

Principais afecções gastrointestinais parasitárias em serpentes de cativeiro

Gabriel Moraes Martins Santos¹ e Lorena Ferreira Silva²

RESUMO

As serpentes são animais que se sentem muito estressados quando em condições de cativeiro, e como isso gera uma baixa imunidade temos como consequência uma manifestação clínica pela infestação parasitária, e isso é considerado um grave problema em serpentes. Os principais parasitas observados são os nematódeos dos gêneros *Kalicephalus* sp e *Strongyloides* sp., seguidos pelos trematódeos do gênero *Ophiodiplostomum* spp. Esses parasitas geralmente causam regurgitação, diarreia, desidratação, emagrecimento, problemas no crescimento, depressão ou agitação como sinais clínicos. O tratamento geralmente é realizado com ivermectina diluída em propilenoglicol, juntamente com medicações de suporte conforme os sinais clínicos. Ressalta-se a importância da limpeza do ambiente e do manejo adequado, a fim de controlar ou impedir a recorrência de infecções, oferecendo maior qualidade de vida a esses animais.

Palavras-chave: cobras, tratamento, parasitas, endoparasitas.

INTRODUÇÃO

As serpentes ou ofídios, popularmente conhecidos no Brasil como ‘cobras’, estão incluídas na Ordem Squamata a Subordem Serpentes, e atualmente contam com cerca de 2.900 espécies no mundo. Elas habitam principalmente as regiões temperadas e tropicais, em razão da sua dependência de calor, pois são animais ectotérmicos

(CUBAS *et al.*, 2014). Esses animais são susceptíveis a uma ampla variedade de endoparasitas, em especial os do trato gastrointestinal (HERTEL, 2011), mas eles também são encontrados no respiratório, urinário e sanguíneo (PAIVA, 2015).

Segundo Langerhans (2003, p. 54): “a fauna helmintológica de animais silvestres são importantes para a manutenção destes vertebrados, visto que

¹Médico Veterinário, graduado no Centro Universitário do Planalto Central Aparecido dos Santos – UNICEPLAC. E-mail: moraes.gabrielmartins@gmail.com.

²Orientadora Doutora e Docente do Centro Universitário do Planalto Central Aparecido dos Santos - UNICEPLAC. E-mail: lorena.silva@uniceplac.edu.br.

as constantes agressões a diferentes ecossistemas podem contribuir para a existência de fatores limitantes que tenham consequências na sobrevivência de várias espécies”. A palavra parasito tem origem grega, que significa ser que se alimenta de outro ser (MONTEIRO, 2017), contudo o parasitismo é constituído por uma relação entre dois organismos, sendo que um destes depende de maneira exclusiva do outro, retirando para si os nutrientes necessários para a sua sobrevivência (MECCHI, 2015). Segundo Sani (2021) os parasitos, que podem ser micro ou macroscópicos, vivem dentro ou fora de seus hospedeiros, o que comprova a diversidade da vida parasitária. Sendo assim, a relação entre parasito-hospedeiro é importante, pois, o parasito é sempre beneficiado e o hospedeiro prejudicado (TAYLOR et al., 2017).

A manutenção das serpentes em cativeiro é um desafio para o manejo sanitário, já que o cativeiro induz ao estresse, diminuindo a capacidade imunológica e propiciando a proliferação desses parasitas e de bactérias oportunistas (MARTINS e MOLINA, 2008). Com isso, reforça-se a importância do manejo correto desses animais em cativeiro para controle das endoparasitoses, pois um cativeiro sem devidos cuidados e sem

limpeza regular pode provocar novas infecções. Principalmente pelo fato de que os endoparasitas de serpentes podem invadir todo o trato digestivo e eliminar seus ovos pelas fezes (BARBOSA et al., 2006).

Os principais sinais indicativos da ocorrência de parasitas em serpentes são: falta de apetite, regurgitações, diarreias, letargia, desidratação, emagrecimento, problemas no crescimento ou desenvolvimento, depressão ou agitação, problemas neurológicos e até a morte (GREGO, 2000). Afecções por endoparasitas são diagnosticadas por exames laboratoriais ou quando possível por exames clínicos (PAIVA, 2015), mas exames coproparasitológicos são recomendados para diagnóstico definitivo, pois identifica ovos e larvas dos parasitos (TEIXEIRA, 2000). Os nematódeos e os trematódeos são os endoparasitas mais comuns em serpentes no qual ocorrem com muita frequência e podem ser encontrados parasitando partes do aparelho digestivo, como o estômago e o intestino, mas também são observados no pulmão de muitas serpentes. Já os cestódeos, vermes conhecidos por tênias ou solitárias, podem ser encontrados parasitando o intestino, vísceras e músculos de serpentes (MIZANI et al., 2005).

De forma geral, as serpentes jovens e mantidas em cativeiro são mais frequentemente e severamente parasitadas, apresentando maiores índices de mortalidade. Com isso, as infecções parasitárias estão intimamente relacionadas aos alimentos e hábitos, gerando consequências na sobrevivência de várias espécies (MARTINS e MOLINA, 2008).

Este trabalho tem como objetivo demonstrar, através de uma revisão bibliográfica, quais são os principais parasitas que colonizam o trato gastrointestinal de serpentes de cativeiro, com ênfases nas suas principais sintomatologias clínicas e tratamento, demonstrando a importância do controle do cativeiro para esses animais.

REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

Morfofisiologia do sistema digestório das serpentes

Além da forma alongada do seu corpo e da falta de membros locomotores, umas das características anatômicas mais importantes desses animais vertebrados são que as serpentes apresentam o corpo coberto por escamas (SILVA, 2011). Eles são animais ectotérmicos, e isso requer um metabolismo que necessita de calor proveniente do ambiente externo para sua

termorregulação, que é fundamental para a manutenção das funções vitais. Como as serpentes não têm diafragma, o coração e os pulmões não estão separados dos outros órgãos internos, sendo a cavidade interna denominada de cavidade celomática (CUBAS et al., 2014). Ademais, esses animais são conhecidos por apresentarem variações morfológicas entre as fêmeas e os machos conhecidos como dimorfismo sexual (BROWN, 2006).

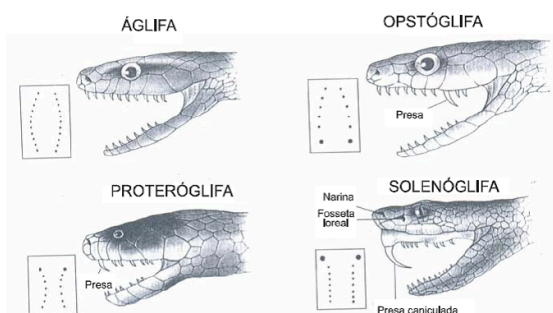
Dando ênfase a anatomia e a fisiologia do sistema gastrointestinal desses animais, como as serpentes não mastigam suas presas, mas o engolem por inteiro, há uma série de modificações adaptativas na cavidade oral para que isso ocorra. Dentre as adaptações temos a união das mandíbulas na parte anterior por um ligamento elástico e o osso quadrado encontra-se frouxamente articulado, tanto com a mandíbula quanto com o crânio. Como consequência dessas adaptações, a boca pode ser largamente distendida (LOBO et al., 2014).

No interior da cavidade oral há uma língua bífida e úmida, e uma série de dentes (SOUZA, 2014; CUBAS et al., 2014). A língua se localiza em uma bainha ventral à glote e tem uma função olfatória. Ao expor a língua, substâncias químicas presentes no ambiente aderem-se a ela, e

ao ser retraído, entra em contato com o órgão vomeronasal ou órgão de Jacobson (CUBAS et al., 2014). Este órgão, situado na região do palato, é revestido por células quimiorreceptoras que levam informação adquirida até o encéfalo onde os odores são identificados (LOBO et al., 2014).

Sobre os dentes, as serpentes os possuem não tão fixos aos ossos quanto os dos mamíferos, sendo os dentes inclinados para trás impedindo a saída da presa (HILDERBRAND, 1995). Os dentes são trocados por toda a vida do animal. Há quatro tipos de dentição em serpentes áglifas, opistóglifas, proteróglifa e solenóglifa (Figura 1).

Figura 1. Dentição das serpentes



Disponível em:

<https://biologiaentenderrespeitar.wordpress.com/2018/03/29/diferencas-de-denticao-de-serpentes/>

Os animais apresentam dentição áglifa quando os dentes do maxilar são todos do mesmo tamanho, sólidos e não são especializados para inoculação de peçonha, essa dentição é encontrada, por exemplo, na jiboia (*Boa constrictor*). Já as serpentes que apresentam dentição

opistóglifa são os que possuem um ou mais pares de dentes maiores, na parte posterior, sulcado, pelo qual escorre a peçonha, tipo que ocorre, por exemplo, nos casos das falsas corais (*Oxyrhopus* sp. e *Erythrolamprus* sp). A dentição proteróglifa possui o par de dentes sulcados e pequenos, pelos quais escorre peçonha, e está situado na posição anterior da boca, é o caso, por exemplo, das cobras corais verdadeiras (*Micrurus* sp). E, por fim, os animais de dentição solenóglifa possuem os dentes pares anteriores grandes que possuem um canal no interior, pelos quais a peçonha escorre, como no caso das jararacas (*Bothrops* sp.) (CUBAS et al., 2014).

O esôfago, órgão comprido e de tamanho variado nas diferentes espécies, têm por função levar alimento da cavidade oral para o estômago. Já o estômago é um órgão estendido que tem várias pregas que proporcionam grande expansão do órgão, com função de armazenamento e digestão do alimento. O intestino nestes animais é relativamente curto e tem poucas flexões, no qual a função principal é absorção de alimento (FOREYT et al., 2005).

A taxa de digestão é bastante variável e depende da temperatura corporal, hidratação, tipo, tamanho do alimento e condições gerais da serpente

(LOBO *et al.*, 2014).

Mushinsky (1987) destaca a importância da dieta na história natural das serpentes, que geralmente inclui invertebrados e vertebrados. Algumas espécies são generalistas, enquanto outras são especializadas, o que pode influenciar seu comportamento e morfologia em relação à captura e consumo de presas.

É comum que as serpentes estoquem energia focando na reprodução, no qual o esforço ocorre antes de iniciar seu ciclo reprodutivo, pois após essa etapa elas interrompem a alimentação, principalmente nos estágios avançados da vitelogênese, seguidos de prenhez (SAVITZKY, 1983).

A cloaca, que conecta o intestino, sistema urinário e o sistema reprodutivo, é dividida em três regiões: coprodeum - região mais anterior que recebe os dejetos da digestão; urodeum - região central que se conecta aos ureteres e ductos genitais; e proctodeum - região posterior em que os dejetos ficam até serem eliminados (LOBO *et al.*, 2014). Geralmente as serpentes defecam alguns dias após a alimentação, e a retenção de material digerido na parte final do intestino pode ser necessária para absorção eficiente de água do bolo fecal (CUBAS *et al.*, 2014).

