

UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA E ZOOTECNIA
GRADUAÇÃO EM ZOOTECNIA

GABRIELLA BESSA FARIA

***ELIZABETHKINGIA MIRICOLA* EM RÂS TOURO (*AQUARANA CATESBEIANA*)
CULTIVADAS: OCORRÊNCIA E PERFIL DE RESISTÊNCIA ANTIMICROBIANA**

UBERLÂNDIA

2026

GABRIELLA BESSA FARIA

***ELIZABETHKINGIA MIRICOLA* EM RÃS TOURO (*AQUARANA CATESBEIANA*)
CULTIVADAS: OCORRÊNCIA E PERFIL DE RESISTÊNCIA ANTIMICROBIANA**

Trabalho de conclusão de curso apresentado
à coordenação do curso de graduação em
Zootecnia da Universidade Federal de
Uberlândia como requisito à aprovação na
disciplina.

Orientador: Prof. Dr. Frederico Augusto de
Alcântara Costa

UBERLÂNDIA

2026

GABRIELLA BESSA FARIA

***ELIZABETHKINGIA MIRICOLA* EM RÂS TOURO (*AQUARANA CATESBEIANA*)
CULTIVADAS: OCORRÊNCIA E PERFIL DE RESISTÊNCIA ANTIMICROBIANA**

Trabalho de conclusão de curso apresentado
à coordenação do curso de graduação em
Zootecnia da Universidade Federal de
Uberlândia como requisito à aprovação na
disciplina.

Uberlândia, 20 de Março de 2026

Banca Examinadora:

Prof. Dr. Frederico Augusto Alcântara Costa

Orientador

Prof. Dra. Eliane da Silva Morgado

Primeiro membro

Mestre Denis Douglas Pessoa

Segundo membro

UBERLÂNDIA

2026

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus e a Nossa Senhora por terem me concedido saúde, força de vontade, sabedoria e perseverança ao longo de toda a minha trajetória, permitindo que eu superasse os desafios e dificuldades que a vida nos dá. Sei que sem minha fé nada disso seria possível, pois é através dela que tenho a coragem de correr atrás dos meus sonhos.

Agradeço ao meu pai Waldineu, a minha mãe Edilainy e minha irmã Letícia pelo amor, apoio incondicional, incentivo constante e compreensão ao longo de toda a trajetória. Foram eles que, mesmo diante das dificuldades e desafios, estiveram sempre presentes, oferecendo palavras de encorajamento, suporte emocional e confiança nos momentos de insegurança e cansaço. O apoio familiar foi essencial para que eu pudesse manter o foco, a perseverança e a determinação necessários para superar cada etapa deste caminho. A paciência, os ensinamentos, os valores transmitidos e o exemplo de dedicação e responsabilidade foram fundamentais não apenas para a conclusão desta trajetória acadêmica, mas também para a minha formação pessoal e profissional. A eles, minha eterna gratidão, por acreditarem em mim e por serem a base que sustentou as minhas conquistas.

Ao meu namorado Vinicius Rezende, expresso minha sincera gratidão por ter sido uma presença constante e essencial ao longo de toda a minha trajetória acadêmica. Desde o momento em que nos conhecemos na faculdade, sua parceria, incentivo e apoio se fizeram presentes em cada etapa dessa caminhada. Sua compreensão diante dos desafios, paciência nos momentos de maior pressão e capacidade de me encorajar quando surgiram dúvidas e inseguranças foram fundamentais para que eu mantivesse a confiança e a determinação necessárias para seguir em frente. O apoio emocional, aliado ao companheirismo e à dedicação, contribuiu de forma significativa para o meu crescimento pessoal e acadêmico. Concluir esta etapa ao seu lado torna esta conquista ainda mais especial, e sou profundamente grata por todo o carinho, apoio e presença ao longo dessa jornada.

Ao meu orientador Dr. Frederico Augusto de Alcântara costa, agradeço, imensamente pela orientação, paciência, disponibilidade e valiosas contribuições científicas ao longo do desenvolvimento deste trabalho. Seu conhecimento, profissionalismo e comprometimento foram essenciais para o aprimoramento deste estudo e para meu crescimento acadêmico e profissional.

Aos meus professores do curso, agradeço pela transmissão de conhecimentos, pelas experiências compartilhadas e pela contribuição direta e indireta para a minha formação acadêmica e humana. Cada ensinamento foi fundamental para a construção da base teórica e prática que sustenta este trabalho.

Ao Dr. João Helder do laboratório Veteri, técnicos, colaboradores e funcionários da instituição da Universidade Federal de Uberlândia e ao meu cunhado Daniel agradeço o apoio, dedicação e disponibilidade, que contribuíram significativamente para a realização das atividades práticas e experimentais, bem como para o andamento deste trabalho.

Aos colegas de curso e amigos, agradeço o companheirismo, troca de conhecimentos, apoio mútuo e momentos de convivência que tornaram essa caminhada mais leve e significativa. Cada incentivo e palavra de apoio foram essenciais para manter a motivação ao longo dessa jornada.

Por fim, agradeço a todos que, de forma direta ou indireta, contribuíram para a realização deste trabalho e para minha formação acadêmica e pessoal. Sem essas contribuições, a conclusão desta etapa não seria possível.

RESUMO

A ranicultura tem se consolidado como atividade promissora no Brasil, destacando-se a criação da rã-touro (*Aquarana catesbeiana*), espécie exótica adaptada às condições climáticas nacionais. Entretanto, enfermidades infecciosas representam um dos principais entraves produtivos, causando elevadas taxas de mortalidade e prejuízos econômicos. Entre elas, destaca-se a infecção por *Elizabethkingia miricola*, bactéria Gram-negativa oportunista emergente na ranicultura desde 2016. O presente estudo teve como objetivo caracterizar a doença associada a surtos e mortalidade em rãs-touro no setor de aquicultura da Universidade Federal de Uberlândia, bem como identificar o perfil de resistência antimicrobiana. Foram coletadas amostras de órgãos de animais com sinais clínicos neurológicos e sistêmicos, submetidas à cultura bacteriana. A confirmação do agente etiológico foi realizada por meio da coloração de Gram, evidenciando bacilos Gram-negativos, e pela identificação utilizando a técnica de MALDI-TOF. Posteriormente, realizou-se o teste de sensibilidade a antimicrobianos pelo método de difusão em discos (Kirby-Bauer), utilizando ágar sangue e Mueller-Hinton. Os resultados demonstraram elevada resistência antimicrobiana entre os isolados, reforçando a importância da realização do antibiograma para a escolha terapêutica adequada. Dentre os antimicrobianos avaliados, para o tratamento dos animais foi utilizado o florfenicol que apresentou potencial como alternativa terapêutica no controle da infecção. Além disso, foram analisados dados produtivos e taxas de mortalidade entre 2023 a 2025, demonstrando impacto econômico significativo associado aos surtos da enfermidade.

Palavras-chave: ranicultura, infecção bacteriana, MALDI TOF, mortalidade, kirby-bauer.

ABSTRACT

Bullfrog farming has been established as a promising activity in Brazil, with particular emphasis on the production of the American bullfrog (*Aquarana catesbeiana*), an exotic species adapted to the country's climatic conditions. However, infectious diseases represent one of the main production constraints, causing high mortality rates and economic losses. Among these, infection by *Elizabethkingia miricola*, an opportunistic Gram-negative bacterium that has emerged in Bullfrog farming since 2016, stands out. The present study aimed to characterize the disease associated with outbreaks and mortality in bullfrogs in the aquaculture sector of the Federal University of Uberlândia, as well as to identify the antimicrobial resistance profile. Organ samples were collected from animals showing neurological and systemic clinical signs and subjected to bacterial culture. Confirmation of the etiological agent was performed through Gram staining, revealing Gram-negative bacilli, and identification using the MALDI-TOF technique. Subsequently, antimicrobial susceptibility testing was carried out using the disk diffusion method (Kirby-Bauer), employing blood agar and Mueller-Hinton agar. The results demonstrated high antimicrobial resistance among the isolates, reinforcing the importance of performing antibiograms for appropriate therapeutic selection. Among the antimicrobials evaluated, florfenicol was used for treatment and showed potential as a therapeutic alternative for infection control. In addition, productive data and mortality rates from 2023 to 2025 were analyzed, demonstrating a significant economic impact associated with disease outbreaks.

Keywords: Bullfrog farming, bacterial infection, MALDI-TOF, mortality, Kirby-Bauer.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Membranas interdigitais nos membros posteriores	14
Figura 2: Variação coloração das rãs	15
Figura 3: Dobras dorsolaterais contornando tímpanos	15
Figura 4: Ciclo de vida da rã touro.....	16
Figura 5: Rã touro infectada com red leg disease.....	18
Figura 6: A esquerda P1 representa uma anatomia de rã touro normal, a direita superior P2 rã com micobacteriose podendo ser visualizados nódulos, a direita inferior P3 temos (A) coração, (B) pulmão, (D) baço, (E) estômago (G) fígado no qual observa-se nódulos, hipertrofia e coloração escura.....	19
Figura 7: Humano com a doença granuloma de piscina.....	19
Figura 8: Animal com desvio lateral da cabeça provocado por <i>Streptococcus</i>	20
Figura 9: (A) temos um girino de rã touro não infectada, (B) temos um girino de rã touro infectada pelo <i>Batrochochytrium dendrobatidis</i>	21
Figura 10: (a) temos uma rã touro em óbito acometida pela enfermidade, (b) temos um girino com dermatites hemorrágicas.	22
Figura 11: (A) temos uma rã saudável, comparado com uma rã touro doente com peso afetado, (B) animal com natação errática.	22
Figura 12: <i>Longibucca catesbeiana</i> (Nematoda) no estômago de rã-touro <i>Aquarana catesbeiana</i>	23
Figura 13: Vista interna de estômago de rã-touro parasitada por <i>Longibucca catesbeiana</i> (Nematoda).....	24
Figura 14: <i>Lernaea cyprinacea</i> (Crustacea), parasito de rã-touro.	24
Figura 15: <i>Lernaea cyprinacea</i> (Crustacea). Observar a infestação de parasitos na boca e a inserção do corpo e da cauda do girino.	25
Figura 16: Coloração gram negativa sob microscópio óptico.....	25
Figura 17: Rã touro com sinais clínicos da <i>E. miricola</i> , podendo ser vistos sinais de torcicolo, vermelhidão em membros e sinais de catarata	26
Figura 18: Lesões em fígado e baço decorrentes da <i>E. miricola</i>	27
Figura 19: Lesões histopatológicas associadas à infecção por <i>Elizabethkingia miricola</i> em sapos. (a) <i>Theloderma bicolor</i> , ouvido interno: otite interna crônica, necrosante a granulomatosa (*). Coloração HE. (b) <i>Lithobates pipiens</i> (FFC-150), meninges: meningite subaguda (*) afetando o tronco encefálico (seta preta). Coloração HE. (c) <i>L. pipiens</i> (ENR-5), olho: endoftalmite subaguda, necrosante (*). Retina (seta preta), coloração HE. (d) <i>L. pipiens</i> (FFC-150), olho: ceratite crônica (*). Epitélio corneano hiperplásico (seta preta), coloração HE. (e) <i>L. pipiens</i> (ENR-5), rim: nefrite intersticial leve (seta preta), glomérulo (*), coloração HE. (f) <i>L. pipiens</i> (ENR-5), pulmão:	

pneumonia aguda, necrosante (*). Epitélio brônquico (seta preta), coloração HE. (g) <i>L. pipiens</i> (ENR-5), músculo esquelético: miosite subaguda a crônica (*). Miócito (seta preta), coloração HE.....	27
Figura 20: Demonstração de um antibiograma	29
Figura 21: Animais com sinais clínicos da doença <i>Elizabethkingia miricola</i> em (A e B) temos animais com desvio lateral da cabeça ocasionando na incordenação motora e natação errática, (C) animal apresentando opacidade ocular, (D) animal com fígado e baço inchados.	33
Figura 22: Observação microscópica dos isolados sob teste de coloração gram	34
Figura 23: Antibiograma com meio de cultura ágar sangue das placas testadas (1,3,4 e 5)	36
Figura 24: Antibiograma com meio de cultura Mueller hinton das placas testadas (1 e 3)	36
Figura 25: Antibiograma com meio de cultura Mueller hinton das placas testadas (4 e 5)	37

LISTA DE TABELAS E GRÁFICOS

Tabela 1: Padrões de escore e categoria de consistência.....	35
Tabela 2: Resultado do MALDI TOF	35
Tabela 3: Resultados obtidos do teste de sensibilidade a antibióticos (Ágar sangue e Mueller Hinton).....	37
Tabela 4: Dados do setor referentes aos anos de 2023 a 2024	40
Tabela 5: Dados do setor referentes ao ano de 2025	40
Gráfico 1: Relação entre mortalidade x peso	41
Gráfico 2: Relação entre % mortalidade x quantidade de rã	42
Gráfico 3: Quantidade de mortalidade total mensal (soma de todas as baías daquele mês), e a relação com temperatura em °C.	43

LISTA DE ABREVIATURAS

°C- Graus celsius

AMH- Ágar mueller hinton

ASA- Ágar sangue

BHI- Brain Heart Infusion

CIM- Concentração inibitória mínima

CLSI- Clinical & laboratory standards institute

E. miricola- *Elizabethkingia miricola*

ENR- Enrofloxacina

FFC- Florfenicol

FV3- Frog vírus 3

G- Gramas

HE- Hematoxilina e eosina

INMET- Instituto nacional de meteorologia

KG- Quilogramas

L. pipiens- *Lithobathes pipiens*

LADOC- Laboratório de doenças infectocontagiosas

MALDI TOF- Matrix-Assisted Laser Desorption/Ionization – Time of Flight

MAPA- Ministério da agricultura, pecuária e abastecimento

MCG- Microgramas

ML- Mililitros

OIE- Organização mundial de saúde animal

R\$- Real

TSA- Teste de sensibilidade a antibióticos

TSA- Tryptic soy agar

U.I- Unidade internacional

US\$-Dólar

USP- Universidade de São Paulo

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	13
2 OBJETIVOS	14
3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	14
3.1 RÃ TOURO	14
3.2 SANIDADE NA RANICULTURA	16
3.3 PRINCIPAIS DOENÇAS NA RANICULTURA	17
3.3.1 DOENÇAS BACTERIANAS	17
3.3.2 DOENÇAS FÚNGICAS	20
3.3.3 DOENÇAS VIRAIS	21
3.3.4 DOENÇAS PARASITÁRIAS.....	23
3.4 <i>ELIZABETHKINGIA MIRICOLA</i> EM RÃS TOURO	25
3.5 ANTIBIOGRAMA	29
4 MATERIAL E MÉTODOS	30
5 RESULTADOS E DISCUSSÃO	32
6 CONCLUSÃO.....	44
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	45

1 INTRODUÇÃO

A produção de rãs no Brasil teve início por volta de 1935, com a criação do Ranário Aurora, localizado na Baixada Fluminense, no estado do Rio de Janeiro (Mello, 1997). Esse marco pioneiro foi impulsionado por um canadense, Tom Cyrril Harrison, que introduziu cerca de 300 exemplares da espécie rã-touro (*Aquarana catesbeiana*) no sistema de cultivo (Gavião, 2016).

