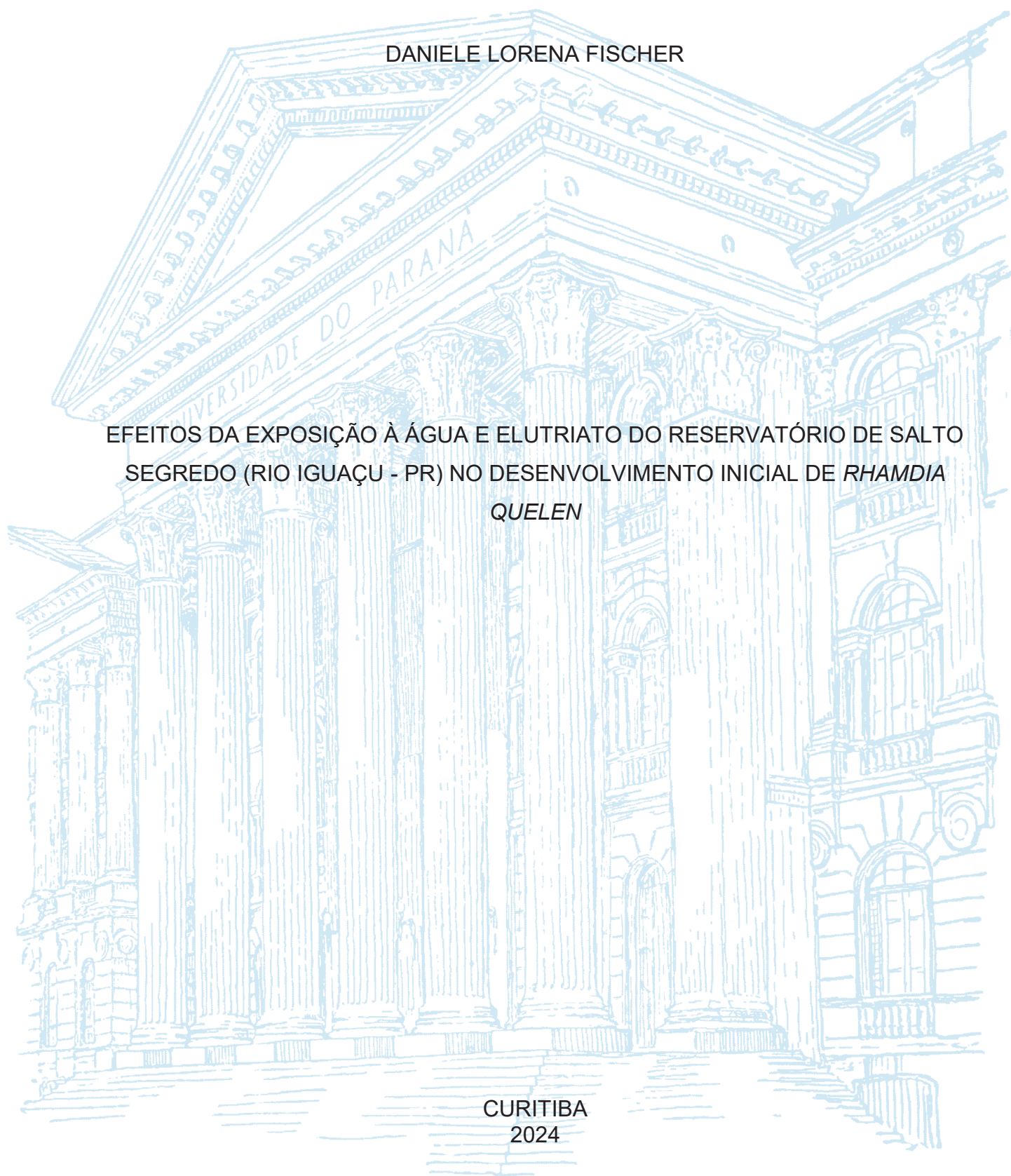


UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

DANIELE LORENA FISCHER

EFEITOS DA EXPOSIÇÃO À ÁGUA E ELUTRIATO DO RESERVATÓRIO DE SALTO
SEGREDO (RIO IGUAÇU - PR) NO DESENVOLVIMENTO INICIAL DE *RHAMDIA*
QUELEN

CURITIBA
2024



DANIELE LORENA FISCHER

EFEITOS DA EXPOSIÇÃO À ÁGUA E ELUTRIATO DO RESERVATÓRIO DE SALTO
SEGREDO (RIO IGUAÇU - PR) NO DESENVOLVIMENTO INICIAL DE *RHAMDIA*
QUELEN

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia Celular e Molecular, Departamento de Biologia Celular, Setor de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Paraná, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Biologia Celular e Molecular.

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Claudia Feijó Ortolani-Machado

CURITIBA
2024

DADOS INTERNACIONAIS DE CATALOGAÇÃO NA PUBLICAÇÃO (CIP)
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ
SISTEMA DE BIBLIOTECAS – BIBLIOTECA DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

Fischer, Daniele Lorena

Efeitos da exposição à água e elutriado do reservatório de Salto Segredo (Rio Iguaçu – Pr) no desenvolvimento inicial de *Rhamdia quelen* / Daniele Lorena Fischer. – Curitiba, 2024.
1 recurso on-line : PDF.

Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal do Paraná, Setor de Ciências Biológicas, Programa de Pós-Graduação em Biologia Celular e Molecular.

Orientadora: Prof^ª. Dr^ª. Claudia Feijó Ortolani Machado.

1. Indicadores biológicos. 2. Teratogênicos. 3. Impacto ambiental. I. Machado, Claudia Feijó Ortolani. II. Universidade Federal do Paraná. Setor de Ciências Biológicas. Programa de Pós-Graduação em Biologia Celular e Molecular. III. Título.



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO SETOR DE
CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO BIOLOGIA CELULAR E
MOLECULAR - 40001016007P8

TERMO DE APROVAÇÃO

Os membros da Banca Examinadora designada pelo Colegiado do Programa de Pós-Graduação BIOLOGIA CELULAR E MOLECULAR da Universidade Federal do Paraná foram convocados para realizar a arguição da dissertação de Mestrado de **DANIELE LORENA FISCHER** intitulada: **Efeitos da exposição à água e elutriado do Reservatório de Salto Segredo (Rio Iguaçu - Pr) no desenvolvimento inicial de *Rhamdia quelen*.**, sob orientação da Profa. Dra. CLAUDIA FEIJÓ ORTOLANI MACHADO, que após terem inquirido a aluna e realizada a avaliação do trabalho, são de parecer pela sua APROVAÇÃO no rito de defesa.

A outorga do título de mestra está sujeita à homologação pelo colegiado, ao atendimento de todas as indicações e correções solicitadas pela banca e ao pleno atendimento das demandas regimentais do Programa de Pós-Graduação.

CURITIBA, 30 de Setembro de 2024.

Assinatura Eletrônica

01/10/2024 13:26:35.0

CLAUDIA FEIJÓ ORTOLANI MACHADO

Presidente da Banca Examinadora

Assinatura Eletrônica

04/10/2024 11:46:04.0

FLAVIA YOSHIE YAMAMOTO

Avaliador Externo (UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARÁ)

Assinatura Eletrônica

01/10/2024 18:27:31.0

FLÁVIA SANT'ANNA RIOS

Avaliador Externo (UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ)

Rua Cel Francisco H. dos Santos, 100. - CURITIBA - Paraná - Brasil CEP

81531-990 - Tel: (41) 3361-1676 - E-mail: pgbiocel@ufpr.br

Documento assinado eletronicamente de acordo com o disposto na legislação federal Decreto 8539 de 08 de outubro de 2015.

Gerado e autenticado pelo SIGA-UFPR, com a seguinte identificação única: 401606

Para autenticar este documento/assinatura, acesse <https://siga.ufpr.br/siga/visitante/autenticacaoassinaturas.jsp> e insira o código 401606

AGRADECIMENTOS

À professora Claudia Feijó Ortolani-Machado, minha orientadora, por ter me acolhido mesmo quando não me conhecia, pelo carinho, paciência e dedicação ao compartilhar seus conhecimentos. Obrigada pelos conselhos, tanto profissionais quanto para a vida. Obrigada por estar sempre presente nos momentos mais necessários.

Ao professor Dr. Ciro Alberto de Oliveira Ribeiro, por toda disponibilidade oferecida em ajudar no andamento da pesquisa, pelos contatos de parcerias e todos os conselhos oferecidos.

Aos professores que ao longo do mestrado avaliaram o projeto e relatório, contribuindo com a construção dessa pesquisa.

Aos meus pais, Carlos e Lorena, por me proporcionarem condições e incentivo para continuar meus estudos.

Aos meus amigos que não pertencem a essa área, por entenderem a minha ausência, sempre escutarem meus desabafos e sempre me apoiarem a seguir o meu caminho.

À amiga Melyssa, pela companhia nos experimentos, por me ensinar a realizar o procedimento bioquímico presente nesse trabalho, por sempre estar presente quando mais precisava, por ter escutado meus desabafos, por ter me dado diversos conselhos e sugestões. Obrigada por ter me acolhido no laboratório, sua presença foi uma força para que eu não desistisse.

À amiga Sandra, pela companhia nos experimentos, pelos desabafos, pelas fofocas e pela sua risada contagiante.

Ao amigo Eduardo, pela companhia nos experimentos, pelo apoio mesmo na correria e pelas conversas engraçadas.

À amiga Paula, pela companhia e pelas conversas divertidas que trazia até o laboratório para contar.

À amiga Mariliza, pela companhia nos experimentos, por me auxiliar com materiais práticos.

Ao Gustavo, por ter aparecido tão repentinamente em minha vida, por ter me ajudado, me acalmado, me aconselhado e ter ficado no meu lado todas as vezes que precisava de alguém próximo de mim. Obrigada por entender a minha ausência, as minhas frustrações e por ser meu apoio diário para continuar a trilhar o meu caminho.

Ao professor Dr. Marco Antonio Ferreira Randi e à doutoranda Roberta Pozzan, pela disponibilidade em buscar água e sedimento nos três pontos de Salto Segredo para a realização dessa pesquisa.

Aos doutores Luiza Santos Barreto e Tugstênio Lima de Souza, por me auxiliarem nas dúvidas ocorridas durante os experimentos iniciais e por me ajudarem nas primeiras análises dos embriões e larvas de *Rhamdia quelen*.

À professora Dra. Andrea Pinto de Oliveira e seus alunos Patricia de Andrade Nascimento, Iohanna Moreira Nunes Ribeiro Menezes e Andre Oliveira, do Laboratório de Processos e Projetos Ambientais, Departamento de Química, pela parceria nas análises de química inorgânica.

Ao professor César de Castro Martins, à Ana Caroline Cabral PD do laboratório de Centro de Estudos do Mar, Campus Pontal do Paraná, à Amanda Câmara da IO/USP, pela parceria nas análises de química orgânica.

À Sharon de Toledo Martins, operadora do microscópio eletrônico de varredura do Centro de Microscopia Eletrônica (CME) da Universidade Federal do Paraná, pelo acompanhamento e realização das imagens de microscopia eletrônica de varredura.

À doutora Flavia Yamamoto por ter me auxiliado com a integração de biomarcadores.

Ao Programa de Pós-graduação em Biologia Celular e Molecular e a todos os professores do programa, que contribuíram com a minha formação.

À Universidade Federal do Paraná, pelas oportunidades e por me proporcionar uma formação de qualidade.

À CAPES, pelo apoio financeiro.

A Deus, por estar sempre presente na minha vida e me dar forças para seguir em frente.

RESUMO

O Rio Iguaçu é um dos mais importantes do país apresentando grande relevância econômica e ambiental. No entanto, enfrenta sérios problemas ambientais, chegando a ser categorizado como o segundo rio mais poluído do Brasil. Os organismos aquáticos presentes no rio, incluindo os peixes e seus estágios iniciais, sofrem com os contaminantes devido ao seu contato direto com a água. Esses animais possuem sensibilidade aos agentes tóxicos, podendo ser utilizados como bioindicadores para avaliar a qualidade da água e do sedimento. Diante disso, o presente estudo teve como objetivo avaliar a qualidade da água e do sedimento em três pontos do reservatório de Salto Segredo, no Médio Rio Iguaçu (Iratim, Barragem e Floresta), investigando assim os efeitos desses contaminantes nos embriões e larvas de *Rhamdia quelen*, um bagre nativo. Para a realização do estudo, foram coletadas amostras de água e sedimento e analisadas quanto à presença de contaminantes inorgânicos, como os metais pesados, e contaminantes orgânicos, como os poluentes orgânicos persistentes (POPs). Além disso, foram realizados testes toxicológicos e bioquímicos com embriões e larvas de *Rhamdia quelen*, que foram expostos a três condições: água do reservatório, elutriato (mistura de sedimento e água) e um controle com água reconstituída. Durante a exposição, foram avaliadas as taxas de eclosão, sobrevivência e deformidades em diferentes intervalos (24, 48, 72 e 96 horas após a fertilização). Os dados de sobrevivência foram aplicados a um modelo matemático para estimar impactos populacionais. Para as análises de neuromastos, realizadas em larvas com 96 horas pós-fertilização (hpf), foi utilizada microscopia eletrônica de varredura. Já para as análises bioquímicas, foram utilizados *pools* de larvas com 96 hpf, avaliando-se o estresse oxidativo por diferentes vias. Esses dados foram incorporados a um Índice de Integração de Biomarcadores (IBR), facilitando sua interpretação. Os resultados mostraram que as larvas expostas a água ou elutriato dos pontos de estudo de Floresta e Barragem apresentaram deformidades morfológicas, redução no número de neuromastos e diminuição nos prolongamentos das células ciliadas, mesmo com as concentrações de contaminantes dentro dos limites permitidos.

Palavras-chave: Bioindicadores; Embriotoxicidade; Impacto ambiental.

ABSTRACT

The Iguaçu River is one of the most important rivers in Brazil, with significant economic and environmental relevance. However, it faces serious environmental issues and has been categorized as the second most polluted river in the country. The aquatic organisms in the river, including fish and their early life stages, are affected by contaminants due to their direct contact with water. These animals have sensitivity to toxic agents and can be used as bioindicators to assess water and sediment quality. This study aimed to evaluate the water and sediment quality at three points in the Salto Segredo reservoir in the Middle Iguaçu River (Iratim, Barragem, and Floresta) as well as investigate the effects of these contaminants on the embryos and larvae of *Rhamdia quelen*, a native catfish species. Water and sediment samples were collected and analyzed for inorganic contaminants, such as heavy metals, and organic contaminants, including persistent organic pollutants (POPs). Additionally, toxicological and biochemical tests were conducted on *Rhamdia quelen* embryos and larvae exposed to three conditions: reservoir water, elutriate (a mixture of sediment and water), and a control with reconstituted water. During exposure, hatching rates, survival, and deformities were evaluated at different intervals (24, 48, 72, and 96 hours post-fertilization). Survival data were applied to a mathematical model to estimate population impacts. Neuromast analyses were performed on larvae at 96 post-fertilization (hpf) using scanning electron microscopy. For biochemical analyses, pools of larvae at 96 hpf were used to evaluate oxidative stress through various pathways. These data were incorporated into a Biomarker Integration Index (IBR) to facilitate data interpretation. The results showed that larvae exposed to water or elutriate from the Floresta and Barragem study points exhibited morphological deformities, reduced neuromast numbers, and shorter hair cell projections, even though contaminant concentrations were within permitted limits.

Keywords: Bioindicators; Embryotoxicity; Environmental Impact.

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	9
2 OBJETIVOS	12
2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	12
3 REVISÃO DE LITERATURA	13
3.1 BACIA DO RIO IGUAÇU	13
3.2 QUALIDADE DE ÁGUA E SEDIMENTO	17
3.3 BIOINDICADORES	20
3.4 MODELO DE ESTUDO	22
3.5 EMBRIÕES E LARVAS DE PEIXES COMO BIOINDICADORES	25
3.6 BIOMARCADORES	27
3.7 ESTRUTURAS SENSORIAIS	28
3.8 ESTRESSE OXIDATIVO	32
3.9 INTEGRAÇÃO DE BIOMARCADORES (IBR)	38
3.10 MODELAGEM MATEMÁTICA	39
4 MATERIAIS E MÉTODOS	41
4.1 ÁREA DE ESTUDO	41
4.2 COLETA DE ÁGUA E SEDIMENTO	42
4.3 ELUTRIATO	43
4.4 MODELO DE ESTUDO	44
4.5 OBTENÇÃO DOS EMBRIÕES	44
4.6 DESENHO EXPERIMENTAL	46
4.7 TESTES DE TOXICIDADE DOS EMBRIÕES E LARVAS	49
4.8. NEUROMASTOS NA MICROSCOPIA ELETRÔNICA DE VARREDURA	51
4.9 ANÁLISE DE ESTRESSE OXIDATIVO	52
4.10 INTEGRAÇÃO DE BIOMARCADORES	55
4.11 AVALIAÇÃO DO IMPACTO POPULACIONAL- MODELO MATEMÁTICO	56
4.12 ANÁLISE DE DADOS	57

5 RESULTADOS	58
5.1 ANÁLISES QUÍMICAS DA ÁGUA E SEDIMENTO	58
5.2 TESTES DE TOXICIDADE NO PERÍODO EMBRIONÁRIO E LARVAL	60
5.3 DEFORMIDADES	62
5.4 NEUROMASTOS	66
5.3 ESTRESSE OXIDATIVO.....	68
5.4 INTEGRAÇÃO DE BIOMARCADORES (IBR).....	72
5.5 MODELO MATEMÁTICO	75
6 DISCUSSÃO	76
7 CONSIDERAÇÕES FINAIS	87
REFERÊNCIAS	89

1 INTRODUÇÃO

A Bacia Hidrográfica do Rio Iguaçu, a maior do estado do Paraná, é de grande importância nacional, caracterizada por sua geomorfologia única e pela presença de diversas cachoeiras ao longo do seu curso (SEMA, 2013; Cordova, 2018). Essa região desempenha papéis ecológicos relevantes, como oferecer habitat a várias espécies, incluindo aquelas ameaçadas de extinção e abriga uma grande variedade de peixes endêmicos (Baumgartner *et al.*, 2012). Além disso, possui grande potencial econômico devido à geração de energia elétrica pelas hidrelétricas em seu percurso (IAT, 2021). Apesar desses atributos, as áreas ao entorno do Rio Iguaçu abrigam centros urbanos, industriais e atividades agrícolas e pecuária, os quais produzem efluentes tóxicos que escoam para o rio (IPARDES, 2017). Como consequência dessa contaminação, o rio apresenta um dos piores índices de qualidade de água (IQA) do país, reflexo da falta de investimentos em saneamento e do impacto de atividades industriais e residenciais próximas ao rio (IBGE, 2012). Essa situação é particularmente preocupante, considerando a complexidade dos poluentes presentes e seus efeitos na biota aquática.

Os contaminantes oriundos dessas atividades presentes ao entorno do Rio Iguaçu podem apresentar estruturas inorgânicas, como os metais pesados ou estruturas orgânicas, como os hidrocarbonetos policíclicos aromáticos (HPAs) (Shi *et al.*, 2020). Esses compostos podem sofrer influências que aumentam ou diminuem sua concentração e biodisponibilidade, como a influência da sazonalidade hídrica: onde períodos de secas concentram os contaminantes, enquanto as chuvas intensas podem diluí-los ou dispersá-los a outros pontos do rio (Zhou *et al.*, 2022; Zanoletti; Bontempi, 2023; Saidon *et al.*, 2024). Outros fatores físico-químicos, como temperatura, pH e oxigênio dissolvido, também afetam essa biodisponibilidade (Rodrigues *et al.*, 2023), interferindo de diferentes maneiras na biota do rio, incluindo os peixes.

Os peixes, por sua vez, são bioindicadores ideais para estudos ambientais, pois respondem diretamente às alterações na qualidade da água (Calado *et al.*, 2019). Uma espécie amplamente utilizada para esse fim é o *Rhamdia quelen*, um bagre nativo presente no Rio Iguaçu. Essa espécie tem sido objeto de diversos estudos relacionados à qualidade de água no Brasil e no

Paraná (Marins *et al.*, 2021; Corrêia *et al.*, 2024). Além disso, se adapta muito bem em ensaios de laboratório e apresenta uma boa reprodução em cativeiro, garantindo vários exemplares em uma única desova (Borges *et al.*, 2004; Corso *et al.*, 2019).

Os estágios iniciais de vida do *Rhamdia quelen* também oferecem vantagens experimentais, como desenvolvimento rápido e conhecimento na literatura (Rodrigues-Galdino *et al.*, 2010), ocupa pouco espaço e seus dados podem ser extrapolados para níveis populacionais (Brito *et al.*, 2017). Essas vantagens servem como parâmetros para diversas avaliações, como estudos com qualidade de água e sedimentos ou até mesmo com agentes tóxicos e contaminantes separadamente (Alcaraz *et al.*, 2021).

Os biomarcadores são utilizados para observar como os contaminantes agem nos modelos e parâmetros de estudos. Eles são respostas adaptativas que indicam alterações causadas por estressores ambientais. Esses biomarcadores podem abranger níveis morfológicos, bioquímicos, genotóxicos e metabólicos (Carvalho *et al.*, 2012). Nas alterações de níveis morfológicos podemos observar mudanças estruturais através de morfometria, danos estruturais, análises de células e de tecidos, além de deformidades anatômicas e na quantidade de neuromastos (Ríos *et al.*, 2003, Salgado *et al.*, 2018). Os neuromastos são estruturas mecanossensoriais que apresentam prolongamentos ciliares responsáveis pela detecção dos movimentos e pressões na água (Li *et al.*, 2018; Carrillo *et al.*, 2019). Já os biomarcadores bioquímicos avaliam o estresse oxidativo causado por espécies reativas de oxigênio e desequilíbrios no sistema antioxidante, sendo analisados por alterações enzimáticas e em membranas celulares (Sies *et al.*, 2020; Demir *et al.*, 2022; More *et al.*, 2024). Esses dados podem ser sintetizados por meio de índices como o IBR (Índice de Integração de Biomarcadores), facilitando a interpretação e comunicação dos resultados (Beliaeff; Burgeot, 2002; Sanchez *et al.*, 2013). Temos também os biomarcadores de risco populacional, sendo esses riscos computados a partir de resultados de sobrevivência de níveis de indivíduo, simulando e prevendo o que pode acontecer com a população de uma determinada espécie em um determinado período, trazendo assim uma melhor compreensão da dinâmica populacional (Brito *et al.*, 2018).

Diante das informações disponíveis e com base em estudos prévios realizados pelo grupo de pesquisa em Toxicologia Celular da UFPR no reservatório de Salto Segredo, localizado na região do Médio Iguaçu, foi identificada uma lacuna no conhecimento acerca dos impactos dos contaminantes nessa área. Estudos anteriores com peixes adultos, como *Rhamdia quelen*, *Oreochromis niloticus*, *Astyanax spp.* e *Hypostomus commersoni*, (Yamamoto *et al.*, 2016; Yamamoto *et al.*, 2017; Santana *et al.*, 2018; Rubio-Vargas *et al.*, 2024a, 2024b) demonstraram efeitos como lesões hepáticas, danos ao DNA, efeitos citogenotóxicos e bioacumulação de compostos inorgânicos e orgânicos em diferentes tecidos. Contudo, pouco se sabe sobre os efeitos desses contaminantes na prole dessas espécies. Essa lacuna motivou a ampliação das pesquisas, com a escolha de embriões e larvas de *Rhamdia quelen*, uma espécie nativa amplamente descrita e que apresenta características ideais para esse tipo de estudo, como a alta fecundidade e o detalhado conhecimento sobre seu desenvolvimento. Além disso, o presente estudo inova ao incorporar a análise de elutriato, uma metodologia para avaliar a qualidade dos sedimentos do fundo do rio, que ainda não havia sido aplicada na região do Médio Iguaçu. Essa abordagem busca ampliar a compreensão sobre os impactos ambientais e os potenciais riscos para as fases iniciais de vida de espécies aquáticas, contribuindo significativamente para os esforços de conservação e manejo ambiental local.

2 OBJETIVOS

Avaliar os impactos dos contaminantes presentes na água e sedimento em três pontos do reservatório de Salto Segredo, no Médio Rio Iguaçu, sobre o desenvolvimento embrionário e larval inicial de *Rhamdia quelen*, através de uma análise abrangente de toxicidade.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Avaliar a qualidade da água e do sedimento, por meio de análises químicas.
2. Analisar as taxas de eclosão e sobrevivência dos embriões e larvas de *Rhamdia quelen* em diferentes intervalos de tempo (24, 48, 72 e 96 horas) após a exposição à água e sedimento dos pontos de coleta.
3. Avaliar os efeitos nos embriões e larvas de *Rhamdia quelen*, com ênfase na ocorrência de malformações e número de neuromastos.
4. Investigar os parâmetros bioquímicos relacionados ao estresse oxidativo em larvas de *Rhamdia quelen* expostas à água e sedimento por até 96 horas.
5. Estimar os impactos da poluição sobre a dinâmica populacional de *Rhamdia quelen*, com base em dados de sobrevivência aplicados a um modelo matemático.

3 REVISÃO DE LITERATURA

3.1 BACIA DO RIO IGUAÇU

A Bacia Hidrográfica do Rio Iguaçu é a maior do Estado do Paraná, abrangendo aproximadamente 70.800 km², dos quais 1.200 km² estão localizados em território argentino e 13.470 Km² pertencem ao estado de Santa Catarina (SEMA, 2013; Cordova, 2018). Entre os principais afluentes dos Rios, destacam-se: Iraí, Atuba, Passaúna, Barigui, Verde, Passa Dois, da Várzea, Chopin, Palmital, Cavernoso, Adelaide, Gonçalves Dias, Castro Alves, Ampére e Silva Jardim.

O Rio Iguaçu se forma pela junção dos Rios Iraí e Atuba, no leste de Curitiba, na divisa entre os municípios de Pinhais e São José dos Pinhais (Baumgartner *et al.*, 2012). Com uma extensão de 1.320 km, o rio apresenta características marcantes como corredeiras, quedas d'água e trechos estreitos (Gubiani *et al.*, 2010). Ele flui por uma falha geológica nos três planaltos do Paraná (Maack, 1981 *apud* Pini *et al.*, 2021), abrangendo as regiões do Alto Iguaçu, Médio Iguaçu e Baixo Iguaçu (Resolução Nº 49/CERH/PR/2006), presentes no primeiro, segundo e terceiro planalto, respectivamente (Souza-Shibatta *et al.*, 2018). Por fim, desemboca no Rio Paraná, formando as Cataratas do Rio Iguaçu (Filippin, 2016).

Devido às características geográficas naturais do rio, ele apresenta uma rica ictiofauna endêmica, com uma taxa de 70% de endemismo entre as mais de 100 espécies descritas (Baumgartner *et al.*, 2012; Mezzaroba *et al.*, 2021). Além disso, há reservas ambientais em seu entorno, muito importantes devido ao grande desmatamento que ocorreu nas florestas do Paraná (ICMBIO, 2024), que protegem espécies do bioma da Mata Atlântica e animais ameaçados de extinção, como a onça-pintada (ICMBIO, 2020).

Além de sua importância ecológica, o Rio Iguaçu desempenha um papel socioeconômico vital. Uma das principais contribuições é a geração de energia elétrica, com seis grandes usinas hidrelétricas ao longo de seu curso, além de outras menores. As principais usinas são Governador Bento Munhoz da Rocha Netto (Foz do Areia), Governador Ney Braga (Salto Segredo), Governador José Richa (Salto Caxias), Salto Osório, Salto Santiago e Baixo Iguaçu, que fornecem

energia para várias regiões do Brasil (IAT, 2021). O sistema fluvial também é essencial para o abastecimento de água, fornecendo 35% do suprimento hídrico do Paraná, com 78% do volume total da Bacia do Rio Iguaçu destinada à região metropolitana de Curitiba (RMC) (IAP, 2018).

O Alto Iguaçu representa 21% da área da bacia hidrográfica e abriga 68% da população humana total, dos quais 92% vivem em áreas urbanas (IBGE, 2022). É a região que apresenta a maior demanda por abastecimento, atendendo a setores industriais, comerciais, de serviços e residenciais (ADAPAR, 2018). Essa alta demanda coloca o Alto Iguaçu em uma situação crítica de balanço hídrico, necessitando de uma gestão eficiente e investimentos significativos para garantir o abastecimento adequado (IPARDES, 2017).

A poluição no Alto Iguaçu é preocupante, com apenas 55% da população tendo acesso a redes de esgoto e sistemas de coleta e tratamento adequados, o que impacta negativamente a qualidade da água (SNIS, 2018). Cerca de 28% das residências na região são irregulares, sem sistema de esgotamento sanitário adequado, resultando em despejos não tratados nos corpos hídricos (IPARDES, 2020). A predominância industrial também é significativa, representando mais de 60% das indústrias da bacia, sugerindo um grande potencial de contaminação (SEMA, 2013; ADAPAR, 2018).

Os despejos de efluentes não tratados ou provenientes de atividades industriais introduzem uma série de compostos químicos e metais pesados nos ambientes aquáticos (Yunusa *et al.*, 2023). Estudos na região do Alto Iguaçu, indicam a presença de metais pesados como cobre (Cu), ferro (Fe), manganês (Mn) e zinco (Zn) em concentrações acima dos limites legais estabelecidos pelo Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA) (Brito *et al.*, 2018). Além disso, foram encontrados hidrocarbonetos policíclicos aromáticos (PAHs) em níveis superiores ao permitido (Brito *et al.*, 2018). No rio Atuba, pertencente a sub-bacia do Alto Iguaçu, foram observados os mesmos metais pesados, além de chumbo (Pb). Os compostos orgânicos presentes na água incluíram PAHs e pesticidas organoclorados (OCPs), todos acima dos limites estabelecidos pelo CONAMA (Barreto *et al.*, 2020).

O Médio e Baixo Iguaçu, apesar de menos populosos e com menor demanda hídrica (IAP, 2018), enfrentam desafios significativos devido à infraestrutura inadequada para coleta e tratamento de esgoto (SEMA, 2013),

onde apenas 59% dos efluentes gerados são tratados (SNIS, 2018). As atividades econômicas nessas regiões incluem agropecuária e agricultura, com foco em culturas de soja, milho, trigo, além da criação de gado (Bueno-Krawczyk *et al.*, 2015; Filippin, 2016; IAP, 2018). O Paraná é o maior produtor de grãos e o segundo maior consumidor de agrotóxicos do país (IPARDES, 2020). Isso aumenta o risco de contaminação dos recursos hídricos, especialmente devido ao escoamento de resíduos agrícolas, trazendo uma grande preocupação pela quantidade de agrotóxicos produzidos (Neves *et al.*, 2018). Apesar dessa menor população e de uma concentração reduzida de contaminantes residenciais (Ide *et al.*, 2017), essas atividades agrícolas contribuem para o escoamento de matérias orgânicas nos cursos do rio, dificultando a melhora da qualidade da água (SEMA, 2013; Yamamoto *et al.*, 2016, Yamamoto *et al.*, 2018; Golin *et al.*, 2022) e impactando negativamente a saúde da ictiofauna local (Ghisi *et al.*, 2020).

O Médio Iguaçu também sofre influência dos contaminantes do Alto Iguaçu (Yamamoto *et al.*, 2016). O IAP (2018), realizou análises baseadas em parâmetros físico-químicos que indicavam uma melhora na qualidade de água a aproximadamente 100 km da nascente do rio, porém outros estudos fornecidos principalmente pela UFPR, mostram que para indicar uma boa qualidade de água outros fatores devem ser levados em consideração, além dos físico-químicos, como por exemplo, os danos causados na ictiofauna local, diminuição da sobrevivência, bioacumulação de metais e compostos orgânicos, trazendo dessa forma uma visão mais detalhada e completa (Yamamoto *et al.*, 2016; Rubio-Vargas *et al.*, 2024a, 2024b).

No Baixo Iguaçu, atividades como criação de aves e suínos (IPARDES, 2017) resultam em uma significativa carga de matérias orgânicas e nutrientes nos corpos d'água. O escoamento agrícola também contribui para a poluição das águas (Golin *et al.*, 2022). Estudos identificaram a presença de pesticidas como glifosato e atrazina, bem como metais pesados, incluindo zinco (Zn), cobre (Cu), manganês (Mn), ferro (Fe) e chumbo (Pb) (Almeida *et al.*, 2019). Níveis elevados de alumínio (Al), arsênio (As) e PAHs (Golin *et al.*, 2022) também foram encontrados, todos excedendo os limites permitidos pelo CONAMA.

Os desafios relacionados à qualidade da água no Rio Iguaçu são significativos. O rio recebe, ao longo de seu percurso, despejos de

contaminantes provenientes de diversas fontes, como resíduos industriais, efluentes domésticos, contaminantes agrícolas e rejeitos de mineração. A presença de metais pesados, pesticidas, PAHs e outros poluentes orgânicos nas águas da bacia representa riscos graves à saúde da população e ao meio ambiente (Yamamoto *et al.*, 2016; Yamamoto *et al.*, 2018). Esses fatores têm contribuído significativamente para a deterioração do Índice de Qualidade da Água (IQA), tornando o rio um dos mais poluídos do país, atrás apenas do Rio Tietê, em São Paulo (IBGE, 2012). Essas condições são inadequadas para a vida aquática e consumo humano.

Essa preocupação ambiental resultou em vários estudos pelo percurso da Bacia Hidrográfica do Rio Iguaçu (Morais *et al.*, 2023), na região do Alto Iguaçu (Brito *et al.*, 2018; Barreto *et al.*, 2020; Gemusse *et al.*, 2021; Zani *et al.*, 2024), nos reservatórios das hidrelétricas do Médio Iguaçu (Rubio-Vargas *et al.*, 2024a, 2024b) e do Baixo Iguaçu (Almeida *et al.*, 2019; Nimet *et al.*, 2020; Golin *et al.*, 2022; Baranoschi *et al.*, 2024) além de comparação entre os reservatórios (Yamamoto *et al.*, 2016), mostrando presença de metais tóxicos e uma ampla variedade de poluentes orgânicos.

Dada a crescente preocupação com a qualidade da água no Rio Iguaçu e em seus reservatórios, o monitoramento contínuo desses ambientes é fundamental. O reservatório de Salto Segredo, inaugurado em 1992 e localizado a cerca de 285 km a sudoeste de Curitiba, desempenha um papel crucial como uma das usinas hidrelétricas ao longo do Rio Iguaçu, operada pela Companhia Paranaense de Energia (COPEL). Essa área apresenta vários estudos que identificaram impactos ambientais significativos, incluindo níveis elevados de contaminantes na água e nos sedimentos, especialmente após a severa seca de 2020 (Rubio-Vargas *et al.*, 2024b). Esses resultados não apenas ressaltam a vulnerabilidade da região do reservatório de Salto Segredo no Médio Iguaçu, mas também indicam a necessidade urgente de implementar ações abrangentes para mitigar os efeitos da poluição ao longo de todo o Rio Iguaçu.

A adoção de medidas de conservação e políticas de proteção ambiental é essencial para preservar a integridade ecológica do rio. Investir em tecnologias avançadas de tratamento de água e saneamento, bem como promover práticas agrícolas e industriais sustentáveis, são ações indispensáveis para garantir a qualidade da água e proteger a saúde das comunidades que dependem desse

recurso vital. A abordagem deve ser integrada, considerando o rio em sua totalidade para assegurar uma proteção efetiva e duradoura dos seus ecossistemas e da biodiversidade.

3.2 QUALIDADE DE ÁGUA E SEDIMENTO

A água é um recurso natural de valor incomparável no nosso planeta. Ela desempenha um papel vital na manutenção das condições fisiológicas de quase todos os organismos (Armstrong; Johnson, 2018) e está ligada a vários aspectos da vida humana, incluindo higiene, atividades recreativas e transportes (Mushtaq *et al.*, 2020). Além disso, a água é essencial para o desenvolvimento de atividades econômicas, como produção de energia, irrigação, agricultura e pecuária (Freitas *et al.*, 2019; Rocha; Follmann, 2021). No entanto, o crescimento populacional das últimas décadas tem levado a uma crescente escassez de água e à rápida degradação de sua qualidade (Rich *et al.*, 2023).

O crescimento urbano desordenado e o intenso desenvolvimento industrial resultaram na produção desenfreada de compostos provenientes de atividades antrópicas, muitos dos quais têm potencial tóxico e permanecem no meio ambiente (Sherstneva; Galchenko, 2023; Szulc *et al.*, 2024). Resíduos industriais e domésticos, agrotóxicos, pesticidas, metais (Franco-Uría *et al.*, 2010; Islam *et al.*, 2014; Shi *et al.*, 2020), nanopartículas, plastificantes, fármacos (Silva; Abessa, 2019), hormônios, produtos de higiene pessoal e de limpeza (Soares; Souza, 2020) são encontrados em quantidades cada vez maiores nos ecossistemas aquáticos, tornando-se um grande problema para a biota e a saúde humana (Srivastava; Sachdev, 2024).

Muitos corpos hídricos em áreas urbanas enfrentam problemas relacionados à falta de coleta e tratamento de resíduos, o que resulta na contaminação do meio aquático por diversos metais e outras substâncias tóxicas (Venugopal *et al.*, 2009; Bueno-Krawczyk *et al.*, 2015). Em regiões mais afastadas dos grandes centros, as atividades agrícolas e agroindustriais, que resultam em despejo de agrotóxicos e pesticidas, também contribuem para a degradação da qualidade da água (Jayasiri *et al.*, 2022).