Por fim, o fígado é alongado e tem

funções semelhantes às dos mamíferos e aves, e a vesícula biliar encontra-se caudal ao fígado, próximo ao pâncreas e ao baço (CUBAS *et al.*, 2014; LOBO *et al.*, 2014).

Principais afecções parasitárias gastrointestinais das serpentes

As afecções parasitárias são consideradas umas das mais importantes patologias da história natural das serpentes e são normalmente a causa de morte mais importantes destes. Segundo Aguiar (2012), vários são os sintomas causados pelo parasitismo, que dentre eles temos anorexia (causado pelo abandono da alimentação), emagrecimento, falta de atividade, prostração, atraso no crescimento, regurgitação, diarreia com muco nas fezes, desidratação. Os sintomas podem evoluir e levar a dificuldades na reprodução, depressão, anormalidades neurológicas e até mesmo a morte do animal.

O parasitismo desses animais é causado por uma variedade de parasitas, sendo distinguidos pelo grau de dependência do organismo hospedeiro em obrigatórios e facultativos. Parasitas facultativos incluem espécies que não dependem do hospedeiro para sobreviver, e sim optam por parasitá-lo, e os parasitas obrigatórios necessitam passar todo seu

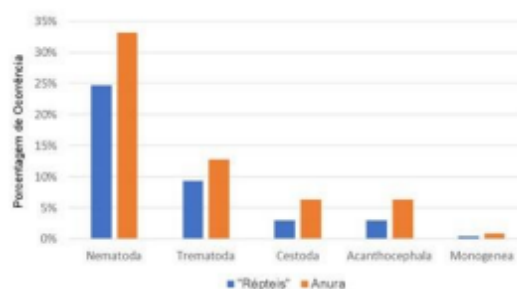
ciclo de vida nos seus hospedeiros para completar o seu desenvolvimento. Outra característica observada é que os parasitas apresentam o ciclo de vida direto ou indireto. Os parasitas classificados como diretos apresentam a transmissão tipicamente fecal-oral, como alguns helmintos; e os indiretos apresentam uma transmissão que envolve hospedeiros intermediários, como artrópodes vetores ou pequenos mamíferos parasitados que poderão ser predados pelo hospedeiro definitivo (MECCHI, 2015). Com isso, o que difere é que os parasitas com ciclo de vida indireto necessitam de hospedeiros intermediários para que possam completar o seu desenvolvimento (MIZANI et al., 2005).

Além do mais, destaca-se que cada parasita possui seu sítio específico dentro do corpo do animal, e a maior parte dos endoparasitas gastrointestinais se localizam no intestino delgado do seu hospedeiro (TAYLOR et al., 2017). Com isso, tendo como base as informações anteriores, serão discutidos a seguir os principais parasitas que são observados nas serpentes, dando maior importância aos que as acometem de maior prevalência.

As serpentes apresentam os helmintos como os maiores causadores de mortes nesses animais (TAVARES, 2017).

O gráfico 1 demonstra a distribuição dos gêneros de helmintos que já foram relatados em répteis e em anuros, demonstrando que os nematódeos são os que mais acometem esses animais, seguidos dos trematódeos.

Gráfico 1. Distribuição dos helmintos nos hospedeiros répteis e Anura.



Adaptado de Ruggiero et al. (2015) e Segalla (2019).

Dentre os parasitas que mais acometem as serpentes, os cestódeos são considerados parasitas obrigatórios, por possuírem dependência total do hospedeiro. Já os nematóides têm sua dependência menor, pois diferente dos cestódeos, eles apresentam um tubo digestivo e obtêm seu oxigênio no próprio habitat, sendo denominados como parasitos facultativos (MONTEIRO, 2017). Os trematódeos, também conhecidos como fascíolas, apresentam ciclo de vida direto e acomete com maior frequência o trato respiratório, mas que também acometem o sistema digestório, principalmente os ductos biliares, e os vasos sanguíneos das serpentes (TAYLOR

et al., 2017). A tabela 1 descreve quais são os nematódeos que já foram encontrados em serpentes domésticas, sendo estas agrupadas em 7 ordens. Geralmente os nematódeos completam seu

desenvolvimento no pulmão de seus hospedeiros, entretanto podem ser localizados em diferentes locais (TAVARES, 2017).

Tabela 1. Nematódeos que acometem serpentes

ORDEM	FAMÍLIA	GÊNERO
Rhabditida	Rhabdiasidae	<i>Rhabdias</i> <i>Acanthorhabdias</i>
	Strongyloididae	<i>Strongyloides</i>
Trichuroidea	Trichuridae	<i>Capillaria</i> <i>Pseudocapillaria</i>
Diaphanocephaloidea	Diaphanocephalidae	<i>Kalicephalus</i>
Tricrongyloidea	Molineidae	<i>Oswaldocruzia</i>
Cosmocercoidea	Cosmocercidae	<i>Aplectana</i>
Heterakoidea	Heterakidae	<i>Bufoerakis</i>
Ascaridoidea	Anisakidae	<i>Cotracaeum</i>
	Ascarididae	<i>Ascaridia</i>

Adaptado de Ruggiero *et al.* (2015); Segalla (2019); Silva (2011).

