alta. Conseqüentemente, se uma
2373 soltura for realizada, há um risco potencial real de transferir microrganismos
2374 não nativos (e potenciais patógenos) para a localização de soltura. Portanto,
2375 a soltura de animais de pesquisa não é adequada e outras estratégias de
2376 destinação deverão ser priorizadas. No entanto, caso necessário, a soltura
2377 de animais de pesquisa só poderá ser realizada caso a manutenção em
2378 cativeiro tenha sido realizada por um curto período de tempo (máximo 1 mês
2379 em cativeiro) e caso o animal não tenha sido utilizado em experimentos com
2380 substâncias químicas ou outras substâncias que podem alterar a fisiologia do
2381 animal. Além disso, medidas sanitárias e de biossegurança deverão ser
2382 seguidas durante a manutenção desses animais (ver tópico 11). Por fim, os
2383 animais deverão ser soltos no mesmo local onde foram coletados;

2384 6. Reintrodução: alguns projetos de conservação têm como objetivo final a
2385 reintrodução de indivíduos na natureza. Neste caso, a manutenção desses
2386 animais deverá seguir medidas sanitárias e de biossegurança adequadas
2387 (ver tópico 11). Caso os animais que serão reintroduzidos tenham nascidos
2388 em cativeiro, sugere-se que os mesmos sejam soltos ainda em estágio
2389 juvenil, para que os indivíduos não se ajustem ao cativeiro e tenham maiores
2390 chances de sobrevivência na natureza. Por fim, a soltura deverá ser
2391 realizada em local de ocorrência da espécie e deverá ser feito monitoramento
2392 dos indivíduos após a soltura;

2393 7. Soltura de animais apreendidos e de resgate: neste caso, deve-se seguir as
2394 diretrizes e procedimentos da Instrução Normativa ICMBio nº 23/2014.

2395 8. Translocação: a translocação tem como objetivo a captura de animais de
2396 uma determinada área para posterior soltura em outra área, desde que seja
2397 condizente com a distribuição geográfica da espécie. Caso a translocação
2398 seja imediata, deve-se seguir protocolos de uso de EPI's para evitar causar
2399 qualquer dano ao animal. Também deve-se atentar ao fato de que patógenos

2400 de um determinado local podem não ocorrer em outro, sendo assim, uma
2401 avaliação prévia sobre potenciais patógenos presentes tanto no local de
2402 captura, quanto no local de destino devem ser realizadas. Ademais, uma
2403 avaliação das condições físicas do animal que será translocado deverá ser
2404 realizada. Caso não seja possível a translocação imediata, o animal deverá
2405 ser transportado para um laboratório e medidas como as mencionadas no
2406 item de "reintrodução" deverão ser seguidas.

2407

2408 **11. Manejo sanitário e biossegurança**

2409 Ações de biossegurança e manejo sanitário são o conjunto de precauções
2410 tomadas para minimizar o risco de introdução de agentes patogênicos em uma
2411 população animal, humana ou na natureza. Sendo assim, desde a coleta dos
2412 animais até a destinação final, o responsável deve se conscientizar que cabe a ele
2413 tomar todas as medidas razoáveis e práticas para evitar ou minimizar o risco de
2414 patógenos entrarem, emergirem, estabelecerem ou se espalharem, tanto na própria
2415 instituição, quanto no ambiente natural, prezando também pela segurança do próprio
2416 técnico e dos animais sob seus cuidados. Com isso, nesse tópico serão fornecidas
2417 recomendações que visam subsidiar tais medidas que podem ser seguidas tanto
2418 para manutenção temporária de animais quanto na permanente.

2419 Em todas as atividades com os animais, a utilização de luvas descartáveis é
2420 obrigatória, e é recomendada a troca das mesmas ao manipular diferentes animais.
2421 O uso de avental ou uma roupa específica para o cuidado dos animais também é
2422 recomendável.