Segundo Gavião (2016), o Brasil apresenta condições climáticas tropicais altamente favoráveis à criação desses anfíbios, desde a fase de reprodução até o ganho de peso para o abate. Apesar dos inúmeros desafios enfrentados ao longo das décadas, a atividade ganhou força e vem se expandindo gradualmente, consolidando-se como um setor promissor dentro da aquicultura (Oliveira, 2015).

No momento, os principais países produtores de rãs são de origem asiática, sendo Taiwan e China, e latino-americanos, principalmente Brasil e México. Já os países importadores são representados pela Europa e Estados Unidos (Ribeiro; Toledo, 2022), de 2010 a 2018 a produção mundial de rã-touro chegou a 3.200 toneladas/ano, sendo liderada por Taiwan, com participações de outros países. Além disso, a produção mundial vem crescendo e gerando aumento na economia global, por volta de US\$ 11 milhões por ano, de 2010 a 2018 (Ribeiro; Toledo, 2022).

Com a população crescendo rapidamente, surge a necessidade em produzir alimentos em escala que atendam à segurança alimentar da população, e, com o surgimento de doenças no meio de produção, acaba sendo um empecilho para que isso ocorra. No ano de 2016, uma nova doença se instalou na ranicultura, a *Elizabethkingia miricola*, levando à preocupação dos produtores devido aos altos índices de mortalidade, impactando diretamente nos custos de produção (Hu *et al.*, 2016).

Diante desse cenário, torna-se essencial adotar medidas para controlar e prevenir a disseminação da *Elizabethkingia miricola* nos plantéis de rãs. O uso do antibiograma é fundamental, pois permite identificar o perfil de resistência da bactéria e definir o tratamento mais eficaz, evitando o uso indevido de antibióticos (Ferreira *et al.*, 2023). Aliado a isso, ações de biossegurança, como o isolamento de animais doentes, a desinfecção dos tanques e o controle da qualidade de água, contribuem para reduzir a propagação da doença e garantir a sustentabilidade da ranicultura (Martins *et al.*, 2023).

2 OBJETIVOS

Caracterizar a doença associada a surtos e mortalidade no setor de aquicultura da Universidade Federal de Uberlândia, bem como identificar o perfil de resistência antimicrobiana do agente isolado.

3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

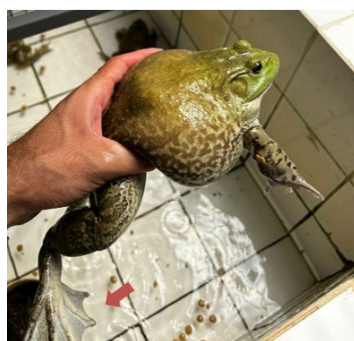
3.1 RÃ TOURO

A rã- touro foi descrita primeiramente em 1802 como *Rana catesbeiana* por George Shaw e, posteriormente, passou por mudanças em sua classificação, sendo pertencente ao reino Animalia, filo Chordata, classe Amphibia, ordem Anura, família Ranidae, gênero *Aquarana* e espécie *Aquarana catesbeiana* (Ferreira; Hipolito; Souza, 2023).

No Brasil, é considerada uma espécie exótica, visto que é proveniente da América do Norte (Canadá e Estados Unidos). Entretanto, a espécie se adaptou às condições climáticas do Brasil; seu desempenho, comparado com espécies nativas, como rã-pimenta e rã manteiga, se mostrou mais eficiente (Marques *et al.*, 2017).

As peculiaridades da rã-touro estão na presença de membranas interdigitais nos membros posteriores, podendo ser visualizadas na Figura 1; apresentam coloração variando do verde-claro ao verde-escuro (Figura 2); existem dobras dorsolaterais contornando os tímpanos (Figura 3) (Cribb; Afonso; Ferreira, 2013); os olhos possuem pálpebras móveis; sua boca tem a presença de língua que se estende para frente para captura de presas; sua pele é úmida e glandular; os machos emitem sons denominados coaxo, que se assemelham com o som emitido dos touros; por essa razão, obteve-se o seu nome como rã touro (França; Marcantonio; Ferreira, 2023).

Figura 1: Membranas interdigitais nos membros posteriores



Fonte: Arquivo pessoal (2025)

Figura 2: Variação coloração das rãs



Fonte: Cribb; Afonso; Ferreira. (2013)

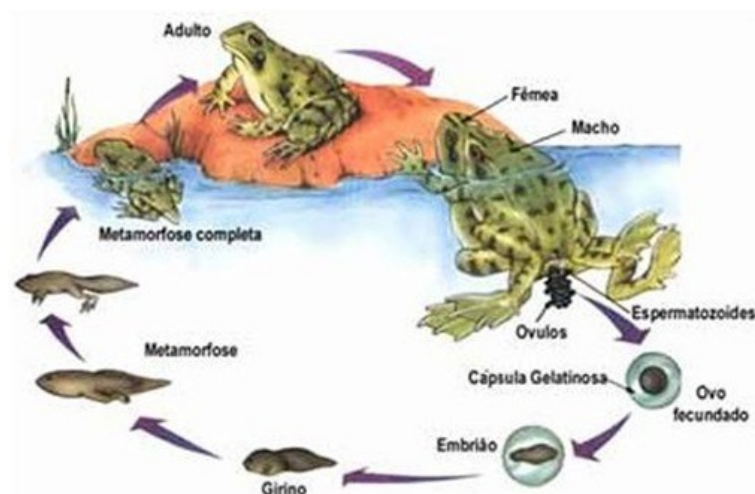
Figura 3: Dobras dorsolaterais contornando tímpanos



Fonte: Arquivo pessoal. (2025)

A espécie necessita do ambiente externo para regular sua temperatura corporal, já que são considerados ectotérmicos e não conseguem regular sua própria temperatura. A temperatura ideal para seu desenvolvimento está entre 25°C e 28°C. Seu ciclo de vida divide-se em uma fase aquática (fecundação- metamorfose) e uma fase terrestre e aquática (imago-adulto), podendo ser visualizado na Figura 4 (Marques *et al.*, 2017).

Figura 4: Ciclo de vida da rã touro



Fonte: Marques *et al.* (2017)

Durante a reprodução, o macho realiza o amplexo nupcial, abraçando a fêmea pela região axilar para facilitar a fecundação externa, momento em que ambos liberam seus gametas na água. Após a fecundação, os ovos se desenvolvem e dão origem à fase larval, que evolui até se tornar um girino. Com o tempo, o girino passa por uma série de transformações nos sistemas locomotor, respiratório, digestivo e circulatório, processo conhecido como metamorfose. Ao final dessa etapa, surge o imago, uma forma jovem que já apresenta a estrutura corporal semelhante à do adulto, porém ainda imatura sexualmente. Com o passar do tempo, o imago completa seu desenvolvimento e se transforma em um animal adulto plenamente formado (Marques *et al.*, 2017).

Em relação à nutrição, ainda não se tem uma ração específica para os animais, pois não se têm dados suficientes sobre as necessidades nutricionais. Entretanto, sabe-se que, na fase de girinagem, utiliza-se ração em pó para alevinos de peixes, e, na fase adulta, utiliza-se ração para peixes carnívoros, cujo qual contém alto valor proteico (Marques *et al.*, 2017). A alimentação dos animais representa o maior custo da produção (Stéfani; Mansano, 2023).

3.2 SANIDADE NA RANICULTURA

O conceito de saúde refere-se ao estado de equilíbrio entre o organismo e o ambiente em que está inserido, garantindo seu pleno funcionamento. No contexto da saúde animal, pode conter prejuízos, sendo classificados como diretos, como perdas econômicas e restrições sanitárias, ou indiretos, como a redução da capacidade reprodutiva (Pereira *et al.*, 2015)

A sanidade, por sua vez, compreende um conjunto de práticas voltadas à manutenção da higiene e da salubridade, promovendo a saúde e o bem-estar dos animais. Essas ações têm como objetivo minimizar perdas produtivas e estão diretamente relacionadas à saúde pública, que envolve o controle de riscos ao longo de toda a cadeia alimentar, assegurando a oferta de alimentos seguros e promovendo a segurança alimentar (Pereira *et al.*, 2015), sendo assim, a sanidade é um dos pilares da produção sustentável, sendo essencial para o crescimento da ranicultura e o acesso a mercados consumidores exigentes.

Dentre as práticas voltadas à manutenção da sanidade, destaca-se o controle da qualidade da água; manejo adequado dos tanques, como limpeza periódica para remoção de resíduos orgânicos; garantir uma densidade de estocagem controlada; nutrição balanceada; e a implantação de medidas de biossegurança, como controle de acesso às instalações, desinfecções de equipamentos e quarentena, possibilitando, assim, a redução da carga parasitária, diminuindo as enfermidades e mantendo um bom desempenho, além da redução das perdas econômicas (Martins *et al.*, 2023).

3.3 PRINCIPAIS DOENÇAS NA RANICULTURA

As doenças na ranicultura constituem um dos principais desafios para a sustentabilidade da atividade, uma vez que comprometem diretamente a produtividade, o desempenho zootécnico e a qualidade dos animais criados, refletindo, de forma significativa, no aumento dos custos de produção. A ocorrência de enfermidades pode resultar em perdas econômicas expressivas, devido ao aumento da mortalidade, à redução do crescimento e à necessidade de investimentos adicionais em medicamentos, manejo sanitário e mão de obra especializada. Entre as doenças mais frequentes na ranicultura, destacam-se aquelas de origem bacteriana, fúngica, viral e parasitária, que encontram condições favoráveis de disseminação em sistemas de criação com falhas no manejo, na higiene e no controle ambiental. Quando não diagnosticadas e controladas adequadamente, essas enfermidades podem provocar surtos severos, comprometendo a viabilidade produtiva e econômica dos ranários.

3.3.1 DOENÇAS BACTERIANAS

As doenças bacterianas são as mais comuns na ranicultura, destacando-se por seu caráter oportunista e por serem, em geral, as mais prejudiciais ao desempenho produtivo dos animais (Martins *et al.*, 2023). Dentre essas doenças, pode-se destacar a doença da perna vermelha, conhecida como *red leg disease*, micobacteriose e doença do desvio lateral (Mouriño *et al.*, 2016).

A doença da perna vermelha tem como principais agentes causadores *Staphylococcus aureus*, *Citrobacter freundii*, *Aeromonas hydrophila* e *Pseudomonas aeruginosa*, podendo acometer rãs em diferentes fases de crescimento (Martins *et al.*, 2023). Os primeiros sinais clínicos da doença são animais letárgicos, perda de apetite, postura anormal e pequenas hemorragias nas pernas; com o avanço da doença, essa hemorragia evolui para o ventre dos animais. Pode ocorrer o aparecimento de úlceras nas patas e dedos, podendo ser visualizadas na Figura 5 (Mouriño *et al.*, 2016). Em girinos, as hemorragias se dão principalmente na cauda e nas pernas em desenvolvimento (Martins *et al.*, 2023).

Figura 5: Rã touro infectada com red leg disease



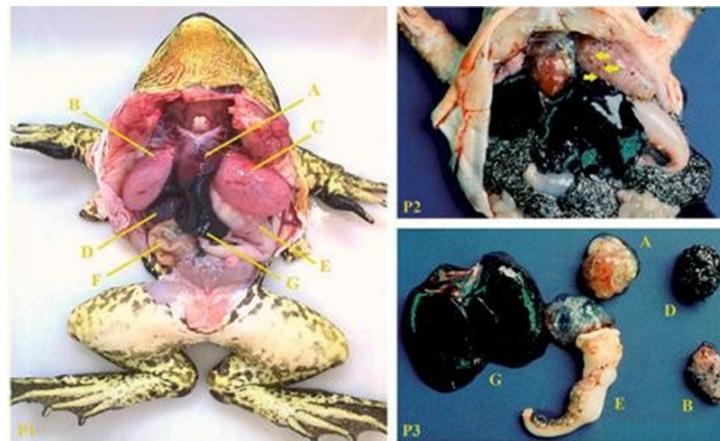
Fonte: Mouriño *et al.* (2016)

Na maioria dos casos, a origem da patologia está relacionada a práticas de manejo inadequadas, destacando-se o manejo nutricional ineficiente, que resulta em deficiências alimentares e quadros de desnutrição. Além disso, a ausência de medidas sanitárias adequadas nas instalações e a manutenção de água de baixa qualidade constituem fatores determinantes que favorecem o surgimento e a disseminação de enfermidades (Mouriño *et al.*, 2016).

A micobacteriose é uma enfermidade causada por *Mycobacterium* spp., cujo qual são bactérias gram positivas, móveis e ausência de esporos; a espécie que é mais encontrada é a *Mycobacterium marinum*, sendo uma bactéria ambiental com ampla distribuição em ambientes aquáticos (Densmore; Green, 2007). A enfermidade geralmente é silenciosa e crônica e, quando o indivíduo é acometido, ao passar por algum estresse ou outra condição que enfraquece seu sistema imune, a doença reaparece, podendo levar o animal a óbito. O animal que apresenta a patologia tem seus órgãos comprometidos, com a formação de nódulos granulosos esbranquiçados, podendo acometer rim, fígado, baço e pulmões, podendo ser

vistos na Figura 6 (Martins *et al.*, 2023). Animais com feridas são porta de entrada da bactéria; os meios de transmissão podem ser por meio de águas contaminadas com cargas microbianas da doença, troca de reprodutores (Mouriño *et al.*, 2016). Além disso, a micobacteriose se enquadra como zoonótica, podendo causar lesões nos pés e mãos em humanos, podendo ser observada na Figura 7; a enfermidade é denominada de “doença do aquarofilista” ou “granuloma de piscina” (Martins *et al.*, 2023).