A qualidade da água é influenciada por diversos fatores, incluindo suas características físicas, químicas e microbiológicas (Carrasco *et al.*, 2019).

Parâmetros como pH, turbidez, dureza, presença de metais pesados, compostos orgânicos e inorgânicos, além de contaminantes microbiológicos, são utilizados para avaliar essa qualidade (Muhsin *et al.*, 2024; Tetali *et al.*, 2024). Portanto, é essencial analisar e garantir a qualidade da água, bem como identificar e remover os contaminantes presentes tanto na água quanto nos sedimentos.

Os sedimentos, por sua vez, podem atuar como reservatórios de contaminantes, acumulando substâncias tóxicas e poluentes que se originam de atividades humanas e naturais (Pavoni *et al.*, 2021). A interação entre sedimento e água é um fator crítico que influencia a distribuição e o impacto dos contaminantes no ambiente aquático (Wutich *et al.*, 2020). Assim, a análise dos sedimentos é essencial para compreender a extensão da contaminação (Richardson *et al.*, 2023). O monitoramento dos sedimentos através de índices de contaminação é fundamental para avaliar o aumento dos níveis de metais e gerir a qualidade da água nos sistemas fluviais (Reis; Roboredo, 2024).

Os contaminantes presentes na água e nos sedimentos podem ser classificados em várias categorias, incluindo metais pesados (Shammi *et al.*, 2024), compostos orgânicos, produtos químicos industriais, pesticidas, produtos farmacêuticos e microorganismos patogênicos (Sim *et al.*, 2024). Os metais pesados são persistentes e biodisponíveis na água, devido aos seus diversos mecanismos de toxicidade (Kang *et al.*, 2019). Eles podem ser adsorvidos pelo sedimento e se acumularem no fundo dos rios (Hu *et al.*, 2018; Liu *et al.*, 2021), uma vez que as propriedades e condições dos sedimentos, como a sua granulometria, eletrostática e a presença de matéria orgânica podem aumentar a adsorção de metais presentes no meio (Nevidomskaya *et al.*, 2021; Muravyeva *et al.*, 2022; Li *et al.*, 2024), além de condições hidroquímicas como a variação de pH e a força iônica (Li *et al.*, 2024). Os contaminantes quando absorvidos pelos organismos têm a capacidade de formar compostos tóxicos estáveis com proteínas e enzimas, alterando reações bioquímicas que são essenciais nos organismos (Mishra *et al.*, 2019). Além disso, podem causar estresse oxidativo, provocando danos celulares (Balali-Mood *et al.*, 2021; Paithankar *et al.*, 2021) como nas membranas lipídicas (Zhu *et al.*, 2017; Kerek *et al.*, 2018). Alguns metais são facilmente transportados pelas membranas celulares devido à sua lipossolubilidade, como por exemplo o metilmercúrio (Simkiss, 1983; Bonanno; Giudice, 2010; Miranda *et al.*, 2022). Também têm a capacidade de se

bioacumular nos organismos (Franco-Uría *et al.*, 2010; Zhang *et al.*, 2021), podendo causar vários problemas de saúde (Paithankar *et al.*, 2021).

Os micropoluentes, também conhecidos como contaminantes emergentes e persistentes, são classificados como Contaminantes de Preocupação Emergente pela USEPA (2008). Esses compostos são encontrados em concentrações que variam de nanogramas por litro (ng L^{-1}) a microgramas por litro ($\mu\text{g L}^{-1}$) (Jiang *et al.*, 2013; Tröger *et al.*, 2018; Quesada *et al.*, 2019). O termo "emergentes" refere-se ao fato de que foram identificados no ambiente nas últimas décadas (Stuart *et al.*, 2012), enquanto "persistentes" se refere à sua estabilidade e resistência à degradação química, fotolítica e biológica (Ribas *et al.*, 2015). Devido a essa resistência, a degradação desses compostos requer técnicas específicas, como processos de oxidação avançada, incluindo ozonação e fotooxidação, degradação fotocatalítica, métodos físico-químicos, como nanofiltração e adsorção em carvão ativado, além de abordagens biológicas, como sistemas de biorreatores de membrana (Arriaga *et al.*, 2016; Frederichi *et al.*, 2021). A persistência dos micropoluentes permite que se acumulem em organismos vivos, representando um risco significativo para a saúde (Guiloski *et al.*, 2015; Ghelfi *et al.*, 2016; Yu *et al.*, 2021). Entre os principais tipos de micropoluentes estão fármacos, poluentes orgânicos persistentes, nanomateriais, desreguladores endócrinos e produtos de higiene pessoal (Taheran *et al.*, 2018; Silva; Abessa, 2019; Arman *et al.*, 2021). Embora ainda não estejam incluídos nas listas de monitoramento ambiental, esses compostos têm potencial para serem regulados por futuras legislações (USEPA, 2008). Mesmo em concentrações extremamente baixas no ambiente aquático, eles podem causar efeitos adversos, como toxicidade, resistência bacteriana e distúrbios endócrinos, afetando tanto ecossistemas aquáticos quanto organismos vivos (Chiavelli *et al.*, 2019; Adyari *et al.*, 2020).

A demanda crescente por água potável, aliada à intensificação das atividades humanas, tem agravado os problemas relacionados à qualidade da água e dos sedimentos em escala global. No Brasil, essa preocupação é particularmente acentuada em áreas de alta densidade populacional e intensa atividade industrial como evidenciado em vários estudos (Bianchi *et al.*, 2019; Tonhá *et al.*, 2021). No Paraná, a análise da Bacia Hidrográfica do Rio Iguaçu revelou a presença de contaminantes, como metais pesados (cadmio, zinco,

arsênio, cromo) e compostos orgânicos (bifenilos policlorados, dicloro-difenil-tricloroetano, éteres difenil polibromados e hidrocarbonetos policíclicos aromáticos), tanto na água quanto nos sedimentos ao longo de toda sua extensão (Yamamoto *et al.*, 2016; Morais *et al.*, 2023). Esses contaminantes têm causado impactos significativos na ictiofauna local, incluindo mortalidade, malformações (Brito *et al.*, 2018; Barreto *et al.*, 2020; Golin *et al.*, 2022) e bioacumulação de substâncias tóxicas (Rubio-Vargas *et al.*, 2024a, 2024b).

3.3 BIOINDICADORES

Bioindicadores são espécies utilizadas como indicadores de efeitos de estresse causado por contaminantes em um ecossistema (Manickavasagam *et al.*, 2019). Esses organismos são escolhidos para avaliar a qualidade de um ecossistema devido às suas características biológicas específicas e relevância ecológica (Parmar *et al.*, 2016). Eles podem manifestar alterações comportamentais, fisiológicas ou morfológicas em resposta a mudanças abióticas, sendo essenciais em estudos ecotoxicológicos (Albuquerque *et al.*, 2022) voltados à avaliação da qualidade de água e dos riscos ambientais (Fränzle, 2003).

Para que uma espécie seja considerada um bom bioindicador, é necessário que atenda a critérios específicos, como capacidade de sobreviver em ambientes saudáveis, apresentar relativa resistência aos contaminantes, ser abundante no ambiente, adaptar-se facilmente a ensaios laboratoriais e ter um tamanho que permita a obtenção de material biológico suficiente para realizar as análises propostas no estudo (Hoffman *et al.*, 2002). O nível trófico da espécie também é relevante, pois espécies que ocupam níveis tróficos superiores, fornecem informações valiosas sobre fenômenos como bioacumulação e biomagnificação (Gerhardt, 2002; Zhou *et al.*, 2016). Porém, é importante ressaltar que a escolha de bioindicadores pode variar, dependendo das características específicas do ecossistema em estudo e dos contaminantes presentes.

Muitos grupos de organismos têm sido propostos como bioindicadores, cada um com características que os tornam adequados para diferentes tipos de análises. Bactérias, arqueas e protistas, por exemplo, são altamente sensíveis e

podem detectar mudanças sutis nas condições ambientais, respondendo rapidamente a variações no meio ambiente (Sagova-Mareckova *et al.*, 2021; Ma, *et al.*, 2022). Os fungos, por sua vez, são extremamente sensíveis a alterações ambientais, podendo ser aplicados em diferentes contextos (Warnasuriya *et al.*, 2023). Espécies de plantas, como o musgo de água doce *Platyhypnidium aquaticum*, também se destacam por sinalizar alterações na qualidade da água e presença de poluentes (Benítez *et al.*, 2020).

No ambiente aquático, fitoplâncton e zooplâncton, são usados para avaliar a saúde de ecossistemas aquáticos, sua presença ou ausência pode refletir diretamente a qualidade da água (Parmar *et al.*, 2016; Ovaskainen *et al.*, 2019; Chandel *et al.*, 2024). Microorganismos como amebas testáceas podem ser utilizados para indicar enriquecimento de nutrientes na água, um sinal precoce de eutrofização (Rodas-Morán *et al.*, 2022). Já os macroinvertebrados aquáticos, como oligoquetas, são amplamente utilizados para avaliar a qualidade dos sedimentos em rios, fornecendo uma visão detalhada sobre as condições do leito dos rios (Sumudumali; Jayawardana, 2021; Al-Ameen; Al-Jaff, 2023). Esses organismos, juntamente com macrófitas e perifíton, contribuem para mapear a saúde dos ecossistemas de água doce (Lomartire *et al.*, 2021).

Em ecossistemas terrestres, os insetos, como besouros, formigas, abelhas e borboletas, desempenham um papel fundamental como bioindicadores. Cada uma dessas ordens e classes responde de maneira única às mudanças ambientais, permitindo uma avaliação detalhada da saúde dos ecossistemas (Blanckenhorn *et al.*, 2018; Chowdhury *et al.*, 2023).

Vertebrados, como peixes, morcegos e mamíferos, são utilizados para avaliar impactos ambientais em uma escala mais ampla. Peixes como *Danio rerio* (peixe-zebra) são especialmente valiosos em estudos ecotoxicológicos devido à sua sensibilidade a contaminantes como pesticidas, tornando-os essenciais para a monitoramento da qualidade da água (Saiki *et al.*, 2021). Vertebrados, como o salmão Chinook, o bacalhau do Pacífico, e aves como o pato-real, são usadas para avaliar os impactos das atividades humanas em grandes ecossistemas (Burger *et al.*, 2013).

Nas últimas décadas, os peixes têm desempenhado um papel importante como bioindicadores de poluição (Hampel *et al.*, 2016). Esses animais, incluindo seus embriões e larvas, são considerados excelentes bioindicadores, pois

possuem várias das características mencionadas anteriormente. Eles apresentam uma ampla distribuição geográfica, refletem distúrbios em diferentes escalas ambientais e são sensíveis a mudanças no habitat (Coppo *et al.*, 2018; Kasper, 2019). Além disso, geralmente os peixes são facilmente manipuláveis em laboratório (Jovičić *et al.*, 2015; Maciel, 2019). Por estarem em contato direto com substâncias químicas presentes no ambiente aquático, os peixes são constantemente influenciados pelos parâmetros físicos e químicos do ambiente (Calado *et al.*, 2019). Isso ocorre devido à absorção de poluentes pela via oral, além da permeabilidade de suas brânquias, que desempenham funções vitais, como trocas gasosas (Kasper, 2019; Gomes *et al.*, 2021). Eles também fornecem informações importantes sobre o ecossistema e desempenham um papel de importância ecológica no ambiente aquático (Giltrap *et al.*, 2017; Badroo *et al.*, 2020). Na Alemanha, por exemplo, são realizados testes em embriões de peixes para avaliar a qualidade dos efluentes de águas residuais, seguindo a diretriz local DIN 38415-6 (2001).

Os embriões de peixes são considerados um modelo alternativo para os testes em animais vertebrados adultos, funcionando como um organismo teste (Mckim, 1977), pois possuem características que os tornam ideais para análises, além de se adaptarem bem a condições laboratoriais (OCDE, 2013). Ainda, são considerados um modelo alternativo ao uso de animais em ensaios de pesquisas toxicológicas (Lammer *et al.*, 2009) e, além de apresentarem maior sensibilidade que os adultos (Bordin *et al.*, 2023; Gu *et al.*, 2023). Eles são frequentemente empregados em estudos comportamentais, análises de sobrevivência e avaliação de danos subletais causados por contaminantes ou para determinar a qualidade da água (Brito *et al.*, 2017).

3.4 MODELO DE ESTUDO

A espécie foco desse trabalho é o *Rhamdia quelen* (Quoy e Gaimard, 1824), um bagre nativo da América do Sul e Central, conhecido popularmente como jundiá. Esta espécie possui ampla distribuição geográfica, vivendo predominantemente em água doce (Gomes *et al.*, 2000), tem fecundação externa e grande potencial para a aquicultura (Grigio; Meurer, 2020). O jundiá apresenta rápido crescimento e alta tolerância a variações de temperatura (euritérmico)

(Lermen *et al.*, 2005), além de ter hábitos noturnos, preferindo águas calmas e próximas a vegetações (Guedes, 1980; Garcia *et al.*, 2017).

O *Rhamdia quelen* tem um importante papel na cadeia alimentar dos ecossistemas aquáticos, atuando como predador e presa para diversas espécies. Sua capacidade de adaptação a diferentes dietas e ambientes o torna vital para a estabilidade ecológica das regiões em que habita (Villares Junior; Goitein, 2015). Ele é onívoro, com tendência a uma dieta carnívora (Rodrigues *et al.*, 2022). Os adultos se alimentam de outros peixes, insetos, detritos, crustáceos e vegetais (Gomes *et al.*, 2000; Garcez, 2023). A dieta do jundiá é influenciada por fatores ambientais como temperatura, pH e oxigênio dissolvido, o que lhe permite assimilar e metabolizar nutrientes mais rapidamente do que outras espécies nativas (Dumith; Santos, 2024).

Além de sua relevância ecológica, o *Rhamdia quelen* possui fácil reprodução em cativeiro e boa adaptação a ensaios laboratoriais (Borges *et al.*, 2004; Corso *et al.*, 2019), sendo sua biologia reprodutiva bem documentada (Gomiero *et al.*, 2007; Mazzoni *et al.*, 2020). A maturidade sexual é alcançada aproximadamente após o primeiro ano de vida, com machos atingindo 13,4 cm de comprimento e fêmeas 16,5 cm (Piedras *et al.*, 2004). Durante a desova, as fêmeas procuram águas rasas e limpas, com baixa correnteza e fundo pedregoso e não apresentam cuidados parentais (Gomes *et al.*, 2000; França *et al.*, 2022). Os machos maduros sexualmente apresentam papila genital protraída e liberam facilmente o sêmen, enquanto as fêmeas liberam os ovócitos sob leve massagem abdominal (França *et al.*, 2022; Garcez *et al.*, 2023). A reprodução do jundiá é influenciada por estímulos externos, principalmente temperatura e fotoperíodo, que sincronizam a necessidade de um ambiente adequado para a reprodução e o desenvolvimento das larvas e alevinos (Rodrigues *et al.*, 2022). As suas gônadas amadurecem a uma temperatura de $\sim 17^{\circ}$ C, com desova ocorrendo, na primavera e no verão (Gomes *et al.*, 2000; Piedras *et al.*, 2004).

Devido ao seu interesse comercial para consumo humano (Signor *et al.*, 2020) e seu uso como bioindicador em estudos de toxicologia aquática, a espécie *Rhamdia quelen* tem sido amplamente estudada (Marins *et al.*, 2021). Estudos recentes destacam seu potencial como bioindicador devido às suas respostas fisiológicas e bioquímicas a contaminantes ambientais (Golombieski *et al.*, 2016; Seben *et al.*, 2021). Atuando como modelo de estudos

ecotoxicológicos, o jundiá revela danos causados por exposição a contaminantes, como fusões das lamelas branquiais (Miron *et al.*, 2008; Baldissera *et al.*, 2021) e diminuição da densidade populacional (Brito *et al.*, 2017; Golin *et al.*, 2022).

Estudos indicam que inseticidas podem impactar a osmorregulação e o metabolismo do jundiá (Seben *et al.*, 2021). Pesticidas inibem a atividade da acetilcolinesterase (AChE) no cérebro e induzem danos oxidativos em vários tecidos (Marins *et al.*, 2021), além de provocarem alterações comportamentais significativas (Baldissera *et al.*, 2021). Herbicidas demonstraram alterar parâmetros hematológicos, bioquímicos, imunológicos, ionorregulatórios e enzimáticos, afetando a homeostase da espécie (Golombieski *et al.*, 2016) e causando danos genotóxicos (Kitamura *et al.*, 2022).

Metais pesados, como o cádmio, induzem bioacumulação e alterações bioquímicas no *Rhamdia quelen* (Leitemperger *et al.*, 2016). A exposição ao zinco provoca mudanças em várias atividades enzimáticas e biomarcadores, como estresse oxidativo, lesões hepáticas e genotoxicidade, (Pereira *et al.*, 2016).

Os efeitos de fármacos no *Rhamdia quelen* incluem alterações nas atividades enzimáticas no fígado e testículos quando expostos a diclofenaco (Guiloski *et al.*, 2017), aumento das atividades de várias enzimas e mudança nos níveis de magnésio plasmático, além de desencadear nefrotoxicidade e estresse oxidativo, sob as concentrações ambientais significativas de ibuprofeno (Mathias *et al.*, 2018). A exposição ao paracetamol provoca danos em biomarcadores bioquímicos, hematológicos, fisiológicos, histopatológicos e genotóxicos (Perussolo *et al.*, 2019), enquanto a ciprofloxacina causa neurotoxicidade, leucopenia, genotoxicidade, apoptose e estresse oxidativo (Carvalho *et al.*, 2023). O diisopentil ftalato (DiPeP), um aditivo plástico, provoca genotoxicidade e redução nas atividades antioxidantes no *Rhamdia quelen*, além de alterações na atividade da acetilcolinesterase (AChE) (Oya-Silva *et al.*, 2023).

A espécie *Rhamdia quelen* oferece várias vantagens como modelo em pesquisas de ecotoxicologia, principalmente por ser um peixe nativo, facilmente encontrado e com características próprias para estudos de saúde aquáticas locais. Além disso, apresenta resistência a condições ambientais adversas e poluentes torna essa espécie eficaz para estudos nesse contexto (Hilbig *et al.*,

2020; Corrêa *et al.*, 2024). Também possui a capacidade de sobreviver e se reproduzir em águas com variações de temperatura e pH faz dele um modelo robusto para investigar os efeitos de condições ambientais variáveis na saúde e no desenvolvimento dos peixes (Copatti *et al.*, 2005). Estudos indicam que o jundiá é sensível aos contaminantes presentes no meio aquático, sendo de grande relevância para pesquisas ecotoxicológicas. A análise de seus estágios iniciais de desenvolvimento, que são mais suscetíveis aos poluentes, permite comparações e fornece informações valiosas sobre os possíveis impactos na ictiofauna.

3.5 EMBRIÕES E LARVAS DE PEIXES COMO BIOINDICADORES

Os estágios iniciais de desenvolvimento de peixes já vêm sendo utilizados a vários anos (Mckim, 1977) e atualmente se destacam como um importante parâmetro para testes de toxicidade (Embry *et al.*, 2010; Scholz *et al.*, 2018; Alcaraz *et al.*, 2021; Bauer *et al.*, 2021). Esses testes, de curta duração, avaliam a letalidade e outros indicadores até 96 horas após a fertilização (hpf) (OCDE, 2013). Isso torna esse modelo uma opção viável para a avaliação de substâncias tóxicas. Além disso, são considerados uma abordagem econômica para realizar os testes (Thoré *et al.*, 2021), devido ao tamanho reduzido dos embriões e larvas, o que permite a realização de um maior número de experimentos em menos tempo e espaço. Os estágios de desenvolvimento são bem descritos na literatura (Rodrigues-Galdino *et al.*, 2010), e os resultados obtidos nesses estágios iniciais podem ser extrapolados para níveis de população (Brito *et al.*, 2017). As análises realizadas nesses estágios fornecem valiosas informações para a aquicultura e a biologia do desenvolvimento (Mafruchati *et al.*, 2022).

Os embriões de peixes são sensíveis e apresentam uma boa capacidade de adaptação aos testes de laboratório (Woltering, 1984). As larvas são mais suscetíveis a substâncias tóxicas do que os embriões (Robert *et al.*, 2023), possivelmente devido à perda da barreira natural, a membrana do córion (Zhao *et al.* 2017). Entre as principais respostas subletais observadas, estão a redução da frequência cardíaca, edemas cardíacos, edema no saco vitelino e anormalidades morfológicas, especialmente na coluna vertebral e mandíbula (La Cruz *et al.* 2021).

Pesquisas envolvendo a toxicidade de poluentes têm demonstrado impactos significativos em embriões e larvas, como a exposição a poluentes orgânicos, que apresenta toxicidade aguda em *Pagrosomus major* (Zhao *et al.*, 2017), e metais pesados presentes no sedimento, que causam anormalidades morfológicas e danos ao DNA em *Oryzias latipes* (Barjhoux *et al.*, 2012). Combinações de diferentes contaminantes, também têm demonstrado afetar mecanismos de defesa antioxidantes (*Danio rerio*) (Di Paola *et al.*, 2022). Estudos envolvendo herbicidas indicam que esses poluentes podem causar significativa inibição das taxas de eclosão, alterações no comprimento do corpo, neurotoxicidade (Gu *et al.*, 2023). Pesquisas com herbicidas à base de glifosato (*Odontesthes humensis*) (Zebral *et al.*, 2017), (*Rhamdia branneri*) (Sobjak *et al.*, 2018) e inseticidas (*Salmo salar* L.) (Lower *et al.*, 2003) demonstraram impactos prejudiciais no desenvolvimento, causando deformidades e resultando em mortalidades, indicando um risco significativo para as populações de peixes em ambientes contaminados.

Estudos com embriões e larvas de *Rhamdia quelen* têm demonstrado que esses organismos são bons modelos animais, apresentando sensibilidade a contaminantes e exibindo alterações na atividade bioquímica (Bordin *et al.*, 2023), por exemplo. Contaminantes, como o 2,4,6-tribromofenol (TBP) provocam graves malformações nos embriões (Folle *et al.*, 2020), e a exposição a triclosan e triclocarban em concentrações ambientais pode causar anormalidades nas nadadeiras e alterar as atividades enzimáticas de defesa antioxidante (Gomes *et al.*, 2021). Exposições a metais tóxicos provocaram malformações significativas, afetando a sobrevivência e alterando a estrutura do neuromasto em estágios pós-eclosão (Nagamatsu *et al.*, 2021), além de causarem efeitos letais e não letais (Brito *et al.*, 2018) e perda de motilidade espermática, aumentando o número de larvas anormais (Bombardelli *et al.*, 2016). Estudos em áreas com solo impactado por agricultura também revelaram que causam alterações no metabolismo dos organismos aquáticos (Piffero *et al.*, 2022).

3.6 BIOMARCADORES

Biomarcadores são respostas que podem ser medidas e avaliadas como indicadores de processos biológicos normais ou processos patogênicos (Porebski *et al.*, 2021). Eles representam respostas biológicas adaptativas a estressores, manifestadas por meio de alterações bioquímicas, fisiológicas, celulares, histopatológicas, genotóxicas ou comportamentais (Carvalho *et al.*, 2012). Esses biomarcadores são essenciais para a compreensão de processos biológicos que, de outra forma, seriam difíceis de estudar, apresentando alterações que ocorrem em resposta a exposições ambientais (Naeher *et al.*, 2022).

Existem diferentes tipos de biomarcadores, categorizados com base na função e no contexto de uso. Biomarcadores moleculares podem ser estudados por meio de diferentes plataformas que se baseiam na análise do DNA (genômica), no perfil de expressão do RNA (transcriptoma), no perfil proteico (proteômica) ou na análise dos metabólitos (metabolômica) (Sireesha *et al.*, 2024). Em termos bioquímicos, podem ser empregados para avaliar a atividade de enzimas, resistência ao estresse oxidativo, neurotoxicologia, metabolismo via sistema de detoxificação, hemoglobina, citocinas, entre outros (More *et al.*, 2024). Por outro lado, biomarcadores morfológicos fornecem informações sobre efeitos ou alterações mais permanentes, que representam um comprometimento maior do organismo (Franco-Belussi *et al.*, 2023). Esses dados são obtidos por meio da análise de células e tecidos a nível ultraestrutural e estrutural, por morfometria, capacidade de adesão, migração e proliferação celular, além de danos estruturais, reações adversas e vários achados histopatológicos (Ríos *et al.*, 2003, Salgado *et al.*, 2018).

Os biomarcadores de efeito são usados para identificar e quantificar alterações biológicas causadas por exposições ambientais, como a exposição a metais pesados, produtos químicos industriais e toxinas naturais (Jeddi *et al.*, 2021). Biomarcadores de genotoxicidade, por sua vez, avaliam os efeitos de potenciais contaminantes sobre o DNA (Cant *et al.*, 2022). Já os biomarcadores metabólicos são utilizados para avaliar os riscos de toxicidade, fornecendo informações sobre os impactos metabólicos de toxinas ambientais (Sun *et al.*, 2022a).

A combinação de diferentes biomarcadores em avaliações de bioensaio, tanto em laboratório quanto em campo, tem se mostrado adequados (Vieira *et al.*, 2016; Calado *et al.*, 2019). Essa abordagem permite uma avaliação mais confiável do risco de exposição a xenobióticos, proporcionando um cenário ecotoxicológico ideal necessário para uma gestão ambiental eficiente (Pérez-Iglesias *et al.*, 2023).

Esses biomarcadores permitem a identificação precoce de efeitos adversos à saúde, possibilitando intervenções mais eficazes e direcionadas. Biomarcadores de estresse ambiental desempenham um bom papel como pontos de alerta, permitindo a avaliação dos impactos ambientais em diferentes níveis biológicos, desde o celular até o populacional (Lemos, 2021). Além de identificar alterações biológicas em organismos individuais esses biomarcadores podem ser extrapolados para avaliar taxas como sobrevivência, desova e eclosão, fornecendo uma visão abrangente do comprometimento populacional. Essa abordagem permite uma avaliação ecológica detalhada do risco de exposição ambiental, contribuindo para a gestão eficaz de ecossistemas e a proteção das comunidades biológicas (Pimm *et al.*, 2014; Brito *et al.*, 2017; Roush *et al.*, 2018). Já as análises de biomarcadores bioquímicos fornecem informações detalhadas sobre as interações celulares e moleculares, permitindo uma avaliação precisa do impacto de diferentes fatores na saúde (Cawley, 2022). Em casos de estresse oxidativo, por exemplo, biomarcadores como o DNA oxidado servem como indicadores úteis de danos celulares (Møller; Roursgaard, 2021).

3.7 ESTRUTURAS SENSORIAIS

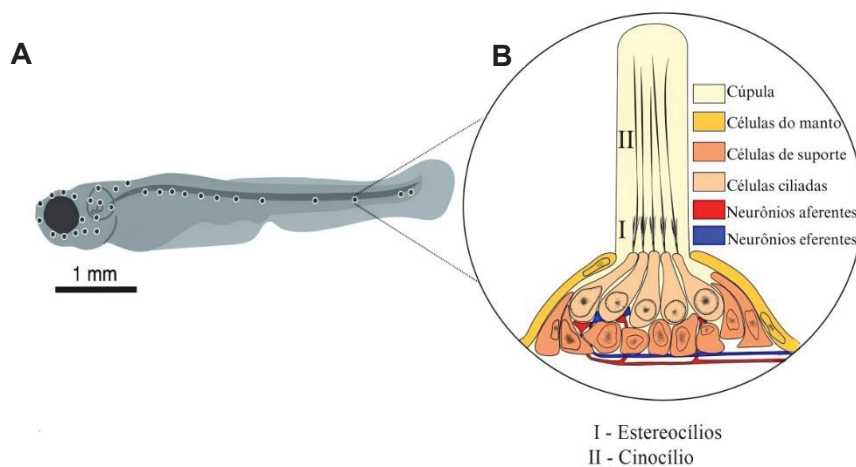
O sistema de linha lateral é uma estrutura sensorial presente nos peixes e larvas de anfíbios, que pode variar e se adaptar de formas diferentes, dependendo da espécie ou das populações, especialmente quando envolve a necessidade de mudanças comportamentais, contribuindo para a sobrevivência das espécies (Edgley *et al.*, 2024). Essas adaptações morfológicas e fisiológicas permitem que os peixes ou anfíbios detectem estímulos hidrodinâmicos com precisão, facilitando comportamentos críticos para a sobrevivência, como a navegação e a comunicação intraespecífica (Mogdans, 2019). Essa estrutura foi

descrita por vários autores, com seu conhecimento estabelecido há décadas (Flock; Wersall, 1962, *apud* Araújo *et al.*, 2015). Esse sistema é composto por neuromastos, estruturas sensoriais distribuídas ao longo do corpo dos peixes e de anfíbios aquáticos (Thomas; Raible, 2019) (Figura 1 A).

O desenvolvimento dos neuromastos é influenciado por interações locais entre tecidos durante o desenvolvimento embrionário e pós-embrionário. Nos peixes teleósteos, os neuromastos se formam através de um processo de invaginação (Srivastava; Srivastava, 1967). Eles originam-se de duas fontes embrionárias: a crista neural e os placódios epidérmicos (Collazo *et al.*, 1994). O desenvolvimento pós-embrionário dos neuromastos superficiais e dos canais contribui para a geração de fenótipos específicos na linha lateral craniana, integrando aspectos do desenvolvimento, da evolução e do comportamento (Ledent, 2002; Becker *et al.*, 2016).

Os neuromastos são compostos por células ciliadas mecanossensíveis e mecanorreceptoras (Figura 1 B), que detectam movimentos da água e são essenciais para comportamentos como forrageamento, evasão de predadores, interação social e coordenação de natação, além de responderem às mudanças na pressão da água (Li *et al.*, 2018; Zhang *et al.*, 2018; Carrillo *et al.*, 2019; Montgomery; Baker, 2020;). Esses órgãos sensoriais permitem que os peixes percebam o fluxo de água e mudanças na pressão, auxiliando na orientação em ambientes aquáticos (Suli *et al.*, 2012).

FIGURA 1 – REPRESENTAÇÃO DO *DANIO RERIO* E NEUROMASTOS NA LINHA LATERAL



(A) Representação do *Danio rerio*, espécie muito utilizada nos estudos dos neuromastos. (B) Representação do neuromasto e suas estruturas. Adaptado de Lunsford *et al.*, 2023 e traduzido de Cirquiera *et al.*, 2024.

As células ciliadas presentes nos neuromastos também estão presentes na cóclea e no sistema vestibular de peixes. Esses receptores sensoriais convertem estímulos mecânicos em sinais elétricos, permitindo a percepção sensorial (McPherson; Swalla, 2018) e possuem a capacidade de regeneração após danos (Bufalo *et al.*, 2024). Células ciliadas são especializadas em funções de audição, equilíbrio e detecção de aceleração linear e angular, apresentando um feixe estereociliar em sua superfície apical para recepção de estímulos e transdução mecanoelétrica (Pickles; Corey, 1992; McPherson; Swalla, 2018). Essas células são cercadas por células de suporte, que as isolam, e suas membranas basolaterais estão conectadas a fibras nervosas para a transmissão de sinais (Goodyear *et al.*, 2006) (Figura 1).

A transdução nas células ciliadas da linha lateral pode ser mediada por canais de cloro ativados por cálcio. Estudos indicam que a excitação dessas células é mediada por um fluxo externo de ânions, além de serem influenciadas por concentrações de Ca^{2+} , respondendo a níveis reduzidos de Ca^{2+} (20 μM), mas não à total ausência desse elemento (Lunsford *et al.*, 2023).

Os neuromastos dos peixes são amplamente utilizados em estudos comparativos com células do ouvido humano, especialmente em pesquisas sobre os efeitos de tratamentos de toxicidade, como a neomicina (Venuto; Erickson, 2021) e a cisplatina (Lee *et al.*, 2022), além de investigações sobre a saúde mitocondrial (Wong *et al.*, 2023). *Danio rerio* é frequentemente utilizado como modelo nesses estudos devido à acessibilidade e facilidade de observação de seus neuromastos, que, por exemplo, respondem a estímulos de um único neuromasto na linha lateral posterior com comportamentos de natação (Haehnel-Taguchi *et al.*, 2014).

Em contextos de contaminação aquática, observa-se que a rigidez flexural dos neuromastos, determinada pelo número e altura das células ciliadas, é importante para a detecção do fluxo de água, enquanto a matriz cupular contribui minimamente para esse processo (McHenry; Van Netten, 2007). Além disso, a heterogeneidade estrutural dos neuromastos apresenta relevância funcional (Li *et al.*, 2018). Em peixes de cavernas ou em peixes noturnos, o maior número de neuromastos compensa a ausência de visão e auxilia no forrageamento em ambientes escuros (Asaoka *et al.*, 2012; Yoshizawa, 2015). Essas adaptações incluem neuromastos maiores e cúpulas alongadas, o que aprimora a função do

sistema de linha lateral em condições de baixa visibilidade (Teyke, 1990). Em larvas de robalo listrado (*Morone saxatilis*) a remoção dos neuromastos prejudica a captura de presas (Sampson *et al.*, 2013). Já em peixes predadores, como *Aplocheilichthys lineatus*, eles permitem localizar a direção e distância das ondas de superfície, um comportamento fundamental para a predação (Müller; Schwartz, 1982). Em espécies como *Glossogobius olivaceus*, a distribuição superficial dos neuromastos ao longo do corpo auxilia tanto na navegação quanto na localização de presas em águas turvas (Asaoka *et al.*, 2012). Além disso, comportamentos especializados, como a atração por vibrações, observada em peixes cavernícolas como *Astyanax mexicanus*, destacam a coevolução entre estruturas sensoriais e estratégias comportamentais, permitindo que esses peixes localizem fontes de alimento na escuridão total (Yoshizawa; Jeffery., 2011). Os neuromastos de *Rhamdia quelen* também desempenham funções importantes, facilitando a otimização nas interações predatórias e sociais em habitats de rios profundos e calmos, decorrentes de seus hábitos noturnos (Gomes *et al.*, 2000).

Além do sistema de linha lateral e dos neuromastos, existem outras estruturas sensoriais importantes para os peixes, como os barbilhões e botões degustativos. Nem todas as espécies apresentam barbilhões, mas quando presentes, essas estruturas desempenham um papel crucial na reotaxia, ou seja, a capacidade de detectar e responder a correntes de água (Colvert; Kanso, 2016). Os barbilhões são estruturas sensoriais adaptativas que desempenham um papel importante na sobrevivência de peixes em ambientes aquáticos onde há uma redução do campo de visão, comprometendo a eficiência de outros sentidos (Barros Neto *et al.*, 2020). No entanto, em ambientes contaminados, essas estruturas podem ser prejudicadas, causando desequilíbrios que afetam tanto as populações de peixes quanto o ecossistema como um todo (Kreysing *et al.*, 2012).

Os botões gustativos são estruturas quimiossensoriais que desempenham um papel essencial na detecção de alimentos. Em algumas espécies, esses botões estão distribuídos em várias partes do corpo além da cavidade oral, como nos barbilhões. Espécies como *Clarias magur* e *Mystus tengra* apresentam botões gustativos nos lábios e barbilhões, apresentando diferentes estruturas adaptadas às suas estratégias de forrageamento e aos

micro-habitat que ocupam (Dey *et al.*, 2021). Em herbívoros como *Oreochromis niloticus*, os botões gustativos estão distribuídos pela cavidade bucal, sendo classificados em diferentes tipos, que atuam como quimiorreceptores e mecanorreceptores, adaptando-se às dietas específicas (Elsheikh *et al.*, 2012).

A morfologia e a distribuição dos botões gustativos variam significativamente entre as espécies, refletindo adaptações ao ambiente e às estratégias alimentares. Em espécies que habitam águas extremamente turvas, como o hilsa (*Tenualosa ilisha*), os botões gustativos são especializados na detecção de alimentos, como plâncton diatomáceo (Malick *et al.*, 2020). Em *Rhamdia quelen*, os botões gustativos estão presentes nos barbilhões desde estágio larval inicial, sendo posteriormente encontrados na região dos lábios e na cavidade bucofaríngea (Araújo *et al.*, 2015).

3.8 ESTRESSE OXIDATIVO

O estresse oxidativo ocorre quando há um desequilíbrio entre a produção de espécies reativas de oxigênio (EROs) e a capacidade do sistema antioxidante do organismo de neutralizá-las. Esse desequilíbrio pode interromper a sinalização e controle redox, causando danos moleculares (Sies, 1997; Sies, 2020). Ele se manifesta quando os níveis de radicais livres, que são moléculas altamente reativas, superam as defesas antioxidantes intrínsecas do organismo, resultando em reações químicas que podem causar danos significativos às células e tecidos (Halliwell *et al.*, 2021; Nebbioso *et al.*, 2022).

Os radicais livres, que incluem EROs e espécies reativas de nitrogênio (ERNs), são produzidos durante o metabolismo celular normal, mas sua produção pode ser aumentada em condições patológicas, como nas doenças neurodegenerativas, câncer, diabetes e acidente vascular cerebral (Jelinek *et al.*, 2021). Quando não são neutralizados adequadamente, esses radicais livres podem oxidar e danificar macromoléculas essenciais, como DNA, proteínas e lipídios, comprometendo a função celular e contribuindo para o desenvolvimento de diversas doenças (Kowalczyk *et al.*, 2021; Shohag *et al.*, 2022). A produção excessiva de EROs e o déficit de atividade antioxidante podem levar à disfunção metabólica, destacando a importância das defesas antioxidantes na proteção celular (Sadiq, 2023).