O gênero *Strongyloides* spp. é o que mais acomete o trato gastrointestinal de serpentes, podendo ser visualizado por todo o trato, geralmente capazes de infectar mamíferos, anfíbios, aves e répteis. Eles podem causar nas serpentes anorexia, diarreia, perda de peso, uretrite, nefrite, enterite e morte (BARBOSA et al., 2006; MELLO et al., 2017). O ciclo do parasito é direto, e a afecção de serpentes por *Strongyloides* pode ocorrer através da infecção percutânea de larvas infectantes

ou através da ingestão de água e alimento contaminados. As larvas ingeridas penetram na mucosa oral migrando para o sistema circulatório até chegarem ao pulmão, passando pela traqueia até voltarem para a cavidade oral para serem deglutidas e no intestino irão se desenvolver (CASTRO, 2018). Com isso, a passagem de larvas de pelo pulmão também está associada a quadros de pneumonia (MELLO et al., 2017). Akhila et al. (2018) demonstrou em seu estudo em

serpentes cativas na Índia que este gênero foi o mais observado nos animais estudados.

Já o gênero *Kalicephalus* spp. costumam parasitar o esôfago, estômago e duodeno das serpentes. São parasitos hematófagos, com ciclo de vida direto, que podem ficar aderidos à mucosa ou no lúmen do órgão. Seu ciclo biológico é direto, e a transmissão ocorre através da ingestão de água e alimentos contaminados com ovos ou através da afecção percutânea. As larvas de *Kalicephalus* provocam lesões devido à migração pelas vísceras e os adultos parasitam o trato gastrointestinal, ocasionando anorexia, regurgitação, obstrução e perfuração intestinal, perda de peso, fezes sanguinolentas e/ou mucóides e anorexia (ARAÚJO, 1999; XIAO, 2004; GREGO, 2000; SOUZA, 2014). A passagem de *Kalicephalus* spp. pelo pulmão também pode resultar na irritação do órgão e, conseqüentemente, levar a infecções bacterianas secundárias (CASTRO, 2018).

Helmintos da classe trematoda acometem mais as serpentes que possuem em sua alimentação anfíbios e/ou peixes, pois o ciclo de vida destes parasitas requer uma fase aquática, envolvendo dois hospedeiros intermediários, um gastrópode e um peixe ou um anfíbio. Com isso, a infecção das serpentes ocorre pela ingestão de um dos dois hospedeiros infectados com uma forma larval do parasita, chamado de metacercária (MELLO et al., 2017; TAYLOR et al., 2017). Dentre os trematódeos, existem cerca de 44 espécies desses parasitas que acometem serpentes domésticas, sendo estas agrupadas em 4 ordens, no qual a **Tabela 2** demonstra os mais relatados nas serpentes.

De forma geral, a patogenicidade dos trematódeos depende do número de parasitas, pois podem causar infecções leves, caracterizadas por discreta fraqueza e anorexia, até quadros clínicos mais severos, como enterites e pneumonias, hemorragias e diarreias (LOBATO, 2019; MECCHI, 2015).

Tabela 2. Trematódeos que mais acometem as serpentes

ORDEM	FAMÍLIA	GÊNERO
Strigeformes	Proterodiplostomidae	<i>Ophiodiplostomum</i> <i>Heterodiplostomum</i> <i>Petalodiplostomum</i>
	Dicrocoelidae Mesocoelidae Lecithodendriidae Ochetosomatidae Plagiorchiidae Bieriidae Telorchiidae	<i>Paradistomum</i> <i>Infidum</i> <i>Mesocoelium</i> <i>Aliptrema</i> <i>Ochetosoma</i>
Paramphistomiformes	Paramphistomidae	<i>Catadiscus</i>
Fascioliformes	Allocreadiidae Cotylotretidae	<i>Leurosoma</i> <i>Cotylotretus</i>

Adaptado de Ruggiero et al. (2015); Segalla (2019); Silva (2011).

Lobato (2019) descreveu a infecção por trematódeos que acometem a cavidade oral e esôfago de serpentes da espécie *Bothrops moojeni*. Nesse caso os trematódeos mais encontrados eram o do gênero *Ophiodiplostomum* spp., que é um parasita mais frequentemente encontrado em serpentes que se alimentam de pequenos anfíbios.

O filo Acanthocephala tem sua importância em ofídios por utilizá-los como hospedeiros, principalmente os dos gêneros *Centrorhynchus* sp. e do *Oligacanthorhynchus* sp. (BRENER, 2020). Esses parasitos têm distribuição mundial, com ciclo de vida indireto, e utilizam como hospedeiros intermediários os artrópodes ou os crustáceos. Os

parasitas adultos vivem no intestino delgado de vertebrados (BRENER, 2020; CASTRO, 2018; XIAO, 2004), e as larvas geralmente são encontradas encistadas na cavidade abdominal dos hospedeiros intermediários ou paratênicos. Nos hospedeiros definitivos, os ovos são eliminados juntos com as fezes e são caracterizados por apresentar várias camadas ao redor da larva (TAVARES, 2017). Contudo, há acantocéfalos que possuem serpentes como hospedeiros definitivos, como o *Acanthocephalus lutzi*, gerando sinais clínicos que incluem apatia, dor abdominal, agressividade e diarreia, podendo ser observadas enterite e gastrite mucopurulentas (BRENER, 2020).

Os parasitos da classe Cestoda são

comuns em répteis, mas não frequentemente encontrados em serpentes, por apresentar baixa patogenicidade, parasitando principalmente o intestino delgado (MELLO et al., 2017). Comumente a transmissão ocorre através da ingestão do hospedeiro intermediário pelo definitivo (TAVARES, 2017), e em determinadas situações pode se observar um quadro de desnutrição e enterites com desequilíbrio da microbiota intestinal. Os gêneros de Cestodea conhecidos em serpentes são *Acanthotaenia*, *Bothridium*, *Ophiotaenia* e *Spirometra* (MELLO et al., 2017).