Figura 6: A esquerda P1 representa uma anatomia de rã touro normal, a direita superior P2 rã com micobacteriose podendo ser visualizados nódulos, a direita inferior P3 temos (A) coração, (B) pulmão, (D) baço, (E) estômago (G) fígado no qual observa-se nódulos, hipertrofia e coloração escura.



Fonte: Mouriño *et al.* (2016)

Figura 7: Humano com a doença granuloma de piscina



Fonte: Vyas; Dugdale. (2025)

A enfermidade do desvio lateral é causada por bactérias do gênero *Streptococcus*, que são bactérias gram-positivas, imóveis, que não apresentam esporos, distribuídas no ambiente aquático. Os sinais clínicos da doença são, principalmente, desvio lateral da cabeça,

observado na figura 8, visto que a bactéria acomete o cérebro, trazendo consigo apatia, letargia e perda de peso. Além disso, animais acometidos podem apresentar escurecimento de pele e natação errática; em casos graves, pode ocorrer septicemia e hemorragia. Os animais portadores ficam inchados, com acúmulo de linfa entre a pele e músculos, além de apresentarem vesículas nas narinas e dedos. Os meios de transmissão se dão pela elevada densidade de estocagem dos animais, ração em grandes quantidades e baixa qualidade de água (Mouriño *et al.*, 2016).

Figura 8: Animal com desvio lateral da cabeça provocado por *Streptococcus*



Fonte: Paiva. (2021)

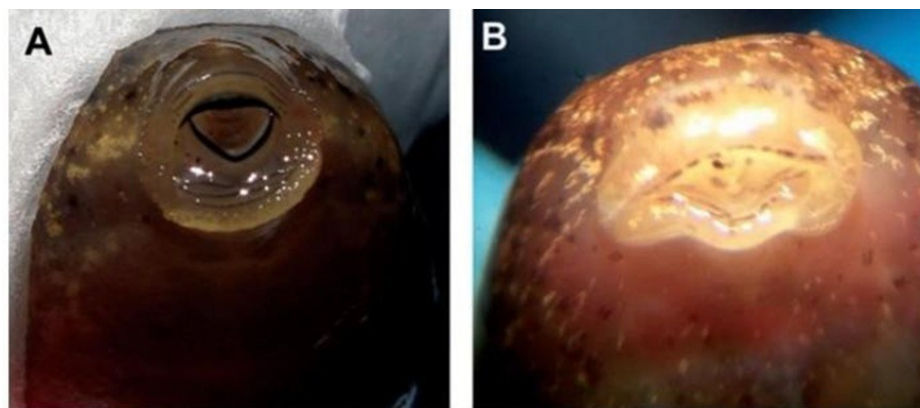
3.3.2 DOENÇAS FÚNGICAS

As principais doenças fúngicas em rã-touro (*Aquarana catesbeina*) incluem a quitridiomiose, causada por *Batrachochytrium dendrobatidis*, e micoses oportunistas por fungos como a *Saprolegnia*. Essas enfermidades são consideradas emergentes e representam sérios riscos para a ranicultura.

A quitridiomiose é causada pelo fungo quitrídio *Batrochochytrium dendrobatidis*, cujo qual acomete indivíduos em fase larval e pós-fase larval (Ferreira; Hipolito; Sousa, 2023). A doença causa lesões cutâneas, cujo qual sua colonização se dá apenas em regiões queratinizadas; em girinos, somente a boca é queratinizada, provocando apenas a despigmentação dessa região, podendo ser vista na Figura 9. Em animais adultos, há variedade de sintomas, que são encontrados no ventre e região dorsal, sendo eritema, despigmentação e descamação de pele; em casos mais raros, pode ocorrer sangramento e

erosões. Sintomas comportamentais, como anorexia e letargia, também podem ocorrer em ambas as fases de vida (Bezerra, 2021).

Figura 9: (A) temos um girino de rã touro não infectada, (B) temos um girino de rã touro infectada pelo *Batrochochytrium dendrobatidis*.



Fonte: (Bezerra, 2021)

A quitridiomicose é uma doença de notificação obrigatória, conforme a Organização Mundial de Saúde Animal (OIE) e o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), pois representa uma doença emergente de alto impacto, por causar alta mortalidade e ter rápida disseminação, capaz de causar perdas econômicas na ranicultura, além de danos graves à biodiversidade mundial (Ferreira; Hipolito; Sousa, 2023).

A saprolegniose é causada pelo fungo *Saprolegnia spp.*, podendo ser encontrado em ambientes aquáticos e terrestres (Silva *et al.*, 2020). Esse fungo apresenta maior impacto nos ovos, diminuindo a qualidade e causando mortalidade dos embriões. Sua coloração pode variar de branco a cinza-claro. Os sinais clínicos podem ser lesões de pele esbranquiçadas, eritematosas e necrose; geralmente, as lesões afetam cauda, membros posteriores, brânquias e membranas mucosas orais; entretanto, podem acometer órgãos internos (Densmore; Green, 2007).

3.3.3 DOENÇAS VIRAIS

A principal doença viral em rã-touro (*Aquarana catesbeiana*) é a ranavirose, uma enfermidade emergente de grande relevância sanitária. Altamente contagiosa, dissemina-se em criadouros e populações naturais, gerando impactos econômicos e ecológicos, e sendo reconhecida como uma das maiores ameaças à sustentabilidade da ranicultura.

A ranavirose é composta pela família *Iridoviridae*; existem diferentes tipos de gêneros, sendo *Ranavirus*, *Iridovirus*, *Chloriridovirus*, *Megalocytivirus* e *Lymphocystivirus* (Ferreira; Hipolito; Sousa, 2023). O *Ranavirus* afeta peixes, anfíbios e répteis; a espécie Frog vírus 3 (FV3) é a mais estudada, sendo descoberta em 1962 (Alfaia, 2018) e pode ser letal para os anfíbios. A transmissão da enfermidade ocorre de forma indireta, por meio de água e solo contaminados, ou de forma direta, por meio de canibalismo (Ferreira; Hipolito; Sousa, 2023). Indivíduos em fase larval e juvenil são os mais suscetíveis à doença. Dentre os sintomas, podemos ter: úlcera crônica, hemorragias, dermatite, enterite, necrose em fígado, rim e linfóides, perda de postura, natação errática e prolapso de bexiga (Alfaia, 2018), podendo ser vistos nas figuras 10 e 11. A doença se prolifera rapidamente, além de causar altos índices de mortalidade; por esse motivo, a enfermidade também é considerada de notificação obrigatória pela OIE e MAPA (Ferreira; Hipolito; Sousa, 2023).

Figura 10: (a) temos uma rã touro em óbito acometida pela enfermidade, (b) temos um girino com dermatites hemorrágicas.



Fonte: Alencar. (2016)

Figura 11: (A) temos uma rã saudável, comparado com uma rã touro doente com peso afetado, (B) animal com natação errática.



Fonte: Alfaia *et al.* (2020)

3.3.4 DOENÇAS PARASITÁRIAS

As principais infecções parasitárias em rãs-touro (*Aquarana catesbeiana*) são provocadas por diferentes grupos de organismos, incluindo protozoários, nematoides, crustáceos copépodes e branquiúros. Esses parasitas podem comprometer funções vitais, reduzir o desempenho produtivo e favorecer a ocorrência de enfermidades secundárias, tornando-se um desafio significativo para a sanidade e a sustentabilidade da ranicultura.

A infecção causada por protozoários se dá pelos Tricodinídeos, os quais já estão presentes em tanques de girinos que vieram a partir de águas contaminadas. Entretanto, em situações em que os parâmetros físicos e químicos estão fora do habitual e ideal, como excesso de matéria orgânica e baixo oxigênio dissolvido, eles passam a se desenvolver (Silva *et al.*, 2016).

Os girinos infectados têm como sinais clínicos excesso de produção de muco na pele e na nadadeira caudal e, em casos mais graves, apresentam necrose na cauda (Silva *et al.*, 2016). O controle envolve reduzir a densidade de estocagem, diminuir o arraçoamento, reduzindo consecutivamente a matéria orgânica, além da aplicação de cloreto de sódio, reduzindo assim o desenvolvimento do microrganismo (Silva *et al.*, 2016).

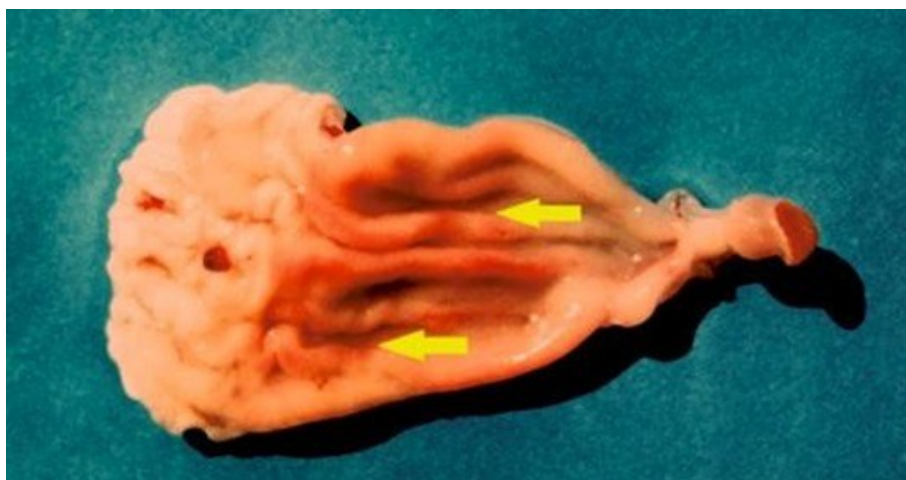
As doenças provocadas por nematoides se dão por *Longibucca catesbeianae*. Esses organismos parasitam o trato gastrointestinal da rã-touro, principalmente o estômago, podendo ser visto na figura 12 (Silva *et al.*, 2016). Entre os sinais clínicos, temos lesões gástricas, podendo ser visualizadas na figura 13, e intestinais, hemorragias e redução de apetite (Antonucci, 2009) em casos mais severos, podem levar o animal à morte (Silva *et al.*, 2016).

Figura 12: *Longibucca catesbeianae* (Nematoda) no estômago de rã-touro *Aquarana catesbeiana*.



Fonte: Silva *et al.* (2016)

Figura 13: Vista interna de estômago de rã-touro parasitada por *Longibucca catesbeianae* (Nematoda).



Fonte: Silva *et al.* (2016)

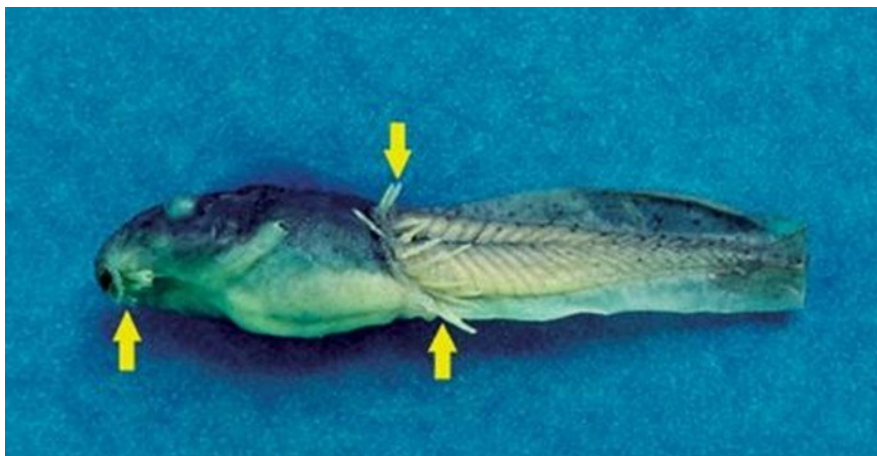
A enfermidade causada por crustáceos e branquiúros é causada pela *Lernaea cyprinacea*, também conhecida como “verme-âncora” (figura 14). É comum em ambientes aquáticos; somente as fêmeas são consideradas parasitas e podem se fixar na pele do hospedeiro (figura 15) ou podem ser encontradas na coluna d’água. Os animais que apresentam o parasita podem ser meios de transmissão (Silva *et al.*, 2016). A *Lernaea cyprinacea* é hematófaga e causa anemia intensa em girinos. Dentre os sinais clínicos, temos hemorragias, inflamação local e necrose; infecções secundárias podem surgir nas regiões afetadas (Boeger; Santos Neto, 1993).

Figura 14: *Lernaea cyprinacea* (Crustacea), parasito de rã-touro.



Fonte: Silva *et al.* (2016)

Figura 15: *Lernaea cyprinacea* (Crustacea). Observar a infestação de parasitos na boca e a inserção do corpo e da cauda do girino.

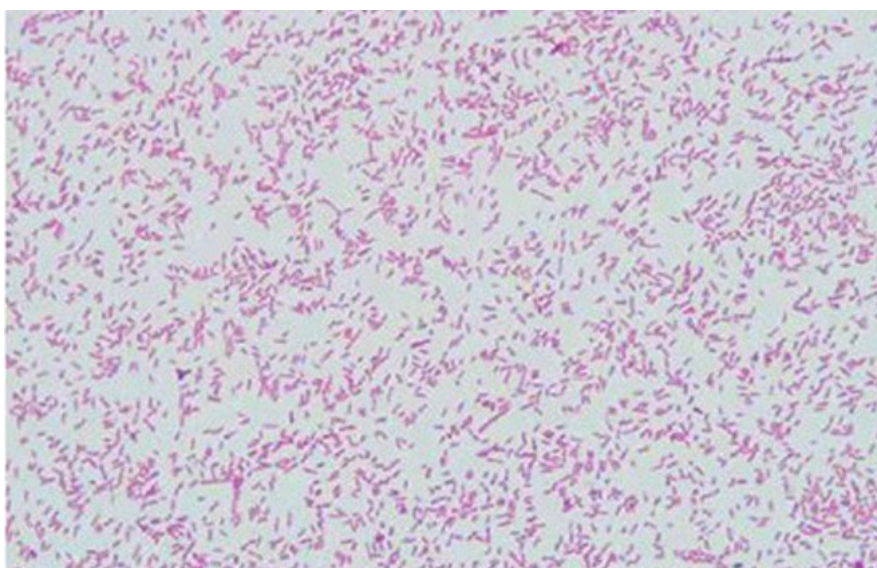


Fonte: Silva *et al.* (2016)

3.4 ELIZABETHKINGIA MIRICOLA EM RÃS TOURO

A bactéria *Elizabethkingia miricola* pertence ao domínio Bacteria, filo *Bacteroidetes*, classe *Flavobacteriia*, ordem *Flavobacteriales*, família *Flavobacteriaceae* e ao gênero *Elizabethkingia* (Wu *et al.*, 2024). Compreende bactérias Gram-negativas, podendo ser observada na figura 16, com formato de bastonete, não esporulada, flagelada e estática (Hu *et al.*, 2016). Sua coloração, em meio de cultura, apresenta um amarelo suave, com aparência lisa e brilhante (An *et al.*, 2024).