2423 É importante que todos os materiais que terão ou tiveram contato com
2424 animais sejam higienizados e desinfetados com alvejante doméstico (hipoclorito de
2425 sódio de 3 a 6%) a uma diluição de 10% ou 200mg/L, por 15 minutos. Além desse,
2426 existe uma variedade de desinfetantes que podem matar ou reduzir a virulência de
2427 agentes infecciosos, tais como amônia quaternária, álcool 70%, clorexidina e Virkon,
2428 os quais devem ser selecionados de acordo com o propósito. Muitos desinfetantes
2429 não são eficazes na presença de material orgânico e a limpeza mecânica com
2430 detergentes é recomendada antes da aplicação de desinfetantes. Após a
2431 desinfecção, todos os materiais devem ser enxaguados com água limpa para
2432 remover todo o resíduo químico e aguardar a evaporação e eliminação de qualquer
2433 odor antes de serem utilizados com os animais.

2434 Assim como discutido anteriormente, os recintos devem ser à prova de fugas
2435 e as portas do laboratório devem ficar sempre fechadas, para evitar introdução de

2436 animais em locais que não são de origem. Não é permitido se alimentar dentro da
2437 sala de manutenção dos animais. No caso de experimentação, deve-se evitar
2438 realizar procedimentos na mesma sala de manutenção dos animais.

2439 Durante a manutenção dos animais, deve-se verificar as condições de
2440 limpeza dos recintos e deve-se realizar uma higienização adequada. Todos os dias
2441 deve-se verificar a qualidade da água de consumo dos animais e, se necessário,
2442 trocá-la por água limpa. Também deve-se limpar as fezes diariamente ou quando
2443 necessário e lavar os recintos com frequência, utilizando desinfetantes sempre que
2444 houver necessidade. Em laboratórios ou instituições que possuem mais de uma
2445 espécie animal, é importante fazer uma distinção de equipamentos de uso para cada
2446 espécie (por exemplo: esponjas, pinças, potes, etc) para evitar contaminação
2447 cruzada.

2448 Todo o descarte de resíduo sólido proveniente de biotérios, laboratórios,
2449 criadouros, etc, deverá ser acondicionado em lixo branco infectante e descartado
2450 conforme regras de sua instituição. Em locais que não tenha tratamento de esgoto, é
2451 recomendável que a água utilizada para lavar materiais, recintos e a água de
2452 consumo dos animais (quando trocada), sejam previamente desinfetadas antes do
2453 descarte para evitar transporte de patógeno pela água para o meio ambiente. Essa
2454 desinfecção poderá ser realizada deixando a água de descarte, por 15 minutos, em
2455 um compartimento com alvejante doméstico (hipoclorito de sódio de 3 a 6% a uma
2456 diluição de 10% ou ou 200mg/L) antes de descartar essa água no sistema de
2457 esgoto.

2458 No caso de instituições de manejo permanentes e com um grande número de
2459 espécies em seu plantel, deve-se realizar uma quarentena com os animais recém-
2460 chegados para evitar a entrada de novos patógenos no plantel. Nessa quarentena
2461 deve-se realizar exames veterinários para as principais doenças que acometem a
2462 espécie em questão, cabendo destacar a quitridiomiose para anfíbios, e os animais
2463 deverão ficar isolados por um período mínimo de 60 dias (Lynch, 2000). Para
2464 animais que não utilizem frequentemente o substrato, como serpentes, anfíbios e
2465 lagartos arborícolas, pode-se utilizar papel toalha, jornal ou papelão como substrato,
2466 para facilitar a limpeza durante a quarentena.

2467 No caso de manejo para reintrodução, os animais deverão ser mantidos em
2468 quarentena permanente, desde a chegada até a saída do animal (para mais
2469 informações sobre biossegurança na manutenção de anfíbios ver Pessier &
2470 Mendelson III, 2017 e Pramuk e Gagliardo, 2012). Já em relação a pesquisas,
2471 sabemos que o tempo no qual o animal permanece em cativeiro é crucial para o
2472 andamento da pesquisa, não sendo possível realizar quarentenas. Sendo assim, o

2473 cuidado com o manejo sanitário e as medidas de prevenção de transmissão de
2474 patógenos deverão ser redobrados.

2475 No caso de quarentenas, deve-se utilizar diferentes calçados para entrar na
2476 quarentena ou utilizar um pedilúvio com desinfetante no qual o mantenedor deverá
2477 pisar antes de entrar no local na quarentena. É importante a utilização de um tapete
2478 que deve ficar submerso no pedilúvio, para a remoção de sujeiras na sola do
2479 calçado, além da desinfecção. Deve-se atentar que esses compartimentos ficam
2480 sujos com frequência, portanto é importante renovar o desinfetante constantemente,
2481 caso contrário, poderá não ter efeito na desinfecção do calçado.