Além dos helmintos, os protozoários como *Cryptosporidium* sp., *Giardia* sp. e *Entamoeba* sp., também podem ser encontrados, mas não são parasitas tão frequentes em serpentes, e quando encontrados são geralmente provenientes do tubo digestório dos animais ingeridos pelas serpentes (MECCHI, 2015). Em casos de serpentes infectadas, os biotérios que fornecem os animais para alimentação de cobras mantidas em cativeiro provavelmente não devem possuir um bom manejo preventivo sobre os parasitas intestinais, por serem comuns entre as espécies de roedores (SOUZA, 2014).

Cryptosporidium já foi diagnosticado em mamíferos, aves e em

aproximadamente 80 espécies de serpentes, lagartos e tartarugas (FAYER, 2010; SOUZA, 2014), e apesar de não ser tão frequente, é um parasita importante em serpentes por causar quadros de diarreia (FAYER, 2010; SOUZA, 2014). Entre as várias espécies de *Cryptosporidium* identificadas, uma é mais comum em serpentes, o *Cryptosporidium serpentis* (FAYER, 2000; XIAO, 2004; FAYER, 2004), que possui oocistos de tamanho maior e se desenvolve no estômago (XIAO, 2004). Quando presente no cativeiro, os oocistos de *Cryptosporidium* são liberados pelas fezes de seus hospedeiros, e por serem muito resistentes às condições ambientais, podem ser transmitidos pela água, o que contribui para a disseminação do parasito em criatórios de animais (XIAO, 2004).

As infecções causadas por esse protozoário podem causar gastrite crônica, anorexia, regurgitação, letargia, edema na região mediana do corpo e perda de peso (XIAO, 2004). Com isso, a criptosporidiose se manifesta de forma crônica, e está associada à alta morbidade e mortalidade das serpentes, muitas vezes, resultando em eutanásia dos animais. Como dificilmente a criptosporidiose é diagnosticada em seus estágios iniciais ou subclínicos, ela é um grande motivo de

preocupação para os criadores e clínicos de serpentes, já que a doença pode se disseminar rapidamente por toda a criação (SOUZA, 2014).

Quando se tem uma suspeita de infestações endoparasitárias, geralmente elas são diagnosticadas por exames clínicos e por exames laboratoriais, e muitas vezes quando realizados diagnosticam a patologia na sua forma aguda (ARAÚJO, 1999). Deve-se realizar no exame clínico a anamnese, a inspeção de recinto e do animal, e técnicas de palpação. É importante obter informações sobre o recinto do animal, como localização, iluminação, temperatura e limpeza do local (CUBAS et al., 2014; LOBO et al., 2014, WERTHER, 2010). Mas os exames coproparasitológicos são os mais indicados para diagnóstico, no qual o método de Hoffmann é capaz de identificar ovos pesados e larvas de helmintos (TEIXEIRA, 2000), já o método de Lutz possibilita a identificação de corpos pesados como cistos e ovos, mas raramente se observa as larvas; e o método de Willis já é capaz de identificar os ovos leves (JUNIOR, 2004).

Além do exame coproparasitológico, Barbosa et al. (2006), realça a importância do exame bucal desses animais, para identificação de

estomatite ulcerativa, gengivite por bactérias oportunistas, ácaros e/ou fungos que possam se alojar na cavidade. Isso se dá principalmente pelo fato que alguns endoparasitas podem provocar lesões intracorpóreas, já que algumas espécies são hematófagas e outras são causadoras de obstruções do trato digestivo e competidoras com outros microrganismos por nutrientes (ARAÚJO, 1999). Com isso, os exames hematológicos também podem auxiliar na avaliação dos animais, mas em répteis eles devem ser analisados com cautela, pois, como afirmam Marques et al. (2020), fatores externos como variações ambientais, podem inibir ou intensificar a resposta do animal a uma doença e, portanto, não devem ser menosprezados. Ainda segundo os autores, as respostas celulares no sangue dos répteis são menos previsíveis do que aquelas no sangue dos mamíferos e aves, cujos microambientes celulares são mais estáveis.

Controle e tratamento das parasitoses gastrointestinais em serpentes

Doenças parasitárias em cobras são consideradas graves problemas de saúde dos animais, sendo dessa forma necessário a identificação e tratamento da doença com agilidade por parte da equipe

médica veterinária (LOBATO et al., 2019).

Na **Tabela 3** foram relatados os

medicamentos mais utilizados, doses, via e parasitas alvo.

Tabela 3. Fármacos antiparasitários utilizados em serpentes, sua via, as doses de referência e os parasitas alvo.

Fármacos	Doses	Via*	Parasitas alvo
Febendazol	75 mg/kg Repetir após 15 dias	VO	Nematódeos
Praziquantel	8 mg/kg	IM	Cestódeos e trematódeos
Metronidazol	100 mg/kg Repetir após 15 e 30 dias	VO	Protozoários intestinais (e age como estimulante de apetite)
Mebendazol	25 mg/kg Repetir após 15 dias	VO	Nematódeos
Ivermectina**	0,2 mg/kg Repetir após 15 dias Deve ser diluído com propilenoglicol.	IM	Nematódeos, pentastomídeos e ectoparasitas

* IM = via intramuscular; VO = via oral.