Entender o estresse oxidativo é fundamental para o estudo das defesas antioxidantes do corpo, que incluem uma série de enzimas. Essas enzimas desempenham um papel importante na neutralização das EROs, protegendo as células contra danos oxidativos e ajudando a manter o equilíbrio redox (Zakeri *et al.*, 2021; Demir *et al.*, 2022).

A Superóxido Dismutase (SOD) é uma enzima antioxidante fundamental que catalisa a dismutação do ânion superóxido (O_2^-) em peróxido de hidrogênio (H_2O_2) e oxigênio (O_2), desempenhando um papel vital na defesa celular contra o dano oxidativo, particularmente em ambientes ricos em oxigênio, como nas mitocôndrias (Karmakar *et al.*, 2022; Chidambaram *et al.*, 2024). O superóxido é uma espécie reativa de oxigênio prejudicial, e a SOD atua como uma primeira linha de defesa, protegendo as células dos efeitos tóxicos dessas moléculas reativas (Fukai; Ushio-Fukai, 2011; Nam *et al.*, 2020).

A SOD está intimamente ligada à sinalização redox e à função vascular, prevenindo a inativação do óxido nítrico, a formação de peroxinitrito e a disfunção endotelial e mitocondrial (Miller, 2004; Fukai; Ushio-Fukai, 2011). Nas mitocôndrias, a Cu,Zn-SOD1 localiza-se no espaço intermembranas, onde desempenha um papel fisiológico crucial na proteção contra danos oxidativos, particularmente sob condições de estresse ambiental (Sturtz *et al.*, 2001; Ayoubi *et al.*, 2023). Em condições específicas, a Cu,Zn-SOD1 pode gerar H_2O_2 citotóxico, contribuindo potencialmente para doenças neurodegenerativas, como a esclerose lateral amiotrófica (Bakavayev *et al.*, 2019; Bonaccorsi *et al.*, 2020).

A importância da SOD na redução do dano oxidativo cumulativo é evidenciada em uma ampla variedade de organismos, incluindo arqueias, onde a enzima desempenha um papel protetor crucial tanto em ambientes aeróbicos quanto anaeróbicos (Cannio *et al.*, 2000; Tarbashevich *et al.*, 2023). Além disso, a SOD também pode estar envolvida em distúrbios neurológicos, onde desempenha um papel crítico na defesa antioxidante no sistema nervoso central, atuando em neurônios e células gliais para manter o equilíbrio redox e proteger contra danos oxidativos (Chidambaram *et al.*, 2024).

A catalase é uma enzima antioxidante que desempenha um papel fundamental na proteção das células contra o estresse oxidativo. Ela catalisa a decomposição do peróxido de hidrogênio (H_2O_2) em água e oxigênio, prevenindo a acumulação de EROs e a formação de radicais hidroxila (Nandi *et al.*, 2019;

Grilo *et al.*, 2020; Anwar *et al.*, 2024). Essa enzima está amplamente distribuída nos tecidos de organismos aeróbicos e é fundamental para a manutenção da homeostase redox (Kirkman *et al.*, 1999; Ali *et al.*, 2019; Bano *et al.*, 2022). Além disso, estudos indicam que o aumento do estresse oxidativo pode estimular a síntese da catalase, destacando sua importância na mitigação de danos celulares provocados por EROs (Nandi *et al.*, 2019; Grilo *et al.*, 2020). A catalase também alterna entre diferentes estados ativos e inativos durante a decomposição do H_2O_2 , o que é importante para a eficiência catalítica da enzima em diversos contextos biológicos (Fita; Rossmann, 1985; Kirkman *et al.*, 1999).

A modificação da catalase, particularmente em condições de estresse oxidativo, pode influenciar sua eficiência e resistência à inativação por radicais livres (Sooch *et al.*, 2014; Sandamalika *et al.*, 2021). Isso afeta sua atividade e capacidade de proteger as células contra o estresse oxidativo, enfatizando a importância dessa enzima na homeostase celular e na defesa contra danos oxidativos (Fita; Rossmann, 1985; Sandamalika *et al.*, 2021).

As glutathione S-transferases (GSTs) constituem uma família essencial de enzimas envolvidas na detoxificação celular, catalisando a conjugação da glutathione (GSH) com compostos eletrofílicos, como toxinas e produtos de estresse oxidativo (Whalen; Boyer, 1998; Oakley, 2011). A GST facilita a excreção desses compostos, protegendo as células de danos oxidativos e de xenobióticos potencialmente tóxicos (Allocati *et al.*, 2009; Tew; Townsend, *et al.*, 2012). Estudos demonstram a relevância das GSTs em processos de biossíntese de hormônios, incluindo prostaglandinas e leucotrienos, e na degradação de peróxidos como a Glutathione Peroxidase (GPx), contribuindo para a defesa antioxidante das células (Allocati *et al.*, 2009; Wu; Dong, 2012).

Devido à sua diversidade estrutural, as GSTs são classificadas em diferentes classes, cada uma desempenhando funções específicas, como a regulação de proteínas quinases ativadas por estresse e o controle de apoptose celular (Georgiou-Siafis; Tsiftoglou, 2023; Mazari *et al.*, 2023; Piaggi *et al.*, 2023). Além disso, a alta sensibilidade das GSTs a alterações hepáticas torna seus níveis plasmáticos indicadores importantes de danos hepatocelulares (Beckett; Hayes, 1993; Eaton; Bammler, 1999). As GSTs bacterianas também desempenham papéis na biodegradação de xenobióticos e na proteção contra estresses químicos e oxidativos, destacando sua importância em vários tipos de

organismos (Allocati *et al.*, 2009). Essas funções reforçam a importância das GSTs na manutenção da homeostase celular e na proteção contra uma vasta gama de compostos tóxicos (Eaton; Bammler, 1999; Wu; Dong, 2012).

Os tióis não proteicos, como a glutathiona reduzida (GSH), desempenham papéis essenciais na defesa antioxidante e na manutenção do equilíbrio redox celular (Hayes; McLellan, 1999; Sies, 2017). Essas moléculas contêm grupos sulfidril (-SH) que são cruciais na neutralização de radicais livres, na regeneração de outros antioxidantes e na detoxificação de xenobióticos (Sies, 2014; Ulrich; Jakob, 2019). A glutathiona, por exemplo, é fundamental para a manutenção da homeostase redox, influenciando a atividade de várias enzimas e proteínas (Kimura *et al.*, 2010). A medição dos níveis de NPSH (sulfidril não-proteica) é uma técnica amplamente utilizada para avaliar a capacidade antioxidante de uma célula ou tecido, servindo como um indicador crítico de sua saúde e resistência ao estresse oxidativo (Berndt *et al.*, 2007; Gout, 2018).

A GSH, serve de substrato para a GST desempenhando papéis importantes no sistema de defesa antioxidante e na manutenção da homeostase redox nos neurônios, sendo um dos principais mecanismos de proteção contra danos oxidativos no cérebro (Hayes; McLellan, 1999; Aoyama *et al.*, 2021). Ela é relevante na neutralização de EROs, que são geradas em grande quantidade no sistema nervoso central devido ao alto consumo de oxigênio e à intensa atividade metabólica (Kimura *et al.*, 2010; Ren *et al.*, 2017). Além disso, está envolvida na regeneração de outros antioxidantes, como a vitamina C e E, através de reações redox que são vitais para a manutenção da integridade celular (Sies, 2017; Radyuk; Orr, 2018).

Os tióis não proteicos são importantes para a imunidade inata e adaptativa (Stocker *et al.*, 2018; Ghezzi; Rubartelli, 2023). Atuam como moduladores de vias de sinalização celular que afetam a resposta imune, incluindo a produção de citocinas e a ativação de fatores de transcrição como NF- κ B (Benhar *et al.*, 2010). Para doenças cardiovasculares, os compostos redox à base de tiol, como tioredoxinas, glumarredoxinas e peroxirredoxinas, têm se mostrado agentes terapêuticos promissores devido à sua capacidade de modular o estresse oxidativo e a sinalização redox no sistema cardiovascular (Berndt *et al.*, 2007; Andreadou *et al.*, 2021), sendo essenciais para a manutenção do equilíbrio redox

e protegendo o coração contra lesões induzidas por estresse oxidativo (Kimura *et al.*, 2010; Andreadou *et al.*, 2021).

A peroxidação lipídica é um processo crítico no qual os lipídios das membranas celulares sofrem danos oxidativos devido às ROS (Niki, 2009; Gaschler; Stockwell, 2017). Esse processo resulta na formação de produtos como malondialdeído (MDA) e 4-hidroxinonenal (4-HNE), que são marcadores de estresse oxidativo e podem causar disfunção celular, danos às membranas e inflamação (Cheeseman, 1993; Girotti, 1998; Niki, 2009). A peroxidação lipídica é frequentemente usada como um biomarcador de dano oxidativo em estudos de estresse oxidativo (Gaschler; Stockwell, *et al.*, 2017; Hirata *et al.*, 2023).

Esses processos desempenham um papel crítico na morte celular e nas doenças, alterando as propriedades físicas das membranas celulares e causando alterações covalentes de proteínas e ácidos nucleicos (Catalá; Díaz, 2016; Gaschler; Stockwell, 2017). Pode perturbar a fluidez e a dinâmica de interação lipídio-lipídio e lipídio-proteína, levando à disfunção celular e, eventualmente, à morte celular (Girotti, 1998; Hirata *et al.*, 2023). Além disso, a peroxidação lipídica está ligada a doenças neurodegenerativas, aterosclerose e inflamação autoimune (Catalá; Díaz, 2016; Peña -Bautista *et al.*, 2019).

A peroxidação lipídica pode danificar diretamente as membranas celulares e espalhar o dano para outras áreas, contribuindo para lesões tóxicas nos tecidos e certos processos patológicos (Cheeseman, 1993; Girotti, 1998). Produtos da peroxidação, como isoprostanos e neuroprostanos, podem atuar em vias de sinalização celular, regulando diversas funções fisiológicas (Higdon *et al.*, 2012). Esse processo pode gerar substâncias inflamatórias que afetam a homeostase celular, promovendo inflamação e outras alterações patológicas (Finkel, 2003; Hadi *et al.*, 2007).

A carbonilação de proteínas é uma modificação oxidativa irreversível que ocorre devido à reação de espécies reativas de oxigênio com grupos aminoácidos nas proteínas, resultando na perda de função proteica e sendo conhecida como um biomarcador de dano oxidativo e envelhecimento celular (Dalle-Donne *et al.*, 2003; Curtis *et al.*, 2012). Esse processo é caracterizado pela formação de grupos carbonila reativos, como aldeídos e cetonas, que se ligam a resíduos de aminoácidos, alterando a estrutura e função das proteínas afetadas (Stadtman; Levine, 2003; Vistoli *et al.*, 2017). A carbonilação proteica é

considerada um marcador de estresse oxidativo e está associada a várias condições patológicas, incluindo doenças neurodegenerativas como Alzheimer, doenças metabólicas como diabetes, e distúrbios inflamatórios crônicos (Fedorova *et al.*, 2014; Rodríguez-García *et al.*, 2020).

A acumulação de proteínas carboniladas está implicada na patogênese de diversas doenças degenerativas, onde a formação de agregados proteicos resistentes à proteólise é um fator contributivo para a progressão dessas doenças (Dalle-Donne *et al.*, 2006). Além disso, está associada à disfunção mitocondrial e à resistência à insulina, sendo observada em tecidos musculares e adiposos em condições de obesidade e inatividade muscular (Frohnert; Bernlohr, 2013). Também está associada na regulação de processos biológicos, como a transdução de sinais, a resposta antioxidante e a homeostase celular (Uchida, 2003; Tola *et al.*, 2021). No contexto de estresse oxidativo, a modificação proteica pode tanto desencadear mecanismos de defesa celular quanto contribuir para a disfunção celular e a progressão de doenças (Marin-Corral *et al.*, 2010).

A enzima acetilcolinesterase (AChE) desempenha um papel fundamental no sistema nervoso ao degradar o neurotransmissor da acetilcolina em colina e ácido acético, processo essencial para a terminação da sinalização colinérgica e, conseqüentemente, para o relaxamento muscular após a contração (Soreq; Seidman, 2001; García-Ayllón *et al.*, 2011). A inibição da AChE tem sido uma estratégia terapêutica importante no tratamento de doenças neurodegenerativas, como a doença de Alzheimer, onde o objetivo é aumentar os níveis de acetilcolina e melhorar as funções cognitivas (Vecchio *et al.*, 2021; Walczak-Nowicka; Herbet, 2021). Contudo, a inibição excessiva da AChE pode resultar em efeitos tóxicos significativos, como a paralisia muscular, devido à interrupção da sinalização colinérgica (Moss, 2020; Walczak-Nowicka; Herbet, 2021). Já durante o desenvolvimento embrionário pode levar a defeitos graves nos músculos e formação das junções (Pickett *et al.*, 2017).

A AChE também desempenha funções não clássicas, incluindo a modulação de processos celulares como inflamação, apoptose, morfogênese e adesão celular (Soreq; Seidman, 2001; García-Ayllón *et al.*, 2011). Essas atividades têm sido associadas ao desenvolvimento do sistema nervoso,

contribuindo para a formação de junções neuromusculares, conexões tálamo-corticais e crescimento axonal (Richbart *et al.*, 2021).

3.9 INTEGRAÇÃO DE BIOMARCADORES (IBR)

A integração de biomarcadores, utilizando o Índice de Resposta de Biomarcadores Integrados (IBR), é fundamental em estudos de avaliação ambiental, pois sintetiza múltiplas respostas de biomarcadores em um único índice, simplificando e integrando a interpretação e a comunicação dos dados (Duarte *et al.*, 2018; Catteau *et al.*, 2023; Resende; Pereira, 2024). O desenvolvimento de índices como o IBR (Beliaeff; Burgeot, 2002) e sua versão aprimorada, o Índice de Resposta de Biomarcadores Integrados versão 2 (IBRv2) (Sanchez *et al.*, 2013), tem sido explorado na literatura como uma ferramenta eficaz para a visualização de níveis de contaminação e a avaliação da degradação ambiental (Devin *et al.*, 2017; Catteau *et al.*, 2023).

Esses índices combinam diversos biomarcadores, como indicadores de estresse oxidativo, poluentes orgânicos e metais pesados, em uma resposta unificada que reflete o estado de saúde dos organismos expostos a contaminantes (Liu *et al.*, 2014; Hou *et al.*, 2016;). A integração de biomarcadores não apenas facilita a interpretação dos dados, mas também melhora a precisão na avaliação dos riscos ambientais (Fanping *et al.*, 2013; Duarte *et al.*, 2018).

A melhoria contínua do IBR é relevante porque oferece uma análise mais robusta e permite a comunicação eficaz dos resultados com agências ambientais e tomadores de decisão, ampliando a aplicabilidade dos biomarcadores integrados no monitoramento ambiental (Sanchez *et al.*, 2013; Resende; Pereira, 2024). Além disso, a integração de biomarcadores por meio desses índices é uma ferramenta valiosa na avaliação da toxicidade de nanopartículas à base de metal, proporcionando uma avaliação abrangente do estado de saúde das espécies expostas (Devin *et al.*, 2017). Estudos demonstraram a eficácia do IBR na integração de atividades enzimáticas antioxidantes como biomarcadores em biofilmes fluviais para avaliar a toxicidade de nanopartículas, reforçando sua utilidade como estratégia abrangente de monitoramento ambiental (Hou *et al.*, 2016).

Em suma, a integração de biomarcadores, especialmente por meio de índices como o IBR e suas versões aprimoradas, constitui uma abordagem essencial para a avaliação de impactos ambientais, combinando múltiplas respostas biológicas em um índice integrado que facilita tanto a interpretação científica quanto a tomada de decisão em políticas ambientais (Catteau *et al.*, 2023; Resende; Pereira, 2024).

3.10 MODELAGEM MATEMÁTICA

Modelos matemáticos são ferramentas usadas para representar, simular e prever o comportamento de sistemas em ecologia e ecotoxicologia. Esses modelos facilitam a compreensão de como diferentes variáveis interagem e influenciam a dinâmica de populações, ecossistemas e processos ambientais (Sun *et al.*, 2021; Tredennick *et al.*, 2021). Eles fornecem uma estrutura para avaliar os impactos de poluentes em organismos aquáticos e ecossistemas de maneira sistemática (Ghosh *et al.*, 2021).

Os objetivos principais da utilização dos modelos matemáticos em ecotoxicologia incluem a previsão de efeitos de poluentes em diferentes níveis biológicos, a extrapolação de dados experimentais para condições ambientais reais, além da análise de riscos para populações e ecossistemas inteiros (Brito *et al.*, 2018; Fisher *et al.*, 2024). A aplicação desses modelos varia desde modelos baseados em indivíduos (IBM), que simulam as respostas de organismos específicos a contaminantes, até modelos de projeção integral (IPM) que avaliam os impactos de substâncias tóxicas em ecossistemas inteiros (Larras *et al.*, 2022). Por exemplo, o uso de IBM para prever os efeitos de metais pesados, como cobre, níquel e zinco, em rotíferos (Viaene *et al.*, 2024) permite estimar as concentrações de efeito (EC_x) com precisão, sendo essencial para a definição de padrões regulatórios e a compreensão da dinâmica populacional em ambientes impactados por poluentes.

Testes de ecotoxicologia que utilizam os estádios embrionários e larvais como modelo animais desempenham um importante papel na conservação da biodiversidade e nos processos ecossistêmicos. Esses testes buscam compreender as consequências dos efeitos em indivíduos para as populações como um todo (Chapman, 2002). Mesmo pequenos efeitos subletais observados

em laboratório podem ter impactos significativos na dinâmica populacional a longo prazo (Halbach *et al.*, 1983). Portanto, a utilização de modelos matemáticos para simular as respostas das populações diante da poluição observada nos organismos é relevante (Huston *et al.*, 1988).

A modelagem matemática tem sido aplicada para compreender o desenvolvimento das espécies em resposta a contaminantes e estimar sua evolução no ambiente (Schwartz *et al.*, 2021). Modelos que incorporam funções logísticas, descrevendo a redução populacional devido à exposição a poluentes, aprimoram a compreensão sobre a resiliência e a vulnerabilidade das populações aquáticas (Danilov-Danilyan; Rozental *et al.*, 2022).

O grupo de pesquisa do Laboratório de Toxicologia Celular da Universidade Federal do Paraná (UFPR) tem desenvolvido modelos matemáticos preditivos e estocásticos para avaliar os efeitos de poluentes na dinâmica populacional de espécies como o jundiá (*Rhamdia quelen*) (Nagamatsu *et al.*, 2021). Esses modelos, que utilizam parâmetros específicos da espécie e dados experimentais de sobrevivência das larvas (Brito *et al.*, 2017), têm sido aplicados com sucesso em estudos de toxicidade com os jundiás, (Azevedo-Linhares *et al.*, 2018; Brito *et al.*, 2018; Folle *et al.*, 2020), além de dourados e curimatás (Barreto *et al.*, 2020).

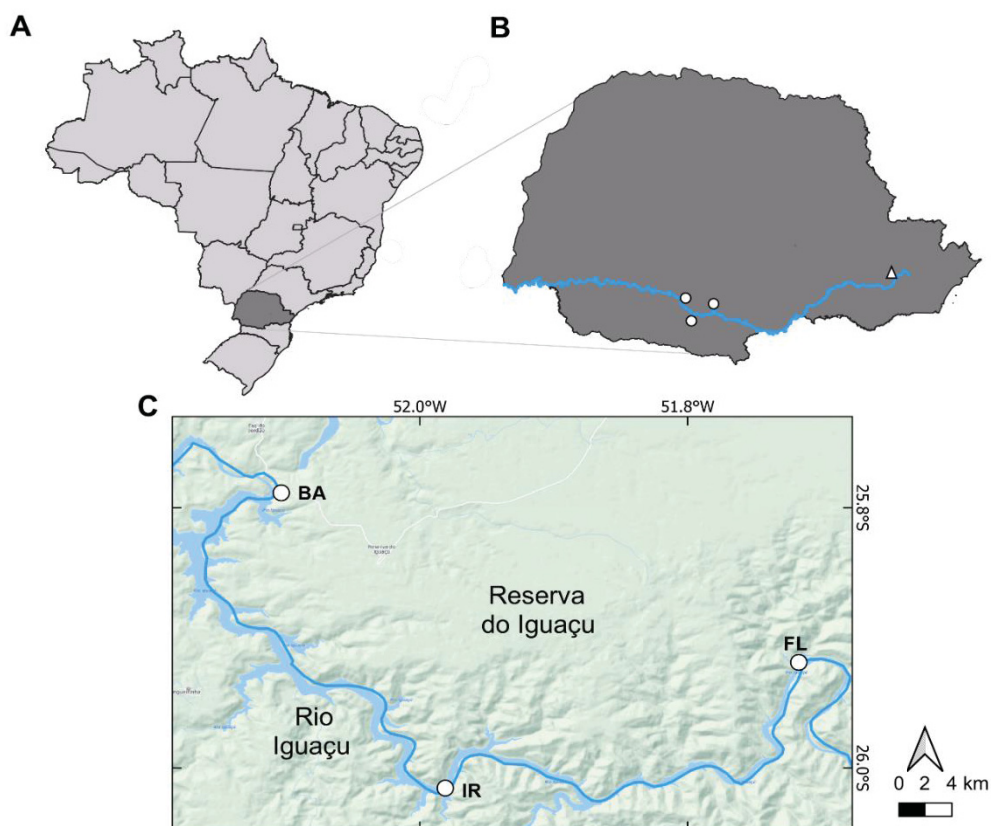
Esses esforços destacam a relevância da modelagem matemática para prever os efeitos de poluentes a longo prazo, proporcionando uma base sólida para a conservação da biodiversidade. É importante ressaltar que, além dos modelos matemáticos, a integração de biomarcadores bioquímicos e morfológicos, (Flynn; Pereira, 2013; Alonzo *et al.*, 2016) é essencial para uma avaliação de risco ecológico mais robusta e abrangente.

4 MATERIAIS E MÉTODOS

4.1 ÁREA DE ESTUDO

O estudo foi realizado com amostras coletadas em fevereiro de 2023 no reservatório de Salto Segredo, que pertence à Usina Hidrelétrica Governador Ney Aminthas de Barros Braga, localizada no município de Mangueirinha - PR, na região conhecida como Médio Iguaçu. Foram selecionados três diferentes pontos do reservatório, conhecidos como: Barragem, na jusante do reservatório ($25^{\circ}47'28.2''\text{S}$, $52^{\circ}07'07.7''\text{W}$), Iratim, região mediana do reservatório ($26^{\circ}00'09.6''\text{S}$, $51^{\circ}57'56.2''\text{W}$), e Floresta, no montante do reservatório ($25^{\circ}55'01.0''\text{S}$, $51^{\circ}42'40.0''\text{W}$). A escolha desses pontos foi determinada pela equidistância, permitindo uma avaliação mais representativa da qualidade da água do reservatório (Figura 2).

FIGURA 2 – ÁREA DE ESTUDO



(A) Representação do mapa do Brasil. (B) Representação do mapa do Paraná. (C) Curso do Rio Iguaçu. Triângulo representa Curitiba, capital do estado, que fica próxima a nascente do rio. Círculos brancos são os pontos de estudo. BA: Barragem; IR: Iratim; FL: Floresta. Esquema criado com o auxílio do software QGIS Desktop 3.16.2. Fonte: A autora (2024).

4.2 COLETA DE ÁGUA E SEDIMENTO

As coletas da água e sedimento foram realizadas nos pontos mencionados em fevereiro de 2023. A água foi coletada a uma profundidade de aproximadamente 30 cm da superfície do rio. Para isso, o balde foi posicionado horizontalmente, seguindo o fluxo da água, e foram removidos resíduos, galhos, folhas e outros detritos. As amostras de água destinadas às análises de toxicidade em embriões de *Rhamdia quelen* foram armazenadas em galões de 10 litros. Para as análises químicas, a água foi coletada em frascos âmbar de 1 litro (Figura 3 A), previamente lavados com detergente alcalino (Extran, da Merck), envolvidos em papel alumínio e devidamente etiquetados. As amostras destinadas às análises de metais foram acidificadas com ácido nítrico (HNO_3) 0,5% até atingir um pH de 2.0 logo após a coleta, enquanto as amostras para análises orgânicas foram mantidas sem acidificação. Ambas foram armazenadas a 4°C.

A coleta de sedimento foi realizada utilizando uma draga de corda (Figura 3 B). A draga foi lançada a aproximadamente 10 metros da margem do rio, permitindo a coleta do sedimento do fundo. O sedimento coletado foi depositado em potes de polietileno de 1 litro e marmitas de alumínio (Figura 3 C-D), destinadas, respectivamente, às análises de metais (armazenamento à 4°C) e compostos orgânicos (armazenamento a -20°C). O sedimento também foi utilizado para a produção de elutriato. As amostras foram enviadas ao Laboratório de Processos e Projetos Ambientais (LABPPAM) do Departamento de Química (UFPR) e ao Centro de Estudos do Mar da UFPR, onde foram realizadas as análises de metais e metaloides como Arsênio (As), Manganês (Mn), Zinco (Zn), Cádmio (Cd) e o Chumbo (Pb), e os compostos orgânicos como Hidrocarbonetos Policíclicos Aromáticos (HPAs), Dicloro-Difenil-Tricloroetano (DDTs), Hexaclorociclohexanos (HCHs), Bifenilas Policloradas (PCBs), Éteres Difenil Polibromados (PBDEs), respectivamente. O protocolo EPA 3051A (2007) foi utilizado para as análises de sedimento, enquanto as análises de água foram conduzidas conforme o *Standard Methods* (Lipps *et al.*, 2023).

FIGURA 3 – MATERIAIS DE COLETA E ARMAZENAMENTO



Principais materiais utilizados na coleta e armazenamento da água e sedimento do Rio Iguaçu. (A) Frascos âmbar etiquetados. (B) Draga de corda. (C) Potes de polietileno. (D) Marmitas de alumínio. Fonte: A autora (2024).

4.3 ELUTRIATO

O *Rhamdia quelen* apresenta hábitos bentônicos, depositando seus ovos no fundo dos rios e o desenvolvimento dos embriões ocorre nesse local (Gomes *et al.*, 2000; Rubio-Vargas *et al.*, 2024a). Utilizou-se o elutriato para simular as condições ambientais enfrentadas pelos embriões desta espécie, além de ser um teste com o propósito de avaliar a toxicidade dos compostos presentes nos sedimentos.

O elutriato é uma solução aquosa obtida pela adição de água de rio (U.S. EPA, 1998, 2001), água reconstituída (U.S. EPA, 1991) ou água deionizada (Gomes *et al.*, 2020) a uma amostra sólida, normalmente na proporção de 1 parte de sedimento para 4 partes de água. Para preparar o elutriato dos três pontos, utilizou-se água reconstituída misturada com amostras de sedimento na proporção de 1:4, conforme as diretrizes da ISO (1996), utilizando 0,0588 g de $\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$, 0,0246 g de $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$, 0,0126 g de NaHCO_3 e 0,0011 g de KCl

em 1 L de água deionizada, resultando em uma dureza mínima de 1:5 (OECD, 2013).

Após a diluição, a mistura foi agitada vigorosamente por 30 minutos em um agitador mecânico (Figura 4 A) e, em seguida, deixada em repouso por 24 horas para decantação (Figura 4 B). O sobrenadante foi sifonado e armazenado em frascos de vidro âmbar a 4 °C até a realização dos testes de toxicidade e estresse oxidativo (Figura 4 C).

FIGURA 4 – PREPARAÇÃO DO ELUTRIATO



(A) Mistura de água reconstituída e sedimento, em agitador mecânico. (B) Material em repouso para a decantação. (C) Elutriato pronto para ser transferido para frasco âmbar. Fonte: A autora (2024).

4.4 MODELO DE ESTUDO

Os embriões de *Rhamdia quelen* foram obtidos na piscicultura Panamá, localizada na cidade de Paulo Lopes, Santa Catarina (Panamá, s.d.), no mês de março de 2023. Esta piscicultura dispõe de infraestrutura e profissionais capacitados para a indução, desova e fertilização de várias espécies de peixes, incluindo a espécie modelo desse estudo.

4.5 OBTENÇÃO DOS EMBRIÕES

O processo de obtenção dos embriões foi realizado por um profissional especializado da piscicultura Panamá, com supervisão em todas as etapas.

Os ovos foram coletados de um único casal de progenitores, que apresentava características externas de maturação sexual, por meio de hipofização (desova induzida) e fertilização *in vitro*. A indução da desova foi

realizada com duas injeções intramusculares de extrato de hipófise de carpa (0,5 e 5,0 mg/kg), com um intervalo de 10 horas entre as aplicações. A espermiacção ocorreu com a aplicação de 0,5 mg/kg de extrato de hipófise juntamente com a segunda injeção na fêmea (Figura 5 A).

Após a indução, os exemplares foram retirados da água e seus ventres pressionados suavemente para a liberação dos gametas (Figura 5 B). Após serem coletados em recipiente plástico, os gametas foram levados para uma incubadora, onde passaram por hidratação para ativação dos espermatozoides (Figura 5 C). Os óvulos e espermatozóides foram misturados suavemente para simular o encontro natural (Figura 5 D), durante aproximadamente 40 minutos.

Após a fertilização *in vitro*, os ovos fecundados foram colocados em sacolas plásticas contendo água do local, saturada de oxigênio e transportados para o Laboratório de Embriotoxicologia, Departamento de Biologia Celular do Setor de Ciências Biológicas da UFPR, Curitiba, PR. Durante o transporte, a temperatura foi mantida a 24°C controlada por ar-condicionado e verificada com um termômetro, para garantir as condições ideais para o desenvolvimento da espécie (Rodrigues-Galdino *et al.*, 2010).

FIGURA 5 – PROCESSO PARA A OBTENÇÃO DOS OVOS DE *RHAMDIA QUELEN*



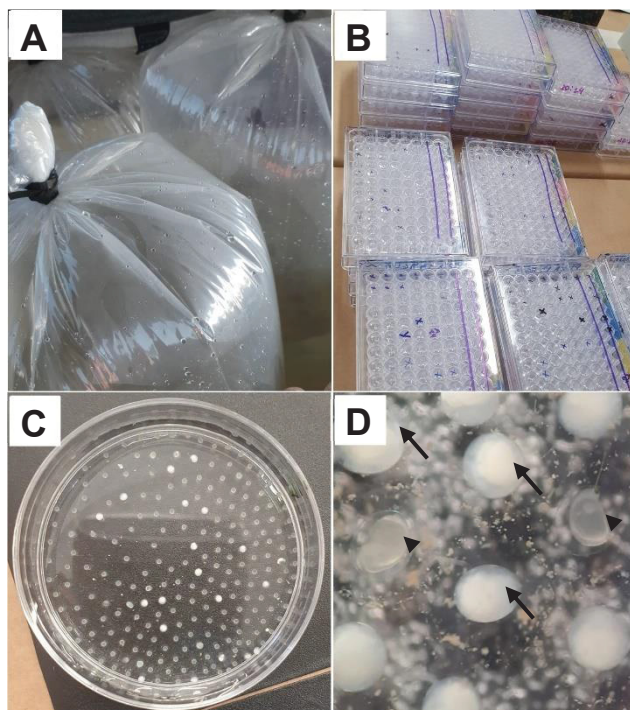
(A) Aplicação da hipófise de carpa. (B) Fêmea sexualmente madura e liberando óvulos. (C) Gametas sendo hidratados dentro de uma incubadora. (D) Movimentos feitos suavemente com uma espátula. Fonte: A autora (2024).

4.6 DESENHO EXPERIMENTAL

As amostras de água e sedimento, bem como o elutriato preparado, foram armazenados a -4°C até 24 horas antes da chegada dos ovos fertilizados de *Rhamdia quelen*. Nesse momento, as amostras foram retiradas para aclimação e aeração. Os ovos foram transportados em sacos com água aerada da piscicultura (Figura 6 A), mantendo-se uma temperatura ideal de 24°C . A viagem até o Laboratório de Embriotoxicologia do Departamento de Biologia Celular da UFPR durou cerca de 5 horas, cobrindo uma distância de 360 km.

No laboratório, os ovos foram colocados em placas de Petri (Figura 6 C) e selecionados por meio da observação em um microscópio estereoscópico Olympus (Figura 6 D). Apenas embriões viáveis, que se apresentavam translúcidos e estavam na fase de gástrula (8 horas após fertilização - hpf), foram alocados nos poços de microplacas de 96 poços (Figura 6 B) ou em béqueres. Os embriões inviáveis foram descartados.

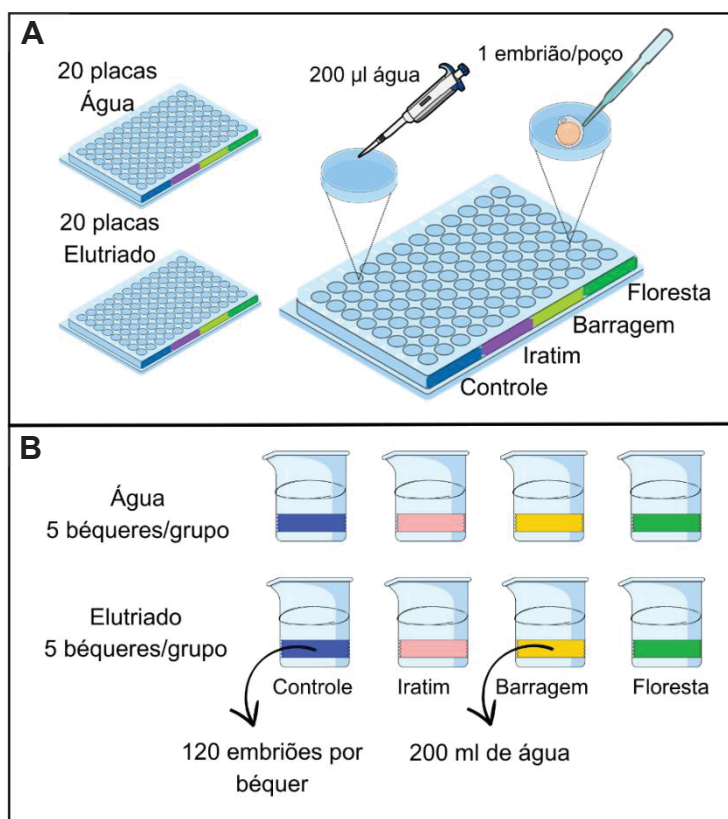
FIGURA 6 – SELEÇÃO DOS OVOS DE *RHAMDIA QUELEN*



Transporte e seleção de ovos viáveis para alocação em microplaca de 96 poços. (A) Sacos contendo água aerada e os ovos de *Rhamdia quelen*. (B) Microplacas de 96 poços separadas e identificadas para o experimento. (C) Placa de Petri contendo ovos viáveis e inviáveis. (D) Visualização dos ovos em microscópio estereoscópico Olympus, 40x; viáveis (cabeça de seta) e inviáveis (setas). Fonte: A autora (2024).

Um total de 8.640 ovos viáveis foi selecionado e exposto à água ou elutriato coletados nos pontos do reservatório de Salto Segredo (Barragem, Iratim, Floresta), além de um grupo controle, feito com água reconstituída (0,0588 g de $\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$, 0,0246 g de $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$, 0,0126 g de NaHCO_3 e 0,0011 g de KCl em 1 L de água deionizada). Para os testes de toxicidade, os embriões foram expostos, um por poço, em placas de 96 poços, contendo 200 μL de água ou elutriato dos pontos; houve a troca de 100 μL das soluções a cada 24 horas. Foram utilizadas 20 placas para a exposição à água e 20 ao elutriato (Figura 7 A). As placas foram dispostas de forma randômica (Figura 8 A), garantindo que cada uma contivesse 4 tratamentos diferentes, incluindo o controle, o valor total para cada tratamento por placa foi de 24 indivíduos, ou seja, 480 indivíduos totais para os 4 tratamentos tanto para água quanto para o elutriato, totalizando 3.840 embriões. Para as análises de estresse oxidativo, um total de 40 béqueres de 250 mL foram utilizados, onde cada tratamento foi realizado em quintuplicata, tanto para água quanto para o elutriato. Em cada béquer, foram dispostos 120 embriões (Figura 7 B).

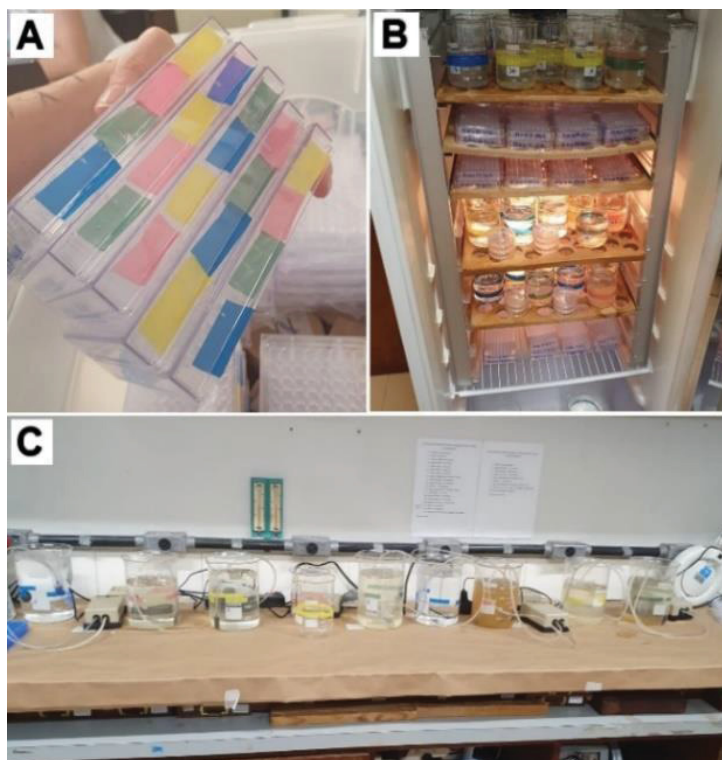
FIGURA 7 – DESENHO EXPERIMENTAL



Representação gráfica do início dos testes de toxicidade (A) e da exposição para os testes de estresse oxidativo (B). Fonte: A autora (2024).