2482 **Medidas básicas de manejo sanitário e biossegurança em quarentenas**
2483 **e instituições de pesquisa:**

- 2484 ● Desinfecção de calçados em pedilúvio ao entrar e sair da quarentena
2485 OU utilização de sapatos específicos dentro da quarentena;
- 2486 ● Higienização das mãos e antebraços na entrada da quarentena;
- 2487 ● Utilização de avental ou roupas específicas;
- 2488 ● Uso de luvas descartáveis durante qualquer procedimento dentro da
2489 quarentena e troca das mesmas entre o manejo de cada recinto;
- 2490 ● Desinfecção de todo material que entra ou sai da quarentena;
- 2491 ● Manutenção da limpeza e desinfecção da quarentena, principalmente
2492 chão e superfícies;
- 2493 ● Higienização e desinfecção de materiais utilizados no manejo dos
2494 animais;
- 2495 ● Utilização de materiais individuais para cada espécie e/ou indivíduo;
- 2496 ● Higienização, limpeza e desinfecção dos recintos;
- 2497 ● Desinfecção e descarte apropriado de resíduos sólidos e líquidos;
- 2498 ● Descarte apropriado de materiais perfuro-cortantes;
- 2499 ● Não encostar em superfícies ou partes do corpo, com as luvas,
2500 durante o manejo dos animais;
- 2501 ● Monitoramento diário ou a cada dois dias de todos os indivíduos;
- 2502 ● Realização de exames para verificar presença de agentes
2503 patogênicos;
- 2504 ● Tratamento de animais doentes ou infectados.

2505 **12. Referências bibliográficas**

2506

- 2507 Antwis RE, Purcell R, Walker SL, Fidgett AL, Preziosi RF. 2014. Effects of
2508 visible implanted elastomer marking on physiological traits of frogs. *Conserv*
2509 *Physiol* 2(1): cou042; doi:10.1093/conphys/cou042.
2510
- 2511 Alworth, L.C. e Harvey, S.B. 2007. IACUC Issues Associated with Amphibian
2512 Research. *ILAR Journal*. 48 (3): 278-289.
2513
- 2514 Baines, F., Chaell J., Dale J., Garrick D., Gill I., Goetz M., Skelton T. e
2515 Swatman M. 2016. How much UV-B does my reptile need? The UV-Tool, a
2516 guide to the selection of UV lighting for reptiles and amphibians in captivity.
2517 *Journal of Zoo and Aquarium Research*. 4(1): 42-63.
2518
- 2519 Benn, A.L.; McLelland, D.J. e Whittaker, A.L. A Review of Welfare Assessment
2520 Methods in Reptiles, and Preliminary Application of the Welfare Quality
2521 Protocol to the Pygmy Blue-Tongue Skink, *Tiliqua adelaidensis*, Using Animal-
2522 Based Measures (2019). *Animals*. 9 (27):1-22.
2523
- 2524 BRASIL. Lei nº 11.794, de 08 de outubro de 2008. Regulamenta o inciso VII
2525 do § 1º do art. 225 da Constituição Federal, estabelecendo procedimentos
2526 para o uso científico de animais; revoga a Lei nº 6.638, de 8 de maio de 1979;
2527 e dá outras providências. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, 09 de outubro
2528 de 2018. Disponível em [https://www.planalto.gov.br/ccivil_03/_ato2007-](https://www.planalto.gov.br/ccivil_03/_ato2007-2010/2008/lei/l11794.htm)
2529 [2010/2008/lei/l11794.htm](https://www.planalto.gov.br/ccivil_03/_ato2007-2010/2008/lei/l11794.htm). Acesso em 09/04/2020.
2530
- 2531 BRASIL. Lei Complementar nº 140, de 8 de dezembro de 2011. Fixa normas,
2532 nos termos dos incisos III, VI e VII do caput e do parágrafo único do art. 23 da
2533 Constituição Federal, para a cooperação entre a União, os Estados, o Distrito
2534 Federal e os Municípios nas ações administrativas decorrentes do exercício
2535 da competência comum relativas à proteção das paisagens naturais notáveis,
2536 à proteção do meio ambiente, ao combate à poluição em qualquer de suas
2537 formas e à preservação das florestas, da fauna e da flora; e altera a Lei no
2538 6.938, de 31 de agosto de 1981. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, 09 de
2539 dezembro de 2011. Disponível em
2540 http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/leis/lcp/Lcp140.htm. Acesso em
2541 29/03/2020.
2542
- 2543 BRASIL. 2015. Lei nº 13.123 de 20 de maio de 2015. Regulamenta o inciso II
2544 do § 1º e o § 4º do art. 225 da Constituição Federal, o Artigo 1, a alínea *j* do
2545 Artigo 8, a alínea *c* do Artigo 10, o Artigo 15 e os §§ 3º e 4º do Artigo 16 da
2546 Convenção sobre Diversidade Biológica, promulgada pelo Decreto nº 2.519, de
2547 16 de março de 1998; dispõe sobre o acesso ao patrimônio genético, sobre a
2548 proteção e o acesso ao conhecimento tradicional associado e sobre a
2549 repartição de benefícios para conservação e uso sustentável da
2550 biodiversidade; revoga a Medida Provisória nº 2.186-16, de 23 de agosto de
2551 2001; e dá outras providências. Disponível em
2552 http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/_Ato2015-2018/2015/Lei/L13123.htm.
2553 Acesso em 11/05/2020.
2554

