CONSIDERAÇÕES SOBRE AS PRINCIPAIS DOENÇAS EMERGENTES EM RÃS TOURO AMERICANA (*LITHOBATES CATESBEIANUS*) EM SISTEMAS DE CRIAÇÃO INTENSIVO

Gabriela Ribeiro da Silva¹, Ana Laura Martins Ferreira², Matheus Ribeiro da Silva³, Vinícius Vieira de Paiva⁴

¹ Bacharel em Medicina Veterinária da Universidade Federal de Uberlândia (UFU), Uberlândia-MG, Brasil- Email: gabirs.05@gmail.com

² Graduanda em Medicina Veterinária da Universidade Federal de Uberlândia (UFU), Uberlândia-MG, Brasil

³ Graduando em Zootecnia da Universidade Federal de Uberlândia (UFU), Uberlândia-MG, Brasil

⁴ Mestrando em Ciências Veterinárias da Universidade Federal de Uberlândia (UFU), Uberlândia-MG, Brasil

Recebido em: 15/11/2020 – Aprovado em: 15/12/2020 – Publicado em: 30/12/2020
DOI: 10.18677/EnciBio_2020D10

RESUMO

A ranicultura, termo utilizado para designar a criação de rãs, trata-se de um ramo da aquicultura que vem ganhando destaque no Brasil desde os anos 80, embora a atividade tenha começado no País em 1935. Bem como qualquer atividade de cunho produção animal, a ranicultura é responsável por gerar produtos de caráter comercial, sendo a carne de rã o principal produto oriundo deste sistema de criação de rãs touro americana (*Lithobates catesbeianus*). Assim sendo, objetivando uma maior produção, o Brasil é reconhecido como pioneiro na criação intensiva de rãs touro americana, o que consequentemente hoje, o torna um dos maiores produtores da carne de rãs no mundo, ficando atrás apenas de países como Estados Unidos, China e Taiwan. No entanto, embora a criação intensiva apresente como vantagem uma maior produção em menor espaço, apresenta como consequência do adensamento de animais, uma maior dispersão de patógenos além de ser um ambiente propício ao estresse animal. A associação entre o ambiente favorável à disseminação de microrganismos patogênicos e um hospedeiro susceptível, principalmente se estiverem imunossuprimidos, pode causar grandes surtos epizooticos com prejuízos econômicos. Diante deste contexto, o objetivo do presente trabalho se resume em apontar as principais doenças já relatadas como consequência de surtos epizooticos em raniculturas brasileiras.

PALAVRAS-CHAVE: epizootico, estresse, ranicultura.

CONSIDERATIONS ABOUT THE MAIN EMERGING DISEASES IN AMERICAN BULLFROGS (*LITHOBATES CATESBEIANUS*) IN INTENSIVE BREEDING SYSTEM

ABSTRACT

Raniculture, a term used to designate frog breeding, is a branch of aquaculture that has been gaining prominence in Brazil since the 1980s, although the activity began in the country in 1935. As well as any activity of animal production, raniculture is responsible for generating commercial products, and frog meat is the main product derived from this system of breeding of American bull frogs (*Lithobates catesbeianus*). Thus, aiming at a higher production, Brazil is recognized as a pioneer in the intensive creation of American bull frogs, which consequently today makes it one of the largest producers of frog meat in the world, second only to countries such as the United States, China and Taiwan. However, although intensive rearing has as an advantage a greater production in a smaller space, it presents as a consequence of the density of animals, a greater dispersion of pathogens besides being an environment conducive to animal stress. The association between an environment favorable to the spread of pathogenic microorganisms and a susceptible host, especially if they are immunosuppressed, can cause large epizootic outbreaks with economic damage. In this context, the objective of this study is to point out the main diseases already reported as a consequence of epizootic outbreaks in Brazilian raniculture.

KEYWORDS: epizootic, raniculture, stress

INTRODUÇÃO

Mundialmente, a criação de rãs, um dos seguimentos da aquicultura, é desenvolvida por poucos países, como por exemplo, Estados Unidos, Taiwan, China e Brasil, onde a atividade teve início em 1935, quando o então técnico canadense Tom Cyrill Harrison, trouxe para o País aproximadamente 300 casais de rãs-touro-americanas (*Lithobates catesbeianus*), dando início ao primeiro ranário brasileiro, instalado no estado do Rio de Janeiro (SEIXAS FILHO et al., 2017). A escolha desta espécie ocorreu, principalmente, devido à sua adaptabilidade às condições climáticas do País, bem como aos seus bons índices zootécnicos com precocidade, fecundidade e consequentemente prolificidade (MOREIRA et al., 2013).

Assim como qualquer sistema de produção animal, a ranicultura gera produtos com finalidade comercial, sendo a carne de rã o principal produto gerado, uma fonte nobre do pescado. Assim como afirmam Silva et al. (2017), além de ser rica em proteínas com alto valor biológico, possui todos os aminoácidos essenciais ao organismo, alta taxa de digestibilidade, aproximadamente 3% de teor de gordura, elevados níveis de cálcio, baixo teor calórico sendo indicada para dietas hipocalóricas, e hipoalergenicidade, sendo muito recomendada àquelas pessoas com algum tipo de alergia alimentar.

Ao contrário de países como China e Taiwan, onde a espécie é cultivada de forma extensiva, o sistema brasileiro de criação de rãs-touro-americana se dá de forma intensiva, em cativeiro, assim sendo, o Brasil é considerado o segundo maior produtor de rãs em sistema intensivo do mundo (FIPERJ, 2018).

Neste contexto, é importante ressaltar que, em todo sistema de criação com alta densidade de animais, este fato torna-se um agravante para o surgimento de doenças,

principalmente quando associado a um manejo sanitário inadequado, favorecendo muitas vezes, surtos epizooticos, devido à presença de vários organismos patogênicos, que em condições normais, afetariam minimamente a produção (PAVANELLI et al., 2000). Doenças emergentes, podem ser entendidas como aquelas referentes às patologias recentes, passam a ter relevância, tornando-se um problema, devido principalmente ao aumento de sua incidência associada à distribuição e gama de hospedeiros (PEREIRA, 2018).