As placas e os béqueres foram mantidos em incubadora a 24°C durante todo o experimento (Figura 8 B). A cada 24 horas, 100 µL da solução teste em cada poço ou 100 mL nos béqueres foram renovados para promover melhor oxigenação, remoção de produtos de excreção e amônia, além de manter as características semelhantes à água inicial (Figura 8 C). Durante cada renovação, os embriões e larvas mortos foram quantificados e removidos.

FIGURA 8 – ARMAZENAMENTO

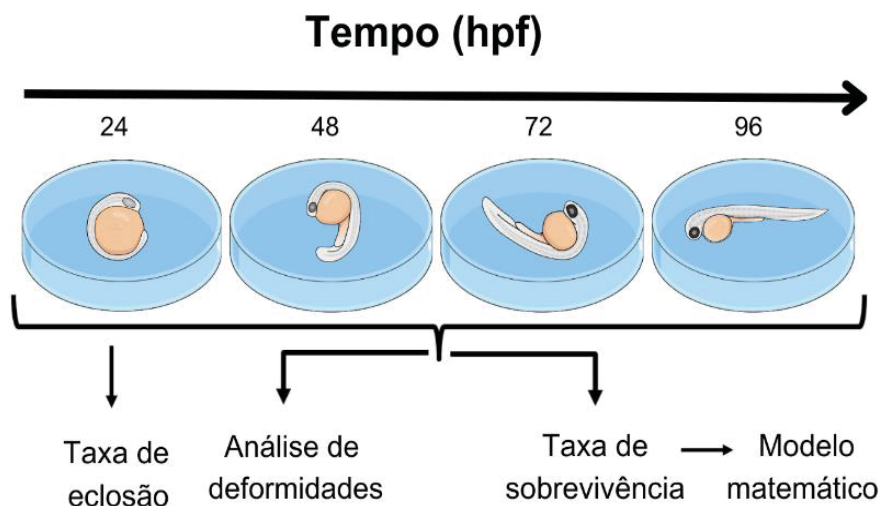


(A) Placas de 96 poços identificadas de forma randomizada. (B) Incubadora com todas as placas e béqueres. (C) Bancada organizada com água e elutriato sendo aerado, para posterior troca das placas e béqueres. Fonte: A autora (2024).

4.7 TESTES DE TOXICIDADE DOS EMBRIÕES E LARVAS

Os embriões e larvas foram expostos à água e ao elutriato por períodos de 24, 48, 72 e 96 horas. As placas foram observadas diariamente até atingirem 96 horas pós-fertilização (hpf) (Figura 9).

FIGURA 9 – REPRESENTAÇÃO DAS ANÁLISES DE TOXICIDADE NOS EMBRIÕES E LARVAS EM HPF



Representação da sequência das análises de toxicidade realizadas em embriões e larvas de *Rhamdia quelen*. A taxa de eclosão foi analisada 24 horas pós-fertilização (hpf). Em intervalos de 24, 48, 72 e 96 hpf foram avaliadas as taxas de deformidade e de sobrevivência. Com base na análise de sobrevivência foi desenvolvido um modelo matemático. Fonte: A autora (2024).

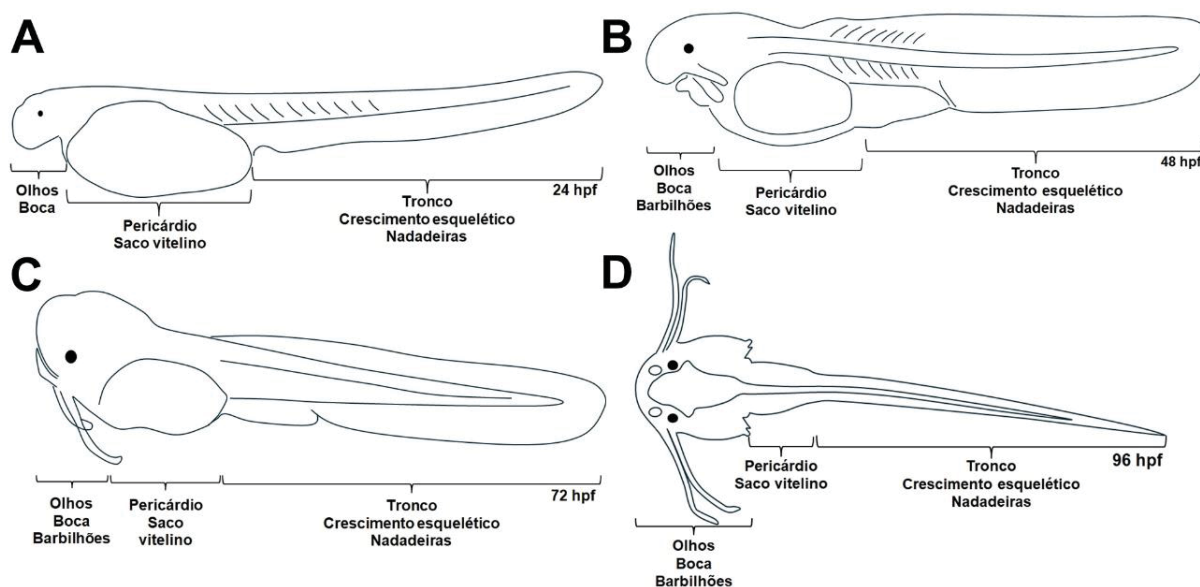
- **Taxa de eclosão:** Foi determinada em 24 hpf, considerando o número de larvas que estavam fora do córion e nadando livremente em relação ao total de embriões incubados no início da exposição.

- **Taxa de sobrevivência:** Avaliada nos períodos de 24, 48, 72 e 96 hpf por meio de observação direta em estereomicroscópio. Foram registradas como vivas as larvas que se movimentavam e apresentavam batimentos cardíacos. A taxa de sobrevivência foi calculada como sendo o número total de larvas vivas durante as 96 hpf em relação ao número inicial de embriões incubados em cada tratamento. Embriões não eclodidos foram considerados mortos.

- **Deformidades:** A cada 24 horas, até completar 96 horas, 3 larvas das placas foram coletadas e fixadas em Karnovsky (paraformaldeído 2%, glutaraldeído 2,5%, tampão cacodilato de sódio 0,1M, pH 7.2 a 4°C) por 24 horas. As larvas foram lavadas no mesmo tampão do fixador e refrigeradas a 4°C para

posterior captura de imagens em estereomicroscópio (Discovery. V12, Zeiss) (Figura 10 A-D). As malformações foram observadas, classificadas e adaptadas de acordo com Powers *et al.* (2011), em três categorias: (1) danos axiais (alteração na cauda, crescimento esquelético atrofiado, nadadeiras atrofiadas); (2) cranial (ausência de barbilhões, ausência ou atrofia dos olhos); e (3) tórax (edema de pericárdio ou no saco vitelino). Com base nos dados observados, foi atribuído um escore de 1 a 3 para cada deformidade, onde 1 representa grau baixo; 2, grau médio e 3, grau alto. Cada larva recebeu um escore total para as malformações, que foi somado, após a soma, a média dos valores dos 30 indivíduos foi calculada, resultando no índice de deformidades.

FIGURA 10 – ESQUEMAS DAS LARVAS CONTROLE PARA COMPARAÇÃO



Estrutura corporal de larvas controle de *Rhamdia quelen* e regiões observadas. Esquema da larva de (A) 24 hpf; (B) 48 hpf; (C) 72 hpf; (D) 96 hpf. Fonte: A autora (2024).

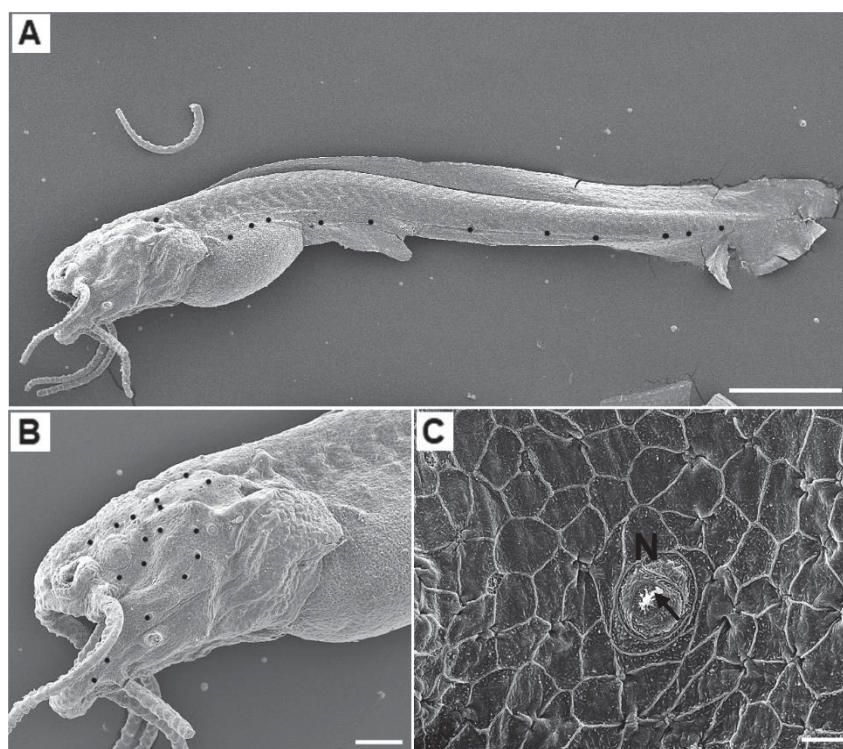
4.8. NEUROMASTOS NA MICROSCOPIA ELETRÔNICA DE VARREDURA (MEV)

A técnica de Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV) é essencial para análises detalhadas de materiais biológicos, especialmente de organismos pequenos, como larvas de peixes e suas estruturas. Essa abordagem fornece imagens de alta resolução da morfologia superficial das larvas, incluindo os neuromastos, que são estruturas mecanorreceptoras presentes na superfície desses animais.

Foram utilizadas cinco larvas de cada tratamento com 96 horas pós-fertilização (hpf), fixadas em solução de Karnovsky, lavadas em tampão cacodilato 0,1 M e desidratadas em uma série de soluções alcoólicas (Merk®) a 50%, 60%, 70%, 80%, 90%, 95% e duas vezes a 100%, com duração de 10 minutos cada. Após a desidratação, as larvas foram submetidas à secagem em ponto crítico com CO₂, metalizadas com ouro e analisadas no microscópio eletrônico de varredura JEOL®-JSM 6360 LV, do Centro de Microscopia Eletrônica da UFPR.

As imagens obtidas por MEV foram utilizadas para quantificar o número de neuromastos presentes em cada larva, tanto na região da cabeça quanto na linha lateral do corpo (Figura 11 A-B). Também foi realizada uma análise qualitativa da conformidade estrutural, focando no tamanho e na quantidade das projeções ciliadas na região central dos neuromastos (Figura 11 C).

FIGURA 11 – LOCALIZAÇÃO DOS NEUROMASTOS EM MEV



Larva de *Rhamdia quelen* com 96hpf, em MEV. (A) Localização dos neuromastos (pontos pretos) na linha lateral do corpo. (B) Ampliação da cabeça da larva mostrada em A, com marcações dos neuromastos nesta região. (C) Neuromasto (N) com porção ciliar (seta) em seu centro. Fonte: A autora (2024).

4.9 ANÁLISE DE ESTRESSE OXIDATIVO

Aproximadamente cem larvas com 96 hpf incubadas em cada béqueres foram contadas, coletadas e colocadas em tubos *ependorfs* em banho de gelo. O excesso de água foi removido dos *ependorfs*, e as larvas armazenadas em um congelador a -80°C até a continuidade dos protocolos específicos para análises de estresse oxidativo, incluindo a atividade da catalase (CAT), glutiona S-transferase (GST), acetilcolinesterase (AChE), carbonilação de proteínas (PCO), concentração de tióis não protéicos (TNP), peroxidação lipídica (LPO) e superóxido dismutase (SOD).

Para iniciar os testes de estresse oxidativo, cada amostra foi homogeneizada utilizando um tissuelyser e em tampão Tris-EDTA (Tris-HCl 20 mM, EDTA 1,0 mM, pH 7,6) contendo 1mM de fluoreto de fenilmetilsulfonil (PMSF). Em seguida, as amostras foram centrifugadas a 12.000 g por 20 minutos a 4°C . A concentração de proteínas foi determinada a 595 nm, utilizando

10 μL do sobrenadante e 250 μL do reagente de Bradford em uma microplaca de 96 poços (Bradford, 1976). Após a determinação da concentração de proteínas em mg/mL , as amostras foram normalizadas para a mesma concentração, evitando interferências nos resultados. Para cada análise, foram necessárias concentrações e volumes distintos das amostras.

4.9.1 Atividade da Superóxido Dismutase (SOD)

A determinação da atividade da SOD foi baseada nos métodos descritos por Kono (1978) e Crouch *et al.* (1981). Este ensaio aproveita a capacidade da SOD em inibir a redução do cloreto azul de nitrotetrazólio (NBT) para azul formazan pelo ânion superóxido (O_2^-), gerado pela hidroxilamina em soluções alcalinas. Em microplacas de 96 poços, foram adicionados 30 μL do sobrenadante, 70 μL de NBT e 100 μL de cloreto de hidroxilamina para iniciar a reação. A redução do NBT para azul formazan foi monitorada a 560 nm durante 30 minutos, com medições a cada minuto.

4.9.2 Atividade da Catalase

A atividade de catalase foi avaliada com base na degradação do peróxido de hidrogênio em oxigênio e água, conforme o método de Aebi (1984). Para essa análise, foram utilizados 10 μL do sobrenadante e 190 μL do meio de reação (H_2O_2 20 mM em Tris-HCL 1,0 M, EDTA 5,0 mM, pH 8,0), em microplacas de 96 poços UV-star® (Greiner Bio-One). A absorbância foi registrada imediatamente a 240 nm durante 5 minutos.

4.9.3 Atividade da Glutathione S-transferase (GST)

A atividade enzimática da GST foi determinada pela formação de um tioéter resultante da reação do substrato 1-cloro-2,4-dinitrobenzeno (CDNB) com a glutathione (GSH), catalisada pela GST (Keen *et al.*, 1976). Para essa verificação, foram utilizados 20 μL do sobrenadante e 180 μL do meio de reação (GSH 1,5 mM e CDNB 2,0 mM em tampão fosfato de potássio 0,1 M, pH 6,5), adicionados a microplacas de 96 poços. A absorbância foi medida imediatamente a 340 nm durante 6 minutos.

4.9.4 Concentração de tióis não protéicos (TNP)

O procedimento para a determinação de tióis não proteicos foi baseado em Sedlak e Lindsay (1968) e consistiu na precipitação de proteínas, seguida pela reação de tióis não proteicos com DTNB, resultando na formação de um produto que absorve luz. Todas as amostras congeladas foram tratadas com 25 µL de ácido tricloroacético a 50% para precipitação, seguido de centrifugação a 5.000 g por 10 minutos a 4°C. Em microplacas de 96 poços, foram adicionados 50 µL do sobrenadante, 230 µL de tampão Tris-base 0,4 M, pH 8,9, e 20 µL de DTNB. Após aguardar de 5 a 10 minutos em temperatura ambiente, a absorbância foi medida a 415 nm, e os resultados foram calculados com base em uma curva padrão de GSH.

4.9.5 Peroxidação de lipídios (LPO)

A avaliação de danos lipídicos foi realizada utilizando o Método de FOX (Jiang *et al.*, 1992; Jiang *et al.*, 1991). Este método baseia-se na oxidação rápida de Fe²⁺ mediada por peróxidos em condições ácidas, resultando na formação do complexo Fe³⁺ com a laranja de xilenol na presença do estabilizador hidroxitolueno butilado (BHT). As amostras, previamente congeladas, foram tratadas com o meio de reação contendo laranja de xilenol dissódico, H₂SO₄ concentrado, BHT, sulfato ferroso amoniacal (FeSO₄·NH₄) e metanol PA. As amostras foram agitadas por inversão a cada 3 minutos e, em seguida, centrifugadas a 9.000 g por 10 minutos à temperatura ambiente. A absorbância foi medida a 570 nm, utilizando uma faixa de leitura de 550 a 570 nm.

4.9.6 Carbonilação de Proteínas (PCO)

A determinação de proteínas oxidadas ou carboniladas foi realizada por meio da reação da 2,4-dinitrofenil-hidrazina (DNPH) com as proteínas que contêm grupos aldeído e cetona, formando dinitrofenil hidrazonas (Levine *et al.*, 1994). Em tubos eppendorf, foram adicionados 200 µL da amostra e 500 µL do meio de reação (DNPH). As amostras foram incubadas a 37°C por 90 minutos. Após a incubação, as amostras foram resfriadas em gelo, e 700 µL de solução de ácido tricloroacético foram adicionados. Os tubos foram então misturados em vórtex e centrifugados a 9.000 g a 4°C por 10 minutos. O sobrenadante foi descartado e o pellet ressuspendido em etanol e acetato de etila (1:1) gelado.

Esse processo de mistura e centrifugação foi repetido até que a solução se tornasse transparente. O pellet foi então ressuspenso em 500 µL de solução de hidrocloreto de guanidina, misturado em vórtex e centrifugado a 9.000 g a 4°C por 3 minutos. Finalmente, em microplacas de 96 poços, foram adicionados 200 µL das amostras e a absorbância foi medida a 370 nm.

4.9.7 Atividade da Acetilcolinesterase (AChE)

A atividade da AChE foi avaliada pelo método de Ellmann *et al.* (1961), que se baseia na hidrólise do substrato acetiltocolina, resultando em tiocolina e acetato. A reação da tiocolina com o ácido 5,5'-ditiobis-2-nitrobenzóico (DTNB) gera o ânion 5-tio-2-nitrobenzoato, responsável pela coloração amarela. A verificação da atividade de AChE foi realizada em microplacas de 96 poços, contendo 10 µL do sobrenadante e 140 µL de solução DTNB. No momento da leitura, foram adicionados 50 µL de iodeto de acetiltocolina. A absorbância foi medida imediatamente a 405 nm durante 5 minutos.

4.10 INTEGRAÇÃO DE BIOMARCADORES

Os dados obtidos nas análises de estresse oxidativo foram utilizados para calcular a Resposta Integrada de Biomarcadores (IBR), proposta por Beliaeff e Burgeot (2002) e Sanchez *et al.* (2013). Esta técnica permite visualizar as diferenças entre locais e condições de exposição, revelando padrões que indicam a presença de poluentes e estresse ambiental.

Inicialmente, os dados foram normalizados, dividindo-se os resultados pelos valores do biomarcador de controle correspondente, seguido por uma transformação logarítmica:

- $Y_i = \log(X_i/X_0)$. Onde X_i representa a média do tratamento e X_0 a média do controle.

Em seguida, os dados foram padronizados seguindo Beliaeff e Burgeot (2002):

- $Z_i = (Y_i - \mu) / \sigma$. Onde σ representa o desvio padrão e μ a média geral todos os valores dos tratamentos em relação a uma análise, por exemplo, média geral dos tratamentos para GST.

O índice de variação foi calculado subtraindo o valor do tratado do controle:

- (Zi): $A = Z_i - Z_0$. Z_i representa o resultado do cálculo anterior e o Z_0 resultado Z_i do controle.

Por fim, as respostas integradas de multibiomarcadores foram obtidas pela soma de todos os índices de desvio dos biomarcadores, resultando na elaboração de gráficos de radar:

- (A): $IBR = \sum |A|$.

4.11 AVALIAÇÃO DO IMPACTO POPULACIONAL- MODELO MATEMÁTICO

Os dados de sobrevivência foram utilizados para aplicar um modelo estocástico baseado no indivíduo, desenvolvido por Brito *et al.* (2017) para o jundiá (*Rhamdia quelen*). Essa avaliação permite observar a propagação dos efeitos observados nos embriões e larvas na dinâmica populacional da espécie, categorizada em três fases etárias: embrião e larval, juvenil e adulta. Esta análise contribui para a compreensão dos impactos da exposição a poluentes presentes na água do reservatório sobre a manutenção da população.

A primeira fase inclui embriões e larvas, caracterizada pela alimentação endógena até 96 horas pós-fertilização (hpf). Nesta fase, a probabilidade de sobrevivência até a fase juvenil (S^a) é de 0,6 na ausência de poluentes, sendo que a exposição a estes pode reduzir essa probabilidade potencialmente a zero. A segunda fase é a juvenil, quando ocorre a transição para a alimentação exógena e a natação. É nessa fase que os indivíduos começam a competir por alimentos. Cada um apresenta uma probabilidade de sobrevivência (S^B), com a taxa máxima de sobrevivência sem competição, sendo $B = 0,8$. Essa taxa diminui à medida que o número de indivíduos aumenta, devido à limitação de recursos e ao impacto dos poluentes.

A terceira fase corresponde aos indivíduos adultos, que podem viver de 1 a 21 anos. Brito *et al.* (2017) consideram uma taxa de mortalidade anual constante de $d = 0,35$, resultando em uma taxa de sobrevivência (S^C) = $1 - d$. O impacto dos poluentes nesta fase também compromete a taxa de sobrevivência, afetando a reprodução e a dinâmica populacional.

As informações descritas estão incorporadas no modelo desenvolvido por Brito *et al.* (2017). Para a aplicação do modelo, é necessário calcular um valor de impacto, baseado na média das taxas de sobrevivência das amostras aos 96 hpf. Esse valor é obtido dividindo a média dos tratados pela média do controle, resultando no valor de impacto. Este valor é inserido no programa do modelo matemático, que ajusta os cálculos conforme esse valor, fornecendo o número de indivíduos e as probabilidades de sobrevivência nas fases larval, juvenil e adulta para cada tratamento ao longo dos anos estipulados. Para a elaboração dos gráficos, calcula-se a densidade relativa, dividindo-se o número de indivíduos vivos em cada ano pela média do controle. O gráfico abrange um período de 200 anos, com os primeiros 100 anos considerados como valor de impacto nulo e a partir do ano 101 considerado o valor de impacto obtido dos tratamentos.

4.12 ANÁLISE DE DADOS

Os dados obtidos foram analisados utilizando o software GraphPad Prism 9.0. Inicialmente, todos os dados foram submetidos ao teste de normalidade de Kolmogorov-Smirnov. Para os dados que apresentaram distribuição normal, foi aplicado o teste de ANOVA de uma via, complementado pelo teste de Tukey para a comparação entre os grupos. Nos casos em que a distribuição não foi normal, utilizou-se o teste não paramétrico de Kruskal-Wallis, seguido do teste de Dunns. Para a análise do índice de deformidade, foi empregado o ANOVA de duas vias, tempo e tratamento, também acompanhado do teste de Tukey para comparação entre os grupos. Os dados qualitativos foram avaliados por meio do teste Qui-quadrado. Todos os testes foram realizados considerando um nível de significância $\alpha = 0,05$.

5 RESULTADOS

5.1 ANÁLISES QUÍMICAS DA ÁGUA E SEDIMENTO

As análises das amostras de água e sedimento ao longo dos pontos estudados do Rio Iguaçu revelaram variações nas concentrações totais de contaminantes inorgânicos em relação aos limites estabelecidos pelo CONAMA. Na água, o Arsênio (As) e o Chumbo (Pb) permaneceram dentro dos limites permitidos. O Manganês (Mn), embora tenha apresentado concentrações maiores em Floresta ($54,87 \mu\text{g L}^{-1}$), ainda estava dentro do limite estabelecido pelo CONAMA 357/05. Nos sedimentos, as concentrações de Mn foram consideravelmente altas em todos os pontos, com destaque para Iratim, onde atingiram $4210,40 \mu\text{g g}^{-1}$. O Zinco (Zn) também apresentou concentrações consideráveis, com os valores em Floresta ($279,89 \mu\text{g g}^{-1}$) próximos ao limite superior estabelecido pelo CONAMA 454/12. Contudo, ao comparar com o Limite de Efeito Limiar (TEL), os dados indicam que esses valores ultrapassam a concentração aceitável, o que pode indicar um risco de contaminação no local. Outros metais, como o Cádmiio (Cd) e o Chumbo (Pb), permaneceram abaixo dos limites em todas as amostras de água e sedimento, indicando uma menor acumulação desses elementos nos pontos analisados (TABELA 1).

TABELA 1 – CONTAMINANTES INORGÂNICOS ANALISADOS NA ÁGUA E SEDIMENTO DO RIO IGUAÇU

Água ($\mu\text{g L}^{-1}$)					
	As	Mn	Zn	Cd	Pb
CONAMA 357/05	10	100	180	1	10
Barragem	<LOQ	7,32	1,21	<LOQ	<LOQ
Iratim	0,47	25,14	<LOQ	<LOQ	<LOQ
Floresta	<LOQ	54,87	<LOQ	<LOQ	<LOQ
Sedimento ($\mu\text{g g}^{-1}$)					
	As	Mn	Zn	Cd	Pb
CONAMA 454/12	5.9 - 17	-	123- 315	0,6 - 3,5	35 - 91.3
Barragem	<LOQ	1574,48	201,32	0,08	12,71
Iratim	<LOQ	4210,40	216,93	0,048	14,64
Floresta	<LOQ	3319,05	279,89	0,16	16,88

Metais pesados detectados em três pontos diferentes do reservatório de Salto Segredo. As concentrações foram analisadas de acordo com as resoluções 357/2005 e 454/2012 do CONAMA, que estabelecem diretrizes para a classificação dos corpos d'água e o gerenciamento de material dragado, respectivamente. <LOQ indica valores inferiores aos limites de quantificação. Fonte: a autora (2024).

A análise dos contaminantes orgânicos nas amostras de água e sedimento revelou concentrações variadas em relação aos limites estabelecidos pelo CONAMA. Na água, a maioria dos contaminantes, como HPAs (16), DDTs, HCB, HCHs, PCBs e PBDEs, permaneceu abaixo dos limites estabelecidos pela Resolução CONAMA 357/05.

No sedimento, os HPAs e PCBs apresentaram concentrações variáveis entre os pontos analisados. Em Floresta, as concentrações de HPAs (16) atingiram $913,6 \text{ ng g}^{-1}$, sendo esses $119,7 \text{ ng g}^{-1}$ de 2-3 anéis e $754,4 \text{ ng g}^{-1}$ de 4-6 anéis, abaixo dos limites estabelecidos pela Resolução CONAMA 454/12. Contudo, esses valores ainda são indicativos de um potencial impacto ambiental. Os demais pontos apresentaram maior concentração de HPAs de 2-3 anéis (TABELA 2).

TABELA 2 – CONTAMINANTES ORGÂNICOS ANALISADOS NA ÁGUA E SEDIMENTO DO RIO IGUAÇU

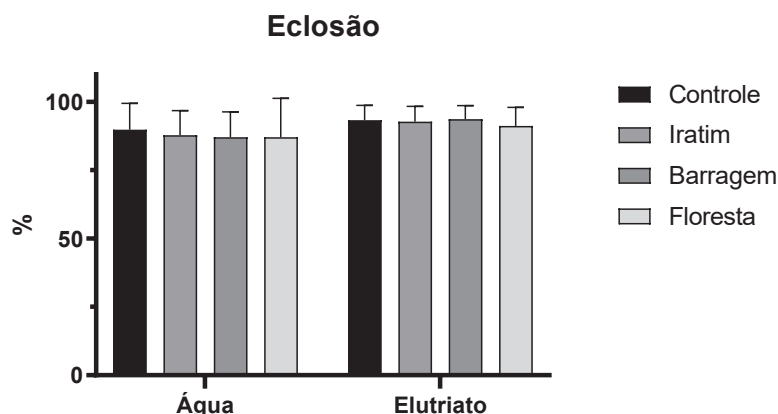
Água (ng L ⁻¹)						
	HPAs	DDTs	HCb	HCHs	PCBs	PBDEs
CONAMA 357/05	-	2	6.5	-	1	0.06
Iratim	<LD	0,1	<LD	0,65	0,43	<LD
Barragem	0,035	0,55	<LD	<LD	0,57	<LD
Floresta	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD
Sedimento (ng g ⁻¹)						
	HPAs	DDTs	HCb	HCHs	PCBs	PBDEs
CONAMA 454/12	1000	1 a 5	-	1	34.1	-
Iratim	2,33	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD
Barragem	30,7	0,15	<LD	<LD	0,08	<LD
Floresta	913,6	0,03	<LD	<LD	1,53	<LD

Contaminantes orgânicos detectados em três pontos diferentes do reservatório de Salto Segredo. As concentrações foram analisadas com base nas resoluções 357/2005 e 454/2012 do CONAMA, que estabelecem diretrizes para a classificação dos corpos d'água e o gerenciamento de material dragado, respectivamente. <LOQ indica valores inferiores aos limites de quantificação. Fonte: a autora (2024).

5.2 TESTES DE TOXICIDADE NO PERÍODO EMBRIONÁRIO E LARVAL

As taxas de eclosão dos embriões de *Rhamdia quelen* foram avaliadas 24 horas após a fertilização. Os resultados indicaram que a eclosão dos embriões ocorreu de maneira semelhante entre todos os grupos analisados, sem diferenças estatisticamente significativas entre eles (Figura 12). A média da taxa de eclosão para o grupo de água foi de 91,3 % para o controle, 87 % para Iratim, 86,3 % Barragem e 86 % para Floresta. No grupo do elutriato, as taxas foram 92,6 % para o controle, 90 % para Iratim, 89 % para Barragem e 89,2 % para Floresta. A diferença entre esses valores não foi estatisticamente significativa ($p > 0,05$).

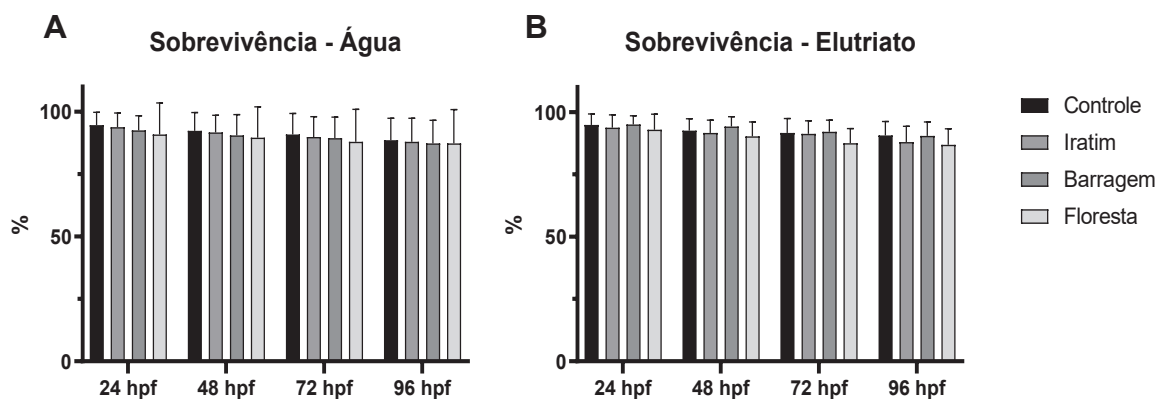
FIGURA 12 - TAXA DE ECLOSÃO DE EMBRIÕES DE *RHAMDIA QUELEN*, 24 HORAS PÓS FERTILIZAÇÃO (HPF)



Taxa de eclosão dos embriões de *Rhamdia quelen* em água e em elutriato, nos diferentes pontos de coleta. Média e desvio padrão da média. Não houve diferença significativa entre os tratamentos ($p < 0,05$). Fonte: A autora (2024).

Os dados não revelaram diferenças significativas entre grupos tratados e o grupo controle. Isso sugere que a taxa de sobrevivência foi consistente em todos os grupos ao longo do período de observação (Figura 13 A-B). A média da taxa de sobrevivência em 96 horas pós-fertilização (hpf) foi de 90% para o controle, 88,9% para Iratim, 88,5% para Barragem e 88,7% para Floresta no grupo exposto à água. No grupo exposto ao elutriato, as taxas de sobrevivência foram de 93,9% no controle, 93,5% em Iratim, 94% em Barragem e 92% em Floresta. As taxas de sobrevivência permaneceram consistentemente elevadas, independentemente do ambiente de exposição, e as diferenças observadas não foram estatisticamente significativas ($p > 0,05$).

FIGURA 13 - TAXA DE SOBREVIVÊNCIA DE EMBRIÕES E LARVAS DE *RHAMDIA QUELEN*

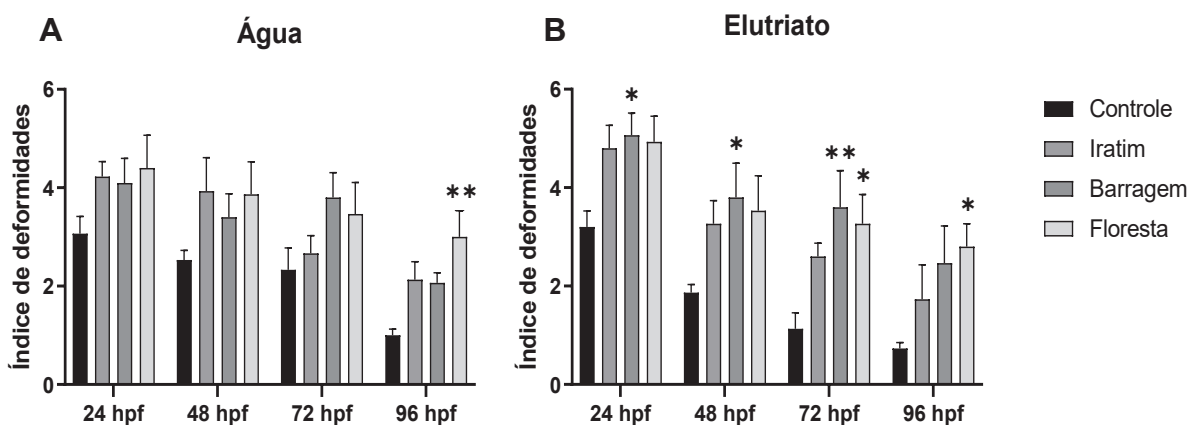


Taxas de sobrevivência durante 24, 48, 72 e 96 hpf observados em (A) água e (B) elutriato. Média e desvio padrão da média. Não houve diferença significativa entre os tratamentos ($p < 0,05$). Fonte: A autora (2024).

5.3 DEFORMIDADES

Os resultados do índice de deformidades mostraram que no grupo tratado com água (Figura 14 A), observou-se uma diferença significativa em Floresta aos 96 hpf. Por outro lado, no grupo tratado com elutriato (Figura 14 B), observou-se que Barragem apresentou diferenças significativas em relação ao controle aos 24, 48 e 72 hpf, e Floresta aos 72 e 96 hpf. Mostrando que os contaminantes presentes na água apresentaram efeitos mais tardios e os de elutriato efeitos mais precoces.