Figura 16: Coloração gram negativa sob microscópio óptico



Fonte: Gao; Feng; Zhang. (2021)

Essa espécie tem apresentado um crescente interesse científico, pois são bactérias oportunistas e os indivíduos que a adquirem apresentam altas taxas de mortalidade. Podem se associar a seres vivos como humanos, animais aquáticos, aves, mamíferos (Wei *et al.*, 2023) e insetos (An *et al.*, 2024). Além disso, do ponto de vista ecológico, trata-se de uma bactéria ubíqua, isolada em ambientes naturais, como água e solo (An *et al.*, 2024), e em ambientes hospitalares (Wei *et al.*, 2023). Outro ponto relevante é a formação de biofilmes, que contribui para a resistência a desinfecções, favorecendo sua sobrevivência nesses ambientes por longos períodos.

A bactéria *Elizabethkingia miricola* foi identificada pela primeira vez em 2003, isolada da água condensada da estação espacial Mir, razão pela qual recebeu o nome “miricola”. O primeiro caso clínico em humanos foi registrado em 2008, em um paciente hematológico nos Estados Unidos. Desde 2016, rãs cultivadas vêm apresentando sinais clínicos compatíveis com infecção por *E. miricola* (Hu *et al.*, 2016).

Em humanos, os sinais clínicos podem ser variados, podendo-se destacar meningite, infecções de pele, infecções urinárias, articulares e respiratórias, além de sepse, afetando principalmente indivíduos imunocomprometidos (Wu *et al.*, 2024).

Os sinais clínicos em rãs, sendo o foco principal deste trabalho, incluem nado irregular em círculos, sinais de torcicolo, apatia e desnorreamento. Em estágios avançados, os animais apresentam catarata, hiperemia causando vermelhidão, inchaço em membros locomotores (figura 17), além de lesões em órgãos internos, como fígado e baço inchados (figura 18) e, por último, o óbito (Hu *et al.*, 2016).

Figura 17: Rã touro com sinais clínicos da *E. miricola*, podendo ser vistos sinais de torcicolo, vermelhidão em membros e sinais de catarata



Fonte: An *et al.* (2024)

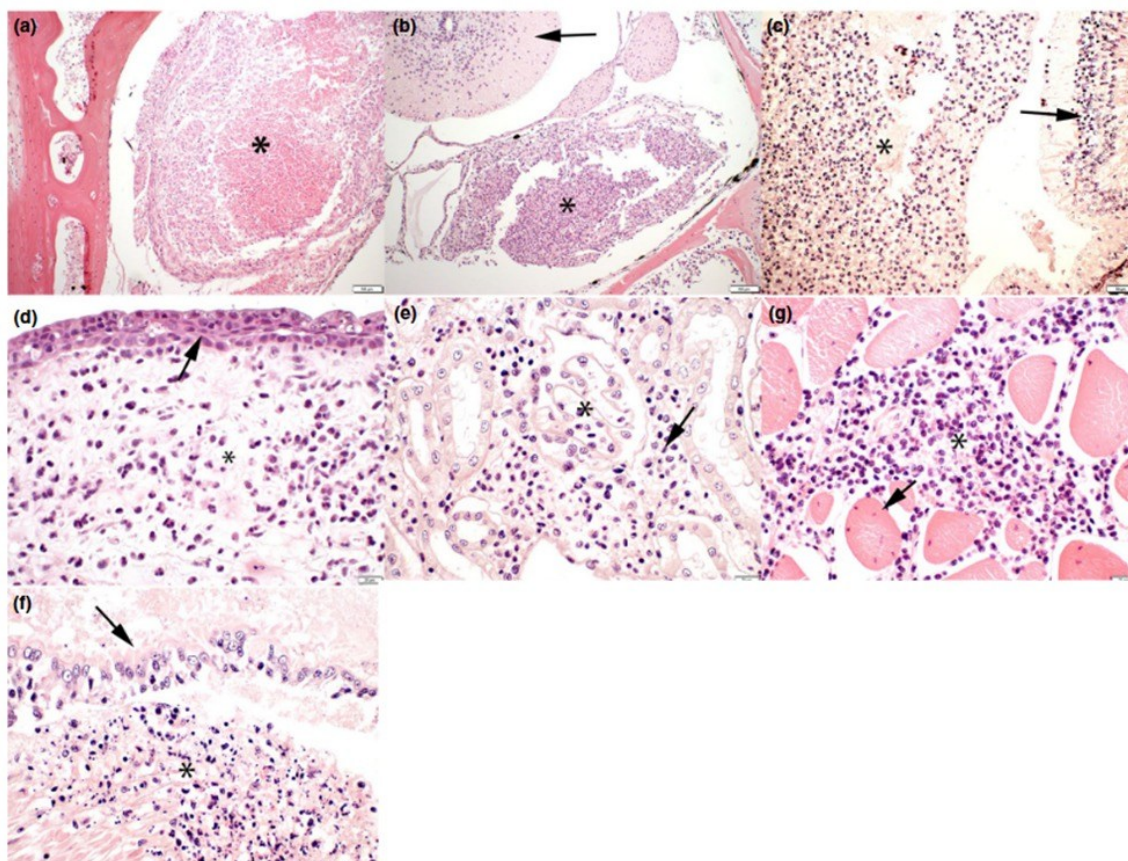
Figura 18: Lesões em fígado e baço decorrentes da *E. miricola*



Fonte: Wei *et al.* (2023)

De acordo com os achados descritos por (Trimpert *et al.*, 2020), foi realizado um exame histopatológico (figura 19) em diferentes espécies de anuros infectados por *Elizabethkingia miricola*, permitindo identificar uma ampla variedade de lesões inflamatórias e degenerativas em órgãos vitais.

Figura 19: Lesões histopatológicas associadas à infecção por *Elizabethkingia miricola* em sapos. (a) *Theloderma bicolor*, ouvido interno: otite interna crônica, necrosante a granulomatosa (*). Coloração HE. (b) *Lithobates pipiens* (FFC-150), meninges: meningite subaguda (*) afetando o tronco encefálico (seta preta). Coloração HE. (c) *L. pipiens* (ENR-5), olho: endoftalmite subaguda, necrosante (*). Retina (seta preta), coloração HE. (d) *L. pipiens* (FFC-150), olho: ceratite crônica (*). Epitélio corneano hiperplásico (seta preta), coloração HE. (e) *L. pipiens* (ENR-5), rim: nefrite intersticial leve (seta preta), glomérulo (*), coloração HE. (f) *L. pipiens* (ENR-5), pulmão: pneumonia aguda, necrosante (*). Epitélio brônquico (seta preta), coloração HE. (g) *L. pipiens* (ENR-5), músculo esquelético: miosite subaguda a crônica (*). Miócito (seta preta), coloração HE.



Fonte: Trimpert *et al.* (2020)

A imagem apresentada ilustra diversas lesões histopatológicas causadas pela infecção por *Elizabethkingia miricola* em diferentes espécies de anuros, com destaque para o sapo *Lithobates pipiens*. Cada painel mostra cortes de tecidos corados com hematoxilina e eosina (HE), revelando alterações inflamatórias em órgãos como ouvido interno, meninges, olhos, rins, pulmões e músculos esqueléticos. As amostras foram obtidas de animais submetidos a tratamentos com os antibióticos enrofloxacina e florfenicol, que não foram eficazes em conter a progressão da doença (Trimpert *et al.*, 2020).

A *Elizabethkingia miricola* configura-se como um agente infeccioso de difícil controle, em virtude de sua elevada resistência a antimicrobianos. Conforme descrito no estudo de Li *et al.* (2023), a bactéria apresentou resistência a uma ampla gama de antibióticos, incluindo canamicina, estreptomicina, ampicilina, gentamicina, neomicina, ceftriaxona, cefazolina, ceftazidima, cefepima, ampicilina, piperacilina, carbenicilina, oxacilina, enrofloxacina, norfloxacina, ciprofloxacina, levofloxacina, sulfisoxazol e polimixina B.

De forma complementar, o estudo de Wei *et al.* (2023) evidenciou resistência da bactéria à gentamicina, florfenicol, neomicina e penicilina. Esses achados ressaltam a

relevância da realização do teste de sensibilidade a antibióticos (TSA) como ferramenta indispensável para a definição de protocolos terapêuticos eficazes, contribuindo para a redução de falhas no tratamento e para o controle da disseminação da resistência bacteriana.

3.5 ANTIBIOGRAMA

O antibiograma consiste em um procedimento laboratorial utilizado para verificar como diferentes bactérias respondem à ação de agentes antimicrobianos. Essa análise permite identificar quais medicamentos apresentam maior eficácia frente ao microrganismo isolado, (Ferreira *et al.*, 2023). Dessa forma, o teste fornece dados confiáveis sobre o perfil de sensibilidade ou resistência bacteriana, servindo como suporte essencial para que os profissionais de saúde selecionem a terapia mais adequada, (Ferreira *et al.*, 2023).

Há diferentes métodos para a realização do TSA, os mais usuais são: o método de difusão de discos, conhecido como Kirby Bauer, e o método de diluição em caldo, que determina a concentração inibitória mínima (CIM).

O método de difusão de discos Kirby Bauer é o mais utilizado em laboratórios, devido à sua facilidade e praticidade de uso, além de ser acessível por ser de baixo custo. É um método qualitativo, em que se utiliza discos de papel de antibióticos que ficam em contato com a bactéria isolada, em Ágar Mueller Hinton (AMH), podendo ser visto na figura 20. Sua interpretação se dá por meio da medição do halo de inibição em milímetros (Peron; Souza, 2023), determinando, assim, se a bactéria é sensível, intermediário ou resistente àquele antibiótico.

Figura 20: Demonstração de um antibiograma



Fonte: Lorenzo. (2017)

4 MATERIAL E MÉTODOS

Durante os anos de 2024 e 2025 surtos com altas taxas de mortalidade foram acompanhados nas baias de engorda de rãs touro no Setor de Aquicultura da Fazenda do Glória da Universidade Federal de Uberlândia. No setor de aquicultura foram coletados animais que apresentavam natação errática, incoordenação motora e postura lateralizada. Essas rãs foram submetidas ao processo de insensibilização por eletronarcose e, posteriormente, passaram por uma necropsia. Com o auxílio de uma alça estéril descartável se fez a coleta de tecidos do cérebro, coração, rim, baço e fígado que foram semeados em ágar sangue (ágar base acrescido de 5% de sangue) e mantidas em uma incubadora a uma temperatura de 25°C por 24 horas.

As placas que obtiveram crescimento bacteriano foram levadas para a identificação no Laboratório de Doenças Infectocontagiosas (LADOC) da UFU. Foi realizado o teste de Gram em que foi colocado um pingô da solução salina com as bactérias em lâminas e, com o isqueiro, a lâmina foi seca. Posteriormente, foi feito a coloração com corante cristal violeta, em que ficou agindo 1 minuto, após isso, lavou-se com água corrente e a lâmina foi coberta com o lugol, deixando agir por 1 minuto. Após esse tempo, lavou-se a lâmina novamente com água e aplicou álcool 95% por 30 segundos e foi colocou a fucsina por 30 segundos, lavou-se em água corrente e, após secar, foi levado ao microscópio óptico, aplicando uma gota de óleo de imersão para observação ao microscópio. Após caracterização pelo teste de Gram as amostras foram repicadas em placas de Tryptic Soy Agar (TSA) e enviadas ao Laboratório de Pesquisa em Qualidade do Leite da USP para identificação por MALDI-TOF (Matrix-Assisted Laser Desorption/Ionization – Time of Flight).

A identificação bacteriana foi realizada por meio da técnica de MALDI-TOF. As colônias isoladas e previamente cultivadas foram selecionadas e transferidas para uma placa metálica específica do equipamento. Em seguida, adicionou-se uma solução de matriz química (ácido α -ciano-4-hidroxicinâmico), cujo qual permite a cristalização da amostra à temperatura ambiente. Após a secagem da solução, a placa foi inserida no espectrômetro. A amostra foi submetida à incidência de laser, promovendo a ionização das proteínas bacterianas. Os íons gerados foram acelerados em campo elétrico e separados de acordo com sua relação massa/carga por meio do analisador de tempo de voo (TOF). O espectro proteico obtido foi comparado automaticamente com o banco de dados do equipamento, possibilitando a identificação dos isolados bacterianos em nível de gênero e espécie, conforme o escore de confiabilidade estabelecido pelo fabricante em que escores de 2-3 representam um resultado

de identificação de alta confiança, 1,70-1,99 indica uma identificação de baixa confiança, 0,00-1,69 indica que não foi possível identificar o organismo. Além disso existem categorias de consistência em que (A) representa uma alta consistência, (B) baixa consistência e (c) sem consistência.

As amostras foram congeladas a uma temperatura -60° a -80°C , em meio de cultivo Brain Heart Infusion (BHI) acrescido de glicerol a 15% para análises posteriores. Para a preparação do BHI, para uma quantidade de 500 ml, foi utilizado 18,5 g BHI, que foi dissolvido em 500 ml de água destilada, aquecido até completa solubilização, autoclavada 121°C / 15 minutos, além disso foi adicionado glicerol 15%. A preparação dos meios de cultura e congelamento das bactérias foram feitos no LADOC.

Para realização do antibiograma, foram realizados testes nos laboratórios LADOC e Veteri. No LADOC utilizou-se solução de salina e, com o auxílio de uma alça, as bactérias das placas foram coletadas e mergulhadas na solução salina até a sua turvação, utilizando a escala de McFarland, no padrão de 0,5. Feito isso, as bactérias foram inoculadas em placas maiores para o antibiograma, essas placas continham como meio de cultura o ágar sangue (ASA). Posteriormente, foi realizado o antibiograma pelo método de difusão de discos, conhecido como Kirby Bauer, onde se colocou 9 antibióticos, sendo eles: amoxilina + ácido clavulânico com concentração de 30 microgramas (mcg), Cefalexina com uma concentração de 30 mcg, ceftiofur com concentração de 30 mcg, enrofloxacin com concentração de 5 mcg, florfenicol com concentração de 30 mcg, gentamicina com concentração de 10 mcg, norfloxacin com concentração de 10 mcg, sulfazotrim com concentração de 25 mcg, tetraciclina concentração de 30 mcg. Após a realização do antibiograma, as placas foram colocadas em estufa por 48 horas, à temperatura de $25-28^{\circ}\text{C}$ e posterior análise do halo de inibição.