Diante da evidência de que existem poucos trabalhos relacionados às doenças emergentes que mais afetam criações intensivas de rãs touro americana, e principalmente tendo conhecimento dos impactos causados por estas no sistema de produção, objetivou-se com este trabalho, reunir os principais agentes causadores de doenças neste sistema de produção, já relatados devido aos surtos de mortalidade observados, bem como se a forma como estas enfermidades afetam os animais em seus variados estágios.

DESENVOLVIMENTO

Pioneiro na criação de rãs-touro-americana em cativeiro, o Brasil ainda hoje é um dos principais nomes na produção ranícola mundial. A criação extensiva surgiu como forma de viabilizar e tornar mais eficiente a produção, visando trabalhar com maior quantidade de animais em menor espaço. Diante deste fato, o adensamento de indivíduos embora comercialmente vantajoso, é um fator considerado prejudicial no que diz respeito à dispersão de patógenos, não apenas pela alta densidade de animais, mas também por esta questão ser um ponto de estresse levando a imunossupressão destes animais (BRUNNER et al. 2015).

Além disso, sabe-se que fatores como sistemas com altas taxas de densidade de animais, utilização em excesso de ração ou fornecimento da mesma com má qualidade e até mesmo mudanças ambientais importantes, podem interferir negativamente no sucesso das práticas sanitárias adotadas, pois agem diretamente na saúde das rãs, a partir de quadros de estresse, imunossupressão e alterações hematológicas, deixando-as susceptíveis a surtos epizooticos (GRAY;CHINCHAR, 2015).

• Doenças viróticas

Considerando-se que a rã-touro-americana é a espécie escolhida para cultivo extensivo no Brasil, alguns estudos apontaram a identificação de patógenos específicos em comum em surtos de mortalidade massiva já relatados. Dessa forma, dentre estes patógenos causadores de surtos, o *Frog vírus 3* (FV3) causador da ranavirose, aparece com destaque. Estes vírus pertencem à família *Iridoviridae*, ao gênero *Ranavirus*, e a espécie *Frog vírus 3* (FV3) é considerada a mais importante para as rãs-touro-americana. As enfermidades causadas por estes agentes possuem ampla distribuição geográfica e os animais além de serem acometidos pela doença, também atuam como disseminadores do patógeno, devido ao sistema de criação (DUFFUS et al. 2015; CLAYTOR et al., 2017).

Entretanto, de acordo com a Organização Mundial de Saúde Animal (OIE, 2019), a doença já foi relatada em outras espécies de anfíbios, peixes e répteis e, por ter altas taxas de morbidade e mortalidade, é considerada uma doença de notificação obrigatória à organização. A via de transmissão na ranavirose ocorre a partir do contato

direto entre os animais infectados assim como através da ingestão de indivíduos infectados, mortos ou moribundos (canibalismo). Entretanto, também é possível encontrar partículas virais na água dos rios e nos recintos aquáticos dos ranários (OIE, 2019).

Como sinais clínicos manifestados pelos animais infectados, podem ser observadas, síndrome ulcerativa crônica, síndrome hemorrágica aguda, perda de postura e de capacidade natatória, dermatite ulcerativa, enterite, caquexia, necrose em tecidos hepáticos, renais, linfoides e hematopoiéticos (CANDIDO et al., 2019).

Claytor et al. (2017) afirmaram que a susceptibilidade dos animais aos ranavírus depende da fase de desenvolvimento em que estes se encontram. Assim sendo os adultos seriam menos susceptíveis, devido à imunocompetência já desenvolvida. Entretanto, observaram que o alto índice de mortalidade por ranavirose nos criatórios, atribui-se à alta densidade de estocagem de animais com elevados títulos virais ou fatores ambientais estressantes.

A infecção é diretamente influenciada pela resposta imune do hospedeiro, sendo que a produção de peptídeos antibacterianos, a resposta imune inata, o período em inflamação, e as condições de ambiente favoráveis ao hospedeiro como temperatura da água, são fatores fundamentais na progressão da doença. Períodos longos de inflamação, ou uma resposta imune exagerada ao *Ranavirus*, são os fatores principais que contribuem para a severidade da doença (GRAYFER et al., 2012).

• Doenças fúngicas

Outro patógeno frequentemente encontrado atualmente em surtos emergentes refere-se ao fungo *Batrachochytrium dendrobatidis*, muitas vezes associado ao próprio *Ranavirus* (WATTERS et al., 2018). De acordo com a Sociedade Brasileira de Herpetologia (2019), o Brasil contabiliza mais de mil espécies de anfíbios, sendo que mais de 90% são espécies de anfíbios anuros. Considerando-se anuros de vida livre, um dos principais fatores de ameaça à sobrevivência são as doenças infecciosas, dentre as bacterianas, virais, fúngicas e parasitárias (PARK et al. 2017).

Algumas das doenças fúngicas que comumente afetam anfíbios anuros são a quitridiomicose, saprolegnirose e cromomicose (NAGUIB;REID, 2016). A rã-touro-americana (*Lithobates catesbeianus*) é uma espécie que pode hospedar o fungo *Batrachochytrium dendrobatidis*, de forma tolerante (URBINA et al., 2018). Este fungo provoca a quitridiomicose, doença emergente que pode se desenvolver nas diferentes fases de vida dos anfíbios e afetar a camada externa queratinizada da epiderme (ESKEW et al. 2015).

O *B.dendrobatidis* é responsável por elevados índices de mortalidade em populações de anfíbios de todo o mundo (URBINA et al., 2018). A quitridiomicose não é considerada uma zoonose, entretanto, é listada pela OIE (Organização Mundial da Saúde Animal) como uma das doenças de notificação obrigatória (CNA, 2018).

A infecção em anfíbios é influenciada por condições ambientais o que dificulta o entendimento da dinâmica do patógeno (BEYER et al. 2015). É um fungo zoospórico que pode ser encontrado em ambiente aquático e permanecer na forma ativa mesmo em condições de água deionizada, clorada ou em águas provenientes de lagos (CLOSS; PUTZKE, 2017).

Segundo Jenkinson et al. (2016), a alta densidade de animais em criações comerciais de rãs-touro-americana é um fator que predispõe surtos de quitridiomicose. Não há registros de infecção vertical pelo fungo e a principal via de infecção conhecida é a horizontal, de um animal para outro, ou através de água contaminada (CNA, 2018).