- 2555 Burghardt, G.M. 2013. Environmental Enrichment and Cognitive Complexity in
2556 Reptiles and Amphibians: Concepts, Review and Implications for Captive
2557 Populations. *Applied Animal Behaviour Science*. 147: 286-298.
2558
- 2559 CFBIO. 2012. Resolução do Conselho Federal de Biologia nº 301, de 08 de
2560 Dezembro de 2012. Disponível em
2561 [http://www.crbio04.gov.br/images/portal_transparencia/legislacao/res_301_12.](http://www.crbio04.gov.br/images/portal_transparencia/legislacao/res_301_12.pdf)
2562 [pdf](http://www.crbio04.gov.br/images/portal_transparencia/legislacao/res_301_12.pdf) Acesso em 11/05/2020.
2563
- 2564 CFMV. 2012. Resolução CFMV Nº 100, de 11 de maio de 2012. Disponível em
2565 <http://portal.cfmv.gov.br/lei/index/id/326>. Acesso em 11/05/2020.
2566
2567
- 2568 CONCEA. 2014. Resolução Normativa do Conselho Nacional de Controle de
2569 Experimentação Animal nº 19, de 25 de novembro de 2014. Disponível em
2570 [https://www.mctic.gov.br/mctic/export/sites/institucional/institucional/concea/ar](https://www.mctic.gov.br/mctic/export/sites/institucional/institucional/concea/arquivos/legislacao/resolucoes_normativas/Resolucao-Normativa-CONCEA-n-19-de-25.11.2014-D.O.U.-de-26.11.2014-Secao-I-Pag.-31.pdf)
2571 [quivos/legislacao/resolucoes_normativas/Resolucao-Normativa-CONCEA-n-19-](https://www.mctic.gov.br/mctic/export/sites/institucional/institucional/concea/arquivos/legislacao/resolucoes_normativas/Resolucao-Normativa-CONCEA-n-19-de-25.11.2014-D.O.U.-de-26.11.2014-Secao-I-Pag.-31.pdf)
2572 [de-25.11.2014-D.O.U.-de-26.11.2014-Secao-I-Pag.-31.pdf](https://www.mctic.gov.br/mctic/export/sites/institucional/institucional/concea/arquivos/legislacao/resolucoes_normativas/Resolucao-Normativa-CONCEA-n-19-de-25.11.2014-D.O.U.-de-26.11.2014-Secao-I-Pag.-31.pdf). Acesso em
2573 11/05/2020.
2574
- 2575 CONCEA. 2018. Resolução Normativa do Conselho Nacional de Controle de
2576 Experimentação Animal nº 37 de 15 de fevereiro de 2018. Disponível em
2577 [https://www.mctic.gov.br/mctic/export/sites/institucional/institucional/concea/ar](https://www.mctic.gov.br/mctic/export/sites/institucional/institucional/concea/arquivos/legislacao/resolucoes_normativas/Anexo-Resolucao-Normativa-n-37-Diretriz-da-Pratica-de-Eutanasia_site-concea.pdf)
2578 [quivos/legislacao/resolucoes_normativas/Anexo-Resolucao-Normativa-n-37-](https://www.mctic.gov.br/mctic/export/sites/institucional/institucional/concea/arquivos/legislacao/resolucoes_normativas/Anexo-Resolucao-Normativa-n-37-Diretriz-da-Pratica-de-Eutanasia_site-concea.pdf)
2579 [Diretriz-da-Pratica-de-Eutanasia_site-concea.pdf](https://www.mctic.gov.br/mctic/export/sites/institucional/institucional/concea/arquivos/legislacao/resolucoes_normativas/Anexo-Resolucao-Normativa-n-37-Diretriz-da-Pratica-de-Eutanasia_site-concea.pdf). Acesso em 11/05/2020.
2580
- 2581 CONAMA. 2018 (a). Resolução do Conselho Nacional do Meio Ambiente nº
2582 487, de 15 de maio de 2018. Disponível em
2583 <http://www2.mma.gov.br/port/conama/legiabre.cfm?codlegi=736>. Acesso em
2584 03/05/2020.
2585
- 2586 CONAMA. 2018 (b). Resolução do Conselho Nacional do Meio Ambiente nº
2587 489, de 26 de outubro de 2018. Disponível em [http://www.in.gov.br/materia/-](http://www.in.gov.br/materia/-/asset_publisher/Kujrw0TZC2Mb/content/id/47542644/do1-2018-10-29-resolucao-n-489-de-26-de-outubro-de-2018-47542603)
2588 [/asset_publisher/Kujrw0TZC2Mb/content/id/47542644/do1-2018-10-29-](http://www.in.gov.br/materia/-/asset_publisher/Kujrw0TZC2Mb/content/id/47542644/do1-2018-10-29-resolucao-n-489-de-26-de-outubro-de-2018-47542603)
2589 [resolucao-n-489-de-26-de-outubro-de-2018-47542603](http://www.in.gov.br/materia/-/asset_publisher/Kujrw0TZC2Mb/content/id/47542644/do1-2018-10-29-resolucao-n-489-de-26-de-outubro-de-2018-47542603). Acesso em 03/05/2020.
2590
- 2591 Dawson, W. R. 1975. On the physiological significance of the preferred body
2592 temperatures of reptiles. *In* "Perspectives of Biophysical Ecology." (D. M. Gates
2593 and R. Schmerl, eds). Springer-Verlag, New York, pp. 443-473.
- 2594 Dickens and Romero, 2013. A consensus endocrine profile for chronically
2595 stressed wild animals does not exist. *Gen. Comp. Endocrinol.* 191: 177-189.
- 2596 Divers, S.J. e Stahl, S.J. (eds.).2018. *Mader's Reptile and Amphibian Medicine*
2597 *and Surgery*. 3ªed. Elsevier Health Sciences.1537 p.