No Laboratório Veteri utilizou-se o Ágar Mueller Hinton como meio de cultura, com o método de difusão de discos (Kirby Bauer). Foram utilizados 32 antibióticos, sendo eles: amicacina com concentração de 30 mcg, amoxicilina com concentração de 10 mcg, amoxicilina + ácido clavulânico com concentração de 30 mcg, ampicilina com concentração de 10 mcg, azitromicina com concentração de 15 mcg, bacitracina com concentração de 0,04 U.I, cefalexina com concentração de 30 mcg, cefepime com concentração de 30 mcg, ceftazidima com concentração de 30 mcg, cefoxitina com concentração de 30 mcg, ceftriaxona com concentração de 30 mcg, cefuroxima com concentração de 30 mcg,

ciprofloxacina com concentração de 05 mcg, claritromicina com concentração de 15 mcg, clindamicina com concentração de 02 mcg, enrofloxacin com concentração de 05 mcg, eritromicina com concentração de 15 mcg, fosfomicina com concentração de 200 mcg, gentamicina com concentração de 30 mcg, levofloxacin com concentração de 05 mcg, marbofloxacina com concentração de 05 mcg, neomicina com concentração de 30 mcg, norfloxacina com concentração de 10 mcg, novobiocina com concentração de 05 mcg, oxaciclina com concentração de 01 mcg, polimixina b com concentração de 300 mcg, rifampicina com concentração de 05 mcg, sulfametrim com concentração de 25 mcg, sulfazotrim com concentração de 25 mcg, tetraciclina com concentração de 30 mcg, tobramicina com concentração de 10 mcg, vancomicina com concentração de 30 mcg.

Os animais foram tratados com florfenicol sendo este licenciado para uso em aquicultura no Brasil, sua via de administração foi na ração, onde são misturados e acrescenta-se óleo para formação de uma camada protetora diminuindo a lixiviação do antibiótico na água.

Foram analisados dados produtivos do Setor de Aquicultura da Fazenda do Glória, referentes ao período de 2023 a 2025. Os dados coletados incluíram: datas de entrada dos animais por baia de engorda, número de rãs por unidade, peso inicial médio dos lotes e taxa de mortalidade por baia de engorda. As baias apresentam dimensões de 2,5 × 4,0 m, com sistema inundado e nível de água variando de 3 a 5 cm, em função da inclinação do piso. A densidade de estocagem adotada foi de 50 animais/m², conforme literatura. Além disso os animais são transferidos do setor de recria para a fase de engorda com média padrão e homogêneos quanto ao peso, ou seja, são acrescentados em mesma baia, animais com pesos semelhantes evitando a heterogeneidade. Adicionalmente, foram obtidas as médias mensais de temperatura ao longo dos anos avaliados, com base em dados do Instituto Nacional de Meteorologia (INMET), (INMET, 2025) visando correlacionar a variação térmica com os picos de mortalidade e avaliar seu impacto econômico no setor.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

A identificação bacteriana foi realizada a partir de amostras coletadas do cérebro de rãs que apresentavam sinais clínicos, conforme ilustrado na Figura 21. Inicialmente, os isolados foram submetidos ao teste de coloração de Gram, cujos resultados estão apresentados na Figura 22. Posteriormente, procedeu-se à identificação por meio da técnica de

espectrometria de massas MALDI-TOF, cujos espectros obtidos encontram-se demonstrados na tabela 2.

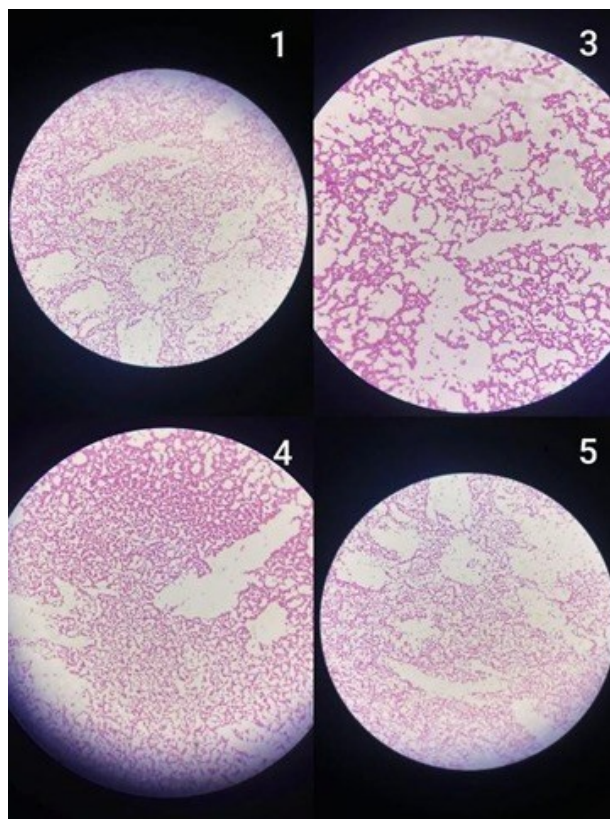
Figura 21: Animais com sinais clínicos da doença *Elizabethkingia miricola* em (A e B) temos animais com desvio lateral da cabeça ocasionando na incordenação motora e natação errática, (C) animal apresentando opacidade ocular, (D) animal com fígado e baço inchados.



Fonte: Arquivo pessoal. (2025)

Os animais que apresentavam sinais clínicos da enfermidade exibiram desvio lateral da cabeça, incoordenação motora, natação errática e alterações oculares, como catarata, além de alterações em órgãos internos, caracterizadas principalmente por fígado e baço aumentados de volume. Esses achados são condizentes com os estudos de Wei *et al.* (2023) e An *et al.* (2024), que descreveram sinais clínicos semelhantes em rãs-touro (*Aquarana catesbeiana*), naturalmente infectadas por *Elizabethkingia miricola*. Adicionalmente, sinais clínicos compatíveis também foram observados em espécies filogeneticamente próximas, como *Aquarana pipiens*, conforme relatado por Trimpert *et al.* (2020), reforçando a semelhança do padrão clínico da infecção entre espécies do mesmo gênero. Dessa forma, os resultados obtidos neste estudo contribuem para o enriquecimento da literatura científica acerca da infecção por *E. miricola* em anfíbios, especialmente no contexto da ranicultura.

Figura 22: Observação microscópica dos isolados sob teste de coloração gram



Fonte: Arquivo pessoal. (2025)

No teste de coloração de Gram, ao exame microscópico, observou-se a presença de bactérias Gram-negativas, evidenciadas pela coloração avermelhada após a aplicação teste gram. Os isolados apresentaram morfologia bacilar, não esporulada e com aspecto morfológico uniforme. Esses achados estão de acordo com a literatura, que descreve *Elizabethkingia miricola* como um bacilo gram-negativo, não esporulado e oportunista (Hu *et al.*, 2016), frequentemente associado a altas taxas de mortalidade em rãs-touro.

Em relação ao MALDI TOF, foram avaliadas 3 amostras em que os resultados se deram através dos padrões de escore e categoria de consistência podendo ser visualizados na Tabela 1.

Tabela 1: Padrões de escore e categoria de consistência**Meaning of Score Values**

Range	Interpretation	Symbols	Color
2.00 - 3.00	High-confidence identification	(+++)	green
1.70 - 1.99	Low-confidence identification	(+)	yellow
0.00 - 1.69	No Organism Identification Possible	(-)	red

Meaning of Consistency Categories (A - C)

Category	Interpretation
(A)	High consistency: The best match is a high-confidence identification. The second-best match is (1) a high-confidence identification in which the species is identical to the best match, (2) a low-confidence identification in which the species or genus is identical to the best match, or (3) a non-identification.
(B)	Low consistency: The requirements for high consistency are not met. The best match is a high- or low-confidence identification. The second-best match is (1) a high- or low-confidence identification in which the genus is identical to the best match or (2) a non-identification.
(C)	No consistency: The requirements for high or low consistency are not met.

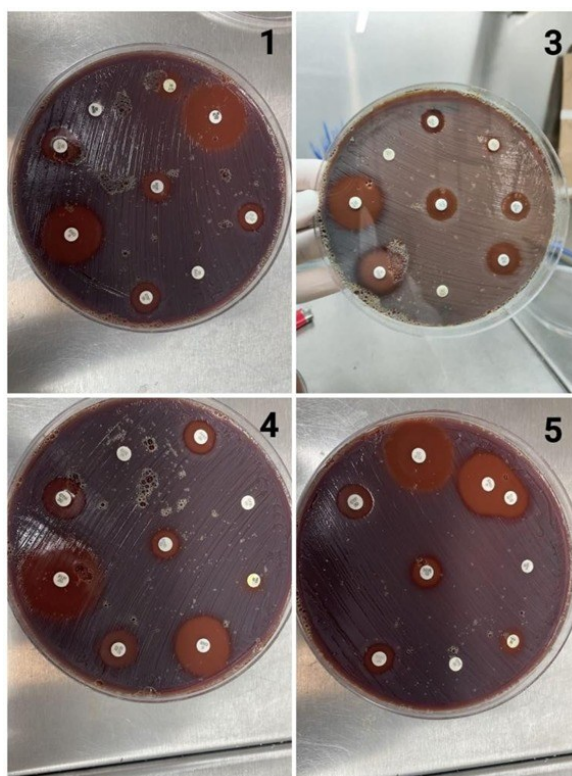
Tabela 2: Resultado do MALDI TOF

Sample name	Organism (best match)	Score value	Organism (second-best match)	Score value
(+++)(A)	Elizabethkingia miricola Typed as E. miricola	2.11	Elizabethkingia miricola	2.10
(+++)(A)	Elizabethkingia miricola Typed as E. miricola	2.21	Elizabethkingia miricola	2.20
(+++)(A)	Elizabethkingia miricola Typed as E. miricola	2.21	Elizabethkingia miricola	2.13

Segundo o laudo emitido pelo Laboratório de Pesquisa em Qualidade do Leite da USP (2025), os resultados indicaram crescimento bacteriano compatível com *Elizabethkingia miricola* através da identificação pelo MALDI TOF, que indica alta confiabilidade com os escores e categorias de consistência.

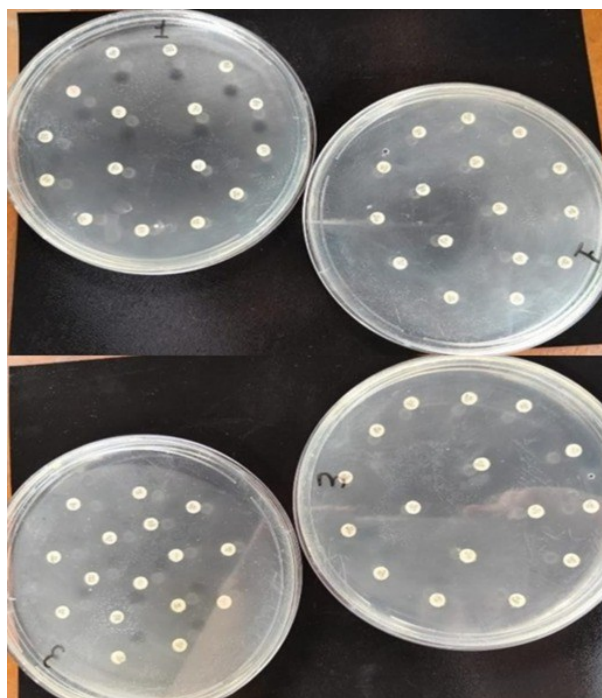
Nos antibiogramas (Ágar sangue e Mueller hinton) os halos de inibição foram mensurados em milímetros com auxílio de régua milimetrada. A figura 23 mostra o antibiograma com meio de cultura ágar sangue das placas 1, 3, 4 e 5, respectivamente e a figura 24 e 25 mostra o antibiograma com meio de cultura Mueller hinton.

Figura 23: Antibiograma com meio de cultura ágar sangue das placas testadas (1,3,4 e 5)



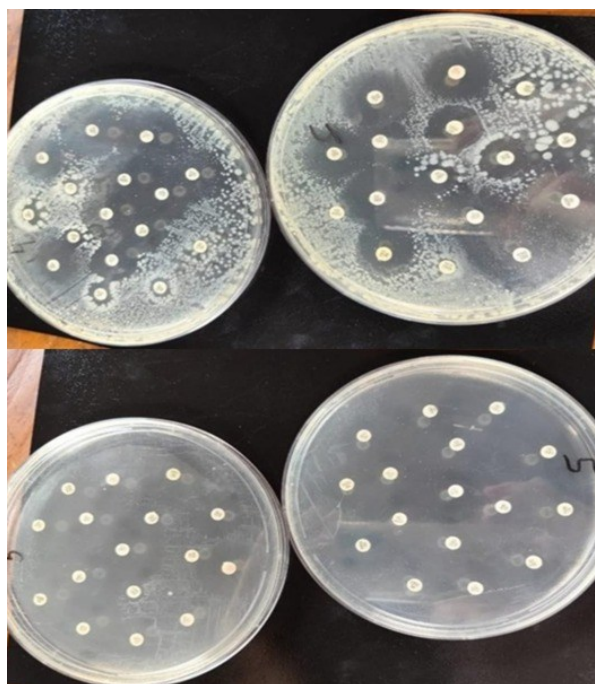
Fonte: Arquivo pessoal. (2025)

Figura 24: Antibiograma com meio de cultura Mueller hinton das placas testadas (1 e 3)



Fonte: Arquivo pessoal. (2025)

Figura 25: Antibiograma com meio de cultura Mueller hinton das placas testadas (4 e 5)



Fonte: Arquivo pessoal. (2025)

Tabela 3: Resultados obtidos do teste de sensibilidade a antibióticos (Ágar sangue e Mueller Hinton).