Os primeiros sinais clínicos surgem de dois a três dias após a infecção, podendo-se observar letargia, perda de reflexo, descamação de pele, espasmos musculares e eritema em região ventral em animais jovens e adultos (CNA, 2018). Além disso, *B. dendrobatidis* pode afetar a porção queratinizada da boca de girinos (KADEKARU;UNE 2018). A saprolegniose é causada pelo fungo *Saprolegnia spp.*, encontrado em ambientes aquáticos ou solo (NAGUIB;REID, 2016). Pode ser uma infecção secundária, instalando-se em úlceras cutâneas de possível origem bacteriana nos animais (DENSMORE;GREEN, 2007).

Ocorre desenvolvimento de micélio branco-acinzentado visíveis a olho nu em brânquias, pele e ovos de peixes (STUELAND et al., 2005). A resposta inflamatória geralmente é mínima, mas há presença de lesões ulceradas e edemaciadas, ou necrose, dependendo da gravidade (DENSMORE; GREEN, 2007).

Já os patógenos de *Phialophora spp.*, *Fonsecaea spp.*, *Rhinochlamydia spp.* e *Cladosporium spp.* são frequentemente encontrados no solo em matéria orgânica em decomposição e causam a cromomicose, doença que afeta anuros de vida livre e em cativeiro (DENSMORE;GREEN, 2007). A infecção ocorre pelo contato com lesões de pele de animais acometidos e apresenta problemas para a saúde do animal, manifestando-se na forma cutânea ou pela disseminação sistêmica (DENSMORE; GREEN, 2007). Estes autores elucidam ainda que a apresentação dos sinais clínicos pode variar entre anorexia, letargia, perda de peso, úlceras e nódulos na pele, inchaço e lesões de órgãos internos incluindo baço, fígado e rim.

• Doenças bacterianas

Em relação às doenças bacterianas, estas são as que causam maiores prejuízos econômicos, pois podem provocar mortalidade em massa ou lesões que impossibilitam a comercialização dos animais, além de serem as enfermidades mais comuns em sistemas intensivos (LEIRA et al. 2016). Dentre estas doenças, a “doença da perna vermelha” (Red Leg Syndrome), é uma das mais conhecidas, por se tratar de uma doença sistêmica em anfíbios, caracterizada por septicemia bacteriana, causando altas taxas de morbidade e mortalidade (PESSIER, 2017).

O patógeno comumente associado é a *Aeromonas hydrophila*, no entanto, este não é o único agente encontrado na síndrome. Outros agentes como *Staphylococcus aureus* (SEIXAS FILHO et al., 2017), *Citrobacter freundii* (PASTERIS et al., 2014) e *Pseudomonas aeruginosa* (SEIXAS FILHO et al., 2017) já foram relatados, corroborando a hipótese de que a associação destes agentes também pode ser responsável pela doença.

De acordo com Kim et al. (2018), *Aeromonas hydrophila* causa a doença quando ocorre a atuação de seus fatores de virulência, como por exemplo a aerolisina, uma toxina hemolítica que destrói os glóbulos vermelhos. Sendo assim, o termo “red-leg” é usado para descrever o conjunto de manifestações clínicas apresentadas pelos animais, como eritema cutâneo associado a úlceras, inchaço, descamação, anorexia, efusão celomática, edema e necrose (DENSMORE;GREEN, 2007).

Os animais em fase de engorda, ou aqueles em fase reprodutiva são os mais acometidos, no entanto, existem relatos que mostram a incidência da doença em girinos e em outras fases do desenvolvimento. Os animais geralmente são afetados em decorrência de imunossupressão ou devido a alguma lesão causada pelas estruturas físicas do local de cultivo (LEIRA et al., 2016).

Segundo Leira et al. (2016) dentre os principais sinais clínicos observados, destacam-se a perda de apetite e consequente perda de peso, letargia e diminuição de resposta a estímulos externos, além de postura anormal do corpo, úlceras na pele, patas e dedos e hemorragia na região ventral e das patas destes animais.

Almeida et al. (2000), afirmaram que a taxa de mortalidade desta enfermidade pode variar, no entanto, quando acomete animais em fase inicial de desenvolvimento, pode resultar em problemas de locomoção e também abscessos hepáticos. É causada pelo *Mycobacterium* spp., a micobacteriose também é uma bacteriose frequentemente encontrada em sistemas de criação de rãs-touro-americana (IKUTA et al. 2018). Trata-se de uma doença infecciosa de potencial zoonótico, mais conhecida como “Doença do aquarofilista” devido às lesões decorrentes desta infecção que, geralmente ocorrem nas mãos e pés do homem, após contato com a água contaminada.

Embora a maioria dos relatos aborde casos de identificação de micobactérias atípicas, Reisfeld et al. (2015) relataram um caso de infecção em rã touro causado por *Mycobacterium bovis*. Neste caso, o animal que vivia em cativeiro, não apresentou nenhum sinal clínico relevante *ante-mortem*, entretanto, à necropsia, foi observada a presença de líquido translúcido e consistência viscosa na cavidade celomática. Macroscopicamente, órgãos como fígado, pulmões, intestinos, rins e baço, apresentaram coloração enegrecida e nódulos multifocais, corroborando com Ikuta et al. (2018) que, durante necropsia de animais com sinais clínicos, observaram lesões com presença de nódulos granulomatosos com coloração esbranquiçada, encontrados principalmente nos rins, fígado, baço e pulmões. As análises histopatológicas foram compatíveis com micobacteriose. Já os resultados dos isolados obtidos após testes de PCR, apontaram para *Mycobacterium bovis* (REISFELD et al., 2015).

A doença é frequentemente observada em animais adultos e no que diz respeito à transmissão Ikuta et al. (2018) consideram que esta pode ocorrer por meio de contato direto entre indivíduos infectados, água contaminada ou também ingestão de detritos aquáticos. De acordo com estes mesmos autores, aqueles animais com o sistema imunológico comprometido ou que passaram por situações de estresse, a infecção se apresenta de forma mais grave, com sinais clínicos como apatia, anorexia e perda de peso. O contrário acontece naqueles indivíduos imunocompetentes, a qual se manifesta de forma mais branda.