** Não deve ser utilizada em colubrídeos (como a cobra-cipó [*Chironius exoletu*] e a caninana [*Spilotes pullatus*]).

Adaptado de CUBAS et al., (2014) e LOBO et al., (2014).

Em seu trabalho, Barbosa et al. (2006), usou para o tratamento de serpentes infectadas por nematóides e trematódeos a ivermetina (IVOMEC®), com a diluição de 1ml para cada 9ml de propilenoglicol com dosagens de 0,02ml/100g do peso da serpente, e o praziquantel (CESTOX®), sem diluição com dosagens de 0,02ml/100g do peso da serpente. Notou-se que o efeito cumulativo de Ivomec® e Cestox® interferiu na reincidência de endoparasitas nas serpentes, diminuindo os casos de afecções. Segundo Souza (2014), o uso

contínuo de drogas antiparasitárias na maioria dos casos pode isentar as serpentes de infestações futuras.

Além dos medicamentos antiparasitários, é recomendado o tratamento suporte, no qual pode se tornar necessário o uso da solução fisiológica, solução Ringer lactato ou solução glicosada a 5% (15 a 25 ml/kg via subcutânea ou intracelomática) para casos de desidratação, e a utilização de suplementos vitamínicos, como a vitamina B1 (25 a 100 mg/kg SID ou BID, via oral, intramuscular ou intravenosa) até a

melhora dos sintomas, e a vitamina C (dose única com 100 a 200 mg/kg no subcutâneo) nos casos de estomatite ulcerativa (CUBAS et al., 2014; LOBATO et al., 2019). O tratamento da mucosa oral em casos de estomatite ulcerativa e/ou gengivite pode ser feito com assepsias diárias com água oxigenada a 10% e soro fisiológico, associado à remoção dos pontos purulentos e uso tópico de pomada a base de cloranfenicol (BARBOSA et al., 2006). Ressalta-se que os tratamentos antiparasitários em serpentes frequentemente são falhos, provavelmente devido a protocolos antiparasitários impróprios, doses inadequadas ou resistências parasitárias, além da possível transmissão através do manejo inadequado (MARQUES et al., 2020). Com isso, a fim de incrementar condições de bem-estar animal, as infecções parasitárias precisam ser monitoradas, e a higiene apropriada deve ser mantida no ambiente (ROM et al., 2018).

A importância do cativeiro e o seu manejo para as serpentes

O Brasil é considerado um dos países pioneiros na criação de serpentes em cativeiro devido à produção de soros, tendo se iniciado no século XX. A manutenção constante destes animais em

biotério envolve a captura no meio ambiente, infraestrutura adequada, técnicas de logística e manuseio, habitat para cada espécie e reprodução (MARQUES, 2004).

Devido ao grande potencial farmacológico que existe nas peçonhas, a criação destes animais tem sido uma atividade cada vez mais constante e desempenhada, porém segundo Silva (2011) “os serpentários vêm enfrentando o desafio de aprimorar a manutenção desses animais, a fim de se obter uma maior sobrevida do plantel, já que as principais causas de óbitos em serpentes cativas estão relacionadas ao manejo inadequado, ou as infecções parasitárias”. Além disso, torna-se importante consultar a Portaria do IBAMA n.º 117/1997 que dispõe sobre a comercialização de animais vivos, abatidos, partes e produtos da fauna silvestre, e da instrução normativa n.º 7/2015 que determina os empreendimentos que podem criar, recriar, terminar, reproduzir e manter espécimes da fauna silvestre em cativeiro para fins comerciais, e as espécies listadas que podem ser criadas e comercializadas como animais de estimação.

O manejo pode ser propagador de diversos tipos de parasitos, decorrente de um tratamento inadequado e de uma acomodação errada para as serpentes. O

oferecimento de presas capturadas na natureza para alimentação de serpentes deve sempre ser evitado, pois estas presas podem ser hospedeiros intermediários de diversos parasitas ou podem estar contaminadas com pesticidas ou infectadas com doenças bacterianas ou virais. O ideal é utilizar apenas animais de criação para alimentar esses animais (CUBAS et al., 2014), pois a condição imunológica da presa pode alterar o estado de saúde do predador (SOUZA, 2014).

A dieta das serpentes em cativeiro geralmente se baseia em ratos albinos, sendo recomendada a oferta de 40% do peso individual da alimentação para cada serpente, que devem ser oferecidos quinzenalmente. Os ratos devem ser previamente tratados com Mebendazol via oral contra endoparasitas de 60 em 60 dias, sendo importante avaliar se há esse manejo no biotério antes de adquirir o alimento para as serpentes (BARBOSA et al., 2006).

Além da alimentação adequada, reforça-se a importância de uma limpeza regular, pois se não realizada corretamente ela pode provocar novas afecções, principalmente pelo fato de que os endoparasitas de serpentes podem invadir todo o trato digestivo e eliminar seus ovos

pelas fezes (BARBOSA et al., 2006). Além do mais, Souza, (2014) sugere que o comportamento das serpentes de dardejar a língua pode facilitar para a transmissão de parasitos. Com isso, a assepsia do terrário e dos utensílios impede com que esses parasitos que porventura estiverem aderidos ou fixados nestes locais cheguem até as serpentes (BARBOSA et al., 2006).

Conforme os métodos de manejo, os equipamentos indispensáveis aos cuidados de serpentes em cativeiros, como ganchos, tocas e recipientes de água, também devem ser submetidos a uma assepsia com álcool a 70%, cloro e sabão neutro, antes e depois o uso. Tal medida tem a função de evitar que estes equipamentos se tornem um vetor. Além do mais, galhos e substratos devem ser esterilizados por estufa a 80° C (BARBOSA et al., 2006; MIZANI et al., 2005).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Apesar de poucos trabalhos gerais sobre o tema, foi observado que os nematódeos são os parasitas mais encontrados acometendo as serpentes, seguidos dos trematódeos, mas reforça-se a importância do *Cryptosporidium* para esses animais.