Antibióticos	Concentração	Meios de cultura	1	3	4	5
Amicacina	30 MCG	MH	S	S	I	S
Amoxicilina	10 MCG	MH	S	S	R	S
Amoxicilina + ÁC. Clavulânico	30 MCG	AS	S	I	S	R
Amoxicilina + ÁC. Clavulânico	30 MCG	MH	R	S	R	S
Ampicilina	10 MCG	MH	S	S	R	S
Azitromicina	15 MCG	MH	S	S	S	S
Bacitracina	0.04 U.I	MH	I	I	R	I
Cefalexina	30 MCG	AS	R	R	R	R
Cefalexina	30 MCG	MH	S	S	I	S
Cefepime	30 MCG	MH	S	S	R	S
Cefoxitina	30 MCG	MH	S	I	R	I
Ceftazidima	30 MCG	MH	S	S	R	S
Ceftiofur	30 MCG	AS	I	R	R	R
Ceftriaxona	30 MCG	MH	S	S	R	S
Cefuroxima	30 MCG	MH	S	S	R	S
Ciprofloxacina	5 MCG	MH	S	S	S	S
Claritromicina	15 MCG	MH	S	S	S	S
Clindamicina	2 MCG	MH	R	R	R	R
Enrofloxacina	5 MCG	AS	S	S	S	S
Enrofloxacina	5 MCG	MH	S	S	S	S
Eritromicina	15 MCG	MH	S	S	S	S
Florfenicol	30 MCG	AS	S	S	S	S
Fosfomicina	200 MCG	MH	I	R	R	R
Gentamicina	10 MCG	AS	R	R	R	R
Gentamicina	30 MCG	MH	S	S	S	S
Levofloxacina	5 MCG	MH	S	S	S	S
Marbofloxacina	5 MCG	MH	S	S	S	S
Neomicina	30 MCG	MH	S	S	I	I
Norfloxacina	10 MCG	AS	R	I	R	I
Norfloxacina	10 MCG	MH	I	I	S	I
Novobiocina	5 MCG	MH	I	I	I	I
Oxaciclina	1 MCG	MH	R	R	R	R
Polimixina B	300 MCG	MH	I	R	R	S
Rifampicina	5 MCG	MH	R	R	I	R
Sulfametrim	25 MCG	MH	S	I	R	S
Sulfazotrim	25 MCG	AS	S	S	S	S
Sulfazotrim	25 MCG	MH	S	I	R	R
Tetraciclina	30 MCG	AS	R	R	R	R
Tetraciclina	30 MCG	MH	S	S	S	S
Tobramicina	10 MCG	MH	R	S	I	S
Vancomicina	30 MCG	MH	S	S	I	S

*S- sensível, I-intermediário, R-resistente

*MH-mueller hintor, AS- ágar sangue

Os resultados demonstraram que todos os isolados apresentaram resistência aos antibióticos cefalexina (AS), clindamicina, gentamicina (AS), oxaciclina e tetraciclina (AS). Em contrapartida, observou-se sensibilidade aos antibióticos azitromicina, ciprofloxacina, claritromicina, enrofloxacina, eritromicina, florfenicol, gentamicina (MH), levofloxacina, marbofloxacina, sulfazotrim (MH) e tetraciclina (MH). Além disso, 3 dos 4 isolados em meio

de cultura Mueller hinton observou-se que apresentaram resistência em fosfomicina e rifampicina, e a novobiocina apresentou como resultado todos os isolados como intermediário frente ao antibiótico testado.

O perfil de sensibilidade antimicrobiana apresentou variações importantes de acordo com o meio de cultura utilizado. No antibiograma realizado em ágar sangue, observou-se resistência uniforme dos isolados aos antibióticos cefalexina, gentamicina e tetraciclina, enquanto houve sensibilidade consistente à enrofloxacin, florfenicol e sulfazotrim. Esses resultados corroboram estudos anteriores, que descrevem *Elizabethkingia miricola* como um microrganismo com elevada resistência a antibióticos beta-lactâmicos, aminoglicosídeos, carbapenêmicos, quinolonas, cefalosporinas, penicilinas (Wu *et al.*, 2025), dificultando assim o tratamento empírico e aumentando os riscos de falhas. A resistência a gentamicina e tetraciclina já foi relatada em ambientes aquáticos, sendo consistente ao estudo do Li *et al.* (2023), indicando um padrão preocupante de multirresistência. A sensibilidade observada à enrofloxacin é consistente ao estudo de Wei *et al.* (2023), entretanto, em relação ao florfenicol, já se contradizem.

No antibiograma realizado em ágar Muller Hinton, sendo este o meio de cultura padronizado para testes de sensibilidade, observou-se um perfil amplo de resposta. Todos os isolados apresentaram resistência à clindamicina e oxaciclina, enquanto a maioria também desmostraram resistência à fosfomicina e à rifampicina. Esses resultados são consistentes com o Li *et al.* (2023). Foi observada sensibilidade à azitromicina, ciprofloxacina, claritromicina, enrofloxacin, eritromicina, gentamicina, levofloxacin, marbofloxacina e tetraciclina. A sensibilidade a esses fármacos pode representar alternativas viáveis, desde que sua utilização seja sempre precedida por testes de sensibilidade antimicrobiana. A novobiocina apresentou perfil intermediário em todos os isolados, indicando eficácia limitada e necessidade de cautela em sua aplicação clínica.

As diferenças observadas entre os resultados dos antibiogramas realizados em ágar sangue e em ágar Mueller Hinton pode se explicar pela diferença entre os meios de cultura. Foi optado a realizar o antibiograma em ágar sangue, favorecendo o crescimento bacteriano da *Elizabethkingia miricola*, já que são bactérias mais exigentes. O Mueller Hinton, por ser o meio padronizado, permite uma análise mais confiável ao se comparar com a literatura científica.

Além disso, as diferenças encontradas com estudos já existentes podem ser explicadas por diferenças entre cepas, histórico de uso dos antibiogramas nos sistemas de criação e diferenças em condições ambientais.

O florfenicol foi utilizado para o tratamento dos animais sendo este licenciado para o uso em aquacultura no Brasil conforme estudo de (Tavares; Leal; Figueiredo, 2014). Ele foi incorporado a ração e juntamente foi acrescido óleo permitindo aderência do antibiótico à ração reduzindo lixiviação do antibiótico no meio aquático (Tavares; Leal; Figueiredo, 2014). Os resultados obtidos demonstraram que o uso do florfenicol foi eficaz no controle da enfermidade, sendo observada redução progressiva das taxas de mortalidade ao longo do período de tratamento. Tal resposta pode estar associada à sensibilidade do agente etiológico ao antimicrobiano, previamente evidenciada por meio do antibiograma, reforçando a importância da escolha terapêutica baseada em testes de suscetibilidade.

As tabelas 4 e 5 apresentam os dados de mortalidade por baia por mês de novembro de 2023 a dezembro de 2025.

Tabela 4: Dados do setor referentes aos anos de 2023 a 2024

Baia	Entrada	quantidade	peso inicio	novembro-23	dezembro-23	janeiro-24	fevereiro-24	março-24	abril-24	maio-24	junho-24	julho-24	agosto-24	setembro-24	outubro-24	novembro-24	dezembro-24
16	13/11/2023	212	16,20	1	6	1	5	1	4	141	5	2	1	2	0	0	0
15	18/11/2023	370	17,86	0	3	22	1	2	5	67	58	0	0	2	0	0	0
14	20/11/2023	410	12,67	1	26	11	20	8	1	127	70	4	1	4	0	0	0
11	08/12/2023	400	14,00	0	4	45	4	4	14	3	108	8	4	1	3	0	0
9	14/12/2023	400	16,10	0	29	22	5	9	103	2	0	0	0	0	0	0	0
17	14/12/2023	408	12,75	0	4	55	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
12	22/12/2023	415	13,38	0	5	60	16	9	5	0	0	0	0	0	0	0	0
19	02/01/2024	361	8,80	0	0	63	7	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
2	04/02/2024	361	35,67	0	0	0	9	1	32	4	20	11	4	0	0	0	0
4	14/03/2024	441	28,95	0	0	0	0	4	2	93	4	0	9	16	1	0	0
16	20/03/2024	400	9,85	0	0	0	0	1	4	141	5	2	1	2	0	0	0
22	27/03/2024	400	11,05	0	0	0	0	0	0	5	42	36	8	1	2	0	0
10	03/04/2024	514	14,43	0	0	0	0	0	1	10	103	26	9	8	2	0	6
3	04/04/2024	400	10,28	0	0	0	0	0	57	67	0	0	0	2	0	0	0
23	11/04/2024	400	9,60	0	0	0	0	0	1	173	13	2	1	3	0	0	0
5	12/04/2024	400	9,54	0	0	0	0	0	1	46	14	4	1	15	3	0	0
14	17/04/2024	400	33,00	0	0	0	0	0	1	127	70	4	1	4	0	0	0
15	17/04/2024	400	13,02	0	0	0	0	0	5	67	58	0	0	2	0	0	0
11	18/04/2024	400	9,14	0	0	0	0	0	0	3	108	8	4	1	3	0	0
20	23/04/2024	400	10,82	0	0	0	0	0	0	43	126	4	0	4	1	0	0
9	08/08/2024	400	86,26	0	0	0	0	0	0	0	0	0	9	16	4	1	2
17	08/08/2024	400	73,22	0	0	0	0	0	0	0	0	0	73	3	3	0	3
19	20/08/2024	400	97,04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	12	22	5	0
8	05/09/2024	416	83,36	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	14	3	1
12	10/09/2024	439	72,04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	9	6	1
24	10/09/2024	405	70,01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	29	7	2	4
18	01/10/2024	308	68,63	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0	2
3	08/11/2024	222	51,47	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	6
21	12/11/2024	264	77,39	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	4

Fonte: Própria autoria. (2025)

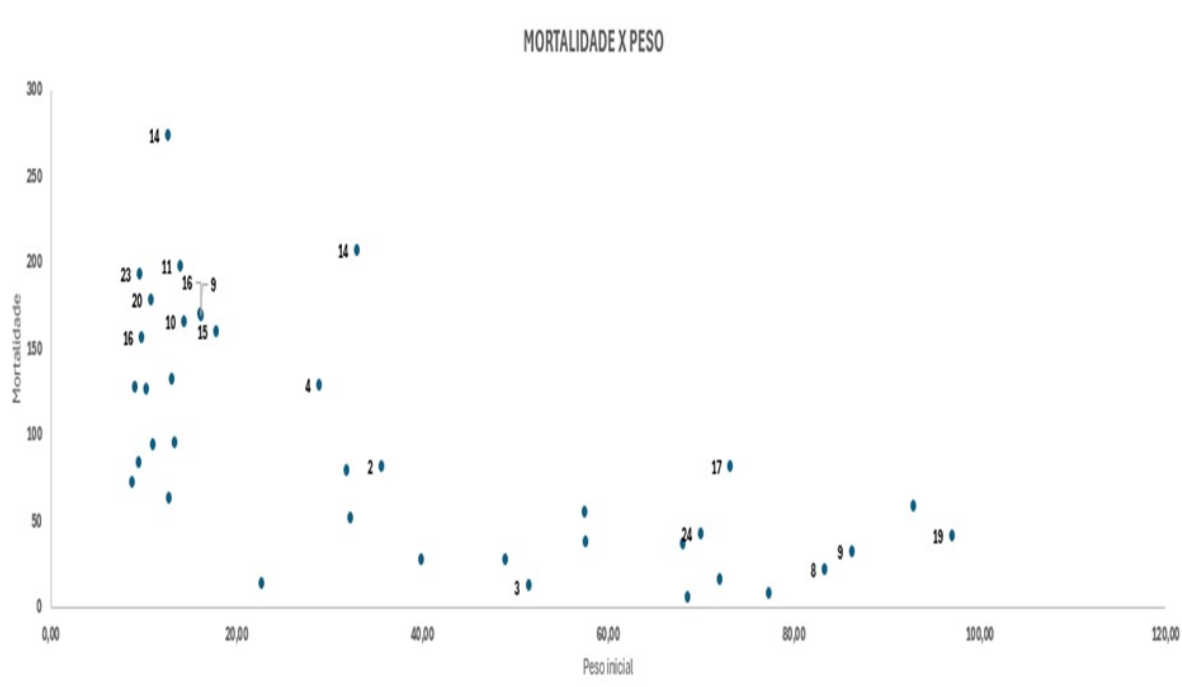
Tabela 5: Dados do setor referentes ao ano de 2025

Baia	Entrada	Quantidade rãs	Peso inicial	janeiro-25	fevereiro-25	março-25	abril-25	maio-25	junho-25	julho-25	agosto-25	setembro-25	outubro-25	novembro-25	dezembro-25
23	23/01/2025	458	31,91	23	4	4	29	18	1	0	0	0	0	0	0
16	10/02/2025	464	39,93	0	3	12	4	7	1	0	0	0	0	0	0
17	10/02/2025	402	22,77	0	2	2	5	5	0	0	0	0	0	0	0
14	23/03/2025	477	68,05	0	0	1	4	25	7	0	0	0	0	0	0
15	23/03/2025	474	49,00	0	0	2	6	19	0	0	0	0	0	0	0
8	22/04/2025	456	57,64	0	0	0	4	24	5	4	1	0	0	0	0
4	13/05/2025	477	57,47	0	0	0	0	2	9	2	3	36	3	0	0
10	09/07/2025	376	32,27	0	0	0	0	0	0	3	12	37	0	0	0
3	10/07/2025	464	92,89	0	0	0	0	0	0	1	22	23	12	0	0
9	10/07/2025	427		0	0	0	0	0	0	3	19	20	12	0	0

Fonte: Própria autoria. (2025)

Nos gráficos 1 e 2 serão apresentados a relação entre mortalidade e peso e a mortalidade com quantidade de rãs por baia, verificando assim os padrões entre as variáveis. No gráfico 3 estão apresentados a quantidade de mortalidade total mensal (soma de todas as baias daquele mês) e a relação com temperatura em °C.