Mostério et al. (2014) relataram a identificação de *Streptococcus* spp., em surtos de mortalidade de rãs-touro em sistema de criação intensiva, principalmente por se tratarem de espécies ubíquas e amplamente distribuídas em meio aquático. Vale ressaltar que bactérias patogênicas desta espécie também são comumente associadas à grandes perdas econômicas em criações intensivas de peixes, dentre estas, o *Streptococcus agalactiae* pode ser considerado um dos mais importantes patógenos de peixes de cultivo em tanques rede como Tilápias do Nilo (*Oreochromis niloticus*) (SOTO et al. 2016).

Em peixes, a estreptococose é responsável por quadros de meningoencefalite e septicemia aguda. Mediante os surtos da doença, podem ser observadas taxas de mortalidade de até 90% dos animais (FIGUEIREDO et al., 2006). Pilarski e Schocken-Iturrino (2010), relataram o isolamento de *Streptococcus spp.*, em rãs touro. Os animais avaliados apresentavam como sinais clínicos anorexia, natação errática e circular, letargia, escurecimento da pele, petéquias e mortalidade massiva. Mostério et al. (2014) corroboraram esta afirmação, relatando que os animais doentes apresentavam, além destes sinais clínicos, a diminuição da reação a estímulos externos, ascite e prolapso retal.

Lokesh e Kiron (2016) relataram o fato de que, a microbiota da pele de rãs de cultivo pode sofrer alterações quando ocorrerem também alterações na quantidade de patógenos oportunistas no ambiente aquático, gerando um desequilíbrio que pode afetar diretamente a saúde do hospedeiro, o que vai ao encontro do estudo realizado por Xu et al. (2017) que afirmaram que estas bactérias somente se tornam patogênicas quando encontram-se em condições deficitárias de manejo do ambiente ou um indivíduo imunocomprometido.

Embora ainda não existam relatos esclarecedores sobre a patogenia da estreptococose em rãs e em peixes o tema ainda não será totalmente caracterizado. Foram observadas alterações iniciais em peixes naturalmente infectados pelo patógeno, apontando exotoxinas junto às lesões em órgãos como cérebro, fígado baço e rins (IREGUI et al. 2015; SOTO et al. 2016). Eldar et al. (1995), afirmaram em seu trabalho que, foram isoladas em amostras do sistema nervoso, colônias de *Streptococcus agalactiae*, justificando o mecanismo de virulência, o qual promove necrose regional, permitindo a invasão e multiplicação dentro de macrófagos, os quais passam a atuar como veículo das bactérias, disseminando-as para os demais órgãos, transpondo até mesmo a barreira hematoencefálica, o que justifica quadros septicêmicos.

- **Doenças parasitárias**

Além dos microrganismos citados anteriormente, os anfíbios podem ser hospedeiros de várias espécies de parasitas dentre protozoários, nemátodeos, trematódeos, cestódeos e ectoparasitas (NAGUIB e REID, 2016). Os protozoários são seres eucariontes, unicelulares e heterótrofos e os mais relatados em rãs-touro-americanas no Brasil são *Giardia agilis*, *Entamoeba* sp, *Trichomonas* sp, *Hexamita* sp e *Karotomorfa* sp (GUIMARÃES; MARTINS 1999).

De acordo com O'Rourke e Rosenbaum (2015), nas parasitoses por *Entamoeba spp.*, a transmissão mais comum é via fecal-oral, em que o hospedeiro elimina oocistos nas fezes, que contaminam água e alimentos e infectam outros animais. Após a ingestão, há colonização dos microrganismos na mucosa do intestino grosso e liberação dos trofozoítos, que são as formas ativas dos protozoários que podem atravessar a mucosa e serem transportados pela circulação porta até fígado e rins.

De forma geral, os sinais clínicos baseiam-se em anorexia e fezes diarreicas, com presença de sangue e muco e em alguns casos, observa-se ainda vômito e ascite. Os achados necroscópicos incluem lesões em região de mucosa colônica, nefrite supurativa e abscessos (O'ROURKE; ROSENBAUM, 2015). Já os parasitas conhecidos por *Tricodinídeos* (*Trichodina spp.*) são protozoários arredondados e ciliados móveis,

que infectam peixes de cultivo em todo o mundo e são frequentemente encontrados em tanques de girinagem (SILVA et al., 2016).

Silva et al. (2016), afirmam que o desequilíbrio de parâmetros físicos e químicos nos tanques pode levar a proliferação destes microrganismos, provocando infecção nos girinos, que passam a produzir excessivamente muco com aspecto brilhante na superfície corporal e na nadadeira caudal e em casos mais graves, apresentam coloração marrom-clara na nadadeira caudal, podendo ser indício de necrose tecidual. O'Rourke e Rosenbaum (2015) afirmam ainda a presença de lesões ulcerativas na pele.

São raros os relatos de infecção por *Cryptosporidium* em anfíbios (GREEN et al., 2003; JIRKU et al., 2008). Assim como a entamoeba spp., a infecção é via ingestão de água ou alimentos contaminados com oocistos esporulados do protozoário (CABRAL et al., 2011). Cabral et al. (2011) analisaram a presença de *Cryptosporidium* em fezes e raspados de mucosa intestinal de girinos e rãs-touro adultas do ranário experimental da Universidade Federal de Uberlândia. Para o estudo, foram coletadas amostras fecais de 14 rãs com até três meses de idade e 14 acima dos três meses de idade, além da coleta dos intestinos de oito girinos e oito animais adultos.

Identificou-se então, a presença de *Cryptosporidium* em 14,3% das amostras fecais e em 62,5% dos raspados de mucosa intestinal. O trabalho ressalta a importância da pesquisa da presença de protozoários em rãs-touro e da adoção de medidas de controle e prevenção de doenças na produção, principalmente pelo fato de que algumas espécies de *Cryptosporidium* serem reconhecidas por seu potencial zoonótico (CABRAL et al., 2011).

Já em relação aos nematoides, Costa (2005) afirma que o nível de infestação é diretamente relacionado ao grau de patogenicidade, logo, a presença dos parasitas não necessariamente leva a sinais clínicos nos animais, além disso, a patogenicidade também depende dos órgãos acometidos, tipo de lesão e contaminação bacteriana secundária.