- 2598 Donoghue, S. e McKeown, S. 1999. Nutrition of Captive Reptiles. *Veterinary*
2599 *Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 2(1): 69-91.
- 2600 Frost, Darrel R. 2020. Amphibian Species of the World: an Online Reference.
2601 Version 6.1 (Acesso em 20 de abril de 2020). Electronic Database accessible
2602 at <https://amphibiansoftheworld.amnh.org/index.php>. American Museum of
2603 Natural History, New York, USA. doi.org/10.5531/db.vz.0001
- 2604 Funk, R. S. 2002. Lizard Reproductive Medicine and Surgery. *Vet Clin Exot*
2605 *Anim*. 5: 579–613.
- 2606
2607 Hellmuth, H.; Augustine, L.; Watkins, B. e Hope, K. 2012. Using Operant
2608 Conditioning and Desensitization to Facilitate Veterinary Care with Captive
2609 Reptiles. *Vet Clin Exot Anim*. 15: 425-443.
- 2610
2611 IBAMA. 2015. Instrução Normativa do Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e
2612 dos Recursos Naturais Renováveis nº 07, de 30 de abril de 2015. Disponível
2613 em
2614 https://www.icmbio.gov.br/cepsul/images/stories/legislacao/Instrucao_normativa/2015/in_ibama_07_2015_institui_categorias_uso_manejo_fauna_silvestre_cativeiro.pdf. Acesso em 29/03/2020.
- 2615
2616
2617
2618 ICMBio. 2014. Instrução Normativa do Instituto Chico Mendes de
2619 Conservação da Biodiversidade nº 03/2014, Diário Oficial da União nº 168,
2620 Seção 1, p. 60, dia 02/09/2014. Disponível em
2621 https://www.icmbio.gov.br/sisbio/images/stories/instrucoes_normativas/INSTRU%C3%87%C3%83O_NORMATIVA_ICMBio_N%C2%BA_3_DE_2014_com_retifica%C3%A7%C3%A3o_do_DOU18062015.pdf. Acesso em: 26/03/2020.
- 2622
2623
2624
2625 ICMBio. 2014. Instrução Normativa do Instituto Chico Mendes de
2626 Conservação da Biodiversidade nº 23/2014, designado pela Portaria GM/MMA
2627 nº 173, Diário Oficial da União de 25 de maio de 2011. Disponível em
2628 <https://www.icmbio.gov.br/cepsul/legislacao/instrucao-normativa/430-2014.html>. Acesso em 28/04/2020
- 2629
2630
2631 Jared, G.A.C.S., Grego, K.F.; Antoniazzi, M.M.; Sant'Anna, S.S.; Santos,
2632 S.M.A.; Mattaraia, V.G.M. 2016. Guia brasileiro de produção, manutenção ou
2633 utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica: fascículo
2634 6: anfíbios e serpentes mantidos em instalações de instituições de ensino ou
2635 pesquisa científica/coordenadora: Vania Gomes de Moura Mattaraia. Brasília:
2636 Ministério da Ciência, Tecnologia e Inovação, 2015.
- 2637
2638 Jones, M.E.B.; Paddock, D.; Bender, L; Allen, J.L.; Schrenzel, M.D.; Pessier,
2639 A.P. 2012. Treatment of chytridiomycosis with reduced-dose itraconazole.
2640 *Diseases of aquatic organisms*, v. 99: pg. 244.
- 2641
2642 Knotek, Z.; Cermakova, E. e Oliveri, M. 2017. Reproductive Medicine in
2643 Lizards. *Vet Clin Exot Anim*. 20: 411–438.