FIGURA 14 - ÍNDICE DE DEFORMIDADES DOS EMBRIÕES E LARVAS DE *RHAMDIA QUELEN*

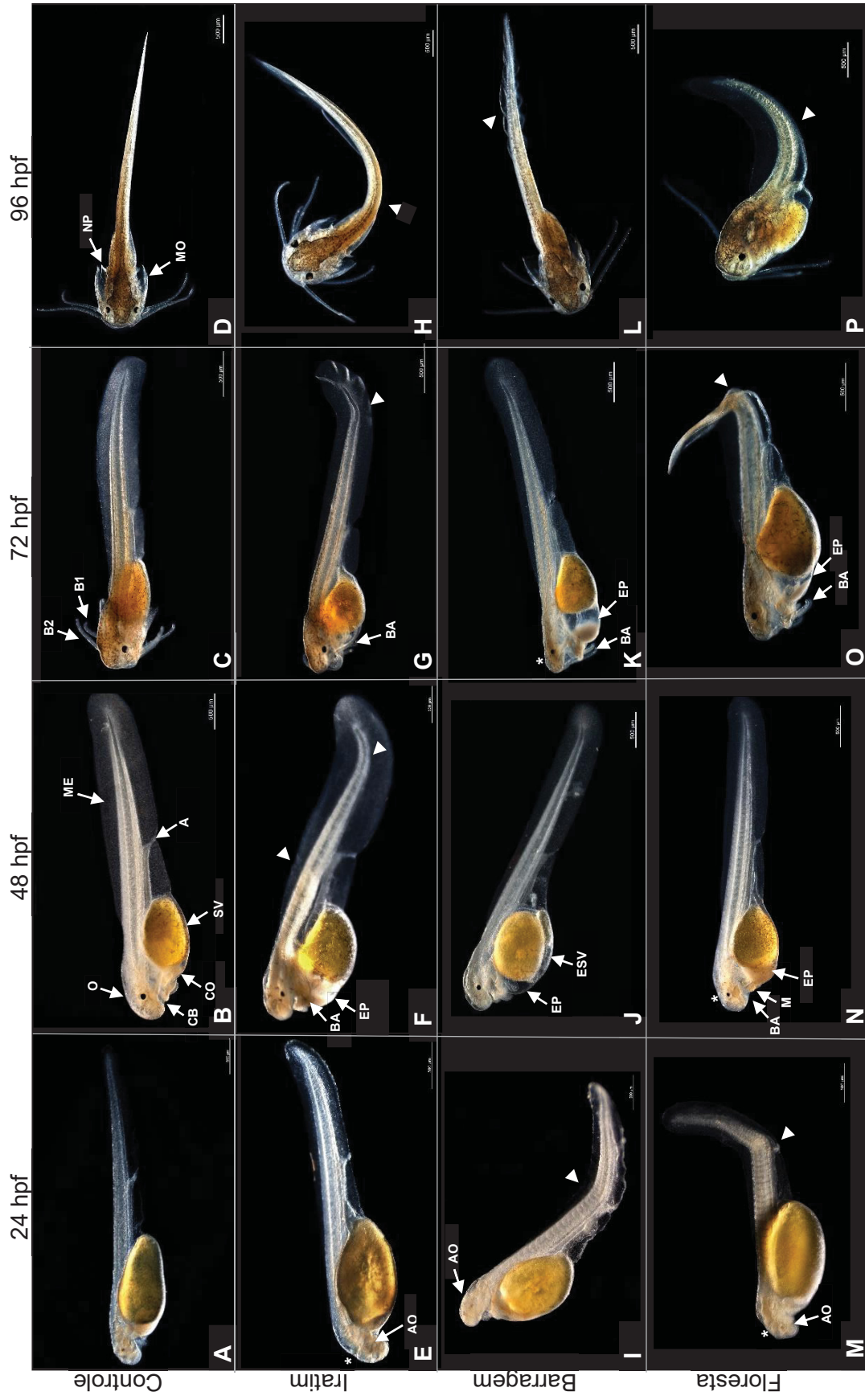


Índice de deformidades em 24, 48, 72 e 96 hpf observados em (A) água e (B) elutriato. Média e desvio padrão da média. Diferenças significativas entre controle e tratamentos * $p < 0,05$ ** $p < 0,01$. Fonte: A autora (2024).

As análises das deformidades observadas nas larvas ao longo do tempo, revelaram que, em 24 hpf, as deformidades axiais, craniais e torácicas estavam relativamente equilibradas, sugerindo que, neste estágio inicial, os danos não estavam predominantemente concentrados em uma única área anatômica, afetando processos mais básicos, tanto nos indivíduos expostos à água quanto ao elutriato. A maioria dos indivíduos do grupo controle apresentou pequenas alterações, como edemas de pericárdio e curvaturas laterais leves de grau 1. No entanto, alguns indivíduos apresentaram anomalias como pigmentação ocular reduzida, anoftalmia (ausência de olho) ou microftalmia (olho de tamanho reduzido). Em 96 hpf, foi observada principalmente deformidades na região axial. Não houve valores altos em relação a deformidades nos barbilhões, porém foi

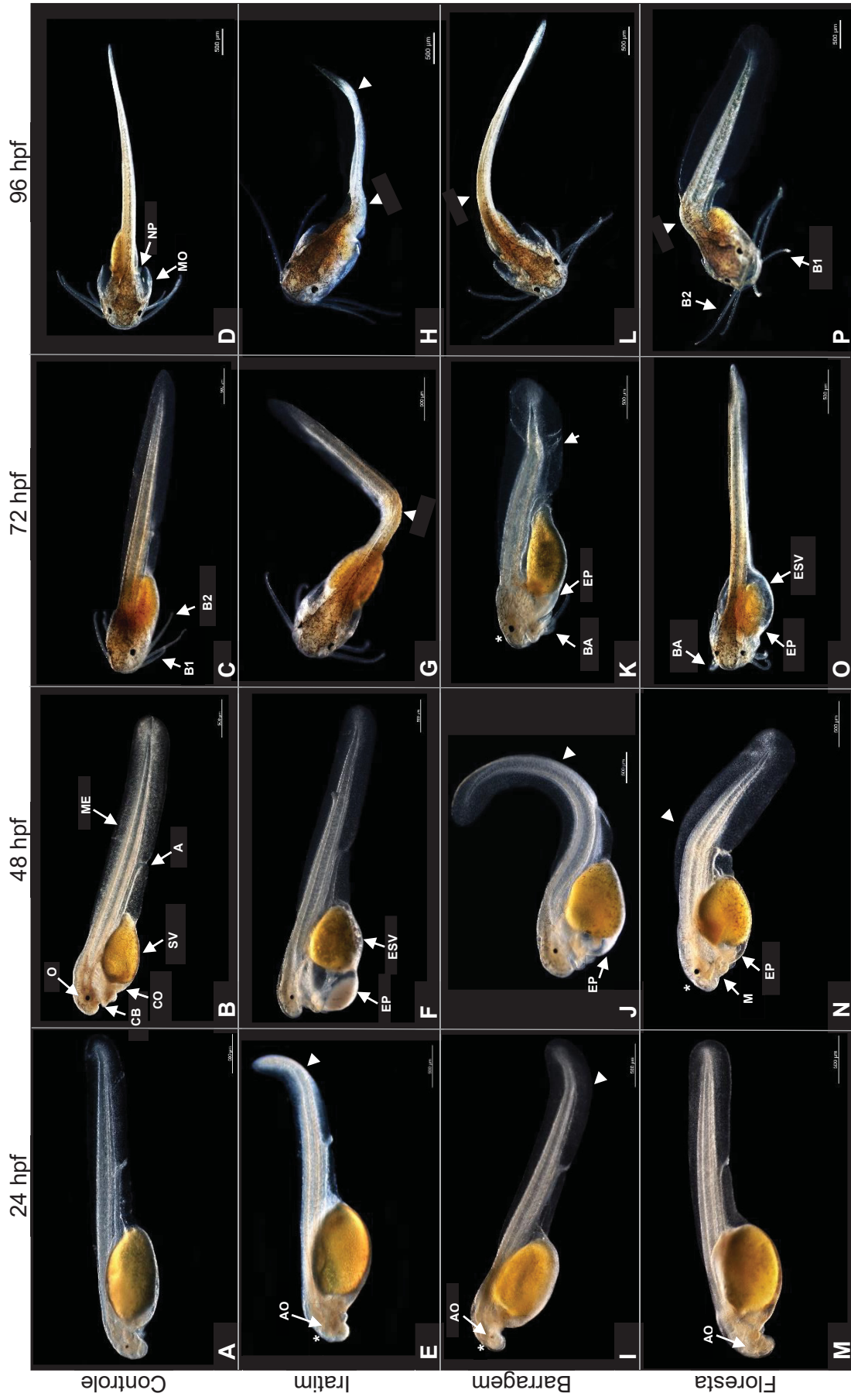
possível observar que, em 72 hpf, houve mais indivíduos com a presença dessa alteração, em comparação com os demais tempos. Embora a maioria dos indivíduos, incluindo os tratados, não tenha exibido deformidades de grande magnitude, os indivíduos expostos aos tratamentos apresentaram deformidades de graus mais elevados em comparação ao grupo controle. Entre as deformidades observadas nos grupos tratados, destacam-se alterações na forma do crânio (Figura 15 E, G, I, M, N; Figura 16 E, F, I, M, N), pigmentação ocular ausente ou reduzida (Figura 15 E, I, M; Figura 16 E e M), edema de pericárdio (Figura 15 F, J, K, N, O; Figura 16 F, J, K, N, O), edema no saco vitelino (Figura 15 J; Figura 16 M, O), além de danos axiais, como curvatura na região terminal da cauda (Figura 15 F, G; Figura 16 E, I, K), curvatura dorsal (Figura 15 M; Figura 16 J), curvatura ventral (Figura 16 N) e curvaturas laterais acentuadas (Figura 15 H, I, O, P; Figura 16 G, L, P). Alguns apresentaram danos nas nadadeiras, como ondulações (Figura 15 G e L), além de diminuição do comprimento da cauda (Figura 16 H).

FIGURA 15 - IMAGENS DE LARVAS DE *RHAMDIA QUELEN* EM 24, 48, 72 E 96 HPF EXPOSTOS À ÁGUA



Larvas de *Rhamdia queelen* em 24, 48, 72 e 96 hpf. (A-D) Larvas normais do tratamento de controle. (E-H) Larvas expostas à água de Iratim. (I-L) Larvas expostas à água de Barragem. (M-P) Larvas expostas à água de Floresta. Olho (O), cavidade bucal (CB), Coração (CO), saco vitelino (SV), ânus (A), membrana embriônica (ME), barbilhão mandibular (B1), barbilhão maxilar (B2), membrana do opérculo (MO), nadaadeira peitoral (NP). Deformidades: Ausência de pigmentação do olho (AO), edema do pericárdio (EP), edema do saco vitelínico (ESV), barbilhões atrofiados (BA). Alteração na mandíbula (M). Formato de crânio modificado (*). Danos axiais (Cabeça de seta). Fonte: A autora (2024).

FIGURA 16 - IMAGENS DE LARVAS DE *RHAMDIA QUELEN* EM 24, 48, 72 E 96 HPF EXPOSTOS AO ELUTRIATO

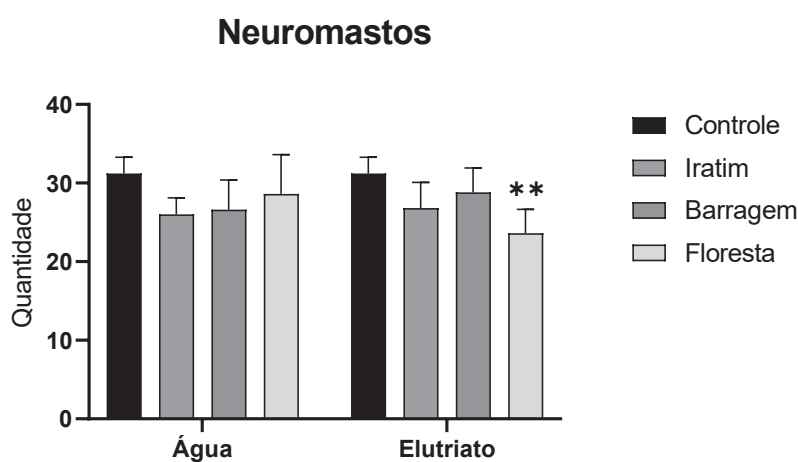


Larvas de *Rhamdia quelen* em 24, 48, 72 e 96 hpf. (A-D) Larvas normais do tratamento de controle. (E-H) Larvas expostas ao elutriato de Iratim. (I-L) Larvas expostas ao elutriato de Barragem. (M-P) Larvas expostas ao elutriato de Floresta. Olho (O), cavidade bucal (CB), Coração (CO), saco vitelino (SV), ânus (A), membrana embrionária (ME), barbilhão mandibular (B1), barbilhão maxilar (B2), membrana do opérculo (MO), nadadeira peitoral (NP). Deformidades: Ausência de pigmentação do olho (AO), edema do pericárdio (EP), edema do saco vitelínico (ESV), barbilhões atrofiados (BA). Alteração na mandíbula (M). Formato de crânio modificado (*). Danos axiais (Cabeça de seta). Fonte: A autora (2024).

5.4 NEUROMASTOS

Os neuromastos e as células ciliadas das larvas de *Rhamdia quelen* foram analisados por meio de microscopia eletrônica de varredura. A quantidade de neuromastos presentes na cabeça e na linha lateral das larvas mostrou uma redução significativa em Floresta nos indivíduos tratados com elutriato, em relação ao grupo controle. No grupo tratado com água, a média de neuromastos foi de 32,2% no controle, 26,0% em Iratim, 26,6% em Barragem e 28,6% em Floresta. Para o grupo exposto ao elutriato, as médias foram de 30,2% no controle, 26,8% em Iratim, 28,8% em Barragem e 23,6% em Floresta. A diminuição mais acentuada foi observada na linha lateral das larvas em Floresta, enquanto a quantidade de neuromastos na cabeça permaneceu estável. O maior número de neuromastos em um lado da larva foi de 34 no controle, e o menor foi 20 em Floresta no grupo tratado com elutriato (Figura 17).

FIGURA 17 - QUANTIDADE DE NEUROMASTOS NAS LARVAS DE *RHAMDIA QUELEN*



Quantidade de neuromastos observados em um dos lados de larvas de *Rhamdia quelen* (96 hpf) expostas à água e ao elutriato. Média e desvio padrão da média. Diferenças significativas entre controle e tratamentos ** $p < 0,01$. Fonte: A autora (2024).

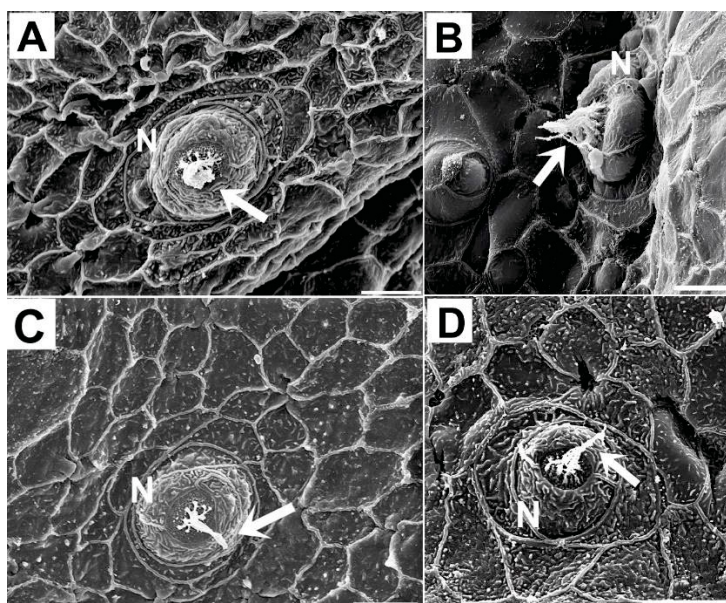
As células ciliadas, presentes na porção central dos neuromastos, foram analisadas quanto ao tamanho e à quantidade. O teste Qui-quadrado indicou por forma qualitativa uma diminuição significativa no número de projeções ciliadas dos neuromastos, nos pontos Barragem e Floresta em relação ao controle, nos indivíduos tratados com água. Neuromastos preservados apresentaram estruturas ciliares mais longas e em maior número de prolongamentos (Figura

18 A-D), enquanto aqueles alterados mostraram desintegração das células ciliadas, resultando em menor tamanho e número, além de comprometimento estrutural dos neuromastos (Figura 19 A-F).

Nos grupos tratados com água, o controle apresentou uma distribuição equilibrada entre as projeções de células ciliadas pequenas e grandes (50% cada). Em Floresta, 90% dos neuromastos possuíam células pequenas, e em Iratim e Barragem, a proporção foi de 70% e 80%, respectivamente. Quanto à quantidade, o controle mostrou 90% dos neuromastos com muitas células ciliadas, enquanto em Iratim, Barragem e Floresta apresentaram respectivamente 40%, 30% e 30% dos neuromastos com muitas células ciliadas.

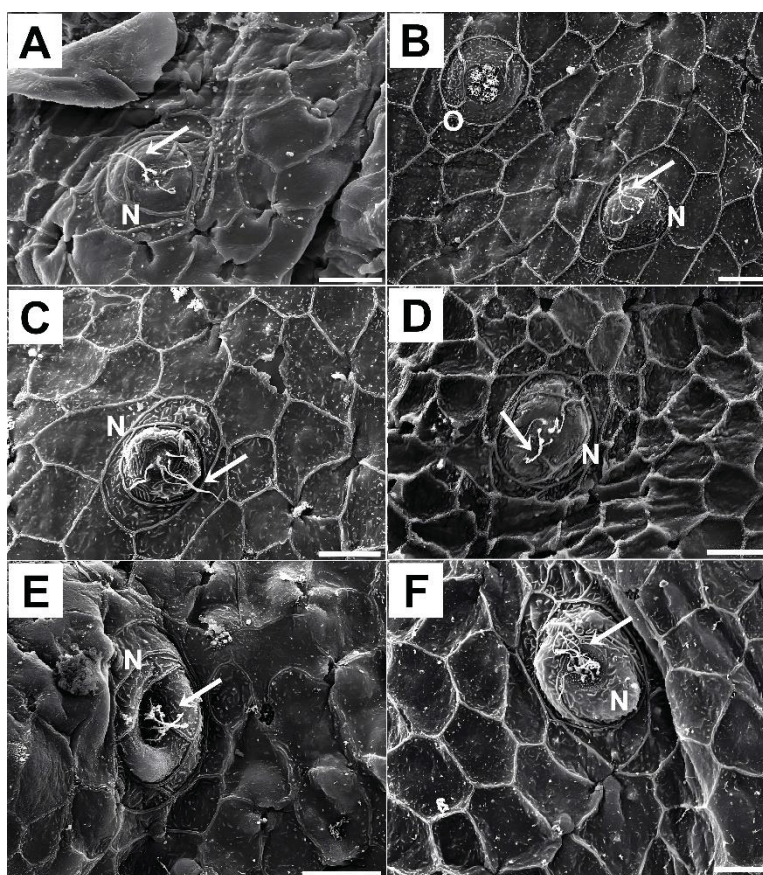
Para os indivíduos tratados com elutriato, o controle apresentou 20% de células ciliadas pequenas. Em Iratim e Barragem, a distribuição foi mais equilibrada, com 60% dos neuromastos apresentando células pequenas. Em Floresta, houve prevalência de células pequenas de 70%. Quanto à quantidade, no controle 60% dos neuromastos possuíam maior número de células ciliadas, enquanto em Iratim a distribuição foi igual. Em Barragem e Floresta, 20% e 30% dos neuromastos, respectivamente, apresentaram maior número de células ciliadas. Apesar dessas variações em relação ao controle, não foram observadas diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$).

FIGURA 18 - NEUROMASTOS BEM PRESERVADOS EM MEV



Neuromastos de larva de *Rhamdia quelen* com 96hpf em MEV. (A) Neuromasto com porção ciliar com uma quantidade relativamente grande em seu centro. (B) Neuromasto com porção ciliar grande e alongada. (C) Neuromasto com uma porção ciliar média e alongados. (D) Neuromasto com uma porção ciliar média e alongados. Neuromasto (N), porção ciliar (seta).
Fonte: A autora (2024).

FIGURA 19 - NEUROMASTOS ALTERADOS



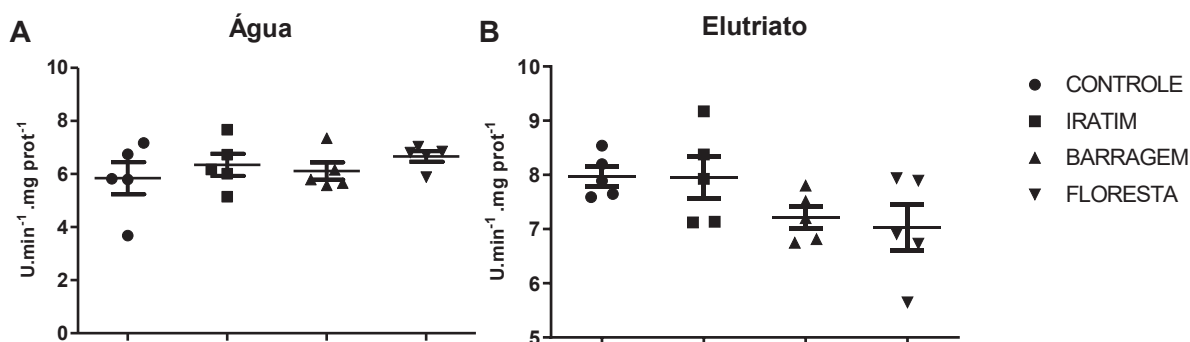
Neuromastos de *Rhamdia quelen* observados em MEV. (A) Neuromasto com poucas células ciliadas e algumas alongadas, exposto à água de Iratim. (B) Neuromasto exposto à água de Floresta. (C) Neuromasto tratado com água de Barragem. (D) Neuromasto tratado com elutriato de Iratim. (E) Neuromasto tratado com elutriato Floresta. (F) Neuromasto tratado com elutriato de Barragem. Neuromasto (N). Porção ciliar (seta). Órgão ampular (O). Fonte: A autora (2024).

5.3 ESTRESSE OXIDATIVO

Foram realizadas análises para avaliar os níveis de estresse oxidativo nas larvas de *Rhamdia quelen* expostas à água e ao elutriato de diferentes pontos do reservatório de Salto Segredo. Os parâmetros analisados incluíram a atividade das enzimas catalase (CAT), glutathione S-transferase (GST), acetilcolinesterase (AChE), superóxido dismutase (SOD), carbonilação de proteínas, concentração de tióis não proteicos e peroxidação lipídica. Não foram observadas diferenças estatisticamente significativas entre os grupos tratados e o controle, embora algumas variações sutis tenham sido detectadas.

A atividade da SOD apresentou uma redução em Floresta e Barragem no grupo tratado com elutriato (Figura 20 B), enquanto no grupo exposto à água as variações foram mínimas (Figura 20 A). Não foram significativas.

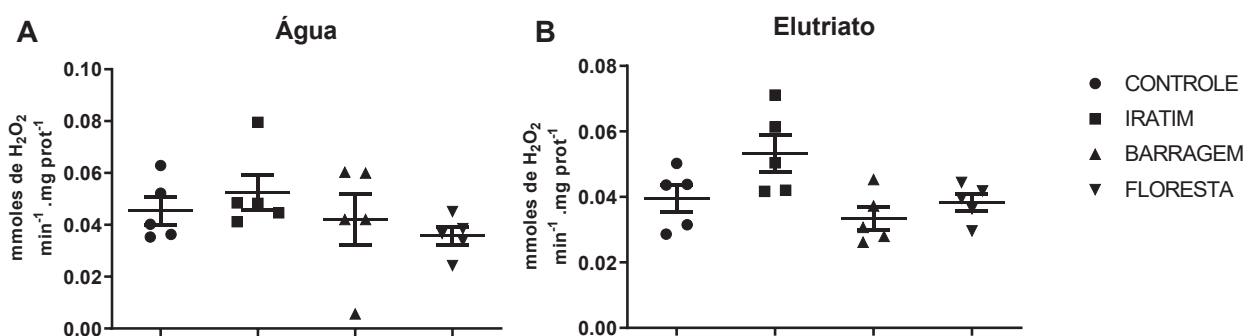
FIGURA 20 - ATIVIDADE DA SUPERÓXIDO DISMUTASE NAS LARVAS DE *RHAMDIA QUELEN* EXPOSTOS A ÁGUA E ELUTRIATO DOS PONTOS DO RESERVATORIO DE SALTO SEGREDO



Análise de estresse oxidativo da atividade da superóxido dismutase em larvas de *R. quelen* 96 hpf expostas (A) à água e (B) ao elutriato de Iratim, Barragem, Floresta e controle. Média e desvio padrão da média. Não houve diferença significativa entre os tratamentos ($p < 0,05$). Fonte: a autora (2024).

No grupo exposto à água, a atividade da catalase apresentou um leve aumento em Iratim e uma diminuição em Floresta (Figura 21 A). No grupo exposto ao elutriato, a atividade da catalase também diminuiu em Barragem (Figura 21 B). Não foram significativas.

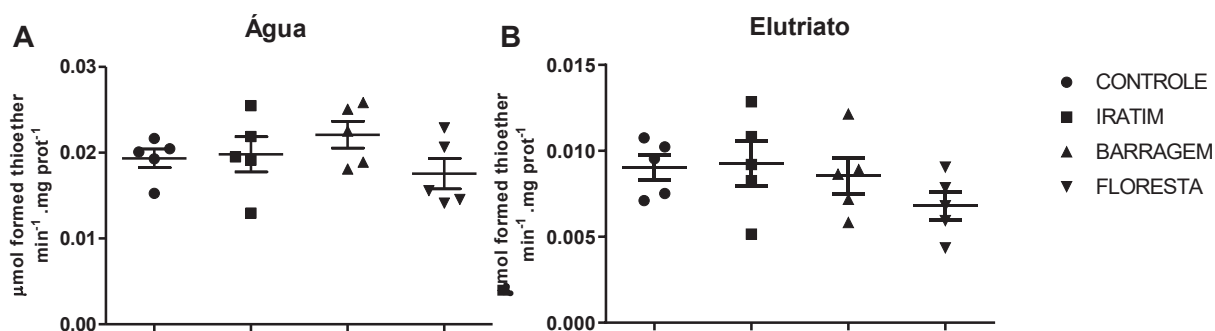
FIGURA 21 - ATIVIDADE DA CATALASE NAS LARVAS DE *RHAMDIA QUELEN* EXPOSTOS A ÁGUA E ELUTRIATO DOS PONTOS DO RESERVATORIO DE SALTO SEGREDO



Análise de estresse oxidativo da atividade da catalase em larvas de *R. quelen* (96 hpf) expostas (A) à água e (B) ao elutriato de Iratim, Barragem, Floresta e controle. Média e desvio padrão da média. Não houve diferença significativa entre os tratamentos ($p < 0,05$). Fonte: a autora (2024).

A atividade da GST mostrou um leve aumento em Iratim e uma redução em Floresta no grupo tratado com água (Figura 22 A). Uma diminuição semelhante foi observada em Floresta no grupo tratado com elutriato (Figura 22 B). Não foram significativas.

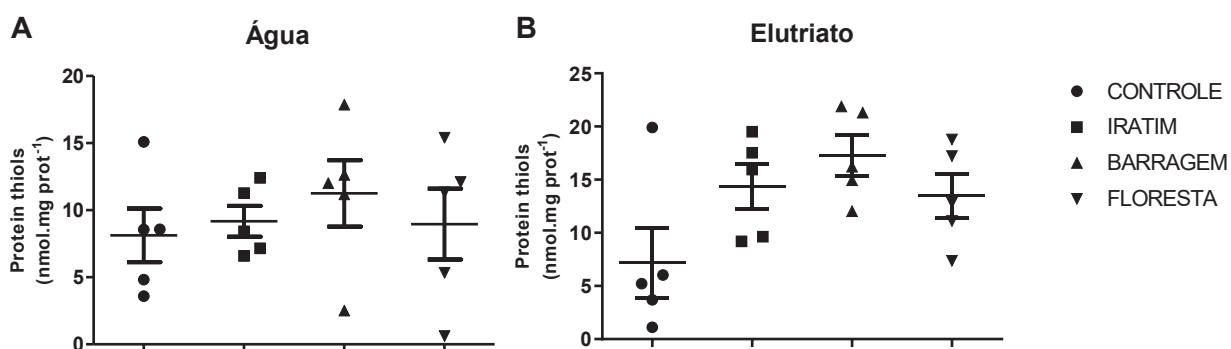
FIGURA 22 - ATIVIDADE DA GLUTATIONA S-TRANSFERASE NAS LARVAS DE *RHAMDIA QUELEN* EXPOSTOS A ÁGUA E ELUTRIATO DOS PONTOS DO RESERVATORIO DE SALTO SEGREDO



Análise de estresse oxidativo da atividade da glutatona s-transferase em larvas de *R. quelen* (96 hpf) expostas (A) à água e (B) ao elutriato de Iratim, Barragem, Floresta e controle. Média e desvio padrão da média. Não houve diferença significativa entre os tratamentos ($p < 0,05$). Fonte: a autora (2024).

A concentração de tióis não proteicos aumentou em Barragem no grupo tratado com água (Figura 23 A). No grupo tratado com elutriato, todos os pontos apresentaram elevação em relação ao controle (Figura 23 B). Não foram significativas.

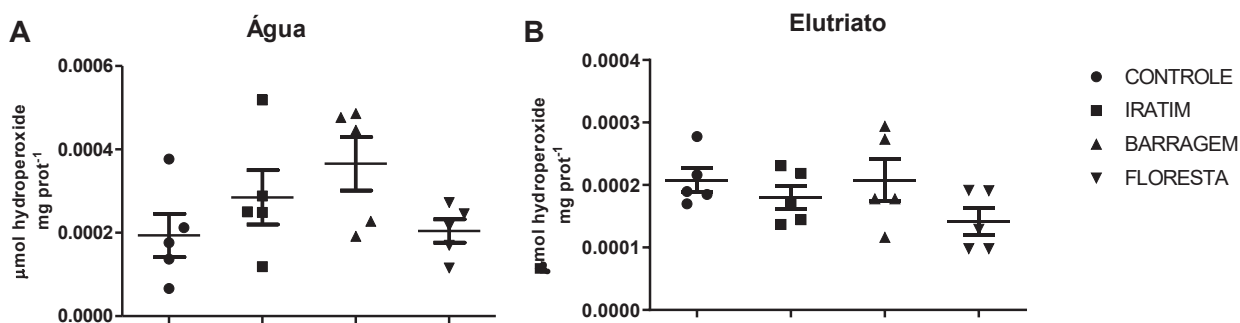
FIGURA 23 - CONCENTRAÇÃO DE TIÓIS NÃO PROTÉICOS NAS LARVAS DE *RHAMDIA QUELEN* EXPOSTOS A ÁGUA E ELUTRIATO DOS PONTOS DO RESERVATORIO DE SALTO SEGREDO



Análise da concentração de tióis não proteicos em larvas de *R. quelen* (96 hpf) expostas (A) à água e (B) ao elutriato de Iratim, Barragem, Floresta e controle. Média e desvio padrão da média. Não houve diferença significativa entre os tratamentos ($p < 0,05$). Fonte: a autora (2024).

A peroxidação lipídica, que serve como indicador de danos às membranas celulares, apresentou aumento em Barragem e Iratim no grupo tratado com água (Figura 24 A). No grupo tratado com elutriato, foi observada uma redução em Floresta (Figura 24 B). Não foram significativas.

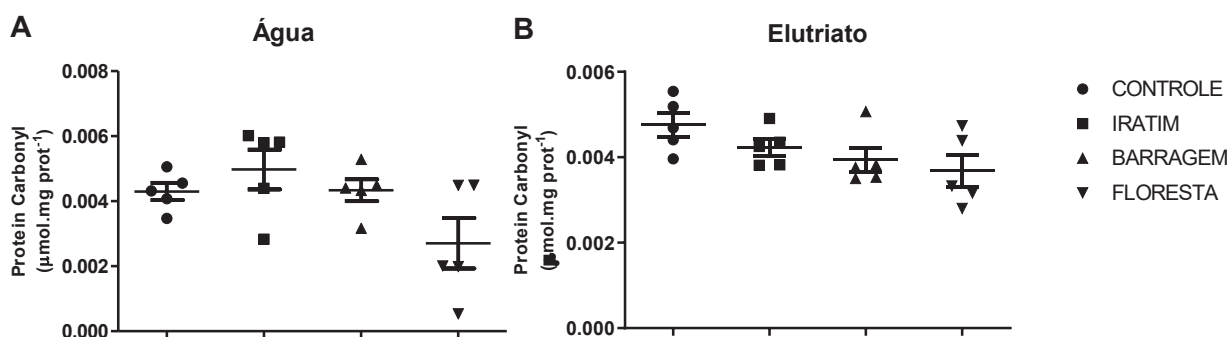
FIGURA 24 - PEROXIDAÇÃO DE LIPÍDIOS NAS LARVAS DE *RHAMDIA QUELEN* EXPOSTOS A ÁGUA E ELUTRIATO DOS PONTOS DO RESERVATORIO DE SALTO SEGREDO



Análise da peroxidação de lipídios em larvas de *R. quelen* (96 hpf) expostas (A) à água e (B) ao elutriato de Iratim, Barragem, Floresta e controle. Média e desvio padrão da média. Não houve diferença significativa entre os tratamentos ($p < 0,05$). Fonte: a autora (2024).

A carbonilação de proteínas apresentou uma redução em Floresta, no grupo tratado com água, em relação ao controle (Figura 25 A). No grupo exposto ao elutriato, observou-se uma diminuição progressiva em Iratim, Barragem e Floresta, sendo Floresta o local com maior redução (Figura 25 B). Não foram significativas.

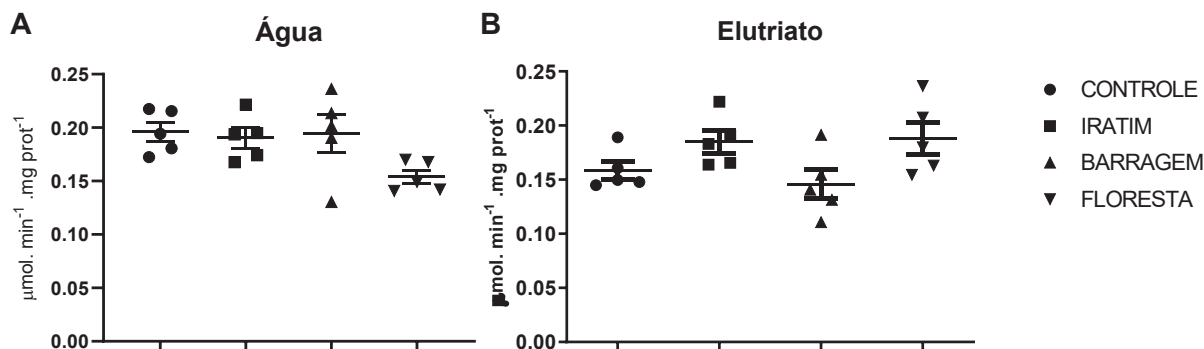
FIGURA 25 - CARBONILAÇÃO DE PROTEÍNAS NAS LARVAS DE *RHAMDIA QUELEN* EXPOSTOS A ÁGUA E ELUTRIATO DOS PONTOS DO RESERVATORIO DE SALTO SEGREDO



Análise da carbonilação de proteínas em larvas de *R. quelen* (96 hpf) expostas (A) à água e (B) ao elutriato de Iratim, Barragem, Floresta e controle. Média e desvio padrão da média. Não houve diferença significativa entre os tratamentos ($p < 0,05$). Fonte: a autora (2024).

A atividade da AChE, no grupo exposto à água, foi reduzida em Floresta em comparação ao controle (Figura 26 A). Já no grupo tratado com elutriato, houve aumento em Iratim e Floresta (Figura 26 B). Não foram significativas.

FIGURA 26 - ATIVIDADE DA ACETILCOLINESTERASE NAS LARVAS DE *RHAMBDIA QUELEN* EXPOSTOS A ÁGUA E ELUTRIATO DOS PONTOS DO RESERVATORIO DE SALTO SEGREDO



Análise de estresse oxidativo da atividade da acetilcolinesterase em larvas de *R. quelen* (96 hpf) expostas (A) à água e (B) ao elutriato de Iratim, Barragem, Floresta e controle. Média e desvio padrão da média. Não houve diferença significativa entre os tratamentos ($p < 0,05$). Fonte: a autora (2024).

5.4 INTEGRAÇÃO DE BIOMARCADORES (IBR)

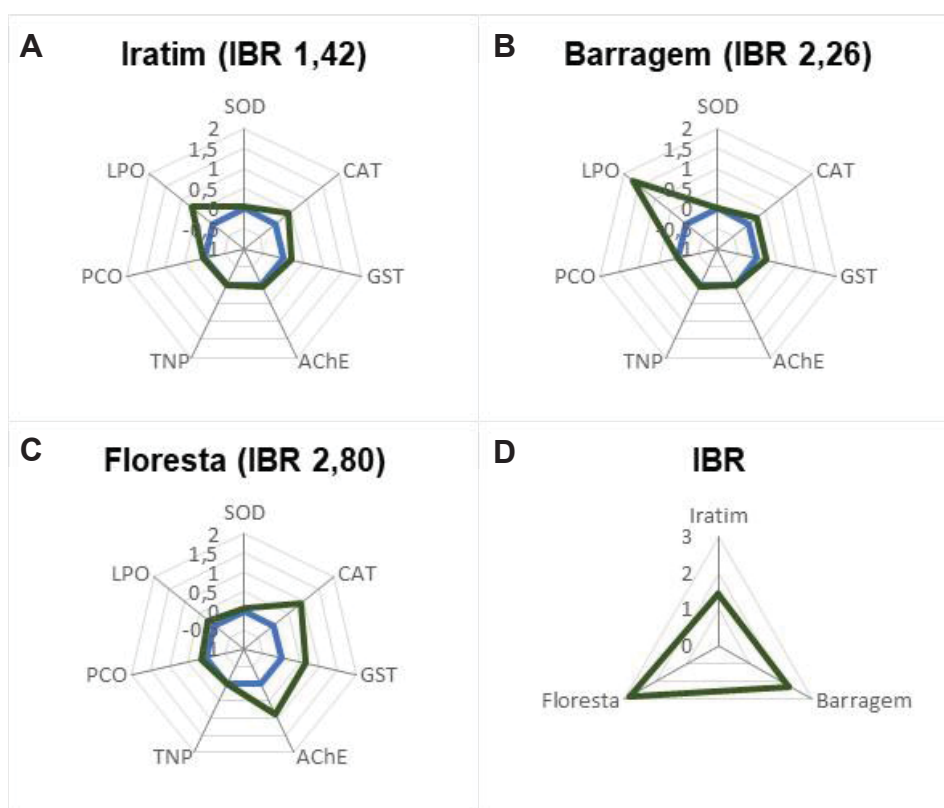
A integração dos biomarcadores de estresse oxidativo foi representada em gráficos de radar, demonstrando a resposta das larvas de *Rhamdia quelen* expostas à água e ao elutriato em três locais distintos do reservatório de Salto Segredo: Iratim, Barragem e Floresta. Os gráficos exibem as atividades dos biomarcadores SOD, catalase, GST, LPO, PCO, TNP e AChE, fornecendo uma visão comparativa das respostas entre os diferentes pontos de coleta.