É importante ressaltar que o cativeiro deve ser adequado para auxiliar no

controle desses endoparasitas, pois animais que vivem em cativeiro possuem uma maior chance de transmissão para outros, o que dificulta o tratamento e o controle da doença. Torna-se imprescindível a constante realização de um manejo preventivo, com o devido cuidado com a alimentação desses animais e a higienização de utensílios e dos terrários.

Cabe aos médicos veterinários

diagnosticarem a doença precocemente, para que assim se evite o número alto de infecções e de morte desses animais em cativeiro, o que justifica a necessidade de informações acerca do assunto. São necessárias a realização de mais pesquisas e a adequação de técnicas de manejo mais eficazes no combate a proliferação desses parasitas, tornando a convivência dessas serpentes mais saudável e compatível com a vida no cativeiro.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AGUIAR, A. Helmintofauna associada à *Physalaemus cuvieri* proveniente de duas áreas de Mata Atlântica. São Paulo: **Instituto de Biociências, Universidade Estadual Paulista**. v. 1, n. 3, p. 25- 45, 2012.
- AKHILA, S; SUKANYA, V. S; ANTO, A.; KARUNAKARAN, S. Prevalence of endoparasites in captive snakes of Kerala, India. **Annals of Parasitology**, v. 64, n. 02, p. 129-135, 2018.
- ARAÚJO, T.; MORO L.; LÚCIA M.; GOLLOUBEFF B.; VASCONCELOS. Occourence of the endo and ectoparasites in the serpentarium of UNIFENAS. Minas Gerais **J. Vet. Res. Anim. Sci**, v. 04, n. 02, p. 01-10, 1999.
- BARBOSA, A. R.; SILVA, H.; ALBUQUERQUE, H. N.; RIBEIRO, I. A. M. Contribuição ao estudo parasitológico de Jibóias, *Boa constrictor* Linneaus, 1758, em cativeiro. **Revista de Biologia e Ciências da Terra**. , v. 14, n. 10 p. 01-19, 2006.
- BRENER, B. Parasitismo em serpentes. **Medicina Veterinária (UFRPE), Fluminense, Niterói RJ**, v. 14, n. 1, p. 141 – 145, 2020.
- BROWN, S. R. Why do most tropical animals reproduce seasonally Testing hypotheses on an Australian snake. **Ecology**, v.15, n. 20, p.133-143, 2006.
- CASTRO, R. A. de Efeitos do endoparasitismo em *Crotalus durissus terrificus* (SERPENTES: VIPERIDAE) mantidos em cativeiro Universidade de São Paulo. **Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia**. v.1, n. 2, p.28-103, 2018.
- CUBAS, Z. S.; JEAN, C. R.; JOSÉ, C. L. **Tratado de Animais Selvagens -Medicina Veterinária** - Grupo GEN, v. 2, n. 2, p. 186-2018, 2014. 978-85-277-2649-8.
- FAYER, R. Epidemiology of *Cryptosporidium*: transmission, detection and identification. **International Journal of Parasitology**, v.30, p.1305-22, 2000.
- FAYER, R. *Cryptosporidium*: a water-borne zoonotic parasite. **Veterinary Parasitology**, v.126, p.37-56, 2004.
- FAYER, R. Taxonomy and species delimitation in *Cryptosporidium*. **Experimental**

Parasitology, v.124, p.90- 97, 2010.

FOREYT, W. J. Parasitologia veterinária: manual de referência. **São Paulo: Roca**. v. 64, n. 2 p. 240, 2005.

GREGO, K. F. Patologia comparada das principais infecções parasitárias acometendo as serpentes da espécie *Bothrops jararaca*. **Universidade de São Paulo: Mestrado em Medicina Veterinária e Zootecnia**. v. 64, n. 02 p. 47, 2000.

HILDERBRAND, M. Análise das Estruturas dos Vertebrados. **São Paulo: Atheneu**. v. 01, n. 01 p. 638, 1995.

HERTEL, J. Análise parasitológica de fezes de serpentes do gênero *bothrops* (wagler, 1824) (squamata : viperidae) cativas no criadouro científico da universidade regional de Blumenau. **Blumenau: Santa Catarina**, v. 02, n. 02 p. 1 – 21, 2011.

IBAMA, **Instrução Normativa IBAMA nº 07, de 30 de abril de 2015** Institui e normatiza as categorias de uso e manejo da fauna silvestre em cativeiro, e define, no âmbito do IBAMA, os procedimentos autorizativos para as categorias estabelecidas. Dou 11/05/2015 seção 01, p. 75.

JUNIOR, D. G. M. Alterações patológicas causadas por nematóides parasitas de jararaca (*Bothrops jararaca* Wied, 1824) criadas em cativeiro. **R. bras. Ci. Vet.**, Niteroi RJ, v. 11, n. 1, p. 5 e 8, 2004.

LOBO, L. M. AMILTON, C. S.; RENNAN, L. O.; DIEGO, C. V.; CELINA, F. M.; **Análise comparativa dos diferentes tipos de dentição em serpentes**. *Acta Tecnológica, [S. l.]*, v. 9, n. 02, p. 1–8, 2014. DOI: 10.35818/acta.v9i2.196.