Antonucci et al. (2012) analisaram a ocorrência de espécies de helmintos em uma produção comercial de rãs touro em São Paulo, Brasil. O estudo avaliou 185 animais e o único helminto detectado foi o *Longibucca catesbeianae*, descrito anteriormente por Souza Junior et al. (1993), em rãs selvagens, como um parasito estomacal capaz de provocar lesões em mucosa gástrica e intestinal.

Tratando-se de criações comerciais, a lucratividade está relacionada ao bom gerenciamento da produção junto a adoção de medidas profiláticas e de controle de doenças (ANTONUCCI, 2009). Logo, faz-se necessário a realização de mais pesquisas de nematoides que acometam rãs-touro de criações comerciais, a fim de elucidar o ciclo de vida do parasita e sua patogenicidade nos animais, que são uma espécie exótica no País e resistentes a maioria dos parasitas (ANTONUCCI et al., 2012).

CONCLUSÃO

Os entraves na produção não acontecem apenas em relação as doenças, mas também devido às condições da estrutura física do galpão, à nutrição, reprodução, qualidade da água. Entretanto, o mecanismo de ação de vários patógenos principalmente os causadores das doenças emergentes, ainda não foi totalmente elucidado, de forma que o investimento dos centros de pesquisa de instituições públicas

e da iniciativa privada é de suma importância para o seguimento ranícola nacional, visto que este é mundialmente conhecido por sua relevância frente à aquicultura mundial.

Estes estudos tornam-se ainda mais necessários em razão da necessidade em se saber em qual estágio do desenvolvimento dos animais ocorrem maiores taxas de mortalidade, afinal, em um sistema intensivo de criação de rãs, os surtos manifestam-se de forma epizootica, bem como a epidemiologia das doenças e métodos eficientes de prevenção, que ainda hoje são escassos.

Considerando-se a importância da rã-touro-americana para o seguimento aquícola tanto de cunho nacional quanto internacional, e levando-se em consideração as perspectivas comerciais almejadas pelo setor, torna-se de suma importância que boas práticas de manejo sanitário sejam adotadas no sistema de cultivo intensivo, proporcionando condições adequadas para que os animais expressem suas qualidades zootécnicas.

REFERÊNCIAS

ALMEIDA, A.C.; RISTOW, L. E.; BUELTA, T. T. M. Caracterização microbiológica e clínica de surtos de Red Leg em Minas Gerais e avaliação do efeito bactericida *in vitro* do Vantocil IB® para *Aeromonas hydrophila*. **Ciência Rural**, v. 30, n. 4, p. 661-664, 2000. Disponível em: <https://pesquisa.bvsalud.org/portal/resource/pt/lil-273894>

ANTONUCCI, A. M. **Caracterização de agentes patogênicos virais e metazoários em rãs touro, *Lithobates catesbeianus*, provenientes de ranários comerciais do Vale do Paraíba no estado de São Paulo**, 2009. 75f. Dissertação (Mestrado). Instituto de Pesca do Estado de São Paulo, São Paulo, 2009.

ANTONUCCI, A. M.; TAKEMOTO, R. M.; FRANÇA, F.M.; TEIXEIRA, P.C e FERREIRA, C.M. *Longibucca catesbeianae* (Nematoda; Cyathocoryphidae) da rã-touro *Lithobates catesbeianus* (Anura: Amphibia) de rãs no estado de São Paulo, Brasil. **Neotropical Heminthology**, v. 6, n. 1, p. 75-83, 2012. Disponível em: <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=3974817>

BEYER, S.E; PHILLIPS, C.A.; SCHOOLEY, R.L. Canopy cover and drought influence the landscape epidemiology of an amphibian chytrid fungus. **Ecosphere**, v. 6, ed. 5, art. 78, 2015. Disponível em: <https://esajournals.onlinelibrary.wiley.com/doi/epdf/10.1890/ES14-00263.1>. DOI: <https://doi.org/10.1890/ES14-00263.1>

BRUNNER, J.L.; STORFER, A.; GRAY, M.J.; HOVERMAN J.T. Ranavirus Ecology and evolution: from epidemiology to extinction. In: GRAY, M.J.; CHINCHAR, V. G. Ranaviruses. **Springer**, p. 71-104, 2015. Disponível em: https://link.springer.com/chapter/10.1007/978-3-319-13755-1_4#citeas DOI: https://doi.org/10.1007/978-3-319-13755-1_4

CABRAL, A. D.; HIPOLITO, M.; CABRAL, D. D. e SILVA, N. R. Ocorrência de oocistos de *Cryptosporidium spp.* em rãs-touro (*Lithobates catesbeianus* SHAW, 1802), no município de Uberlândia, MG, Brasil. **Ciência Animal Brasileira**, v. 12, n. 1, p. 109-114,

2011. Disponível em: <https://www.revistas.ufg.br/index.php/vet/article/view/3087> DOI: 10.5216/cab.v12i1.3087

CANDIDO, M.; TAVARES, L.S.; ALENCAR, A.L.F.; FERREIRA, C.M.; QUEIROZ, S.R.A.; FERNANDES, A.M.; SOUSA, R.L.M. Genome analysis of *Ranavirus* frog vírus 3 isolated from American Bullfrog (*Lithobates catesbeianus*) in South America. **Scientific Reports**, v. 9, 2019. Disponível em: <https://www.nature.com/articles/s41598-019-53626-z#citeas> DOI: <https://doi.org/10.1038/s41598-019-53626-z>

CLAYTOR, S.C.; SUBRAMANIAM, K.; LANDRAU-GIOVANNETTI, N.; CHINCHAR, V.G.; GRAY, M.J.; et al.; *Ranavirus* phylogenomics: Signatures of recombination and inversions among bullfrog ranaculture isolates. **Virology**, v. 511, p. 330–343, 2017. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0042682217302489?via%3Dihub> DOI: <https://doi.org/10.1016/j.virol.2017.07.028>

CLOSS, F. K.; PUTZKE, J. Fungos Aquáticos (Oomycota, chytridiomycota) Ocorrentes em anfíbios anuros em dois remanescentes de mata Atlântica, localizados em Santa Cruz do Sul e Venâncio Aires, RS, BRASIL. **Caderno de Pesquisa**, v. 29, n. 1, 2017. Disponível em: <https://online.unisc.br/seer/index.php/cadpesquisa/article/view/11152>. DOI: 10.17058/cp.v29i1.11152

CNA. Confederação da Agricultura e Pecuária do Brasil.. **Doenças de animais aquáticos de importância para o Brasil**: manual de identificação no campo. 104p. 2018. Disponível em: https://www.cnabrazil.org.br/assets/arquivos/bibliotecas/guia_-_doencas_de_animais_aquaticos.pdf. Acesso em 12/10/2020.