Os gráficos indicam variações significativas na resposta das larvas expostas à água nos diferentes pontos. Em Iratim, o valor do Índice de Biomarcadores Integrados (IBR) foi de 1,42 (Figura 27 A), indicando uma resposta moderada ao estresse oxidativo, com os biomarcadores LPO, GST e catalase apresentando valores próximos ao controle. Em Barragem, o IBR alcançou 2,26 (Figura 27 B), refletindo um aumento acentuado de LPO, acompanhado por pequenas variações em GST e catalase. Em Floresta, o IBR foi o mais elevado, atingindo 2,80 (Figura 27 C), destacando-se como o local

com maior impacto ambiental, com elevações em catalase, GST, AChE e LPO, sendo que este último biomarcador apresentou valores próximos ao controle.

Ao integrar os dados dos três pontos de coleta, observa-se que Floresta apresentou a maior valor de IBR, seguido por Barragem e Iratim (Figura 27 D). A representação triangular do IBR evidencia que o impacto é mais pronunciado em Floresta, possivelmente devido a uma maior concentração de poluentes ou a condições ambientais mais adversas neste ponto específico.

FIGURA 27 - INTEGRAÇÃO DE BIOMARCADORES NAS LARVAS DE *RHAMDIA QUELEN* DO GRUPO DE ÁGUA



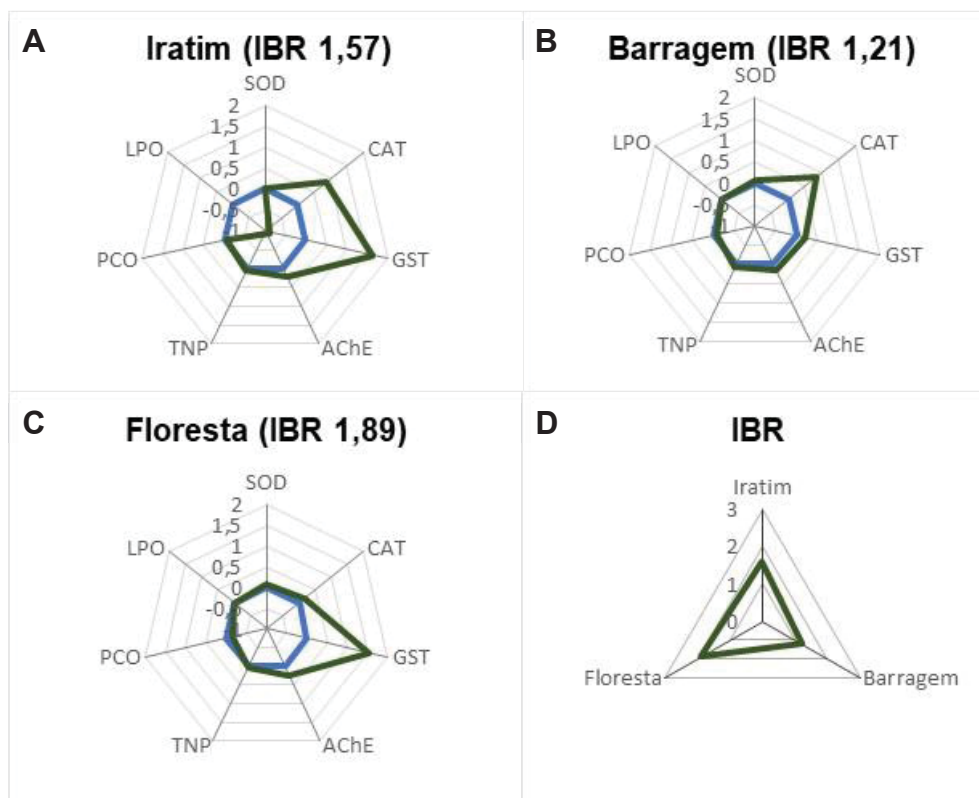
Gráficos de radar apresentando a integração dos biomarcadores de estresse oxidativo em larvas de *R. quelen* (96 hpf) expostas à água. (A) Iratim. (B) Barragem. (C) Floresta. (D) Representação gráfica da diferença entre os grupos tratados, com o controle representado pela linha azul. Os valores abaixo de zero indicam redução, enquanto os valores acima de zero indicam aumento dos biomarcadores avaliados. SOD: Superóxido Dismutase. CAT: Catalase. GST: Glutathione S-Transferase. AChE: Acetilcolinesterase. TNP: Tióis Não Protéicos. PCO: Carbonilação de Proteínas. LPO: Peroxidação de Lipídios. Fonte: A autora (2024).

Os gráficos radar das amostras tratadas com elutriato também mostraram variações na resposta das larvas. Em Iratim, o valor de IBR foi de 1,57, com um aumento expressivo em GST e variações menores em catalase e AChE, além de uma redução em LPO (Figura 28 A). Barragem apresentou o menor IBR, de

1,21, com o aumento mais evidente em catalase, seguido por GST e AChE (Figura 28 B). Em Floresta, o IBR foi de 1,89, o maior entre os três pontos, com aumentos em GST, AChE e catalase, além de uma pequena diminuição em PCO (Figura 28 C).

Ao considerar os três valores de IBR, observa-se que Floresta apresentou o maior impacto, seguido por Iratim e Barragem (Figura 28 D). As diferenças observadas entre os tratamentos com água e elutriato podem ser atribuídas à variação na presença de contaminantes na água e nos sedimentos. No entanto, o ponto Floresta manteve o maior IBR em ambos os grupos, sugerindo uma influência ambiental persistente nesse local.

FIGURA 28 - INTEGRAÇÃO DE BIOMARCADORES NAS LARVAS DE *RHAMDIA QUELEN* DO GRUPO DE ELUTRIATO



Gráficos de radar apresentando a integração dos biomarcadores de estresse oxidativo em larvas de *R. quelen* de 96 hpf expostas à água. (A) Iratim. (B) Barragem. (C) Floresta. (D) Comparação gráfica entre os grupos tratados. O controle é representado pela linha azul. Os valores abaixo de zero indicam redução, enquanto valores acima de zero indicam aumento do biomarcador avaliado. SOD: Superóxido Dismutase. CAT: Catalase. GST: Glutathione S-Transferase. AChE: Acetilcolinesterase. TNP: Tióis Não Protéicos. PCO: Carbonilação de Proteínas. LPO: Peroxidação de Lipídios. Fonte: A autora (2024).

5.5 MODELO MATEMÁTICO

As simulações realizadas com o modelo matemático indicam que a população de *Rhamdia quelen* deve permanecer estável ao longo do tempo, tanto para os indivíduos expostos à água quanto ao elutriato, sem apresentar impacto significativo na densidade populacional (Figura 29 A-B). A partir do ano 101, as curvas dos indivíduos tratados convergem para a do grupo controle, indicando que os tratamentos aplicados não causaram efeitos adversos perceptíveis na dinâmica populacional. Somente o grupo exposto ao elutriato do ponto Floresta apresentou uma leve redução na densidade, mas essa variação não representa uma ameaça à continuidade da espécie, desde que as condições ambientais não se deteriore. É importante destacar que essas previsões se baseiam exclusivamente nos dados de sobrevivência das larvas, não levando em conta outros fatores, como alterações morfológicas ou comportamentais, seguindo o modelo definido por Brito *et al.* (2018). No entanto, esses fatores também podem influenciar a estrutura populacional e a resiliência da espécie.

FIGURA 29 - DENSIDADE POPULACIONAL RELATIVA DE *RHAMDIA QUELEN* EM RELAÇÃO À ÁGUA E AO ELUTRIATO

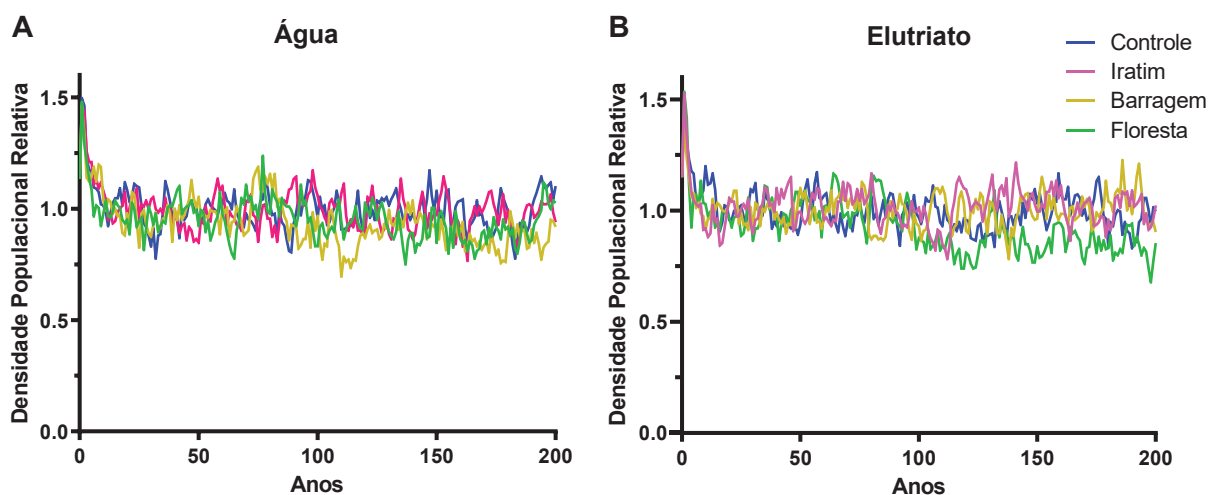


Gráfico ilustrando a evolução temporal da população de *Rhamdia quelen*. (A) Grupo tratado com água dos pontos de estudo no reservatório de Salto Segredo. (B) Grupo tratado com elutriato dos mesmos pontos de estudo. Fonte: A autora (2024).

6 DISCUSSÃO

Os resultados revelaram que a água e o elutriado dos pontos de estudo do reservatório de Salto Segredo, no Rio Iguaçu, não foram capazes de induzir diferenças significativas nas taxas de eclosão e sobrevivência das larvas e embriões de *Rhamdia quelen*. Por consequência, não houve redução na densidade populacional quando aplicado no modelo matemático. No entanto, apresentaram efeitos subletais como deformidades e diminuição na quantidade de neuromastos, principalmente nos pontos de Floresta e Barragem. Esses achados corroboram estudo feito no Rio Doce, por Yamamoto *et al.* (2022), onde as larvas de *Rhamdia quelen* também não apresentaram efeitos letais quando expostas ao elutriado de diferentes pontos do rio, porém, apresentaram efeitos subletais. Outros estudos realizados na Bacia do Rio Iguaçu também apresentaram a mesma característica para *Rhamdia quelen*, tanto para a eclosão quanto para sobrevivência (Barreto *et al.*, 2020; Golin *et al.*, 2022), nos quais as concentrações de contaminantes no ambiente não foram suficientes para causar toxicidade letal, mas sim subletais, mesmo em algumas regiões do Alto Iguaçu, onde ocorre a maior presença de contaminantes.

Os danos subletais foram observados principalmente nos pontos de Floresta e Barragem, onde os contaminantes orgânicos e inorgânicos se apresentavam em maiores concentrações. Esses contaminantes, mesmo dentro dos limites estabelecidos pelo CONAMA, podem gerar efeitos adversos, devido à bioacumulação, além de interagirem com outros compostos presentes no rio podendo resultar em efeitos sinérgicos ou aditivos, contribuindo para as deformidades observadas (Xia *et al.*, 2023). Os indivíduos tratados com elutriado apresentaram deformidades em quase todos os tempos de observação para Barragem e Floresta. Esse fato pode ser explicado pelas partículas sedimentares, que atuam como reservatórios de contaminantes, liberando metais e compostos orgânicos sob condições ambientais específicas, o que pode agravar os efeitos tóxicos observados em larvas de peixes (Ferraro *et al.*, 2023). Além disso, a presença de contaminantes orgânicos como os HPAs foi detectada em maiores concentrações nos sedimentos de Floresta. Embora a presença desses compostos na água tenha sido limitada, sua bioacumulação no sedimento pode ter contribuído para os efeitos subletais observados. Os HPAs

são conhecidos por interferir nos processos de desenvolvimento embrionário e larval, potencializando o impacto dos metais pesados e exacerbando deformidades, devido sua hidrofobicidade (Sánchez-Aceves *et al.*, 2021). Além disso, metais como o cádmio e o chumbo são particularmente preocupantes devido à sua toxicidade elevada e persistência ambiental, com potenciais para causar disfunções renais, cardiovasculares e neurotoxicidade (Tchounwou *et al.*, 2012). O zinco é essencial para os organismos, porém, sua bioacumulação pode levar a distúrbios enzimáticos e danos celulares (Plum *et al.*, 2010). Além disso, o manganês foi relatado por Alba-González *et al.* (2024) como alterando as taxas de sobrevivência e provocando diversos tipos de deformidades morfológicas em *Danio rerio*. A bioacumulação desses metais nos peixes, podem ser observadas em pesquisas como as de Kamzati *et al.* (2020) e Dippong *et al.* (2024), que levantam preocupações sobre os impactos dessas deformidades. Além disso, as larvas ficam mais suscetíveis ao estresse e a patógenos, o que aumenta as taxas de mortalidade (Pousis *et al.* 2022).

As deformidades podem não apresentar um impacto imediato na vida das larvas de peixes, mas têm implicações que podem ser significativas para o desempenho e a viabilidade dos indivíduos em fases posteriores da vida, afetando o crescimento, reprodução e viabilidade populacional (Aydin *et al.*, 2024). Estudo com *Chelon auratus*, mostraram que variações morfológicas desempenharam impactos nas taxas metabólicas, onde o formato e o tamanho do corpo apresentaram diferentes taxas respiratórias, sugerindo que essa mudança morfológica afeta o gasto energético e as trajetórias de crescimento dos indivíduos (Martinez-Leiva *et al.*, 2023). Esses efeitos podem limitar a capacidade de movimento e a eficiência alimentar, comprometendo o crescimento e reduzindo a sobrevivência em ambientes naturais (Zheng *et al.*, 2016), além de prejudicar o desempenho dos peixes na natação e alimentação, o que pode gerar uma redução do bem-estar animal (Tekoğul *et al.*, 2023). Peixes que apresentam deformidades em órgãos como coração e olhos podem apresentar alterações de comportamentos, impactando na saúde dos indivíduos e na dinâmica das populações (Kinch *et al.*, 2016).

Outro fator impactado pelas deformidades é a reprodução, onde o sucesso reprodutivo pode ser comprometido, afetando os comportamentos de acasalamento e a qualidade dos gametas (Chandra *et al.*, 2023). Em espécies

como o *Clupea harengus membras*, anormalidades ovarianas podem resultar em taxas de infertilidade de até 90%, prejudicando gravemente a fecundidade (Ojaveer *et al.*, 2015). Além disso, estudos com *Danio rerio* indicam que desreguladores endócrinos podem comprometer a produção de espermatozoides viáveis, resultando em falhas reprodutivas e afetando negativamente as gerações subsequentes (Spivey, 2004).

Esses impactos se tornam ainda mais evidentes quando analisamos não apenas as taxas de sobrevivência e deformidades morfológicas, mas também os efeitos sobre biomarcadores sensíveis como as funções sensoriais associadas aos neuromastos. Esses neuromastos têm funções de percepção de movimentos na água, detecção de presas e predadores, sensibilidade a correntezas e profundidade, podendo ser afetados por contaminantes (Sonnack *et al.*, 2015). A combinação de metais pesados e compostos orgânicos afetou os indivíduos tratados com o elutriado de Floresta, sugerindo que a combinação de contaminantes pode ter um efeito mais pronunciado nas funções sensoriais, além de provocar diminuição das prolongações de células ciliadas dos neuromastos nos tratamentos de Barragem e Floresta do grupo de água. Em estudos com exposição de metais como cádmio, cobalto e cobre, foi associada à diminuição significativa dos neuromastos (Sonnack *et al.*, 2015). As possíveis exposições crônicas de baixos níveis de poluentes podem causar alterações nos sistemas neurotransmissores e deficiências cognitivas, sugerindo um impacto direto na funcionalidade dos neuromastos, devido à sua vulnerabilidade (Faria *et al.*, 2022). Em estudo de Cirqueira *et al.*, (2024), também evidenciaram que a exposição a vários contaminantes, incluindo metais pesados e produtos farmacêuticos, pode resultar em uma redução na sobrevivência e em respostas mecanossensoriais alteradas em peixes, como o *Danio rerio*. Esse fator de redução da sobrevivência pode ocorrer com o *Rhamdia quelen*, já que essa espécie apresenta hábitos noturnos e são bentônicos, dificultando a sensibilidade para identificar presas e predadores, podendo trazer uma dificuldade sensorial quando pós-larva e em adultos.

Os neuromastos desempenham um papel fundamental na navegação e no comportamento alimentar dos peixes, e sua redução ou deformação pode causar impactos significativos. Estudos com *Aplocheilichthys lineatus* demonstraram que, com apenas um neuromasto funcional, os peixes conseguem detectar

ondas de superfície, mas são incapazes de identificar sua origem com precisão (Müller; Schwartz, 1982). Quando os neuromastos estão completamente ausentes, o tempo de reação é prolongado e a resposta a estímulos ambientais torna-se ineficaz, prejudicando funções vitais, como a alimentação e a fuga de predadores (Scotto *et al.*, 2020).

A redução sensorial também compromete as taxas de sobrevivência. Pesquisas com *Oncorhynchus masou* criados em cativeiro revelaram uma diminuição de 10% no número de neuromastos em comparação com indivíduos selvagens, associando essa perda a uma menor capacidade de adaptação em habitats naturais (Nakae *et al.*, 2022). Isso reflete diretamente na dinâmica populacional, onde a sobrevivência reduzida durante os estágios larvais impacta negativamente o tamanho das populações adultas (Siebeck *et al.*, 2015). Além disso, o desenvolvimento adequado dos sistemas sensoriais durante as fases iniciais é essencial para a reprodução bem-sucedida, e a disfunção nos neuromastos pode gerar efeitos em cascata, comprometendo gerações futuras (Goodman; Zallocchi, 2017).

Além de danos subletais, as larvas de peixes podem apresentar estresse oxidativos como a formação de espécies reativas de oxigênio (EROs), causadas pela exposição a metais e compostos orgânicos presentes no rio (Wang *et al.*, 2019), impactando negativamente o crescimento, a função imunológica e a reprodução dos peixes, além de estar associado ao desenvolvimento anormal dos embriões durante a embriogênese (Ali *et al.*, 2024; Naz *et al.*, 2023). Embora os resultados desse estudo mostrarem que não houve diferenças significativas de estresse oxidativo nos tratamentos em relação ao grupo controle, pode-se observar a mudança significativa de efeitos subletais, os quais podem não estar ligados diretamente. Lin *et al.* (2020) relataram que a exposição a poluentes pode resultar em deformidades morfológicas que não estão diretamente relacionadas ao aumento do estresse oxidativo, sugerindo que os danos morfológicos e os danos aos neuromastos podem estar ocorrendo por vias alternativas. Deenathayalan *et al.* (2024) também relatam a influência de estressores ambientais no desenvolvimento dos neuromastos, sem relatar danos oxidativos expressivos, sugerindo que podem não estar ligados diretamente, além do sistema antioxidante nesse momento de vida, não estar completamente desenvolvido, o que pode ter induzido essas malformações. Entretanto, o

estresse oxidativo pode afetar diversas atividades dos seres vivos (Roychowdhury *et al.*, 2021). Quando submetidos a estresse oxidativo crônico, os peixes podem apresentar efeitos, como crescimento retardado (Chen *et al.*, 2018), função imunológica insuficiente (Biller; Takahashi, 2018), capacidade reprodutiva diminuída (Oakes *et al.*, 2005), envelhecimento acelerado (Novoa *et al.*, 2019) e, durante a embriogênese, pode estar associado à toxicidade e ao desenvolvimento anormal dos embriões (Wells *et al.*, 2009; Carney, 2013).

Também é importante considerar que a exposição simultânea a metais e compostos orgânicos pode ter efeitos sinérgicos, aditivos ou antagônicos, intensificando ou neutralizando o estresse oxidativo (Chattopadhyay *et al.*, 2022; Beyrami, *et al.*, 2023). A combinação dessas substâncias pode alterar as atividades enzimáticas de maneiras que não seriam previstas pela exposição a um único contaminante. Por exemplo, estudos ecotoxicológicos realizados em diferentes rios relataram variações nos mecanismos adaptativos de espécies aquáticas em resposta a contaminantes sazonais (Ngo *et al.*, 2022), indicando que as respostas antioxidantes podem variar conforme a espécie e essas condições. Entretanto, a bioacumulação desses compostos ao longo do tempo pode eventualmente resultar em estresse oxidativo nos organismos expostos, conforme observado em mudanças sutis entre os grupos de exposição e controle (Sun *et al.*, 2022b). Estudos anteriores corroboram essa hipótese, mostrando que a exposição prolongada a ambientes aquáticos contaminados pode resultar em um aumento gradual do estresse oxidativo devido à bioacumulação de metais e compostos orgânicos (Gorokhova *et al.*, 2013; Ibor *et al.*, 2020). Além disso, Lebrun *et al.* (2015) demonstraram que o Cd pode se bioacumular de forma variável, dependendo da temperatura e das estações do ano, um padrão também observado por Ngo *et al.* (2022), que relataram uma maior presença de metais como Zn, Cu, Pb e Cd nos tecidos de peixes durante as estações mais quentes, atingindo os maiores picos no fígado e nos rins.

Os resultados sugerem que os metais e contaminantes orgânicos presentes nos três pontos do reservatório não foram suficientes para induzir estresse oxidativo durante o período analisado, muito provavelmente porque o sistema antioxidante não estava completamente desenvolvido. No entanto, o Índice de Biomarcadores Integrados (IBR) utilizado neste estudo forneceu uma perspectiva mais clara sobre os efeitos do estresse oxidativo. As larvas de

Rhamdia quelen expostas à água e elutriato de Floresta apresentaram maiores valores de IBR em relação aos outros pontos, indicando uma maior resposta ao estresse oxidativo, mesmo que esse não tenha apresentado alterações significativas, apresentando pequenas flutuações. Os indivíduos tratados com água tiveram um IBR maior em relação aos indivíduos tratados com elutriato. Trabalhos como o de Iturburu *et al.* (2018) também apresentaram dificuldades na interpretação dos resultados de estresse oxidativo, fazendo uso do IBR para interpretar os resultados de exposições ambientais de forma mais eficiente, onde os valores mais altos de IBR podem indicar que as condições ambientais de um determinado local estão mais contaminadas devido à confiabilidade de seus padrões de dose-resposta (Pires *et al.*, 2021).

Esses valores elevados de IBR sugerem que, embora as análises de estresse oxidativo tradicional não tenham captado uma diferença clara, os organismos ainda estão sob impacto de contaminantes, como revelado pelas deformidades e alterações nos neuromastos. Esses achados corroboram estudos realizados na bacia do Rio Iguaçu, onde a presença de contaminantes, como metais pesados e compostos orgânicos, foram associados a efeitos adversos na ictiofauna, incluindo alterações fisiológicas e morfológicas. Golin *et al.* (2020), relataram que as larvas de *Rhamdia quelen* expostas a água do rio que não apresentavam deformidades, estavam apresentando atividades na SOD, sugerindo que essas estavam tentando mitigar os efeitos de EROs, já em outros pontos de estudo com IBR mais alto e a presença de deformidades, apresentavam danos oxidativos mais avançados.

A eclosão pode ser um parâmetro menos sensível às alterações na qualidade da água, pelo menos em certas espécies, como *Rhamdia quelen*, onde as concentrações baixas dos contaminantes no meio aquático podem ser insuficientes para causar toxicidade. Estudo com *Danio rerio* sugere que o córion pode agir como uma barreira impedindo a entrada de contaminantes quando esses apresentam uma concentração baixa, ocorrendo o desenvolvimento normal dos embriões mesmo em ambientes contaminados, e não afetando a eclosão desses animais (Fuad *et al.*, 2017). Por outro lado, estudos conduzidos por Azevedo-Linhares *et al.* (2018), com microcistina e piriproxifeno, identificaram uma redução significativa na taxa de eclosão dos embriões de *Rhamdia quelen*. Essas descobertas sugerem que a presença de altas

concentrações de compostos tóxicos e suas combinações pode impactar negativamente a eclosão dos embriões e afetar a viabilidade dos organismos aquáticos, mesmo em peixes que possuem um revestimento mais espesso, como o *Rhamdia quelen* (Pereira *et al.*, 2006). Esses estudos corroboram os resultados obtidos em Salto Segredo, onde a concentração de contaminantes observadas no momento das análises não foram suficientes para prejudicar o rompimento do córion. Sugere-se que, possivelmente, se os níveis dos poluentes se encontrassem em uma concentração maior, como as vistas no Alto Iguaçu, próximas de Curitiba, esses embriões teriam maiores dificuldades em romper o córion (Brito *et al.*, 2018)

A sobrevivência de embriões e larvas de *Rhamdia quelen* pode não ser afetada diretamente pelos contaminantes em análises agudas, porém podem ocasionar deformidades que podem ser prejudiciais para a sobrevivência posterior desses indivíduos. O mesmo ocorre com outras espécies quando expostas à água de rios contaminados, como é demonstrado por Severo *et al.* (2020), onde a exposição de embriões e larvas de *Danio rerio* à água do rio Vacacaí, localizada no Rio Grande do Sul, altamente contaminada por agrotóxicos, não resultou em diferenças significativas na sobrevivência. Embora *Danio rerio* e *Rhamdia quelen* apresentem diferenças morfológicas e fisiológicas, *Danio rerio* é amplamente utilizado como modelo para estudos de toxicidade devido à sua alta sensibilidade durante os estágios embrionários (Çelebi *et al.*, 2023). Estudos anteriores mostraram que, apesar de certos poluentes, como metais pesados e compostos orgânicos, causarem malformações e reduzirem a taxa de sobrevivência em *Danio rerio*, a resistência a esses poluentes pode variar significativamente conforme as concentrações e o tempo de exposição (Demarco *et al.*, 2022; Kotsur *et al.*, 2023).

A aplicação de modelos para interpretação de resultados e previsões de populações podem trazer mais informações sobre a continuidade de uma determinada população no ambiente, esses quando analisados com outros biomarcadores podem trazer insights importantes para a melhor compreensão dos danos de contaminantes causados em uma espécie. O uso de modelos matemáticos neste estudo forneceu uma compreensão mais ampla sobre a continuidade populacional de *Rhamdia quelen*, permitindo a consideração de fatores como estocasticidade ambiental, revelando o risco de extinção local para

espécies de peixes (Brito *et al.*, 2018). Os resultados sugerem que a espécie provavelmente não sofrerá uma redução significativa em sua densidade populacional nos próximos 200 anos caso o ambiente fique nas condições atuais ou melhore a qualidade, destacando sua resistência e uma potencial adaptação ao ambiente do Rio Iguaçu. No entanto, a análise também revelou que outras espécies mais sensíveis, como *S. brasiliensis* e *P. lineatus*, não conseguem suportar a presença de contaminantes, resultando em uma diminuição significativa em sua densidade populacional (Barreto *et al.*, 2020). Esses achados podem estar associados à influência hídrica, que altera a quantidade e a concentração de compostos presentes no rio, não sendo letais aos primeiros estágios de vida de *Rhamdia quelen*, mas podendo se bioacumular nos indivíduos, além de estarem suscetíveis a mudanças hídricas que modulam a toxicidade dos poluentes.

Os metais e metaloides analisados no momento desse estudo, foram arsênio (As), manganês (Mn), zinco (Zn), cádmio (Cd) e chumbo (Pb). Embora haja outros metais e compostos presentes na água e no sedimento, que são importantes para o estudo, apenas os metais mencionados foram analisados devido a problemas funcionais nos equipamentos, os quais permitiram a obtenção de resultados apenas para os metais analisados. Os contaminantes inorgânicos e orgânicos estavam dentro das diretrizes do CONAMA, porém alguns metais estavam acima do que é utilizado como base em fontes como *threshold effect level* (TEL). Em outros estudos nos mesmo locais ou próximos os resultados para metais também se apresentavam dentro dos limites estabelecidos, porém as condições de pH baixo mostraram um aumento da solubilidade dos metais na água criando assim condições que afetaram na osmorregulação de peixes adultos e causaram bioacumulação nos tecidos dos organismos observados (Yamamoto *et al.*, 2016).

Santana *et al.* (2018) também realizou análises de metais no reservatório de Salto Segredo, mostrando que estes estavam dentro dos limites estabelecidos pela legislação ambiental. No entanto, ao analisarem os dados de exposição de *Oreochromis niloticus* à água do reservatório por um período de 60 dias, observou-se um acúmulo de metais nos músculos e no fígado dos peixes. Devido à capacidade dos metais de bioacumularem nos tecidos dos organismos ao longo do tempo. Estudos prévios (Moiseenko; Gashkina, 2020; Chan *et al.*,

2021; Nabi, 2021), têm ressaltado que os metais podem ser acumulados em organismos aquáticos em níveis muito mais elevados do que aqueles encontrados na água circundante. O tempo de exposição desempenha um papel crucial nesse processo, uma vez que quanto maior o tempo os organismos aquáticos permanecerem em contato com água contaminada, maior será o acúmulo de metais em seus tecidos.

Já no que diz respeito aos contaminantes orgânicos, a sua detecção, mesmo em níveis baixos, ainda é preocupante devido à sua persistência e capacidade de bioacumulação no ambiente aquático (Tanabe *et al.*, 2007). Podendo causar alterações a biomarcadores, como nas atividades do citocromo P450 (Yamamoto *et al.*, 2017). A bioacumulação é um dos processos mais preocupantes associados aos POPs. Devido à sua natureza lipofílica, esses compostos tendem a se concentrar nos tecidos gordurosos dos organismos, aumentando em concentração à medida que se move para níveis tróficos mais altos na cadeia alimentar (Weijs *et al.*, 2022). Estudos indicam que peixes predadores no topo da cadeia alimentar, podem apresentar níveis extremamente elevados de POPs, colocando em risco não apenas esses organismos, mas também os humanos que consomem esses peixes (Govaerts *et al.*, 2018; Remili *et al.*, 2023).

Alguns estudos realizados no reservatório de Salto Segredo indicaram a presença de contaminantes orgânicos em tecidos de peixes, embora em concentrações na água são geralmente abaixo dos limites estabelecidos pelo CONAMA. Yamamoto *et al.* (2017) identificaram concentrações elevadas de PCBs e heptacloro em *Oreochromis niloticus*, não excedendo os limites permitidos na água. Rubio-Vargas *et al.* (2024a) também detectaram a presença de POPs, como DDT, PAHs, PCBs e PBDEs, em peixes do reservatório embora a maioria dos níveis estivesse abaixo dos limites regulamentares, os poluentes orgânicos ainda foram encontrados nos tecidos dos peixes, causando lesões hepáticas. Em outro estudo conduzido na mesma região, Rubio-Vargas *et al.* (2024b) observaram o acúmulo de DDTs e PCBs em diferentes tecidos de *Rhamdia quelen* e *Oreochromis niloticus*. Além disso, mesmo em concentrações permitidas, a exposição crônica a POPs pode levar a impactos significativos na saúde humana e nos ecossistemas (Guillotini; Delcourt, 2022). Apesar das concentrações de metais e compostos orgânicos estejam dentro dos limites

estabelecidos, é essencial reconhecer que mudanças nas condições ambientais, como secas e inundações, podem alterar a dinâmica desses contaminantes, aumentando os riscos de bioacumulação e impactos tóxicos em organismos aquáticos (Gall *et al.*, 2015; Rajak *et al.*, 2024).

Os estudos recentes conduzidos pelo grupo de Toxicologia Celular da UFPR fornecem informações sobre a presença de metais no meio aquático, em Salto Segredo, especialmente em situações de seca, como ocorreu no ano de 2020. Essas pesquisas revelaram que a ocorrência de metais no ambiente aquático pode se tornar mais evidente nessas condições. Rubio-Vargas *et al.* (2024a) realizou um estudo abrangente e constatou a presença de concentrações de metais, como Arsênio (As), Alumínio (Al), Ferro (Fe), Cobre (Cu), Cádmio (Cd), Chumbo (Pb) e Zinco (Zn), na água do reservatório de Salto Segredo. Além disso, foi detectada a presença de Arsênio (As) e Cobre (Cu) nos sedimentos coletados, acima do permitido pelo CONAMA. Esses resultados indicam que a seca pode levar a uma maior mobilização de metais e, conseqüentemente, à sua presença no meio aquático, além de alterar drasticamente a composição das comunidades aquáticas, levando-as além de seus limites funcionais e impactando a biodiversidade de forma significativa (Aspin *et al.*, 2019). Em relação à concentração de metais pesados, esta pode aumentar devido à evaporação, o que reduz o volume de água disponível e concentra os contaminantes no meio aquático (Saidon *et al.*, 2024). A falta de fluxo de água também pode levar ao acúmulo de metais no sedimento. Em ambientes de terras secas, essas mudanças na disponibilidade de água, intensificadas pelas mudanças climáticas, afetam diretamente a competição entre espécies, alterando as interações ecológicas e a coexistência (McCluney *et al.*, 2012). É importante mencionar que, assim como a seca, períodos de chuvas intensas também podem influenciar os níveis de metais no meio aquático.

Os aumentos repentinos nos níveis fluviais, causados por chuvas intensas, podem provocar mudanças significativas na estrutura dos ecossistemas aquáticos e nas paisagens adjacentes. Esses eventos podem levar a inundações, que, embora possam renovar habitats e redistribuir nutrientes, também podem causar erosão do solo, perda de biodiversidade local e destruição de habitats críticos (Paudel; Benavides, 2023; Gao *et al.*, 2024). Em

áreas urbanizadas e agrícolas, essas inundações podem resultar em um aumento dos poluentes transportados para corpos d'água, exacerbando os desafios de qualidade da água e conservação ecológica (Zanoletti; Bontempi, 2023). Além disso, esses aumentos dos níveis fluviais podem redistribuir ou transportar metais pesados e outros contaminantes, que estavam presos em sedimentos, contaminando novas regiões (Zhu *et al.*, 2017). Entretanto, durante esses eventos, pode ocorrer a diluição dos contaminantes devido ao aumento do volume de água, o que pode esconder temporariamente sua presença diminuindo sua concentração detectável (Zhou *et al.*, 2022), influenciando dessa forma positivamente ou negativamente as concentrações de metais e compostos orgânicos na água (Kozak *et al.*, 2019; Da Silva *et al.*, 2024). Chuvas intensas podem mexer com os sedimentos e fazer com que esses soltem os contaminantes que estavam neles na água, aumentando os níveis desses, porém a chuva pode diluir os contaminantes presentes na água ou deslocá-los para outros pontos (Das *et al.*, 2017; Kaown *et al.*, 2024). Essa pode ser a explicação para as concentrações observadas neste estudo, considerando que, no início do ano de 2022, o Rio Iguaçu teve o maior volume de água nos últimos 12 anos, causando a diluição dos contaminantes, além de estar relacionada a uma decorrência do amplo reflorestamento que está ocorrendo nas regiões próximas ao rio (AEN, 2023; IAT, 2023). Esses fatores se alinham com o que foi relatado em pesquisas anteriores realizadas em outras regiões e países, como nos Estados Unidos e na Inglaterra (Lundy *et al.*, 2017; Soetan *et al.*, 2022). Tais estudos mostram que tanto condições secas quanto chuvosas podem alterar a concentração e distribuição de metais como Cu, Pb, Hg, Zn, Ni e Sn nos sedimentos e na água.

O regime de fluxo dos rios, portanto, desempenha um importante papel na determinação das características funcionais dos ecossistemas, com mudanças no regime de fluxo afetando a biodiversidade de água doce e as funções do ecossistema de forma significativa (Wu *et al.*, 2019). A vulnerabilidade desses ecossistemas às mudanças ambientais, causada principalmente por interferência humana (Falkenmark *et al.*, 2020), inclui variações extremas nos regimes hídricos (Angeler *et al.*, 2014), afetando a resiliência dos regimes hídricos (Gleeson *et al.*, 2020).

Os dados das análises de água e sedimento sugerem que o ambiente pode passar por alterações significativas em um curto período de tempo e durante períodos climáticos diferentes. Isso é observado pela comparação entre os resultados de Rubio-Vargas *et al.* (2024a) e os obtidos neste estudo, onde, durante períodos de seca, os pontos estudados apresentaram concentrações mais elevadas de contaminantes, enquanto em épocas de chuvas intensas, esses mesmos contaminantes estavam amplamente ausentes. Essa dinâmica sazonal indica que, embora as concentrações variem, a exposição intermitente aos contaminantes foi suficiente para causar danos subletais aos organismos, como deformidades e impactos nos neuromastos. Esses efeitos subletais podem levar à bioacumulação nos tecidos dos indivíduos, destacando a importância de um monitoramento ambiental contínuo.

7 CONSIDERAÇÕES FINAIS

A análise das amostras de água e sedimento nos pontos de coleta Iratim, Barragem e Floresta não detectaram contaminantes em concentrações superiores aos limites estabelecidos pela Resolução do CONAMA. Em alguns casos, os parâmetros estavam abaixo do limite de detecção. Nos ensaios com embriões e larvas de *Rhamdia quelen* expostos à água e ao elutriado desses locais, não foram observadas diferenças estatisticamente relevantes na taxa de eclosão e na sobrevivência dos indivíduos.