LOBATO, R. B. Helmintofauna gastrintestinal do gênero *Bothrops*. **Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Medicina Veterinária)** - Campus universitário de Belém, Universidade Federal Rural da Amazônia, Belém, v. 64, n. 02 p. 1, 2019.

LANGERHANS, R. B.; LAYMAN, C. A.; LANGERHANS, A. K.; DEWITT, T. J. Habitat-associated morphological divergence in two Neotropical fish species. **Biological Journal of the Linnean Society**, p. 689–698, 2003.

MARQUES, O. A. V.; SAZIMA, I. História natural dos répteis da Estação Ecológica

JuréiaItatins.. **Ribeirão Preto. Holos**, v. 01, n. 2 p. 384, 2004.

MARQUES, S, T. Parasitological evaluation of snakes of the Boidae, Elapidae, Pythonidae and Viperidae Families of southern Brazil. **Revista Agrária Acadêmica**, Porto Alegre/RS, v. 01, n.15 p. 1-8, 2020.

MARTINS, M.; MOLINA, F. B. **Panorama Geral dos Répteis Ameaçados do Brasil In: Livro vermelho da fauna brasileira ameaçada de extinção**. v. 02, n. 19, p. 1420, 2008.

MONTEIRO, S. G. **Parasitologia na Medicina Veterinária, 2ª edição**. Grupo GEN, 2017. E book. ISBN 9788527731959.

MIZANI, N. C., COJO, J. C. Análise parasitológica em fezes de serpentes recebidas pelo serpentário do centro de estudos da natureza – São José dos Campos. **IX Encontro Latino Americano de Iniciação Científica e V Encontro Latino Americano de Pós-Graduação - UVP** v. 06, n. 02 p. 142- 144, 2005.

MECCHI, K. C. **Ocorrência de Parasitas em Serpentes Peçonhentas**. A Universidade Católica Dom Bosco – UCDB, Campo Grande Mato Grosso do Sul, v. 40, n. 20 p. 1-85, 2015.

MELLO, É. SALGADO, B. S.; CASSALI, G. D.; GUIMARÃES, M. P. Gross and histologic features of gastritis due to *Ophidascaris arndti* in tropical rattlesnakes (*Crotalus durissus*). **Universidade Federal de Minas Gerais – UFMG**, Belo Horizonte, v. 69, n. 2, p. 415 - 421, 17 out. 2017.

MUSHINSKY, H. R. Snakes: ecology and evolutionary biology. Foraging ecology. **In: Seigel RA, Collins JT, Novak SS, New York**, v. 94, n. 42, p. 302-334, 1987.

PAIVA, M. I. Manejo de serpentes em cativeiro: análise da infraestrutura, saúde animal e enfermidades virais e parasitárias. Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Botucatu: **Dissertação apresentada à Faculdade de Medicina**, v. 1, n. 1, p. 22, 6 jun. 2015.

RUGGIERO, B. S.; BOURGEOIS, Y.; MANTHEY. J. D. P. The Mobilome of Reptiles: Evolution, Structure, and Function. **Cytogenet Genome Res**; c.157 p.21-33, 2019. doi: 10.1159/000496416

- ROM, B.; KORNAŚ, S.; BASIAGA, M. Endoparasites of pet reptiles based oncoprosopic methods. **Annals of Parasitology**, v. 64, n. 2, p. 115-120, 2018.
- SANI, A. Helminths parasites of reptiles and amphibians in the state of São Paulo, Brazil. **Saúde e Ambiente Fluxo Contínuo**, v. 8, n. 3, p. 1 a 10, 2021.
- SAVITZKY A. H. Coadapted character complexes among snakes: fossoriality, piscivory, and durophagy. **Am Zool**. 23:397-409, 1983.
- SOUZA, J. Parasitological and immunological diagnoses from feces of captive-bred snakes at Vital Brazil Institute. São Paulo, Jaboticabal. **J. Vet. Parasitol**. v. 23, n. 2, p. 123-128, 2014.
- SILVA, M. B. Anatomia de répteis aplicada à educação ambiental. Recife: **jornada de ensino, pesquisa e extensão**. v. 01, n. 02 p. 1 -3, 2011.
- SEGALLA, A. A. Helminths parasites of reptiles and amphibians in the state of São Paulo. , BRASIL. **Saúde e Ambiente Fluxo Contínuo**, São Paulo, v. 8, n. 3, p. 1 a 10, 2019.
- TAVARES, L. Helminths endoparasites of vertebrates silvestres in Mato Grosso do Sul, Brazil. **Dissertação Curso de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias, Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal** v. 107, n. 37, 2017.
- TAYLOR, M A.; COOP, R. L.; WALL, R. L. **Parasitologia Veterinária, 4ª edição**. Grupo GEN, 2017. E-book. ISBN 9788527732116.
- TEIXEIRA, V. N. Levantamento da helmintofauna de serpentes peçonhentas no estado do Paraná. Paraná, Curitiba: **Dissertação Curso de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias, Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal**. v. 46, n. 12 p.1 - 10, 2000.
- WERTHER, K. Semiologia de Animais Silvestres. **Semiologia Veterinária: A Arte do Diagnóstico**, [S. l.], v. 7, n. 20, p. 774 - 777, 2010.
- XIAO, L.; RYAN, U. M.; GRACZYK, T. K.; LIMOR, J.; LI, L.; KOMBERT, M.; KOUDELA, B. **Genetic diversity of Cryptosporidium spp. in captive reptiles**. v. 70, n. 2, p. 891-899, 2004.