COSTA, F.C.A. Anti-helmintico. In: PALERMO, N. J.; SPINOSA, AH. S.; GÓRNIK, S. L. Farmacologia Aplicada à Avicultura. **Roca**, São Paulo, p. 201-208, 2005. Disponível em: <https://repositorio.usp.br/item/001457296>.

DENSMORE, C., GREEN, D. Disease of Amphibians. **Ilar Journal**, v. 48, n. 3, p. 235-254, 2007. Disponível em: <https://academic.oup.com/ilarjournal/article/48/3/235/663549D> DOI: <https://doi.org/10.1093/ilar.48.3.235>

DUFFUS, A.L.J.; WALTZEK, T.B.; STÖHR, A.C.; ALLENDER, M.C.; GOTESMAN, M.; et al.; Distribution and host range of ranaviruses. In: GRAY, M.J.; CHINCHAR, V.G. *Ranaviruses: Lethal pathogens of ectothermic vertebrates*. Springer, p. 9-57, 2015. Disponível em: https://www.researchgate.net/publication/275955668_Distribution_and_Host_Range_of_Ranaviruses

ELDAR, A.; BEJERANO, Y.; LIVOFF, A.; HOROVITCZ, A.; BERCOVIER, H. Experimental streptococcal meningo-encephalitis in cultured fish. **Veterinary Microbiology**, v. 43, n. 1, p. 33-40, 1995. Disponível em:

[https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/7716882/#:~:text=In%201984%20a%20disease%20of, and%20trout%20\(Oncorhynchus%20mykiss\).](https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/7716882/#:~:text=In%201984%20a%20disease%20of,and%20trout%20(Oncorhynchus%20mykiss).) HYPERLINK
"https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/7716882/"& HYPERLINK
"https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/7716882/"text=The%20disease%20was%20reproduce d%20experimentally,The%20LD50s%20of%20S DOI: 10.1016 / 0378-1135 (94) 00052- x

ESKEW, E. A.; WORTH, S.J.; FOLEY, J.E.; TODD, B.D. American Bullfrogs (*Lithobates catesbeianus*) Resist Infection by Multiple Isolates of *Batrachochytrium dendrobatidis*, Including One Implicated in Wild Mass Mortality. **EcoHealth**, v. 12, p. 513-518, 2015. Disponível em: <https://link.springer.com/article/10.1007/s10393-015-1035-2> DOI: 10.1007/s10393-015-1035-2

FIGUEIREDO, H. C. P.; CARNEIRO, D. O.; FARIA, F. C.; COSTA, G. M. *Streptococcus agalactiae* associado à meningoencefalite e infecção sistêmica em tilápia-do-nilo (*Oreochromis niloticus*) no Brasil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 58, n. 4, p. 678-680, 2006. Disponível em: https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext HYPERLINK
"https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0102-09352006000400036"& HYPERLINK
"https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0102-09352006000400036"pid=S0102-09352006000400036 DOI: <https://doi.org/10.1590/S0102-09352006000400036>

FIPERJ. Fundação Instituto de Pesca do Estado do Rio de Janeiro. **Aquicultura/Ranicultura**. 2018. Disponível em: <http://www.fiperj.rj.gov.br/index.php/aquicultura/ranicultura> Acesso em 17 de outubro 2020.

GRAY, M.J.; CHINCHAR, G.V. *Ranaviruses: Lethal Pathogens of Ectothermic Vertebrates*. **Springer**, New York, 2015, 74 p. DOI: 10.1007/978-3-319-13755-1

GRAYFER, L.; ANDINO, F.D.J.; CHEN, G.; CHINCHAR, G.V.; ROBERT, J. Immune evasion strategies of ranaviruses and innate immune responses to these emerging pathogens. **Viruses**, v. 4, n. 7, p. 1075–1092, 2012. Disponível em: <https://pubm> HYPERLINK
"https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/22852041/"ed.ncbi.nlm.nih.gov/22852041/ DOI: 10.3390/v4071075

GREEN, S. L.; BOULEY, D. M.; JOSLING, C. A.; FAYER, R. Cryptosporidiosis associated with emaciation and proliferative gastritis in a laboratory south African clawed frog. **Advances in Veterinary Science and Comparative Medicine**, v. 53, p. 81-84, 2003. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/12625511/>

GUIMARÃES, H. M. B.; MARTINS, M. A. **Avaliação da resposta da *Rana catesbeiana* frente às variações ambientais: determinação das condições ideais de**

manutenção em biotério e da resposta aos poluentes aquáticos. Universidade de São Paulo, São Paulo, 1999. Disponível em: <https://repositorio.usp.br/item/001060238>

IKUTA, C.Y.; REISFELD, L.; SILVATTI, B.; SALVAGNI, F.A.; PAULA, C.D.; CATÃO-DIAS, J.L.; NETO, J.S.F. Tuberculosis caused by *Mycobacterium bovis* infection in a captive-bred American bullfrog (*Lithobates catesbeiana*). **BMC Veterinary Research**, v. 14, 2018. Disponível em: <https://bmcvetres.biomedcentral.com/articles/10.1186/s12917-018-1618-6#citeas> DOI: <https://doi.org/10.1186/s12917-018-1618-6>

IREGUI, C. A.; COMAS, J.; VASQUEZ, G. M.; VERJAN, N. Experimental early pathogenesis of *Streptococcus agalactiae* infection in red tilapia *Oreochromis* spp. **Journal of fish diseases**, v. 39, n. 2, p. 205-215, 2015. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/25683349/> DOI: <https://doi.org/10.1111/jfd.12347>