Porém, as larvas expostas à água de Floresta e ao elutriado de Barragem e Floresta apresentaram alterações morfológicas, indicando que as concentrações de contaminantes, mesmo dentro dos padrões legais, podem afetar o desenvolvimento larval. Além disso, foram observadas reduções no número de neuromastos e na quantidade de células ciliadas nesses indivíduos, sugerindo potenciais impactos nas funções sensoriais. Tais alterações, embora não relacionadas a respostas de estresse oxidativo evidentes, refletem potenciais riscos subletais à espécie. A aplicação do Índice de Biomarcadores Integrados (IBR) revelou valores elevados para as amostras de Floresta e Barragem, tanto na água quanto no elutriado, corroborando a associação entre a presença de contaminantes e as deformidades observadas nas larvas. O modelo matemático utilizado para estimar a sobrevivência de *Rhamdia quelen* sugere

que a densidade populacional dessa espécie poderá permanecer estável a longo prazo, desde que não ocorram deteriorações significativas nas condições ambientais.

Os resultados deste estudo reforçam a necessidade de monitoramento contínuo dos corpos hídricos da Bacia do Rio Iguaçu, especialmente em locais críticos como Floresta e Barragem, onde contaminantes, mesmo dentro dos limites permitidos, podem exercer efeitos adversos em organismos aquáticos. Assim, este trabalho contribui para a compreensão dos riscos ecológicos associados à exposição aguda a poluentes e enfatiza a necessidade de reavaliações dos padrões de qualidade ambiental, levando em consideração efeitos cumulativos e subletais. A implementação de políticas de gestão que considerem essas variáveis é fundamental para preservar a integridade dos ecossistemas aquáticos e a viabilidade das populações nativas, como a de *Rhamdia quelen*.

REFERÊNCIAS

ADYARI, B., *et al.* Strong impact of micropollutants on prokaryotic communities at the horizontal but not vertical scales in a subtropical reservoir, China. **Science of The Total Environment**, v. 721, p. 137767, 2020.

AEBI, H. Catalase in vitro. **Methods Enzymol.**, v.105, p.121-126, 1984.

AGÊNCIA DE DEFESA AGROPECUÁRIA DO PARANÁ (ADAPAR). Agrotóxicos no Paraná: dados do Sistema de Controle do Comércio e Uso de Agrotóxicos no Estado do Paraná. 2018. Disponível em: <http://www.adapar.pr.gov.br/modules/conteudo/conteudo.php?conteudo=389>. Acesso em: jun. 2024.

AGÊNCIA DE NOTÍCIAS DO PARANÁ (AEN). Com amplo reflorestamento, Rio Iguaçu tem maior volume de água em 12 anos. 2023. Disponível em: <https://www.aen.pr.gov.br/Galeria-de-Imagens/Com-amplo-reflorestamento-Rio-Iguaçu-tem-maior-volume-de-agua-em-12-anos>. Acesso em: set. 2024.

AL-AMEEN, N. I.; AL-JAFF, D. K. Sediment Assessment of Al-Hindyia and Al-Abbasyia River/Iraq by aquatic oligochaeta community as bioindicators. **Baghdad Science Journal**, v. 20, n. 1, p. 0013-0013, 2023.

ALBA-GONZÁLEZ, A., *et al.* Manganese Overexposure Alters Neurogranin Expression and Causes Behavioral Deficits in Larval Zebrafish. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 25, n. 9, p. 4933, 2024.

ALBUQUERQUE, M. G., *et al.* Uso de bioindicadores como auxílio no monitoramento de rios com presença de dejetos de animais: revisão de literatura. **Revista AIDIS de Ingeniería y Ciencias Ambientales. Investigación, desarrollo y práctica**, p. 245-257, 2022.

ALCARAZ, A. J. G., *et al.* Development of a comprehensive toxicity pathway model for 17 α -ethinylestradiol in early life stage fathead minnows (*Pimephales promelas*). **Environmental Science & Technology**, v. 55, n. 8, p. 5024-5036, 2021.

ALI, I., *et al.* Catalase prevents myeloperoxidase self-destruction in response to oxidative stress. **Journal of Inorganic Biochemistry**, v. 197, p. 110706, 2019.

ALI, T., *et al.* Water quality and fish health: Interaction with toxic substances. In: **Zoology: Advancements and Research Trends** (Ijaz MU, N Ehsan, M Imran & S Yousaf, eds): FahumSci, Lahore, Pakistan, p: 215-221, 2024. <https://doi.org/10.61748/Zool.2024/27>

ALLOCATI, N., *et al.* Glutathione transferases in bacteria. **The FEBS journal**, v. 276, n. 1, p. 58-75, 2009.

- ALMEIDA, M. C., *et al.* Larval development of mandi-pintado *Pimelodus britskii* (Siluriformes: Pimelodidae). **Journal of Fish Biology**, v. 94, n. 2, p. 320-324, 2019.
- ALONZO, F., *et al.* Population modelling to compare chronic external radiotoxicity between individual and population endpoints in four taxonomic groups. **Journal of environmental radioactivity**, v. 152, p. 46-59, 2016.
- ANDREADOU, I., *et al.* Thiol-based redox-active proteins as cardioprotective therapeutic agents in cardiovascular diseases. **Basic Research in Cardiology**, v. 116, n. 1, p. 44, 2021.
- ANGELER, D. G., *et al.* Assessing and managing freshwater ecosystems vulnerable to environmental change. **Ambio**, v. 43, p. 113-125, 2014.
- ANWAR, S., *et al.* Exploring Therapeutic Potential of Catalase: Strategies in Disease Prevention and Management. **Biomolecules**, v. 14, n. 6, p. 697, 2024.
- AOYAMA, K. Glutathione in the Brain. **International journal of molecular sciences**, v. 22, n. 9, p. 5010, 2021.
- ARAÚJO, A. de; RIOS, F. S.; DONATTI, L. *Desenvolvimento do sistema sensorial do jundiá (Rhamdia quelen): Análise morfológica desde o período embrionário até o final do período pós-larval*. Ilustrado. Saarbrücken: Novas Edições Acadêmicas, p. 88, 2015.
- ARMAN, N. Z., *et al.* A review on emerging pollutants in the water environment: Existences, health effects and treatment processes. **Water**, v. 13, n. 22, p. 3258, 2021.
- ARMSTRONG, L. E.; JOHNSON, E. C. Water intake, water balance, and the elusive daily water requirement. **Nutrients**, v. 10, n. 12, p. 1928, 2018.
- ARRIAGA, S. L., *et al.* Evaluation of a membrane bioreactor system as post-treatment in waste water treatment for better removal of micropollutants. **Water Research**, v. 107, p. 37-46, 2016.
- ASAOKA, R.; NAKAE, M.; SASAKI, K. The innervation and adaptive significance of extensively distributed neuromasts in *Glossogobius olivaceus* (Perciformes: Gobiidae). **Ichthyological Research**, v. 59, p. 143-150, 2012.
- ASPIN, T. W. H., *et al.* Extreme drought pushes stream invertebrate communities over functional thresholds. **Global change biology**, v. 25, n. 1, p. 230-244, 2019.
- AYDIN, İ., *et al.* Ontogeny of vertebral column and fin development, and detection of deformations in hatchery-reared European Flounder (*Platichthys flesus*) during early life stage. **Aquaculture**, v. 582, p. 740498, 2024.

AYOUBI, R., *et al.* Identification of high-performing antibodies for Superoxide dismutase [Cu-Zn] 1 (SOD1) for use in Western blot, immunoprecipitation, and immunofluorescence. **F1000Research**, v. 12, 2023.

AZEVEDO-LINHARES, M., *et al.* Microcystin and pyriproxyfen are toxic to early stages of development in *Rhamdia quelen*: An experimental and modelling study. **Ecotoxicology and environmental safety**, v. 166, p. 311-319, 2018.

BADROO, I. A.; NANDURKAR, H. P.; KHANDAY, A. H. Toxicological impacts of herbicide paraquat dichloride on histological profile (gills, liver, and kidney) of freshwater fish *Channa punctatus* (Bloch). **Environmental Science and Pollution Research**, v. 27, n. 31, p. 39054-39067, 2020. doi: 10.1007/s11356-020-09931-6

BAKAVAYEV, S., *et al.* Cu/Zn-superoxide dismutase and wild-type like fALS SOD1 mutants produce cytotoxic quantities of H₂O₂ via cysteine-dependent redox short-circuit. **Scientific reports**, v. 9, n. 1, p. 10826, 2019.

BALALI-MOOD, M., *et al.* Toxic mechanisms of five heavy metals: mercury, lead, chromium, cadmium, and arsenic. **Frontiers in pharmacology**, v. 12, p. 643972, 2021.

BALDISSERA, M. D., *et al.* Behavioral impairment and neurotoxic responses of silver catfish *Rhamdia quelen* exposed to organophosphate pesticide trichlorfon: Protective effects of diet containing rutin. **Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Toxicology & Pharmacology**, v. 239, p. 108871, 2021.

BANO, S., *et al.* Effect of oxidative stress on catalase induction and optimization of kinetic performance of enzyme from *B. subtilis* KIBGE HAS 1. **Bacterial Empire**, v. 5, n. 4, e. 433, 2022.

BARANOSCHI, É. F., *et al.* Metals in species of the *Cambeva* (Teleostei: Trichomycteridae) genus of the Iguaçu River basin (Brazil). **Environmental Monitoring and Assessment**, v. 196, n. 1, p. 68, 2024.

BARJHOUX, I., *et al.* Effects of copper and cadmium spiked-sediments on embryonic development of Japanese medaka (*Oryzias latipes*). **Ecotoxicology and environmental safety**, v. 79, p. 272-282, 2012.

BARRETO, L. S., *et al.* Urban effluents affect the early development stages of Brazilian fish species with implications for their population dynamics. **Ecotoxicology and environmental safety**, v. 188, p. 109907, 2020.

BARROS NETO, L. de F., *et al.* Barbel development associated to aquatic surface respiration in *Triportheus signatus* (Characiformes: Triporthidae) from the semiarid Caatinga rivers. **Environmental Biology of Fishes**, v. 103, p. 89-98, 2020.

- BAUER, B.; MALLY, A.; LIEDTKE, D. Zebrafish embryos and larvae as alternative animal models for toxicity testing. **International journal of molecular sciences**, v. 22, n. 24, p. 13417, 2021.
- BAUMGARTNER, G., *et al.* Peixes do baixo rio Iguaçu. Maringá: Eduem, 2012. Disponível em: < <http://books.scielo.org/id/sn23w/pdf/baumgartner-9788576285861.pdf> >. Acesso em: set. 2024.
- BECKER, E. A.; BIRD, N. C.; WEBB, J. F. Post-embryonic development of canal and superficial neuromasts and the generation of two cranial lateral line phenotypes. **Journal of Morphology**, v. 277, n. 10, p. 1273-1291, 2016.
- BECKETT, G. J.; HAYES, J. D. Glutathione S-transferases: biomedical applications. **Advances in clinical chemistry**, v. 30, p. 281-380, 1993.
- BELIAEFF, B.; BURGEOT, T. Integrated biomarker response: a useful tool for ecological risk assessment. **Environmental Toxicology and Chemistry: An International Journal**, v. 21, n. 6, p. 1316-1322, 2002.
- BENHAR, M., *et al.* Identification of S-nitrosylated targets of thioredoxin using a quantitative proteomic approach. **Biochemistry**, v. 49, n. 32, p. 6963-6969, 2010.
- BENÍTEZ, Á., *et al.* *Platyhypnidium* aquaticum as bioindicator of metal and metalloid contamination of river water in a neotropical mountain city. **Plants**, v. 9, n. 8, p. 974, 2020.
- BERNDT, C.; LILLIG, C. H.; HOLMGREN, A. Thiol-based mechanisms of the thioredoxin and glutaredoxin systems: implications for diseases in the cardiovascular system. **American Journal of Physiology-Heart and Circulatory Physiology**, v. 292, n. 3, p. H1227-H1236, 2007.
- BEYRAMI, S., *et al.* Changes in Oxidative Stress Parameters in Terms of Simultaneous Exposure to Physical and Chemical Factors: A Systematic Review. **Iranian Journal of Public Health**, v. 52, n. 6, p. 1129, 2023.
- BIANCHI, E., *et al.* Water quality monitoring of the Sinos River Basin, Southern Brazil, using physicochemical and microbiological analysis and biomarkers in laboratory-exposed fish. **Ecohydrology & Hydrobiology**, v. 19, n. 3, p. 328-338, 2019.
- BILLER, J. D; TAKAHASHI, L. S. Oxidative stress and fish immune system: phagocytosis and leukocyte respiratory burst activity. **An Acad Bras Cienc**, v. 90, p. 3403–3414, 2018. <https://doi.org/10.1590/0001-3765201820170730>.
- BLANCKENHORN, W. U. *et al.* Behavioral, plastic, and evolutionary responses to a changing world. In: CÓRDOBA-AGUILAR, A.; GONZÁLEZ-TOKMAN, D.; GONZÁLEZ-SANTOYO, I. (orgs.). **Insect behavior: from mechanisms to ecological and evolutionary consequences**. Oxford, p. 292- 308, 2018.

- BOMBARDELLI, R. A., *et al.* Sperm motility, fertilization, and larval development of silver catfish (*Rhamdia quelen*) in copper-contaminated water. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 37, n. 3, p. 1667-1677, 2016.
- BONACCORSI, M., *et al.* Multimodal response to copper binding in superoxide dismutase dynamics. **Journal of the American Chemical Society**, v. 142, n. 46, p. 19660-19667, 2020.
- BONANNO, G; GIUDICE, R. Heavy metal bioaccumulation by the organs of *Phragmites australis* (common reed) and their potential use as contamination indicators. **Ecological Indicators**, v. 10, n. 3, p. 639–645, 2010. doi:10.1016/j.ecolind.2009.11.002
- BORDIN, E. R., *et al.* Sublethal effects of the herbicide's atrazine and glyphosate at environmentally relevant concentrations on South American catfish (*Rhamdia quelen*) embryos. **Environmental Toxicology and Pharmacology**, v. 98, p. 104057, 2023.
- BORGES, A., *et al.* Hematologic and serum biochemical values for jundiá (*Rhamdia quelen*). **Fish physiology and biochemistry**, v. 30, p. 21-25, 2004.
- BRADFORD, M. A rapid and sensitive method for the quantification of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. **Analytical Biochemistry**, v.72, p.248-254, 1976.
- BRITO, I. de A., *et al.* Embryo toxicity assay in the fish species *Rhamdia quelen* (Teleostei, Heptaridae) to assess water quality in the Upper Iguaçu basin (Parana, Brazil). **Chemosphere**, v. 208, p. 207-218, 2018.
- BRITO, I. de A., *et al.* Modeling the exposure risk of the silver catfish *Rhamdia quelen* (Teleostei, Heptapteridae) to wastewater. **Ecological Modelling**, v. 347, p. 40-49, 2017.
- BUENO-KRAWCZYK, A. C. D., *et al.* Multibiomarker in fish to evaluate a river used to water public supply. **Chemosphere**, v. 135, p. 257-264, 2015.
- BUFALO, A. J., *et al.* EpCAM regulates hair cell development and regeneration in the zebrafish lateral line. **microPublication Biology**, v. 2024, 2024.
- BURGER, J., *et al.* Determining environmental impacts for sensitive species: Using iconic species as bioindicators for management and policy. **Journal of Environmental Protection**, v. 4, p. 87-95, 2013.
- CALADO, S. L. de M., *et al.* Sublethal effects of microcystin-LR in the exposure and depuration time in a neotropical fish: Multibiomarker approach. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 183, p. 109527, 2019. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2019.109527>.

CANNIO, R., *et al.* Oxygen: friend or foe? Archaeal superoxide dismutases in the protection of intra-and extracellular oxidative stress. **Front Biosci**, v. 5, p. D768-D779, 2000.

CANT, A., *et al.* Integration of genotoxic biomarkers in environmental biomonitoring analysis using a multi-biomarker approach in three-spined stickleback (*Gasterosteus aculeatus* Linnaeus, 1758). **Toxics**, v. 10, n. 3, p. 101, 2022.

CARNEY, E. F. Albuminuria inhibits podocyte regeneration. **Nature Reviews Nephrology**, v. 9, n. 10, p. 554-554, 2013.

CARRASCO, G., *et al.* Water quality evaluation through a multivariate statistical HJ-Biplot approach. **Journal of Hydrology**, v. 577, p. 123993, 2019.

CARRILLO, A., *et al.* Canal neuromasts enhance foraging in zebrafish (*Danio rerio*). **Bioinspiration & Biomimetics**, v. 14, n. 3, p. 035003, 2019.

CARVALHO, C. D. S., *et al.* Biomarker responses as indication of contaminant effects in *Oreochromis niloticus*. **Chemosphere**, v. 89, p. 60– 69, 2012.

CARVALHO, L. Â. S. J., *et al.* Experimentally exposed toxic effects of long-term exposure to environmentally relevant concentrations of CIP in males and females of the silver catfish *Rhamdia quelen*. **Chemosphere**, v. 336, p. 139216, 2023.

CATALÁ, A.; DÍAZ, M. Impact of lipid peroxidation on the physiology and pathophysiology of cell membranes. **Frontiers in physiology**, v. 7, p. 423, 2016.

CATTEAU, A., *et al.* Integrative biomarker response-Threshold (IBR-T): Refinement of IBRV2 to consider the reference and threshold values of biomarkers. **Journal of Environmental Management**, v. 341, p. 118049, 2023.

CAWLEY, A. Biomarker analysis. **Drug Testing and Analysis**, v. 14, n. 5, p. 791-793, 2022.

ÇELEBI, H., *et al.* *Danio rerio*: a sustainable model for monitoring pollutants in aquatic environments. **Environmental Sciences Proceedings**, v. 25, n. 1, p. 69, 2023.

CHAN, W. S., *et al.* Metal accumulations in aquatic organisms and health risks in an acid mine-affected site in South China. **Environmental geochemistry and health**, v. 43, p. 4415-4440, 2021.

CHANDEL, P., *et al.* A review on plankton as a bioindicator: A promising tool for monitoring water quality. **World Water Policy**, v. 10, n. 1, p. 213-232, 2024.

CHANDRA, G., *et al.* Deformities in fish: A barrier for responsible aquaculture and sustainable fisheries. **Reviews in Aquaculture**, v. 16, n. 2, p. 872-891, 2024.

CHAPMAN, P. M. Integrating toxicology and ecology: putting the “eco” into ecotoxicology. **Marine Pollution Bulletin**, v. 44, n. 1, p. 7-15, 2002.

CHATTOPADHYAY, S.; ENGEL, S. M.; DUNSON, D. Inferring Synergistic and Antagonistic Interactions in Mixtures of Exposures. **arXiv**, v. 3, 2022.

CHEESEMAN, K. H. Mechanisms and effects of lipid peroxidation. **Molecular aspects of medicine**, v. 14, n. 3, p. 191-197, 1993.

CHEN, H.Y., *et al.* Oxidative stress, cell cycle arrest, DNA damage and apoptosis in adult zebrafish (*Danio rerio*) induced by tris (1,3-dichloro-2-propyl) phosphate. **Aquat Toxicol**, v. 194, p. 37–45, 2018.
<https://doi.org/10.1016/j.aquatox.2017.11.001>

CHIAVELLI, H. G. R., *et al.* Aplicação de nanomateriais no tratamento de águas residuais. Application of nanomaterials in wastewater treatment, IX Congresso Brasileiro de Engenharia de Produção, ano 2019.
http://aprepro.org.br/conbrepro/2019/anais/arquivos/10212019_141036_5dade95ca079f.pdf. Acesso: Julho de 2024.

CHIDAMBARAM, S. B., *et al.* Superoxide dismutase and neurological disorders. **IBRO Neuroscience Reports**, v. 16, p. 373-394, 2024.

CHOWDHURY, S., *et al.* Insects as bioindicator: A hidden gem for environmental monitoring. **Frontiers in Environmental Science**, v. 11, p. 1146052, 2023.

CIRQUEIRA, F., *et al.* Zebrafish neuromast sensory system: Is it an emerging target to assess environmental pollution impacts?. **Environmental Pollution**, p. 123400, 2024.

COLLAZO, A.; FRASER, S. E.; MABEE, P. M. A dual embryonic origin for vertebrate mechanoreceptors. **Science**, v. 264, n. 5157, p. 426-430, 1994.

COLVERT, B.; KANSO, E. Fishlike rheotaxis. **Journal of Fluid Mechanics**, v. 793, p. 656-666, 2016.

COPATTI, C. E. *et al.* Effect of dietary calcium on growth and survival of silver catfish fingerlings, *Rhamdia quelen* (Heptapteridae), exposed to different water pH. **Aquaculture Nutrition**, v. 11, n. 5, p. 345-350, 2005.

COPEL - Companhia Paranaense de Energia. Usina Hidrelétrica Governador Ney Braga. Copel, 2024. Disponível em:
<https://www.copel.com/usina/governador-ney-braga>. Acesso em: 24 jul. 2024.

COPPO, G. C., *et al.* Genotoxic, biochemical and bioconcentration effects of manganese on *Oreochromis niloticus* (Cichlidae). **Ecotoxicology**, v. 27, n. 8, p. 1150- 1160, 2018.

CORDOVA, F. D. Revisão Da Ictiofauna Da Bacia Do Rio Iguaçu: Reconhecendo A Situação Atual. 2018, 85p. Trabalho de Conclusão de Curso (Engenharia de Aquicultura) - Universidade Federal Da Fronteira Sul, Laranjeiras Do Sul, 2018.

CORRÊIA, V., *et al.* Efficiency of protein combinations in diets for *Rhamdia quelen*: growth, digestive and metabolic biochemistry and nutrient deposition. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 96, p. e20231333, 2024.

CORSO, M. N., *et al.* Effects of different doses of eugenol on plasma cortisol levels and the quality of fresh and frozen-thawed sperm in South American catfish (*Rhamdia quelen*). **Theriogenology**, v. 125, p. 135-139, 2019.

CROUCH, R. K., *et al.* The inhibition of islet superoxide dismutase by diabetogenic drugs. **Diabetes**, v. 30, n. 3, p. 235-241, 1981.

CURTIS, J. M., *et al.* Protein carbonylation and metabolic control systems. **Trends in Endocrinology & Metabolism**, v. 23, n. 8, p. 399-406, 2012.

DA SILVA, E. P., *et al.* Effect of rainfall characteristics on the transport of trace metals in suspended particles during rainfall events. **Journal of Hydrology**, v. 634, p. 131062, 2024.

DALLE-DONNE, I., *et al.* Protein carbonylation in human diseases. **Trends in molecular medicine**, v. 9, n. 4, p. 169-176, 2003.

DALLE-DONNE, I., *et al.* Protein carbonylation, cellular dysfunction, and disease progression. **Journal of cellular and molecular medicine**, v. 10, n. 2, p. 389-406, 2006.

DANILOV-DANILYAN, V. I.; ROZENTAL, O. M. Logistic Model of Population Toxicodynamics. **Water Resources**, v. 49, n. 2, p. 231-239, 2022.

DAS, A., *et al.* Nutrient dynamics of the Brahmaputra (Tropical River) during the monsoon period. **Desalination and Water Treatment**, v. 76, p. 212-224, 2017.

DEENATHAYALAN, U. *et al.* Evaluation of developmental toxicity and oxidative stress caused by zinc oxide nanoparticles in zebra fish embryos/larvae. **Applied Biochemistry and Biotechnology**, v. 196, n. 8, p. 4954-4973, 2024.

DEMARCO, N. R., *et al.* Tissue damage, mutagenic effect and alteration in antioxidant defense in *Danio rerio* (Cypriniformes: Cyprinidae) after chronic exposure to Metformin hydrochloride. **Ecotoxicology and Environmental Contamination**, v. 17, n. 2, p. 115-125, 2022.

DEMIR, C.; KESKIN, S.; ŞEN, F. ANOM approach for statistical evaluation of some antioxidant enzyme activities. **Frontiers in Chemistry**, v. 10, p. 894547, 2022.

DEVIN, S., *et al.* The integrated biomarker response: a suitable tool to evaluate toxicity of metal-based nanoparticles. **Nanotoxicology**, v. 11, n. 1, p. 1-6, 2017.

DEY, S.; MISRA, K. K.; HOMECHOUDHURI, S. Gustatory apparatus in the lips and barbel of *Mystus tengra* (Hamilton, 1822) and *Clarias magur* (Linnaeus, 1758) from India. 2021.

DI PAOLA, D., *et al.* Environmental Co-Exposure to Potassium Perchlorate and Cd Caused Toxicity and Thyroid Endocrine Disruption in Zebrafish Embryos and Larvae (*Danio rerio*). **Toxics**, v. 10, n. 4, p. 198, 2022.

DIPPONG, T., *et al.* Assessing microbiological and heavy metal pollution in surface waters associated with potential human health risk assessment at fish ingestion exposure. **Journal of Hazardous Materials**, v. 476, p. 135187, 2024.

DUARTE, B., *et al.* Halophyte fatty acids as biomarkers of anthropogenic-driven contamination in Mediterranean marshes: Sentinel species survey and development of an integrated biomarker response (IBR) index. **Ecological Indicators**, v. 87, p. 86-96, 2018.

DUMITH, M. T.; SANTOS, A. F. G. N. Use of trophic ecology of omnivorous fish and abiotic factors as supporting tools for assessing environmental impacts in a neotropical river. **Journal of Fish Biology**, v. 104, n. 3, p. 780-796, 2024.

EATON, D. L.; BAMMLER, T. K. Concise review of the glutathione S-transferase and their significance to toxicology. **Toxicological sciences**, v. 49, n. 2, 1999.

EDGLEY, D. E., *et al.* Lateral line system diversification during the early stages of ecological speciation in cichlid fish. **BMC Ecology and Evolution**, v. 24, n. 1, p. 24, 2024.

ELLMANN, G. L., *et al.* New and rapid colorimetric determination of acetylcholinesterase activity. **Biochem. Pharmacol**, v. 7, p. 88-95, 1961.

ELSHEIKH, E. H.; NASR, E. S.; GAMAL, A. M. Ultrastructure and distribution of the taste buds in the buccal cavity in relation to the food and feeding habit of a herbivorous fish: *Oreochromis niloticus*. **Tissue and cell**, v. 44, n. 3, p. 164-169, 2012.

EMBRY, M. R., *et al.* The fish embryo toxicity test as an animal alternative method in hazard and risk assessment and scientific research. **Aquatic toxicology**, v. 97, n. 2, p. 79-87, 2010.

- FALKENMARK, M. Water resilience and human life support-global outlook for the next half century. **International Journal of Water Resources Development**, v. 36, n. 2-3, p. 377-396, 2020.
- FANPING, M. E. N. G., *et al.* Organic contamination assessment of Beibu Gulf intertidal zone with IBR index based on biomarkers of oxidative stress. **海洋学报**, v. 35, n. 3, p. 155-165, 2013.
- FARIA, M.; BARATA, C.; RALDÚA, D. Behavioral Impairment in Aquatic Organisms Exposed to Neurotoxic Pollutants. **Toxics**, v. 10, n. 5, p. 243, 2022.
- FEDOROVA, M.; BOLLINENI, R. C.; HOFFMANN, R. Protein carbonylation as a major hallmark of oxidative damage: update of analytical strategies. **Mass spectrometry reviews**, v. 33, n. 2, p. 79-97, 2014.
- FERRARO, A., *et al.* Assessment of environmental parameters effect on potentially toxic elements mobility in foreshore sediments to support marine-coastal contamination prediction. **Marine Pollution Bulletin**, v. 194, p. 115338, 2023.
- FILIPPIN, R. F. O verdejar da justiça: os conflitos gerados pelo aproveitamento hidrelétrico da bacia do Rio Iguaçu à luz dos conceitos da justiça ambiental e da modernização ecológica. 2016, 266p. Tese (Meio Ambiente e Desenvolvimento). Universidade Federal Do Paraná, Curitiba, 2016.
- FINKEL, T. Oxidant signals and oxidative stress. **Current opinion in cell biology**, v. 15, n. 2, p. 247-254, 2003.
- FISHER, R., *et al.* Methods for estimating no-effect toxicity concentrations in ecotoxicology. **Integrated Environmental Assessment and Management**, v. 20, n. 1, p. 279-293, 2024.
- FITA, I.; ROSSMANN, M. G. The active center of catalase. **Journal of molecular biology**, v. 185, n. 1, p. 21-37, 1985.
- FLYNN, M. N.; PEREIRA, W. R. L. S. Population approach in ecotoxicology (stress ecology). **Ecotoxicology and Environmental Contamination**, v. 8, n. 1, p. 75-85, 2013.
- FOLLE, N. M. T., *et al.* Low concentration of 2, 4, 6-tribromophenol (TBP) represents a risk to South American silver catfish *Rhamdia quelen* (Quoy and Gaimard, 1824) population. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 187, p. 109815, 2020.
- FRANÇA, T. de S., *et al.* Post-thaw dilution of *Rhamdia quelen* sperm improves the reproductive success. **Animal Reproduction Science**, v. 243, p. 107018, 2022.

FRANCO-BELUSSI, L., *et al.* Morphological Responses as a New Tool to Evaluate the Effects of Agrochemicals and Other Emerging Contaminants in Neotropical Frogs. 2023.

FRANCO-URÍA, A., *et al.* Generic parameterization for a pharmacokinetic model to predict Cd. **Chemosphere**, v. 79, p. 377–386, 2010. doi: 10.1016/j.chemosphere.2010.02.010

FRÄNZLE, O. Bioindicators and environmental stress assessment. In: **Trace Metals and other Contaminants in the Environment**. Elsevier, p. 41-84. 2003.

FREDERICHI, D.; SCALIANTE, M. H. N. O.; BERGAMASCO, R. Structured photocatalytic systems: photocatalytic coatings on low-cost structures for treatment of water contaminated with micropollutants—a short review. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 28, n. 19, p. 23610-23633, 2021.

FREITAS, A. H. L.; FREITAS, J. B. de; SILVA, L. H. D. da. The importance of conscious use of water in the production processes of sugar and alcohol agroindustry. **Rev. Eletrônica Organ. Soc.**, Iturama (MG), v. 8, n. 9, p. 37-55, 2019. doi: 10.29031/ros.v8i9.444

FROHNERT, B. I.; BERNLOHR, D. A. Protein carbonylation, mitochondrial dysfunction, and insulin resistance. **Advances in nutrition**, v. 4, n. 2, p. 157-163, 2013.

FUAD, N. M.; KASLIN, J.; WLODKOWIC, D. Development of chorion-less zebrafish embryos in millifluidic living embryo arrays. **Biomicrofluidics**, v. 11, n. 5, 2017.

FUKAI, T.; USHIO-FUKAI, M. Superoxide dismutases: role in redox signaling, vascular function, and diseases. **Antioxidants & redox signaling**, v. 15, n. 6, p. 1583-1606, 2011.

GALL, J. E.; BOYD, R. S.; RAJAKARUNA, N. Transfer of heavy metals through terrestrial food webs: a review. **Environmental monitoring and assessment**, v. 187, p. 1-21, 2015.

GAO, Z-c., *et al.* Impact of rainfall events on the river dissolved carbon transportation in a vegetation restoration watershed. **Journal of Cleaner Production**, v. 467, p. 142831, 2024.

GARCEZ, J. R. Suplementação de ácido fólico na dieta de fêmeas de jundiá (*Rhamdia quelen*) em atividade reprodutiva. 2023. 107 f. Tese (Doutorado em Recursos Pesqueiros e Engenharia de Pesca) - Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Toledo, 2023.

GARCIA, S., *et al.* Tetraploidia em *Rhamdia quelen* (Quoy e Gaimard, 1824) por choque térmico duplo (quente e frio). **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 43, n. 2, p. 257- 265, 2017.

GARCÍA-AYLLÓN, M-S., *et al.* Revisiting the role of acetylcholinesterase in Alzheimer's disease: cross-talk with P-tau and β -amyloid. **Frontiers in molecular neuroscience**, v. 4, p. 22, 2011.

GASCHLER, M. M.; STOCKWELL, B. R. Lipid peroxidation in cell death. **Biochemical and biophysical research communications**, v. 482, n. 3, p. 419-425, 2017.

GEMUSSE, S. L., *et al.* Micropollutants impair the survival of *Oreochromis niloticus* and threat local species from Iguaçu River, Southern of Brazil. **Environmental Toxicology and Pharmacology**, v. 83, p. 103596, 2021.

GEORGIU-SIAFIS, S. K.; TSIFTSOGLU, A. S. The key role of GSH in keeping the redox balance in mammalian cells: mechanisms and significance of GSH in detoxification via formation of conjugates. **Antioxidants**, v. 12, n. 11, p. 1953, 2023.

GERHARDT, A. Bioindicator species and their use in biomonitoring. **Environmental monitoring**, v. 1, p. 77-123, 2002.

GHELFI, A., *et al.* Evaluation of Biochemical, Genetic and Hematological Biomarkers in a Commercial Catfish *Rhamdia quelen* Exposed to Diclofenac. **Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology**, v. 96 (1), p. 49-54, 2016. doi: 10.1007/s00128-015-1693-3.

GHEZZI, P.; RUBARTELLI, A. Redox regulation of defense against bacterial and viral pathogens. **Current Opinion in Chemical Biology**, v. 76, p. 102339, 2023.

GHISI, N. de C., *et al.* Environmental assessment of Neotropical streams using fish as bioindicators: a multibiomarker and integrated approach. **Hydrobiologia**, p. 1-18, 2020.

GHOSH, U.; BOKARE, M.; GOBAS, F. A. P. C. Deconvoluting thermodynamics from biology in the aquatic food web model. **Environmental Toxicology and Chemistry**, v. 40, n. 8, p. 2145-2155, 2021.

GILTRAP, M., *et al.* Integration of biological effects, fish histopathology and contaminant measurements for the assessment of fish health: A pilot application in Irish marine waters. **Marine environmental research**, v. 129, p. 113-132, 2017.

GIROTTI, A. W. Lipid hydroperoxide generation, turnover, and effector action in biological systems. **Journal of lipid research**, v. 39, n. 8, p. 1529-1542, 1998.

GLEESON, T., *et al.* Illuminating water cycle modifications and Earth system resilience in the Anthropocene. **Water Resources Research**, v. 56, n. 4, p. e2019WR024957, 2020.

GOLIN, N., *et al.* Organic and inorganic pollutants in Jordão and Iguaçú rivers southern Brazil impact early phases of *Rhamdia quelen* and represent a risk for population. **Chemosphere**, v. 303 p. 134989, 2022. doi: 10.1016/j.chemosphere.2022.134989

GOLOMBIESKI, J. I., *et al.* Imazapyr+ imazapic herbicide determines acute toxicity in silver catfish *Rhamdia quelen*. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 128, p. 91-99, 2016.

GOMES, L. de C., *et al.* Biologia do jundiá *Rhamdia quelen* (TELEOSTEI, PIMELODIDAE). **Ciência Rural**, v. 30, p. 179-185, 2000.

GOMES, M. F., *et al.* Sublethal effects of triclosan and triclocarban at environmental concentrations in silver catfish (*Rhamdia quelen*) embryos. **Chemosphere**, v. 263, p. 127985, 2021.

GOMES, S.S.; CARVALHO, A.C.C.; CASTRO, C.M.V.A; CADENA, P.G. Efeitos tóxicos dos sedimentos do estuário do rio Capibaribe em embriões de zebrafish (*Danio rerio*). **Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.**, v. 72, n. 2, p. 623-632, 2020.

GOMIERO, L. M.; SOUZA, U. P.; BRAGA, F. M. DE S. Reprodução e alimentação de *Rhamdia quelen* (Quoy & Gaimard, 1824) em rios do Núcleo Santa Virgínia, Parque Estadual da Serra do Mar, São Paulo, SP. **Biota Neotropica**, v. 7, p. 127-133, 2007.

GOODMAN, L.; ZALLOCCI, M. Integrin $\alpha 8$ and Pcdh15 act as a complex to regulate cilia biogenesis in sensory cells. **Journal of cell science**, v. 130, n. 21, p. 3698-3712, 2017.

GOODYEAR, R. J.; KROS, C. J.; RICHARDSON, G. P. The development of hair cells in the inner ear. **Vertebrate hair cells**, p. 20-94, 2006.

GOROKHOVA, E., *et al.* Exposure to contaminants exacerbates oxidative stress in amphipod *Monoporeia affinis* subjected to fluctuating hypoxia. **Aquatic toxicology**, v. 127, p. 46-53, 2013.

GOUT, I. Coenzyme A, protein CoAlation and redox regulation in mammalian cells. **Biochemical Society transactions**, v. 46, n. 3, p. 721-728, 2018.

GOVAERTS, A., *et al.* Distribution and bioaccumulation of POPs and mercury in the Ga-Selati River (South Africa) and the rivers Gudbrandsdalslågen and Rena (Norway). **Environment international**, v. 121, p. 1319-1330, 2018.

GRIGIO, R.; MEURER, F. Alternating Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and silver catfish (*Rhamdia quelen*) farming in recirculation system: A possibility for

aquaculture in Southern Brazil. **Brazilian Journal of Development**, v. 6, n. 6, p. 35338-35356, 2020.

GRILO, L. F., *et al.* Development of a 96-well based assay for kinetic determination of catalase enzymatic-activity in biological samples. **Toxicology in Vitro**, v. 69, p. 104996, 2020.

GU, J., *et al.* Neurodevelopmental Toxicity of Emamectin Benzoate to the Early Life Stage of Zebrafish Larvae (*Danio rerio*). **International Journal of Molecular Sciences**, v. 24, n. 4, p. 3757, 2023.