- 2644
2645 Lambertini, C., Rodriguez, D., Brito, F.B., Silva-Leite, D. e Toledo, L.F. 2013.
2646 Diagnóstico do fungo quitrídio: *Batrachochytrium dendrobatidis*. *Herpetologia*
2647 Brasileira, 2(1):12-17.
2648
- 2649 Lott, M.J.; Moore, R.L.; Milic, N.L.; Power, M.; Shilton, C.M. e Isberg, S.R.
2650 2018. Dermatological conditions of farmed Crocodylians: A review of
2651 pathogenic agents and their proposed impact on skin quality. *Veterinary*
2652 *Microbiology*. 225: 89-100.
2653
- 2654 Loudon A. H.; Woodhams, C. D.; Parfrey, L. W.; Archer, H.; et al. 2014.
2655 Microbial community dynamics and effect of environmental microbial reservoirs
2656 on red-backed salamanders (*Plethodon cinereus*). *The ISME Journal*, v. 8, p.
2657 830 - 840.
2658
- 2659 Lynch M. Amphibian quarantine protocols Melbourne Zoo. Attachment 6. In:
2660 Speare R and Steering Committee of Getting the Jump on Amphibian Disease.
2661 Developing management strategies to control amphibian diseases: Decreasing
2662 the risks due to communicable diseases. School of Public Health and Tropical
2663 Medicine, James Cook University: Townsville. 2001: 157-161.
2664
- 2665 Michaels, C.J.; Downie, J.R. and Campbell-Palmer, R. 2014. The importance
2666 of enrichment for advancing amphibian welfare and conservation goals: A
2667 review of a neglected topic. *Amphibian & Reptile Conservation*. 8(1):7–23.
2668
- 2669 Miller D.L., Pessier A.P., Hick P., Whittington R.J. 2015. Comparative
2670 Pathology of Ranaviruses and Diagnostic Techniques. In: Gray M., Chinchir
2671 V. (eds) *Ranaviruses*. Springer, Cham
2672
- 2673 Mitchell, M. 2009. Anesthetic Considerations for Amphibians. *Journal of Exotic*
2674 *Pet Medicine*, Vol 18, No 1, pp 40–49.
2675
- 2676 Moreno, L.F., Morão, P. e Toledo, L.F. 2015. Tratamento de anfíbios
2677 infectados pelo fungo quitrídio do gênero *Batrachochytrium*. *Herpetologia*
2678 Brasileira. 4(2):30-34.
2679
- 2680 Narayan EJ, Cockrem JF, Hero JM. 2012. Urinary corticosterone metabolite
2681 responses to capture and handling in two closely related species of free-living
2682 Fijian frogs. *General and Comparative Endocrinology*; 173(2): 371-377
2683
- 2684 Nevarez, J. 2006. Crocodylian Differential Diagnosis. In: Mader, D.R. (ed.).
2685 *Reptile Medicine and Surgery*. 3ªed. Saunders-Elsevier, St. Louis. 705–714.
2686
- 2687 Orsini, H. e Bondan E.F. 2006. Fisiopatologia do estresse em animais
2688 selvagens em cativeiro e suas implicações no comportamento e bem-estar
2689 animal – revisão da literatura. *Rev Inst Ciênc Saúde*; 24(1):7-13
2690