JENKINSON, T.S.; ROMÁN, C.M.B.; LAMBERTINI, C.; VALENCIA-AGUILAR, A.; RODRIGUEZ, D.; et al.; Amphibian-killing chytrid in Brazil comprises both locally. **Molecular Ecology**, v. 25, n. 13, p. 2978-2996, 2016. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/26939017/> DOI: 10.1111 / mec.13599

JIRKU, M.; VALIGUROVÁ, A.; KOUDELA, B.; KRIZEK, J.; MODRÝ, D. e SLAPETA, J. New species of *Cryptosporidium* Tyzzer, 1907 (Apicomplexa) from amphibian host: morphology, biology and phylogeny. **Folia Parasitologica**, v. 55, n. 2, p. 81-84, 2008. Disponível em: https://www.researchgate.net/publication/23136830_New_species_of_Cryptosporidium_Tyzzer_1907_Apicomplexa_from_amphibian_host_Morphology_biology_and_phylogeny DOI: 10.14411 / fp.2008.011

KADEKARU, S.; UNE, Y. Comparison of methods for detection of chytrid fungus (*Batrachochytrium dendrobatidis*) in bullfrog tadpole mouthparts. **The Journal of Veterinary Medical Science**, v. 80, n.2, p. 260-262, 2018. Disponível em: https://www.jstage.jst.go.jp/article/jvms/80/2/80_17-0071/_article/-char/ja/ DOI: <https://doi.org/10.1292/jvms.17-0071>

KIM,F.J.P.; SILVA, A.E.M.; SILVA, R.V.S.; KIM, P.C.P.; ACOSTA, A.C.; SILVA, S.M.B.C.; SENA, M.J.; MOTA, R.A. Detecção de *Aeromonas* spp. e do gene de virulência aerolisina em tilápias do Nilo (*Oreochromis niloticus*) com a técnica de mPCR1. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 38, n. 9, p. 1731-1735, 2018. Disponível em: <https://www.scielo.br/pdf/pvb/v38n9/1678-5150-pvb-38-09-1731.pdf> DOI: 10.1590/1678-5150-PVB-5609

LEIRA, M.H.; LAGO, A.A.; BOTELHO, H.A.; MELO, C.C.V.; MENDONÇA, F.G.; NASCIMENTO, A.F.; FREITAS, R.T.F. Principais infecções bacterianas nas criação de peixes de água doce do Brasil – uma revisão. **Revista de Ciência Veterinária e Saúde Pública**, v. 3, n. 1, p. 44-59, 2016. Disponível em: <http://www.periodicos.uem.br/ojs/index.php/RevCiVet/article/view/32436>

LOKESH, J.; KIRON, V. Transition from freshwater to seawater reshapes the skin-associated microbiota of Atlantic salmon. **Scientific Reports**, v. 6, n. 1, 2016. Disponível em: <https://www.nature.com/articles/srep19707> DOI: <https://doi.org/10.1038/srep19707>

MOREIRA, C.R.; HENRIQUES, M.B.; FERREIRA, C.M. Frog farms as proposed in agribusiness aquaculture: economic viability based in feed conversion. **Boletim do Instituto de Pesca**, São Paulo, vol. 39, n. 4, p. 389–399, 2013. Disponível em: https://www.pesca.sp.gov.br/39_4_389-399.pdf

MOSTÉRIO, C.M.F.; MAZZONI, R.; HIPÓLITO, M. Principais patologias de anfíbios em criadouros comerciais. In: MADI, R. R.; CAMPOS, C.M.; LIZAMA, M. A. P.; TAKEMOTO, R. M. (Org.). **Patologia e Sanidade em Ambientes Aquáticos**, p. 115-135, 2014.

NAGUIB, M.; REID, L. Amphibians: common conditions seen in practice. **Companion Animal**, v. 21, n. 2, 2016. Disponível em: https://www.researchgate.net/publication/293025182_Amphibians_common_conditions_seen_in_practice. DOI: 10.12968/coan.2016.21.2.109

OIE. The Organization for animal Health. Infection with *Ranavirus*. **Manual of Diagnostic Tests for Aquatic Animals**, 2019. Disponível em: http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/aahm/current/chapitre_ranavirus.pdf Acesso em 19/10/2020.

O'ROURKE, D. P.; ROSENBAUM, M. D. Biology and Diseases of Amphibians. **Laboratory Animal Medicine**, p. 931-965, 2015. DOI: <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-409527-4.00018-3>

PARK, I.K.; KOO, K.S.; MOON, K.-Y.; LEE, J.G.; PCR Detection of Ranavirus from Dead *Kaloula borealis* and Sick *Hyla japonica* Tadpoles in the Wild. **Korean Journal of Herpetology**, v. 9, p. 10-14, 2017. Disponível em: https://www.researchgate.net/profile/Kyo-Soung-Koo/publication/317553046_PCR_Detection_of_Ranavirus_from_Dead_Kaloula_borealis_and_Sick_Hyla_japonica_Tadpoles_in_the_Wild/links/593f2d92a6fdcc1b10a6c8b8/PCR-Detection-of-Ranavirus-from-Dead-Kaloula-borealis-and-Sick-Hyla-japonica-Tadpoles-in-the-Wild.pdf

PASTERIS, S.E.; PINGITORE, E.V.; ALE, C.; NADER-MACÍAS, M.F. Characterization of a bacteriocin produced by *Lactococcus lactis* subsp. *lactis* CRL 1584 isolated from a *Lithobates catesbeianus* hatchery. **World Journal of Microbiological Biotechnology**, v. 30, n. 3, p. 1053-1062, 2014. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/24150985/> DOI: 10.1007 / s11274-013-1524-9

PAVANELLI, G.C.; EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R.M.; RANZANI-PAIVA, M.J.T.; MAGALHÃES, A.R.M. Sanidade de Peixes, Rãs, Crustáceos e Moluscos. In: VALENTI,

W.C. (Ed.) Aqüicultura no Brasil. Bases para um desenvolvimento sustentável. Brasília: CNPq/MCT, p.197-245, 2000.