Gráfico 1: Relação entre mortalidade x peso

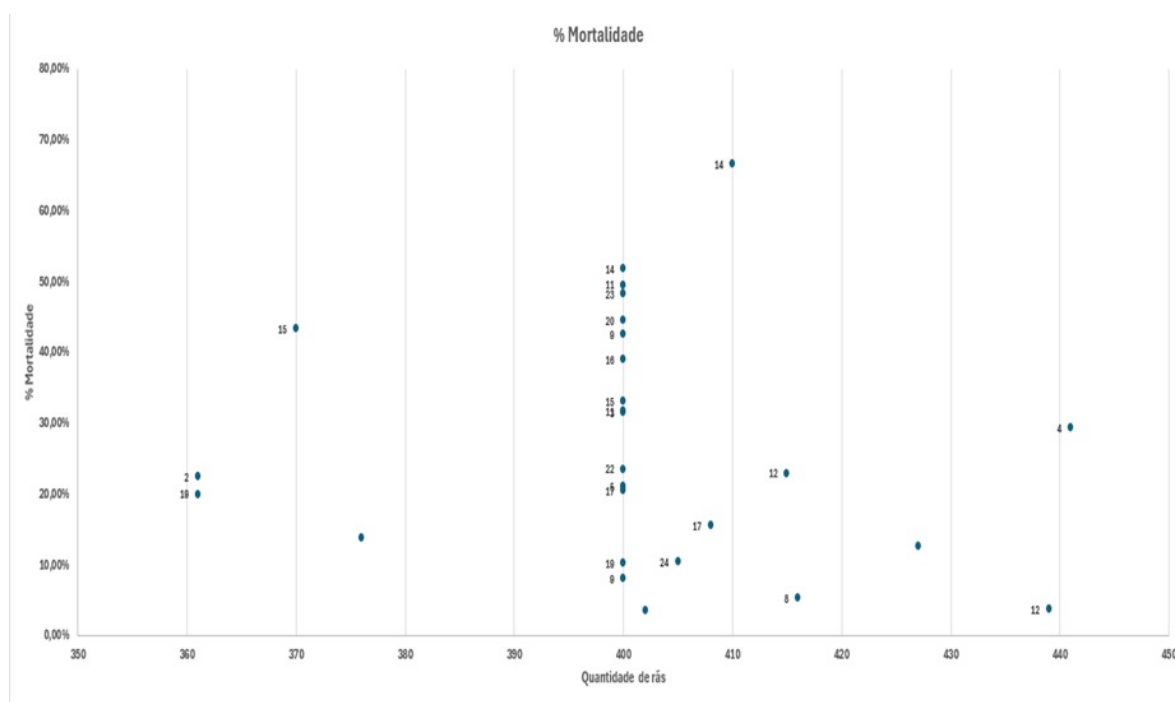


Fonte: Própria autoria. (2025)

No Gráfico 1, que relaciona o peso inicial na fase de engorda com a mortalidade, observa-se que quanto menor o peso inicial dos animais ao ingresso nessa fase, maior tende a ser a taxa de mortalidade. Por outro lado, animais com maior peso inicial apresentaram menores índices de mortalidade. Esse padrão sugere que indivíduos mais leves são mais

suscetíveis a condições ambientais adversas, possivelmente em decorrência de um sistema imunológico ainda imaturo. Além disso, o manejo de transferência entre as fases de recria e engorda pode representar um fator estressante adicional, tornando esses animais mais vulneráveis ao desenvolvimento de enfermidades.

Gráfico 2: Relação entre % mortalidade x quantidade de rã



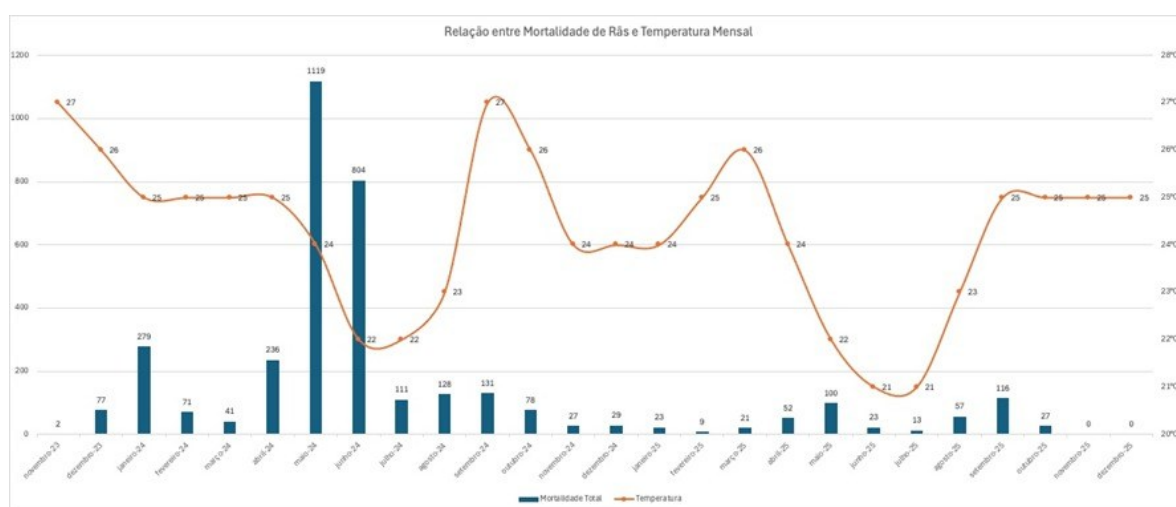
Fonte: Própria autoria. (2025)

A densidade adotada no setor de aquicultura da Universidade Federal de Uberlândia de 50 animais/m² é condizente com o estudo de Casali *et al.* (2005), que apresentou melhores resultados zootécnicos e econômicos. No Gráfico 2, que relaciona a porcentagem de mortalidade com a quantidade de rãs por baia, verifica-se que, na faixa de 400 animais, houve maior concentração de mortalidade, enquanto, na quantidade de 410 animais, ocorreu um pico acentuado. Entretanto, os pontos apresentam grande dispersão no gráfico, indicando que não é possível afirmar, com certeza, que o aumento no número de rãs por baia provoca diretamente o aumento da mortalidade. Assim, os dados não sustentam uma relação linear direta entre densidade e mortalidade.

Embora os pontos se apresentem de forma dispersa, sugerindo que não há uma relação linear direta entre densidade e mortalidade, a literatura aponta que a densidade populacional exerce influência significativa sobre o sistema de produção. Conforme discutido por Salla *et al.* (2022), maiores densidades favorecem a competição por alimento e espaço, aumentam a

ocorrência de canibalismo e induzem estados de estresse nos animais, fatores que culminam em imunossupressão e maior susceptibilidade a enfermidades. Dessa forma, mesmo que os resultados gráficos não indiquem uma correlação matemática simples, eles corroboram a ideia de que a densidade é um componente crítico para a redução da mortalidade e para a sustentabilidade da ranicultura.

Gráfico 3: Quantidade de mortalidade total mensal (soma de todas as baias daquele mês), e a relação com temperatura em °C.



Fonte: Própria autoria. (2025)

No Gráfico 3, observa-se que os picos de mortalidade registrados nos meses de maio e junho de 2024 tiveram repercussões significativas sobre o desempenho produtivo, representando um impacto econômico direto para o setor.

Quanto à temperatura ambiental, verifica-se que, nos meses com maior mortalidade, houve tendência de queda térmica em comparação aos demais períodos do ano. Contudo, com base apenas nos dados disponíveis, não é possível afirmar, com segurança, que a manifestação da doença esteja diretamente associada a temperaturas mais baixas ou mais elevadas, sendo necessários estudos adicionais para confirmação dessa relação. A rã touro, por ser ectotérmica, a regulação da temperatura corporal depende totalmente do ambiente que se encontra; com isso, por mais que não se pode afirmar com certeza o indício da enfermidade nas temperaturas baixas ou altas, estudo como Bellakhal *et al.* (2014), mostram como a temperatura influencia no metabolismo, em respostas imunes e resistência contra enfermidades.

Em relação à mortalidade, observa-se que, nos meses de maio e junho de 2024, houve um aumento expressivo no número de óbitos, caracterizando um possível surto da doença, com consequências diretas sobre a produtividade e, consequentemente, sobre os custos do sistema. Esses achados são consistentes com o estudo An *et al.* (2024), no qual foi relatado que surtos de *Elizabethkingia miricola* resultaram na morte de quase metade das rãs cultivadas, demonstrando o potencial devastador da bactéria em sistemas intensivos de criação.

A associação entre a presença da bactéria, a elevada resistência antimicrobiana e os prejuízos econômicos reforçam a necessidade de estratégias integradas de controle, incluindo diagnóstico precoce, monitoramento sanitário, uso racional de antimicrobianos e adoção rigorosa de medidas de biossegurança.

6 CONCLUSÃO

O presente estudo permitiu a caracterização da enfermidade associada aos surtos e à elevada mortalidade em rãs touro, onde o principal causador foi a *Elizabethkingia miricola*. A doença apresentou manifestações clínicas de caráter neurológico e sistêmico, além de lesões compatíveis com um quadro infeccioso severo, confirmando seu impacto sanitário na ranicultura. O perfil de resistência antimicrobiana evidenciou elevada resistência entre os isolados, destacando a importância do uso criterioso de antimicrobianos baseado em testes de sensibilidade. Dentre os fármacos avaliados, o florfenicol apresentou potencial como alternativa terapêutica, sendo o antibiótico adotado para o controle da enfermidade no presente estudo.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALENCAR, A. L. F. **Isolamento e caracterização de estirpe de Frog Virus 3-simile detectada em rãs-touro gigante (*Lithobates catesbeianus*) no Estado de São Paulo**. 2016. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Programa de pós-graduação em Zootecnia e Engenharia de Alimentos, Universidade de São Paulo, Pirassununga, 2016. Disponível em: <https://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/74/74135/tde-15082016-141111/publico/ME6908222COR.pdf>. Acesso em: 12 dez. 2025.
- ALFAIA, S. R. **Utilização de rã-touro americana (*Lithobates catesbeianus*) como modelo experimental para infecção por ranavírus**. 2018. Dissertação (Mestrado em Aquicultura e Pesca) – Programa de pós-graduação em Aquicultura e Pesca, Instituto de Pesca da Secretaria de Agricultura e Abastecimento do Estado de São Paulo, São Paulo, 2018. Disponível em: <https://pesquisa.bvsalud.org/portal/resource/pt/vtt-215710>. Acesso em: 12 dez. 2025.
- ALFAIA, S. R.; CÂNDIDO, M.; SOUSA, R. L. M.; HAKAKAVA, R.; CASSIANO, L. L. MARTINS, A. M. C. R. P. F.; FERREIRA, C. M. Infecção experimental utilizando estirpe brasileira de Frog Virus 3: Susceptibilidade em anfíbios. **Brazilian Journal of veterinary research and animal science**, [s. l.], vol. 57, n. 4, 2020. DOI: <https://doi.org/10.11606/issn.1678-4456.bjvras.2020.169134>. Disponível em: <https://revistas.usp.br/bjvras/article/view/169134>. Acesso em: 12 dez. 2025.
- AN, R.; HOU, G.; SUN, X.; WANG, L.; ZHANG, C.; HAN, Y.; LI, Y.; WU, T.; SHI, Q.; ZHU, Z.; ZHANG, Z. Outbreaks of *Elizabethkingia miricola* caused fatal meningitis-like disease in cultured bullfrogs. **Transboundary and Emerging Diseases**, [s. l.], vol. 2024, n. 1, 2024. DOI: <https://doi.org/10.1155/2024/4733320>. <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1155/2024/4733320>. Acesso em: 14 dez. 2025.
- 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. Dissertação (Mestrado em Aquicultura e Pesca) – Programa de pós-graduação em Aquicultura e Pesca, Instituto de Pesca da Secretaria de Agricultura e Abastecimento do Estado de São Paulo, São Paulo, 2009. Disponível em: <https://www.pesca.sp.gov.br/web/content/3040?unique=c9edd3bc357a711f6e80f8de5f662bec4ea41754&download=true>. Acesso em: 13 dez. 2025.
- BELLAKHAL, M.; NEVEU, A.; BELLAKHAL, M. F.; MISSAOUI, H.; ALEYA, L. Effects of temperature, density and food quality on larval growth and metamorphosis in the north African green frog *Pelophylax saharicus*. **Journal of thermal biology**, Glasgow, vol. 45, p. 81-86, 2014. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jtherbio.2014.08.006>. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0306456514001223?via%3Dihub>. Acesso em: 17 dez. 2025.
- BEZERRA, S. G. S. **Ação de ninhos de espuma de anuros e da sua microbiota associada na quitridiomicose**. 2021. Dissertação (Mestrado em Biotecnologia) – Programa de pós-graduação em Biotecnologia de Recursos Naturais, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2021. Disponível em: https://repositorio.ufc.br/bitstream/riufc/60013/5/2021_dis_sgsbezerra.pdf. Acesso em: 12 dez. 2025.

BOEGER, W. A.; SANTOS NETO, M. ***Lernaea cyprinacea*, melhor prevenir....** Rio de janeiro, 1993. Portal: Panorama da aquicultura. Disponível em: <https://panoramadaaquicultura.com.br/lernaea-cyprinacea-melhor-prevenir/>. Acesso em: 13 dez. 2025.

CASALI, A. P.; MOURA, O. M.; MENDES, R. R. B.; CAMPOS, V. M. Effects of stocking density on performance of bullfrog (*Rana catesbeiana*) in the post-metamorphic phase. **Revista Brasileira de Zootecnia**, [s. l.], v. 34, n. 6, p. 1828 - 1834, 2005. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S1516-35982005000600005>. Disponível em: https://rbz.org.br/article/effects-of-stocking-density-on-performance-of-bullfrog-rana-catesbeiana-in-the-post-metamorphic-phase/?utm_source=chatgpt.com. Acesso em: 14 jun. 2025.

CRIBB, A. Y.; AFONSO, A. M.; FERREIRA, C. M. **Manual técnico de ranicultura**. ed. 1. Brasília: Embrapa, 2013. Disponível em: <https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/bitstream/doc/990841/1/ManualRaniculturaVersaoFinalcomcapa.pdf>. Acesso em: 10 dez. 2025.

DENSMORE, C. L.; GREEN, D. E. Diseases of amphibians. **Oxford Academic: ILAR Journal**, Oxford, vol. 48, n. 3, p. 235-254, 2007. DOI: <https://doi.org/10.1093/ilar.48.3.235>. Disponível em: <https://academic.oup.com/ilarjournal/article/48/3/235/663549?login=false>. Acesso em: 12 dez. 2025.

FERREIRA, C. M.; HIPOLITO, M.; SOUSA, R. L. M. Quitridiomycose e ranavirose. *In*: STÉFANI, M. V.; MANSANO, C. F. M.; CAMARGO, A. C. S.; RODRIGUES, A. T.; PEREIRA, M. M. **Produção de rês-touro no Brasil**. São Paulo, SP: Ed. dos autores, 2023. cap. 9, p. 131-136. Disponível em: <https://repositorioacademico.universidadebrasil.edu.br/items/6b3f34ec-4a5a-4031-8ad8-42f9c5b7c930>. Acesso em: 18 dez. 2025.