- 2691 Pessier, A.P. and J.R. Mendelson III (eds.). 2017. A Manual for Control of
2692 Infectious Diseases in Amphibian Survival Assurance Colonies and
2693 Reintroduction Programs, Ver. 2.0. IUCN/SSC Conservation Breeding
2694 Specialist Group: Apple Valley, MN.
2695
- 2696 Pough, F.H. 1991. Recommendations for the Care of Amphibians and Reptiles
2697 in Academic Institutions. *ILAR News*. 33(4): S5-21.
2698
- 2699 Pramuk, J.B e Gagliardo, R. General Amphibian Husbandry. In: Poole, V.A.
2700 and S. Grow (eds.). 2012. Amphibian Husbandry Resource Guide, Edition 2.0.
2701 Association of Zoos and Aquariums, Silver Spring, MD. pp. 238.
2702
- 2703 Stahl, S.J. 1999. General Husbandry and Captive Propagation of Bearded
2704 Dragons, *Pogona vitticeps*. *Bulletin of the Association of Reptilian and*
2705 *Amphibian Veterinarians*. 9(4): 12-17.
- 2706 Silvestre, A. M. 2014. How to assess stress in reptiles. *Journal of Exotic Pet*
2707 *Medicine* 23(3), 240-243.
- 2708 Sykes, J.M. 2010. Updates and Practical Approaches to Reproductive
2709 Disorders in Reptiles. *Vet Clin Exot Anim*. 13: 349-373.
2710
- 2711 Tattersall, G.J., Leite, C.A.C., Sanders, C.E., Cadena, V., Andrade, D., Abe,
2712 A.S. e Milsom W.K. 2016. Seasonal reproductive endothermy in tegu lizards.
2713 *Science Advances* 2 (1)
2714
- 2715 Uetz, P., Freed, P.; e Hošek, J. (eds.). 2019. The Reptile Database. Disponível
2716 em: <http://www.reptile-database.org>. Acesso em 20 de Abril de 2020.
2717
- 2718 Warwick, C., Arena, P.; Steedman, C. 2019. Spatial considerations for captive
2719 snakes. *Journal of Veterinary Behavior* 30:37-48.
2720
- 2721 Zippel, K. 2006. Further Observations of Oviposition in the Surinam Toad
2722 (*Pipa pipa*), with Comments on Biology, Misconceptions, and Husbandry.
2723 *Herpetological Review* 37(1): 60–68.
2724
- 2725 Zug, G.R.; Vitt, L.J.; e Caldwell, J.P. 2001. *Herpetology: An Introductory*
2726 *Biology of Amphibians and Reptiles*. 2ed. Academic Press, USA, 629p.
2727