PEREIRA, A.I. Doenças emergentes e reemergentes representam desafios. **Revista V&Z Em Minas**, n. 139, 2018. Disponível em: <http://www.crmvmg.gov.br/RevistaVZ/Revista139.pdf>

PESSIER, A.P. Hopping over Red Leg: The Metamorphosis of Amphibians Pathology. **Veterinary Pathology**, v. 54, n. 3, p. 355-357, 2017. Disponível em: <https://journals.sagepub.com/doi/full/10.1177/0300985817699861> DOI: <https://doi.org/10.1177/0300985817699861>

PILARSKI, F.; SCHOCKEN-ITURRINO, R.P. Isolamento e resistência a antimicrobianos de cepas de *Streptococcus* spp. provenientes de rãs-touro (*Lithobates catesbeianus*). **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 62, n. 5, p. 1275-1279, 2010. Disponível em: https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext HYPERLINK "https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0102-09352010000500036"& HYPERLINK "https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0102-09352010000500036"pid=S0102-09352010000500036 DOI: <https://doi.org/10.1590/S0102-09352010000500036>

REISFELD, L.; SILVATTI, B.; IKUTA C.; OLIVEIRA G.; SOARES J.; SALVAGNI F.; ANDRÉ F.; CATÃO-DIAS J. L. Detecção de infecção por *Mycobacterium bovis* em rã-touro (*Lithobates catesbeiana*). **Revista de Educação Continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia do CRMV-SP**, v. 13, n. 1, p. 60, 2015. Disponível em: <https://www.revistamvez-crmvsp.com.br/index.php/recmvz/article/view/25691>

SBH. Sociedade Brasileira de Herpetologia. **Notícias de Conservação. Herpetologia Brasileira**, Ivoti, v. 8, n. 1, p. 26-27, abr/2019. Disponível em: <http://public.sbherpetologia.org.br/assets/Documentos/2019/05/hb-2019-01.pdf>. Acesso em: 11 out. 2020.

SEIXAS FILHO, J.T.; PEREIRA, M.M.; MELLO, S.C.R.P. (Org). **Manual de Ranicultura para o Produtor**. Rio de Janeiro, HP Comunicação Editora, 2017, 155p.

SILVA, F.N.L.; COSTA, M.S.M.; MALCHER, C.S.; MEDEIROS, L.R.; MACEDO, A.R.G.; FREITAS, H.L.C.; SOUZA, R.A.L. Cultivo de organismos aquáticos: uma proposta de desenvolvimento na Ilha de João Pilatos, Ananindeua-Pará-Brasil. **Pubvet**, v. 11, n. 5, p.424-537, 2017. Disponível em: <https://www.pubvet.com.br/artigo/3850/cultivo-de-organismos-aquaacuteticos-uma-proposta-de-desenvolvimento-rural-na-ilha-de-joatildeo-pilatos-ananindeua-ndash-paraacute-brasil> DOI: <http://dx.doi.org/10.22256/PUBVET.V11N5.424-432>

SILVA, E.; RIBEIRO, D.V.; MARCHIORI, N.C.; MARTINS, M.L. Doenças parasitárias em rãs. In: MARTINS, M. L. et al. **Sanidade na Ranicultura**. Florianópolis: UFSC, p. 68, 2016. Disponível em:

http://docweb.epagri.sc.gov.br/website_epagri/Cedap/Capitulo-Livro/8-Cap-ranicultura-sanidade-ra-touro.pdf. Acesso em 18/10/2020.

SOTO, E.; ZAYAS, M.; TOBAR, J.; ILLANES, Ó.; YOUNT, S.; FRANCIS, S.; DENNIS, M. M. Laboratory-controlled Challenges of Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*) with *Streptococcus agalactiae*: Comparisons between Immersion, Oral, Intracoelomic and Intramuscular Routes of Infection. **Journal of Comparative Pathology**, v. 155, n. 4, p. 339-345, 2016. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/27817831/> DOI: 10.1016 / j.jcpa.2016.09.003

SOUZA JUNIOR, F L; ARTIGAS, P T; MARTINS, M L. *Longibucca catesbeianae* n. Sp. (Nematoda: cylindrocorporidae), a gastrointestinal parasite of the bullfrog *Rana catesbeiana* shaw, 1802 in brazil. **Research and Reviews in Parasitology[S.I.]**, v. 53, n. 3-4, p. 97-102, 1993.

STUELAND, S.; HATAI, K.; SKAAR, I. Morphological and physiological characteristics of *Saprolegnia* spp. strains pathogenic to Atlantic salmon, *Salmo salar* L. **Journal of fish Diseases**, v. 28, n. 8, p. 445-453, 2005. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/16159362/> DOI: 10.1111/j.1365-2761.2005.00635.x

URBINA, J.; BREDEWEG, E.V.; GARCIA, T.S.; BLAUSTEIN, A.R. Host-pathogen dynamics among the invasive American bullfrog (*Lithobates catesbeianus*) and chytrid fungus (*Batrachochytrium dendrobatidis*). **Hydrobiologia**, 817, p. 267-277, 2018. Disponível em: <https://link.springer.com/article/10.1007/s10750-018-3614-z#citeas>. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10750-018-3614->

WATTERS, J.L.; DAVIS, D.R.; YURI, T.; SILER, C.D. Concurrent Infection of *Batrachochytrium dendrobatidis* and *Ranavirus* among Native Amphibians from Northeastern Oklahoma, USA. **Journal of Aquatic Animal Health**, v. 30, n. 4, p. 291-301, 2018. Disponível em: https://www.researchgate.net/publication/328122127_Concurrent_Infection_of_Batrachochytrium_dendrobatidis_and_Ranavirus_among_Native_Amphibians_from_Northeastern_Oklahoma_USA DOI: 10.1002 / aah.10041

XU, C.; GAO, X.; CROSSLAND, M.R.; LIU, Z.; WANG, S.; ZHU, W.; SHINE, R.; LI, Y. Foraging Responses of the Larvae of Invasive Bullfrogs (*Lithobates catesbeianus*): Possible Implications for Bullfrog Control and Ecological Impact in China. **Asian Herpetological Research**, v. 8, n. 4, p. 253-261, 2017. Disponível em: https://www.researchgate.net/publication/322156238_Foraging_Responses_of_the_Larvae_of_Invasive_Bullfrogs_Lithobates_catesbeianus_Possible_Implications_for_Bullfrog_Control_and_Ecological_Impact_in_China DOI: 10.16373/j.cnki.ahr.170064