FERREIRA, S. N.; GOUVÊA, M. V.; ALVES, M. R.; LACERDA, E. M. F.; IGNACCHITI, M. D. C.; RESENDE, J. A. Bacteriologia clínica: Antibiógrama na medicina veterinária. *In*: SILVA, M. A.; ARCHANJO, A. B.; TRIVILIN, L. O.; RESENDE, J. A.; CARDOSO, L. D. **Tópicos especiais em ciência animal 12**. Alegre, ES: PPGCV, 2023. cap. 7, p. 127-146. Disponível: https://cienciasveterinarias.ufes.br/sites/cienciasveterinarias.ufes.br/files/field/anexo/topicos_especiais_em_ciencia_animal_xii_1.pdf - page=129. Acesso em: 10 dez. 2025.

FRANÇA, F. M.; MARCANTONIO, A. S.; FERREIRA, C. M. Biologia e morfologia de rês-touro. *In*: STÉFANI, M. V.; MANSANO, C. F. M.; CAMARGO, A. C. S.; RODRIGUES, A. T.; PEREIRA, M. M. **Produção de rês-touro no Brasil**. São Paulo, SP: Ed. dos autores, 2023. cap. 1, p. 19-23. Disponível em: <https://repositorioacademico.universidadebrasil.edu.br/items/6b3f34ec-4a5a-4031-8ad8-42f9c5b7c930>. Acesso em: 18 dez. 2025.

GAO, H.; LI, T.; FENG, L.; ZHANG, S. A. *Elizabethkingia miricola* causes intracranial infection: A case study. **Frontiers in medicine**, Lausanne, v. 8, e761924, 2021. DOI: <https://doi.org/10.3389/fmed.2021.761924>. Disponível em:

<https://www.frontiersin.org/journals/medicine/articles/10.3389/fmed.2021.761924/full>. Acesso em: 14 ago. 2025.

GAVIÃO, E. N. **Análise de mercado:** Potencial da comercialização da carne de rã (*Lithobates catesbeianus*), na fronteira oeste. 2016. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Tecnologia em Aquicultura) – Departamento de Tecnologia em Aquicultura, Universidade Federal do Pampa, Uruguai, 2016. Disponível em: <https://repositorio.unipampa.edu.br/server/api/core/bitstreams/29fa8ca1-ea85-4e06-a3bd-4a574cbacac7/content>. Acesso em: 10 dez. 2025.

HU, R.; YUAN, J.; MENG, Y.; WANG, Z.; GU, Z. Pathogenic *Elizabethkingia miricola* infection in cultured black-spotted frogs, china, 2016. **Emerging Infectious Diseases**, Atlanta, v. 23, n. 12. DOI: <https://doi.org/10.3201/eid2312.170942>. Disponível em: https://wwwnc.cdc.gov/eid/article/23/12/17-0942_article. Acesso em: 10 dez. 2025.

INSTITUTO NACIONAL DE METEOROLOGIA (INMET). **Mapa de estações**. Brasília, 2025. Portal: INMET. Disponível em: <https://mapas.inmet.gov.br/#>. Acesso em: 10 ago. 2025.

LI, S.; WANG, X.; LU, Y.; WANG, J.; YU, D.; ZHOU, Z.; WEI, J.; LIU, L.; LIU, J.; LIU, F.; SU, Y.; XU, H. Co-infections of *Klebsiella pneumoniae* and *Elizabethkingia miricola* in black-spotted frogs (*Pelophylax nigromaculatus*). **Microbial Pathogenesis**, [s. l.], vol. 180, 2023. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2023.106150>. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0882401023001833>. Acesso em: 14 dez. 2025.

LORENZO, D. **Antibiograma:** Per uma cura precisa e personalizzata. Paliano, 2017. Portal: Inran. Disponível em: <https://www.inran.it/2017/03/12/antibiogramma/>. Acesso em: 15 dez. 2025.

MARQUES, E. M.; LIMA, H. R.; TAVARES, P. V.; MODESTO, T.; PEREIRA, M. M. Biologia da rã touro. In: SEIXAS FILHO, J. T.; PEREIRA, M. M.; MELLO, S. C. R. P. **Manual de ranicultura para o produtor**. Rio de Janeiro, RJ: HP comunicação, 2017. cap. 1, p. 13-22. Disponível em: <https://www.pesca.sp.gov.br/web/content/9268>. Acesso em: 10 dez. 2025.

MARTINS, M. L.; PEREIRA, S. A.; MOURIÑO, J. L. P.; AFONSO, A. M.; JERÔNIMO, G. T. Ranicultura: bacterioses, profilaxia e prevenção. In: STÉFANI, M. V.; MANSANO, C. F. M.; CAMARGO, A. C. S.; RODRIGUES, A. T.; PEREIRA, M. M. **Produção de rãs-touro no Brasil**. São Paulo, SP: Ed. dos autores, 2023. cap. 8, p. 116-130. Disponível em: <https://repositorioacademico.universidadebrasil.edu.br/items/6b3f34ec-4a5a-4031-8ad8-42f9c5b7c930>. Acesso em: 18 dez. 2025.

MELLO, S. C. R. P. **Evoluções tecnológicas da ranicultura brasileira**. Rio de Janeiro, 1997. Portal: Panorama da aquicultura. Disponível em: https://panoramadaaquicultura.com.br/ras/?utm_source=.com. Acesso em: 10 dez. 2025.

MOURIÑO, J. L. P.; MARTINS, M. L.; JOAQUIM, L. B.; PERIPOLLI, E. Doenças bacterianas em rãs. In: MARTIS, M. L.; MARCHIORI, N. C.; MOURIÑO, J. L. P.; SILVA,

E.; DOTTA, G. **Sanidade na ranicultura**. Florianópolis, SC: UFSC, 2016. cap. 7, p. 69-81. Disponível em: <https://editora.fgv.br/produto/sanidade-na-ranicultura-2967>. Acesso em: 10 dez. 2025.

OLIVEIRA, E. G. Ranicultura: Novos desafios e perspectivas do mercado. In: CONGRESSO ESTUDANTIL DE MEDICINA VETERINÁRIA DA UECE, 3, Fortaleza, 2015. **Anais eletrônicos** [...]. Fortaleza: UECE, 2015. Disponível em: <https://revistas.uece.br/index.php/cienciaanimal/article/view/14303/12168>. Acesso em: 10 dez. 2025.

PAIVA, V. V. **Identificação e caracterização de infecção por *Streptococcus agalactiae* em rãs touro (*Lithobates catesbeianus*)**. 2021. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) – Programa de pós-graduação em Ciências Veterinárias, Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2021. Disponível em: <https://repositorio.ufu.br/bitstream/123456789/35018/3/Identifica%c3%a7%c3%a3oCaracteriza%c3%a7%c3%a3oInfec%c3%a7%c3%a3o.pdf>. Acesso em: 12 dez. 2025.

PEREIRA, S. A.; MARCHIORI, N. C.; JERÔNIMO, G. T.; MOURIÑO, J. L. P.; MARTINS, M. L. Sanidade e perspectivas para ranicultura. In: DIAS, M. T.; MARIANO, W. S. **Aquicultura no Brasil: Novas perspectivas**. São Carlos, SP: Pedro & João, 2015. cap. 14, p. 263-282. Disponível em: https://www.researchgate.net/profile/Edison-Barbieri/publication/338749874_SANIDADE_DE_MOLUSCOS_BIVALVES_EM_RELACAO_AS_BIOTOXINAS_MARINHAS_In_Aquicultura_no_Brasil_Novas_Perspectivas_Volume_1_Aspectos_Biologicos_Fisiologicos_e_Sanitarios_de_Organismos_Aquaticos/links/5e28518da6fdcc70a14123ab/SANIDADE-DE-MOLUSCOS-BIVALVES-EM-RELACAO-AS-BIOTOXINAS-MARINHAS-In-Aquicultura-no-Brasil-Novas-Perspectivas-Volume-1-Aspectos-Biologicos-Fisiologicos-e-Sanitarios-de-Organismos-Aquaticos.pdf - page=263. Acesso em: 11 dez. 2025.

PERON, D. F.; SOUZA, M. R. Controle de qualidade dos Teste de Susceptibilidade aos Antimicrobianos (TSA). **Revista Eletrônica Biociências, Biotecnologia e Saúde**, Curitiba, vol. 16, n. 36, p. 32-42, 2023. Disponível em: <https://interin.utp.br/index.php/GR1/article/view/3165>. Acesso em: 14 dez. 2025.

RIBEIRO, L. P.; TOLEDO, L. P. An overview of the Brazilian frog farming. **Aquaculture**, [s. l.], vol. 538, n. 2, 2022. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2021.737623>. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0044848621012862>. Acesso em: 18 dez. 2025.

SALLA, R. F.; RUGGERI, J.; RIBEIRO, L. P.; VIDAL, F. A. P.; COSTA, M. J.; TOLEDO, L. F. Ranicultura brasileira: Histórico, desafios, patologias e perspectivas. In: SILVA, E. J.; SILVA JÚNIOR, C. A. B.; OLIVEIRA, I. A.; VASCONCELOS, J. E. **Perspectivas atuais para o desenvolvimento da aquicultura brasileira**. Chapadinha, MA: Alfa Ciência, 2022. cap. 3, p. 47-75. Disponível em: https://www.researchgate.net/publication/358639053_Perspectivas_atuais_de_tecnologias_para_o_desenvolvimento_da_aquicultura_brasileira. Acesso em: 17 dez. 2025.

SILVA, E.; RIBEIRO, D. V.; MARCHIORI, N. C.; MARTINS, M. L. Doenças parasitárias

em rãs. In: MARTIS, M. L.; MARCHIORI, N. C.; MOURIÑO, J. L. P.; SILVA, E.; DOTTA, G. **Sanidade na ranicultura**. Florianópolis, SC: UFSC, 2016. cap. 8, p. 85-96. Disponível em: <https://editora.fgv.br/produto/sanidade-na-ranicultura-2967>. Acesso em: 10 dez. 2025.

SILVA, G. R.; FERREIRA, A. L. M.; SILVA, M. R.; PAIVA, V. V. Considerações sobre as principais doenças emergentes em rãs touro americana (*Lithobates catesbeianus*) em sistemas de criação intensivo. **Enciclopédia Bioesfera**: Centro Científico Conhecer, Jandaia, vol. 17, n. 34, p. 125-139, 2020. DOI: 10.18677/EnciBio_2020D10. Disponível em: https://conhecer.org.br/enciclop/2020D/consideracoes%20sobre%20as.pdf?utm_source=copilot.com. Acesso em: 12 dez. 2025.

STÉFANI, M. V.; MANSANO, C. F. M. Nutrição de rãs. In: STÉFANI, M. V.; MANSANO, C. F. M.; CAMARGO, A. C. S.; RODRIGUES, A. T.; PEREIRA, M. M. **Produção de rãs-touro no Brasil**. São Paulo, SP: Ed. dos autores, 2023. cap. 5, p. 69-83. Disponível em: <https://repositorioacademico.universidadebrasil.edu.br/items/6b3f34ec-4a5a-4031-8ad8-42f9c5b7c930>. Acesso em: 18 dez. 2025.

TAVARES, G. C.; LEAL, C. A. G.; FIGUEIREDO, H. C. P. (org.). Antibioticoterapia em paixes. In: MARQUES JUNIOR, A. P.; BERGMANN, J. A. G.; HEINEMANN, M. B.; SILVA, N. (ed.). **Cadernos técnicos de veterinária e zootecnia**: Sanidades em organismos aquáticos. Belo Horizonte, MG: FEPMVZ, 2014. cap. 6, p. 66 – 78. Disponível em: <https://pergamum.bu.ufmg.br/pergamumweb/vinculos/000025/000025a9.pdf#page=65>. Acesso em: 19 jul. 2025.

TRIMPERT, J.; EICHHORN, I.; VLADIMIROVA, D.; HAAKE, A.; SCHINK, A. K.; KLOPFLEISCH, R.; BECKER, A. L. *Elizabethkingia miricola* infection in multiple anuran species. **Transboundary and Emerging Diseases**, [s. l.], vol. 68, n. 2, p. 931-940, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1111/tbed.13761>. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/32745334/>. Acesso em: 13 dez. 2025.

VYAS, J. M.; DUGDALE, D. C. ***Mycobacterium marinum* infection on the hand**. Bethesda, 2025. Portal: MedlinePlus. Disponível em: <https://medlineplus.gov/ency/imagepages/2337.htm>. Acesso em: 11 dez. 2025.

WEI, D.; CHENG, Y.; XIAO, S.; LIAO, W.; YU, Q.; HAN, S.; HUANG, S.; SHI, J.; XIE, Z.; LI, P. Natural occurrences and characterization of *Elizabethkingia miricola* infection in cultured bullfrogs (*Rana catesbeiana*). **Cellular and Infection Microbiology**, [s. l.], vol. 13, 2023. DOI: <https://doi.org/10.3389/fcimb.2023.1094050>. Disponível em: <https://www.frontiersin.org/journals/cellular-and-infection-microbiology/articles/10.3389/fcimb.2023.1094050/full>. Acesso em: 15 dez. 2025.

WU, C.; XIONG, L.; LIAO, Q.; ZHANG, W.; XIAO, Y.; XIE, Y. Clinical manifestations, antimicrobial resistance and genomic feature analysis of multidrug-resistant *Elizabethkingia* strains. **Annals of Clinical Microbiology and Antimicrobials**, [s. l.], vol. 23, n. 32, 2024. DOI: <https://doi.org/10.1186/s12941-024-00691-6>. Disponível em: <https://link.springer.com/article/10.1186/s12941-024-00691-6>. Acesso em: 13 dez. 2025.

WU, Z.; CHEN, Q.; YAFENG, D.; WANG, D. **Identification and Characterization of *Elizabethkingia Miricola* and *Klebsiella Pneumoniae* from Farmed Black-Spotted Frogs (*Rana Catesbeiana*) with Meningitis-Like Infectious Disease from Different Areas in**

China. Rochester, 2025. Portal: SSRN. Disponível em:
https://papers.ssrn.com/sol3/papers.cfm?abstract_id=5225882. Acesso em: 16 dez. 2025.