GUBIANI, É. A.; FRANA, V. A.; MACIEL, A. L.; BAUMGARTNER, D. Occurrence of the non-native fish *Salminus brasiliensis* (Cuvier, 1816), in a global biodiversity ecoregion, Iguazu River, Paraná River basin, Brazil. **Aquatic Invasions**. v. 5, p. 223-227, 2010. doi: 10.3391/ai.2010.5.2.17

GUEDES, D. S. Contribuição ao estudo de sistemática e alimentação de jundiás (*Rhamdia* spp) na região central do Rio Grande do Sul (*Pisces*, *Pimelodidae*). 1980, 99p. Dissertação (Mestrado em Zootecnia) - Curso de Pós-graduação em Zootecnia, Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, 1980.

GUILLOTIN, S.; DELCOURT, N. Studying the impact of persistent organic pollutants exposure on human health by proteomic analysis: A systematic review. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 23, n. 22, p. 14271, 2022.

GUILOSKI, I. C., *et al.* Effects of environmentally relevant concentrations of the anti-inflammatory drug diclofenac in freshwater fish *Rhamdia quelen*. **Ecotoxicology and environmental safety**, v. 139, p. 291-300, 2017.

GUILOSKI, I. C., *et al.* Effects of trophic exposure to dexamethasone and diclofenac in freshwater fish. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 114, p. 204-211, 2015. doi: 10.1016/j.ecoenv.2014.11.020.

HADI, S. M., *et al.* Oxidative breakage of cellular DNA by plant polyphenols: a putative mechanism for anticancer properties. In: **Seminars in cancer biology**. Academic Press, p. 370-376, 2007.

HAEHNEL-TAGUCHI, M.; AKANYETI, O.; LIAO, J. C. Afferent and motoneuron activity in response to single neuromast stimulation in the posterior lateral line of larval zebrafish. **Journal of neurophysiology**, v. 112, n. 6, p. 1329-1339, 2014.

HALBACH, U., *et al.* Population ecology of rotifers as a bioassay tool for ecotoxicological tests in aquatic environments. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 7, n. 5, p. 484- 513, 1983.

HALLIWELL, B., *et al.* Hydroxyl radical is a significant player in oxidative DNA damage in vivo. **Chemical Society Reviews**, v. 50, n. 15, p. 8355-8360, 2021.

HAMPEL, M.; BLASCO, J.; DÍAZ, M.L.M. Biomarkers and effects. In: **Marine Ecotoxicology**. Academic Press, p. 121-165, 2016. 10.1016/B978-0-12-803371-5.00005-9

HAYES, J. D.; MCLELLAN, L. I. Glutathione and glutathione-dependent enzymes represent a co-ordinately regulated defence against oxidative stress. **Free radical research**, v. 31, n. 4, p. 273-300, 1999.

HIGDON, A., *et al.* Cell signalling by reactive lipid species: new concepts and molecular mechanisms. **Biochemical Journal**, v. 442, n. 3, p. 453-464, 2012.

HILBIG, C. C., *et al.* Liver histology and hematological parameters of female *Rhamdia quelen* fed different lipid sources. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 49, p. e20180204, 2020.

HIRATA, Y., *et al.* Lipid peroxidation increases membrane tension, Piezo1 gating, and cation permeability to execute ferroptosis. **Current Biology**, v. 33, n. 7, p. 1282-1294. e5, 2023.

HOFFMAN, D. J., *et al.* (Ed.). **Handbook of ecotoxicology**. CRC press, 2002.

HOU, J., *et al.* Antioxidant enzyme activities as biomarkers of fluvial biofilm to ZnO NPs ecotoxicity and the Integrated Biomarker Responses (IBR) assessment. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 133, p. 10-17, 2016.

HU, J., *et al.* Al₂O₃ nanoparticle impact on the toxic effect of Pb on the marine microalga *Isochrysis galbana*. **Ecotoxicol. Environ. Saf.**, v 161, p. 92-98, 2018.

HUSTON, M.; DEANGELIS, D.; POST, W. New computer models unify ecological theory. **BioScience**, v. 38, n. 10, p. 682-691, 1988.

IBGE – Instituto Brasileiro de Estatística Geográfica. 2012. Disponível em: <<https://cidades.ibge.gov.br/>>. Acesso: maio 2023.

IBOR, O. R., *et al.* Biotransformation and oxidative stress responses in relation to tissue contaminant burden in *Clarias gariepinus* exposed to simulated leachate from a solid waste dumpsite in Calabar, Nigeria. **Chemosphere**, v. 253, p. 126630, 2020.

IDE, A. H., *et al.* Occurrence of pharmaceutical products, female sex hormones and caffeine in a subtropical region in Brazil. **CLEAN–Soil, Air, Water**, v. 45, n. 9, p. 1700334, 2017.

INSTITUTO ÁGUA E TERRA (IAT). Com reflorestamento, Rio Iguaçu tem maior volume de água em 12 anos. 21 jul. 2023. Disponível em: <https://www.iat.pr.gov.br/Noticia/Com-reflorestamento-Rio-Iguacu-tem-maior-volume-de-agua-em-12-anos>. Acesso: set. 2024.

INSTITUTO ÁGUA E TERRA (IAT). Monitoramento ambiental. In: PARANÁ. Relatório de monitoramento ambiental: projeto Rio dos Patos – Capítulo 8. Curitiba, 2021. Disponível em: https://www.iat.pr.gov.br/sites/agua-terra/arquivos_restritos/files/documento/2021-10/capitulo_-_8_-_copel.pdf. Acesso em: out. 2024.

INSTITUTO ALEMÃO DE NORMALIZAÇÃO (DIN). DIN 38415-6: German standard methods for the examination of water, waste water and sludge – Subanimal testing (group T) - Part 6: Toxicity to fish; Determination of the non-acute-poisonous effect of waste water to fish eggs by dilution limits (T 6). Berlim, 2001.

INSTITUTO AMBIENTAL DO PARANÁ (IAP). Qualidade das águas: rios da bacia do alto Iguaçu, na região metropolitana de Curitiba de 2010 a 2018. Disponível em: <https://www.iat.pr.gov.br/Pagina/Monitoramento-da-Qualidade-das-Aguas>. Curitiba, 2018. Acesso: set. 2024.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA (IBGE). Indicadores de desenvolvimento sustentável. Rio de Janeiro, 2022. Disponível em: <https://biblioteca.ibge.gov.br/index.php/bibliotecacatalogo?view=detalhes&id=294254>. Acesso: set. 2024.

INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE (ICMBio). Dia Nacional da Onça-Pintada. Disponível em: <https://www.gov.br/icmbio/pt-br/assuntos/noticias/ultimas-noticias/dia-nacional-da-onca-pintada>. 2020. Acesso: set. 2024.

INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE (ICMBio). *Desmatamentos ilegais de Mata Atlântica no Paraná*. Disponível em: <https://www.icmbio.gov.br/parnaiguacu/destaques/120-desmatamentos-ilegais-de-mata-atlantica-no-parana.html>. Acesso em: 6 out. 2024.

INSTITUTO PARANAENSE DE DESENVOLVIMENTO ECONÔMICO E SOCIAL (IPARDES). Indicadores de desenvolvimento sustentável. Bacias hidrográficas do estado do Paraná. 2017. Disponível em: https://www.ipardes.pr.gov.br/sites/ipardes/arquivos_restritos/files/documento/201909/Revista%20Indicadores%20de%20Desenvolvimento%20Sustent%C3%A1vel.pdf. Acesso: set. 2024.

INSTITUTO PARANAENSE DE DESENVOLVIMENTO ECONÔMICO E SOCIAL (IPARDES). Paraná em perspectiva. Curitiba, 2020. Disponível em: https://www.ipardes.pr.gov.br/sites/ipardes/arquivos_restritos/files/documento/2020-02/PARANA%20EM%20PERSPECTIVA.pdf. Acesso: set. 2024.

ISLAM, M. S.; HAN, S.; MASUNAGA, S. Assessment of trace metal contamination in water and sediment of some rivers in Bangladesh. **Journal of Water and Environmental Technology**, v. 12, p. 109–121, 2014.

ITURBURU, F. G., *et al.* An integrated biomarker response study explains more than the sum of the parts: oxidative stress in the fish *Australoheros facetus* exposed to imidacloprid. **Ecological Indicators**, v. 93, p. 351-357, 2018.

JAYASIRI, M.M.J.G.C.N., *et al.* Spatio-temporal analysis of water quality for pesticides and other agricultural pollutants in Deduru Oya river basin of Sri Lanka. **Journal of Cleaner Production**, v. 330, p. 129897, 2022.
10.1016/j.jclepro.2021.129897

JEDDI, M. Z., *et al.* Towards a systematic use of effect biomarkers in population and occupational biomonitoring. **Environment International**, v. 146, p. 106257, 2021.

JELINEK, M.; JURAJDA, M.; DURIS, K. Oxidative stress in the brain: basic concepts and treatment strategies in stroke. **Antioxidants**, v. 10, n. 12, p. 1886, 2021.

JIANG, J.; ZHOU, Z.; SHARMA, V. K. Occurrence, transportation, monitoring and treatment of emerging micro-pollutants in waste water — A review from global views. **Microchemical Journal**, v. 110, p. 292-300, 2013. doi:
10.1016/j.microc.2013.04.014

JIANG, Z-Y.; HUNT, J.V.; WOLFF, S.P. Ferrous ion oxidation in the presence of xylenol orange for detection of lipid hydroperoxide in low density lipoprotein. **Analytical Biochemistry**, v. 202, p. 384-389, 1992.

JIANG, Z-Y.; WOOLLARD, A.C.S.; WOLFF, S.P. Lipid hydroperoxides measurement by oxidation of Fe²⁺ in the presence of xylenol orange. Comparison with the TBA assay and an iodometric method. **Lipids**, v. 26, p. 853-856, 1991.

JOVIČIĆ, K., *et al.* Mapping differential elemental accumulation in fish tissues: assessment of metal and trace element concentrations in wels catfish (*Silurus glanis*) from the Danube River by ICP-MS. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 22, n. 5, p. 3820-3827, 2015.

KAMZATI, L. L. J., *et al.* Heavy metals in water, sediment, fish and associated risks from an endorheic lake located in Southern Africa. **International Journal of Environmental Science and Technology**, v. 17, p. 253-266, 2020.

KANG, M., *et al.* Effect of dissolved oxygen and nutrient levels on heavy metal contents and fractions in river surface sediments. **Science of the total environment**, v. 648, p. 861-870, 2019.

KAOWN, D., *et al.* The effects of heavy rain on the fate of urban and agricultural pollutants in the riverside area around weirs using multi-isotope, microbial data and numerical simulation. **Science of The Total Environment**, v. 912, p. 169422, 2024.

KARMAKAR, A., *et al.* Superoxide dismutase. In: **Antioxidants Effects in Health**. Elsevier. p. 139-166, 2022.

KASPER, N. Respostas histopatológicas e genotóxicas em peixes de água doce expostos a ambientes antropizados. 2019, 90p. Dissertação (Mestre em Ambiente e Tecnologias Sustentáveis). Universidade Federal Da Fronteira Sul, Campus Cerro Largo, 2019.

KEEN, J.H.; HABIG, W.H.; JAKOBY, W.B. Mechanism for several activities of the glutathione S-transferases. **J. Biol. Chem.**, v. 251, p. 6183–6188, 1976.

KEREK, E.; HASSANIN, M.; PRENNER, E. J. Inorganic mercury and cadmium induce rigidity in eukaryotic lipid extracts while mercury also ruptures red blood cells. **Biochimica et Biophysica Acta (BBA)-Biomembranes**, v. 1860, n. 3, p. 710-717, 2018.

KIMURA, Y.; GOTO, Y-I.; KIMURA, H. Hydrogen sulfide increases glutathione production and suppresses oxidative stress in mitochondria. **Antioxidants & redox signaling**, v. 12, n. 1, p. 1-13, 2010.

KINCH, C., D.; KURRASCH, D. M.; HABIBI, H. R. Adverse morphological development in embryonic zebrafish exposed to environmental concentrations of contaminants individually and in mixture. **Aquatic Toxicology**, v. 175, p. 286-298, 2016.

KIRKMAN, H. N., *et al.* Mechanisms of protection of catalase by NADPH: kinetics and stoichiometry. **Journal of Biological Chemistry**, v. 274, n. 20, p. 13908-13914, 1999.

KITAMURA, R. S. A., *et al.* Sublethal biochemical, histopathological and genotoxicological effects of short-term exposure to ciprofloxacin in catfish *Rhamdia quelen*. **Environmental Pollution**, v. 300, p. 118935, 2022.

KONO, Y. Generation of Superoxide Radical during Autoxidation of Hydroxylamine and an Assay for Superoxide-Dismutase. **Archives of Biochemistry and Biophysics**, v. 186, p. 189-195, 1978.

KOTSUR, D. A., *et al.* *Danio rerio* as a model for studying reproductive risks associated with human exposure to polychlorinated biphenils: a systematic review. **Ekologiya cheloveka (Human Ecology)**, v. 30, n. 4, p. 245-258, 2023.

KOWALCZYK, P., *et al.* Mitochondrial oxidative stress—a causative factor and therapeutic target in many diseases. **International journal of molecular sciences**, v. 22, n. 24, p. 13384, 2021.

KOZAK, C., *et al.* Water quality dynamic during rainfall episodes: integrated approach to assess diffuse pollution using automatic sampling. **Environmental monitoring and assessment**, v. 191, p. 1-13, 2019.

KREYSING, M., *et al.* Photonic crystal light collectors in fish retina improve vision in turbid water. **Science**, v. 336, n. 6089, p. 1700-1703, 2012.

LA CRUZ, S. E C., *et al.* Morphological and cardiac alterations after crude oil exposure in the early-life stages of the tropical gar (*Atractosteus tropicus*). **Environmental Science and Pollution Research**, p. 1-12, 2021.

LAMMER, E. *et al.* Is the fish embryo toxicity test (FET) with the zebrafish (*Danio rerio*) a potential alternative for the fish acute toxicity test?. **Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Toxicology & Pharmacology**, v. 149, n. 2, p. 196-209, 2009.

LARRAS, F., *et al.* A review of Modelling approaches for Ecological Risk Assessment of Pesticides. **ScienceOpen Posters**, 2022.

LEBRUN, J. D., *et al.* Seasonal variability and inter-species comparison of metal bioaccumulation in caged gammarids under urban diffuse contamination gradient: implications for biomonitoring investigations. **Science of the Total Environment**, v. 511, p. 501-508, 2015.

LEDENT, V. Postembryonic development of the posterior lateral line in zebrafish. **Development**, v. 129, n. 3, p. 597–604, 1 fev. 2002.
<https://doi.org/10.1242/dev.129.3.597>.

LEE, D S., *et al.* Evaluation of cisplatin-induced pathology in the larval zebrafish lateral line. **International journal of molecular sciences**, v. 23, n. 22, p. 14302, 2022.

LEITEMPERGER, J., *et al.* Early biochemical biomarkers for zinc in silver catfish (*Rhamdia quelen*) after acute exposure. **Fish Physiology and Biochemistry**, v. 42, p. 1005-1014, 2016.

LEMOS, M. F. L. Biomarker studies in stress biology: from the gene to population, from the organism to the application. **Biology**, v. 10, n. 12, p. 1340, 2021.

LERMEN, C. L., *et al.* ATP, ADP and AMP dephosphorylation in membrane fractions of *Rhamdia quelen* exposed to different temperatures. **Fish Physiology and Biochemistry**, v. 31, p. 295-301, 2005.

LEVINE, R.L.; WILLIAMS, J.A.; STADTMAN, E.P.; SHACTER, E. Carbonyl assays for determination of oxidatively modified proteins. **Methods Enzymol.**, v. 233, p. 346–357, 1994.

LI, B. *et al.* The competition of heavy metals between hyporheic sediments and microplastics of driving factors in the Beiluo River Basin. **Journal of Hazardous Materials**, v. 473, p. 134538, 2024.

- LI, C., *et al.* Heterogeneity of neuromasts in a fish without lateral line canals: The pufferfish (*Takifugu obscurus*) model. **Journal of Experimental Biology**, v. 221, n. 19, p. jeb186163, 2018.
- LIN, L-Y., *et al.* Ammonia exposure impairs lateral-line hair cells and mechanotransduction in zebrafish embryos. **Chemosphere**, v. 257, p. 127170, 2020.
- LIPPS, W. C.; BRAUN-HOWLAND, E. B.; BAXTER, T. E. (ed.). Standard methods for the examination of water and wastewater. Washington, D.C.: **American Public Health Association**, ed. 24, 2023.
- LIU, B., *et al.* Geochemical fractionation, bioavailability, and potential risk of heavy metals in sediments of the largest influent river into Chaohu Lake, China. **Environmental pollution**, v. 290, p. 118018, 2021.
- LIU, J. L., *et al.* Relationship between periphyton biomarkers and trace metals with the responses to environment applying an integrated biomarker response index (IBR) in estuaries. **Ecotoxicology**, v. 23, p. 538-552, 2014.
- LOMARTIRE, S.; MARQUES, J. C.; GONÇALVES, A. M. M. Biomarkers based tools to assess environmental and chemical stressors in aquatic systems. **Ecological Indicators**, v. 122, p. 107207, 2021.
- LOWER, N.; MOORE, A. Exposure to insecticides inhibits embryo development and emergence in Atlantic salmon (*Salmo salar* L.). **Fish physiology and biochemistry**, v. 28, p. 431-432, 2003.
- LUNDY, L., *et al.* Metal Water-Sediment Interactions and Impacts on an Urban Ecosystem. **J Environ Res Public Health**, v. 14, p. 722, 2017.
- LUNSFORD, E. T., *et al.* Anion efflux mediates transduction in the hair cells of the zebrafish lateral line. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 120, n. 52, p. e2315515120, 2023.
- MA, F., *et al.* Development of microbial indicators in ecological systems. **International Journal of Environmental Research and Public Health**, v. 19, n. 21, p. 13888, 2022.
- MACIEL, C. F. Ecotoxicologia comportamental: uma revisão com enfoque na locomoção de invertebrados aquáticos. 2019, 72 f. Dissertação (Oceanografia). Universidade de São Paulo, São Paulo, 2019.
- MAFRUCHATI, M.; MAKUWIRA, J. Analysis of Embryo Development and Early Performance of Larvae of *Barbonymus schwanenfeldii*: A Systematic Review. **PCJN: Pharmaceutical and Clinical Journal of Nusantara**, v. 1, n. 01, p. 21-31, 2022.

- MALICK, C., *et al.* Gustatory ultrastructures of an amphihaline migratory fish hilsa *Tenualosa ilisha*. **Microscopy Research and Technique**, v. 83, n. 5, p. 507-513, 2020.
- MANICKAVASAGAM, S; SUDHAN, C; BHARATHI; AANAND, S. Bioindicators in aquatic environment and their significance. **Journal of Aquaculture in the Tropics**, v. 34, p. 73-79, 2019. doi:10.32381/JAT.2019.34.1-2.6
- MARIN-CORRAL, J., *et al.* Redox balance and carbonylated proteins in limb and heart muscles of cachectic rats. **Antioxidants & redox signaling**, v. 12, n. 3, p. 365-380, 2010.
- MARINS, A. T., *et al.* A mixture of pesticides at environmental concentrations induces oxidative stress and cholinergic effects in the neotropical fish *Rhamdia quelen*. **Ecotoxicology**, v. 30, p. 164-174, 2021.
- MARTINEZ-LEIVA, L., *et al.* Energetic implications of morphological changes between fish larval and juvenile stages using geometric morphometrics of body shape. **Animals**, v. 13, n. 3, p. 370, 2023.
- MATHIAS, F. T., *et al.* Effects of low concentrations of ibuprofen on freshwater fish *Rhamdia quelen*. **Environmental toxicology and pharmacology**, v. 59, p. 105-113, 2018.
- MAZARI, A. M. A., *et al.* The multifaceted role of glutathione S-transferases in health and disease. **Biomolecules**, v. 13, n. 4, p. 688, 2023.
- MAZZONI, T. S.; BOMBARDELLI, R. A.; QUAGIO-GRASSIOTTO, I. Reproductive biology of neotropical fishes: a guide to identification to the gonadal morphology during the reproductive cycle of catfish *Rhamdia quelen* (Siluriformes: Heptapteridae). **Aquatic Science and Technology**, v. 8, n. 2, p. 15-35, 2020.
- MCCLUNEY, K. E., *et al.* Shifting species interactions in terrestrial dryland ecosystems under altered water availability and climate change. **Biological Reviews**, v. 87, n. 3, p. 563-582, 2012.
- MCHENRY, M. J.; VAN NETTEN, S. M. The flexural stiffness of superficial neuromasts in the zebrafish (*Danio rerio*) lateral line. **Journal of Experimental Biology**, v. 210, n. 23, p. 4244-4253, 2007.
- MCKIM, J. M. Evaluation of tests with early life stages of fish for predicting longterm toxicity. **Journal of the Fisheries Board of Canada**, v. 34, n. 8, p. 1148-1154, 1977.
- MCPHERSON, D. R.; SWALLA, B. J. High Time for Hair Cells: An introduction to the symposium on sensory hair cells. **Integrative and comparative biology**, v. 58, n. 2, p. 276-281, 2018.

MEZZARROBA, L., *et al.* From the headwaters to the Iguassu Falls: Inventory of the ichthyofauna in the Iguassu River basin shows increasing percentages of nonnative species. **Biota Neotropica**, v. 21, n. 2, p. e20201083, 2021.

MILLER, A-F. Superoxide dismutases: active sites that save, but a protein that kills. **Current opinion in chemical biology**, v. 8, n. 2, p. 162-168, 2004.

MIRANDA, L. S., *et al.* Adsorption-desorption behavior of heavy metals in aquatic environments: Influence of sediment, water and metal ionic properties. **Journal of hazardous materials**, v. 421, p. 126743, 2022.

MIRON, D. dos S., *et al.* Ammonia and pH effects on some metabolic parameters and gill histology of silver catfish, *Rhamdia quelen* (Heptapteridae). **Aquaculture**, v. 277, n. 3-4, p. 192-196, 2008.

MISHRA, S., *et al.* Heavy metal contamination: an alarming threat to environment and human health. **Environmental biotechnology: For sustainable future**, p. 103-125, 2019.

MOGDANS, J. Sensory ecology of the fish lateral-line system: Morphological and physiological adaptations for the perception of hydrodynamic stimuli. **Journal of Fish Biology**, v. 95, n. 1, p. 53-72, 2019.

MOISEENKO, T. I.; GASHKINA, N. A. Distribution and bioaccumulation of heavy metals (Hg, Cd and Pb) in fish: Influence of the aquatic environment and climate. **Environmental Research Letters**, v. 15, n. 11, p. 115013, 2020.

MØLLER, P.; ROURSGAARD, M. Biomarkers of DNA oxidation products: links to exposure and disease in public health studies. **Chemical Research in Toxicology**, v. 34, n. 11, p. 2235-2250, 2021.

MONTGOMERY, J. C.; BAKER, C. F. Lateral line and fish behavior. In: **THE SENSES: a comprehensive reference**. 2. ed, v. 7, p. 133-142, 2020.

MORAIS, T. P., *et al.* Assessing the pollution and ecotoxicological status of the Iguaçu River, Southern Brazil: A Review. **Integrated Environmental Assessment and Management**, v. 20, n. 5, p. 1280-1305, 2023.

MORE, A., *et al.* Biomarkers: Revolutionizing disease monitoring and therapeutic strategies. **Public Health and Toxicology Issues Drug Research, Volume 2**, p. 1-25, 2024.

MOSS, D. E. Improving anti-neurodegenerative benefits of acetylcholinesterase inhibitors in Alzheimer's disease: are irreversible inhibitors the future?. **International journal of molecular sciences**, v. 21, n. 10, p. 3438, 2020.

MUHSIN, E. A., *et al.* Detection of some Biological Parameters and Heavy Metals Presence in Tigris River Water by Novel Designed Bacterial Efflux Pump Genes. **Iraqi Journal of Industrial Research**, v. 11, n. 1, p. 67-75, 2024.

MÜLLER, U.; SCHWARTZ, E. Influence of single neuromasts on prey localizing behavior of the surface feeding fish, *Aplocheilus lineatus*. **Journal of comparative physiology**, v. 149, p. 399-408, 1982.

MURAVYEVA, E. V.; MASLENNIKOVA, N. N.; GIBADULINA, I. I. Features Accumulation of Heavy Metals in the Bottom Sediments of Small Rivers. In: **IOP Conference Series: Earth and Environmental Science**. IOP Publishing, p. 032073. 2022.

MUSHTAQ, B., *et al.* Management of water resources. **Environmental Management: Environmental Issues, Awareness and Abatement**, p. 1-46, 2020.

NABI, M. Heavy metals accumulation in aquatic macrophytes from an urban lake in Kashmir Himalaya, India. **Environmental Nanotechnology, Monitoring & Management**, v. 16, p. 100509, 2021.

NAEHER, S.; CUI, X.; SUMMONS, R. E. Biomarkers: molecular tools to study life, environment, and climate. **Elements: An International Magazine of Mineralogy, Geochemistry, and Petrology**, v. 18, n. 2, p. 79-85, 2022.

NAGAMATSU, P. C., *et al.* Post hatching stages of tropical catfish *Rhamdia quelen* (Quoy and Gaimard, 1824) are affected by combined toxic metals exposure with risk to population. **Chemosphere**, v. 277, p. 130199, 2021.

NAKAE, M.; HASEGAWA, K.; MIYAMOTO, K. Domestication of captive-bred masu salmon *Oncorhynchus masou masou* (Salmonidae) leads to a significant decrease in numbers of lateral line organs. **Scientific Reports**, v. 12, n. 1, p. 16780, 2022.

NAM, Y-E., *et al.* SOD derived from *Bacillus amyloliquefaciens* GF423 has protection against exercise-induced oxidative stress in healthy subjects. **Current Developments in Nutrition**, v. 4, p. nzaa052_033, 2020.

NANDI, A., *et al.* Role of catalase in oxidative stress-and age-associated degenerative diseases. **Oxidative medicine and cellular longevity**, v. 2019, n. 1, p. 9613090, 2019.

NAZ, S.; CHATHA, A. M. M.; DANABAŞ, D. Effects of Cadmium and Nickel on Embryonic Development of Fish: A Review. **Menba Kastamonu Üniversitesi Su Ürünleri Fakültesi Dergisi**, v. 9, n. 2, p. 40-51, 2023.

NEBBIOSO, M., *et al.* Oxidative stress implication in retinal diseases—A review. **Antioxidants**, v. 11, n. 9, p. 1790, 2022.

NEVES, M. P.; AMORIM, J. P. De A.; DELARIVA, R. L. Influence of land use on the health of a detritivorous fish (*Ancistrus mullerae*) endemic to the Iguassu ecoregion: *relationship between agricultural land use and severe*

histopathological alterations. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 25, n. 12, p. 11670-11682, 2018.

NEVIDOMSKAYA, D. *et al.* Potentially toxic elements distribution in the contaminated bottom sediments by the industrial genesis within Lower Don river system. In: **E3S Web of conferences**. EDP Sciences, p. 02018. 2021.

NGO, H. T. T., *et al.* Adverse effects of toxic metal pollution in rivers on the physiological health of fish. **Toxics**, v. 10, n. 9, p. 528, 2022.

NIKI, E. Lipid peroxidation: physiological levels and dual biological effects. **Free Radical Biology and Medicine**, v. 47, n. 5, p. 469-484, 2009.

NIMET, J., *et al.* Histopathological alterations in gills of a fish (*Astyanax bifasciatus*) in neotropical streams: negative effects of riparian forest reduction and presence of pesticides. **Environmental Monitoring and Assessment**, v. 192, p. 1-13, 2020.

NOVOA, B., *et al.* Rag1 immunodeficiency-induced early aging and senescence in zebrafish are dependent on chronic inflammation and oxidative stress. **Aging Cell**, v. 18, p. 13020, 2019. <https://doi.org/10.1111/ace1.13020>

OAKES, K. D., *et al.* Oxidative stress and sex steroid levels in fish following short-term exposure to pulp-mill effluents. **J Toxicol Environ Health**, v. 68, p. 267–286, 2005. <https://doi.org/10.1080/15287390590895621>

OAKLEY, A. Glutathione transferases: a structural perspective. **Drug metabolism reviews**, v. 43, n. 2, p. 138-151, 2011.

OCDE. Oecd guidelines for the testing of chemi cals. Fish Embryo Acute Toxicity (FET) Test. 2013.

OJAVEER, H., *et al.* Female ovarian abnormalities and reproductive failure of autumn-spawning herring (*Clupea harengus membras*) in the Baltic Sea. **ICES Journal of Marine Science**, v. 72, n. 8, p. 2332-2340, 2015.

OVASKAINEN, O., *et al.* Long-term shifts in water quality show scale-dependent bioindicator responses across Russia—Insights from 40 year-long bioindicator monitoring program. **Ecological Indicators**, v. 98, p. 476-482, 2019.

OYA-SILVA, L. F., *et al.* Evidence of genotoxicity, neurotoxicity, and antioxidant imbalance in silver catfish *Rhamdia quelen* after subchronic exposure to diisopentyl phthalate. **Mutation Research/Genetic Toxicology and Environmental Mutagenesis**, v. 892, p. 503702, 2023.

PAITHANKAR, J. G., *et al.* Heavy metal associated health hazards: An interplay of oxidative stress and signal transduction. **Chemosphere**, v. 262, p. 128350, 2021.

- PARMAR, T.K.; RAWTANI, D.; AGRAWAL, Y.K. Bioindicators: the natural indicator of environmental pollution *Front. Life Sci.*, v. 9, p. 110-118, 2016. 10.1080/21553769.2016.1162753
- PAUDEL, S.; BENAVIDES, J. C. Flood ecology. **OBO in Ecology**, 2023. DOI: 10.1093/obo/9780199830060-0244.
- PAVONI, E., *et al.* Distribution, mobility and fate of trace elements in an estuarine system under anthropogenic pressure: the case of the Karstic Timavo River (Northern Adriatic Sea, Italy). **Estuaries and Coasts**, v. 44, p. 1831-1847, 2021.
- PEREIRA, C. R., *et al.* Embryonic and larval development of jundiá (*Rhamdia quelen*, Quoy & Gaimard, 1824, Pisces, Teleostei), a South American catfish. **Braz. J. Biol.**, v. 66, n. 4, p. 1057-1063, 2006.
- PEREIRA, L. S., *et al.* Effects of ecologically relevant concentrations of cadmium in a freshwater fish. **Ecotoxicology and environmental safety**, v. 130, p. 29-36, 2016.
- PÉREZ-IGLESIAS, J. M., *et al.* Ecotoxicological Methodologies to Evaluate Biomarkers at Different Scales in Neotropical Anurans. **Journal of Visualized Experiments**, v. 194, p. 1-25, 2023.
- PERUSSOLO, M. C., *et al.* Integrated biomarker response index to assess toxic effects of environmentally relevant concentrations of paracetamol in a neotropical catfish (*Rhamdia quelen*). **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 182, p. 109438, 2019.
- PIAGGI, S.; DIEDERICH, M.; CORTI, A. The expanding functional network of glutathione transferases. **Frontiers in Molecular Biosciences**, v. 10, p. 1146377, 2023.
- PICKETT, M. A.; DUSH, M. K.; NASCONE-YODER, N. M. Acetylcholinesterase plays a non-neuronal, non-esterase role in organogenesis. **Development**, v. 144, n. 15, p. 2764-2770, 2017.
- PICKLES, J. O.; COREY, D. P. Mechano-electrical transduction by hair cells. **Trends in neurosciences**, v. 15, n. 7, p. 254-259, 1992.
- PIEDRAS, S. R. N.; MORAES, P. R. R.; POUEY, J. L. O. F. Crescimento de juvenis de jundiá (*Rhamdia quelen*), de acordo com a temperatura da água. **B. Inst. Pesca**, São Paulo, v. 30, n. 2, p. 177 - 182, 2004.
- PIFFERO, C. M. T. de O., *et al.* How can different land use impact aquatic organisms? An evaluation of metabolic alterations during embryonic development of freshwater fish, *Rhamdia quelen*. **Ecotoxicology and Environmental Contamination**, v. 17, n. 2, p. 99-114, 2022.

- PIMM, S. L., *et al.* The biodiversity of species and their rates of extinction, distribution, and protection. **Science**, v. 344, n. 6187, p. 1246752, 2014.
- PINI, S. F. R., *et al.* Ichthyofauna in the last free-flowing river of the Lower Iguazu basin: The importance of tributaries for conservation of endemic species. **ZooKeys**, v. 1041, p. 183, 2021.
- PIRES, V. L., *et al.* Evaluation of multivariate biomarker indexes application in ecotoxicity tests with marine diatoms exposed to emerging contaminants. **Applied Sciences**, v. 11, n. 9, p. 3878, 2021.
- PISCICULTURA PANAMÁ. **Site de Piscicultura**. s.d. Disponível em: www.pisciculturapanama.com.br. Acesso: set. 2024.
- PLUM, L. M.; RINK, L.; HAASE, H. The essential toxin: impact of zinc on human health. **International journal of environmental research and public health**, v. 7, n. 4, p. 1342-1365, 2010.
- POREBSKI, G.; KWITNIEWSKI, M.; RESHEF, A. Biomarkers in hereditary angioedema. **Clinical Reviews in Allergy & Immunology**, v. 60, n. 3, p. 404-415, 2021.
- POUSIS, C., *et al.* Microradiography as a useful technique for the rapid detection of skeletal anomalies in early sea bream juveniles. **Journal of Fish Diseases**, v. 45, n. 8, p. 1237, 2022.
- POWERS, C. M., *et al.* Silver nanoparticles alter zebrafish development and larval behavior: distinct roles for particle size, coating and composition. **Neurotoxicology and teratology**, v. 33, n. 6, p. 708-714, 2011.
- QUESADA, H. B., *et al.* Surface water pollution by pharmaceuticals and an alternative of removal by low-cost adsorbents: A review. **Chemosphere**, v. 222, p. 766-780, 2019.
- RADYUK, S. N.; ORR, W. C. The multifaceted impact of peroxiredoxins on aging and disease. **Antioxidants & redox signaling**, v. 29, n. 13, p. 1293-1311, 2018.
- RAJAK, P., *et al.* Toxic contaminants and their impacts on aquatic ecology and habitats. In: **Spatial Modeling of Environmental Pollution and Ecological Risk**. Woodhead Publishing, p. 255-273, 2024.
- REIS, A.; ROBOREDO, M. Expressing the quality of sediment in the context of river monitoring plans. **EGU General Assembly 2024**, Vienna, Austria, p. 14–19 2024. <https://doi.org/10.5194/egusphere-egu24-2023>.
- REMILI, A., *et al.* Varying diet composition causes striking differences in legacy and emerging contaminant concentrations in killer whales across the North Atlantic. **Environmental Science & Technology**, v. 57, n. 42, p. 16109-16120, 2023.

REN, X., *et al.* Redox signaling mediated by thioredoxin and glutathione systems in the central nervous system. **Antioxidants & redox signaling**, v. 27, n. 13, p. 989-1010, 2017.

RESENDE, A. C.; PEREIRA, D. M. C. IBRtools: An R package for calculating integrated biomarker indexes. **Ecology and Evolution**, v. 14, n. 2, p. e10864, 2024.

RIBAS, J. L. C.; ZAMPRONIO, A. R.; SILVA DE ASSIS, H. C. Effects of trophic exposure to diclofenac and dexamethasone on hematological parameters and immune response in freshwater fish. **Environmental Toxicology and Chemistry**, v. 35, n. 4, p. 975-982, 2015. doi: 10.1002/etc.3240

RICH, D., *et al.* A review of water reuse applications and effluent standards in response to water scarcity. **Water Security**, v. 20, p. 100154, 2023.

RICHARDSON, S., *et al.* Mixtures of sediment chemical contaminants at freshwater sampling sites across Europe with different contaminant burdens. **Science of The Total Environment**, v. 891, p. 164280, 2023.

RICHBART, S. D., *et al.* Acetylcholinesterase and human cancers. **Advances in Cancer Research**, v. 152, p. 1-66, 2021.

RÍOS, J. C., *et al.* Tribromophenol induces the differentiation of SH-SY5Y human neuroblastoma cells *in vitro*. **Toxicol. Vitr.** v. 17, p. 635-641, 2003.

ROBERT, D., *et al.* Life in the fast lane: Revisiting the fast growth—High survival paradigm during the early life stages of fishes. **Fish and Fisheries**, v. 24, n. 5, p. 863-888, 2023.

ROCHA, S. A.; FOLLMANN, J. I. Ecologia integral abordagens (im) pertinentes. Capítulo 4: água, elemento representativo da ecologia integral. Vol 3. 2021. Disponível em: <http://www.casaleiria.com.br/acervo/follmann/ecologiaintegral/v3/index.html>. Acesso em: 2023.

RODAS-MORÁN, A. E., *et al.* First ecological analysis of lacustrine testate amoebae in Guatemala: A case study from the highland Lake Chichoj. **Journal of Limnology**, v. 81, n. 1, 2022.

RODRIGUES, M. L., *et al.* Gonad development and sperm characteristics of male silver catfish (*Rhamdia quelen*) fed diets with different oil sources. Desenvolvimento gonadal e características espermáticas de jundiás machos (*Rhamdia quelen*) alimentados com dietas com diferentes fontes de óleo. **Brazilian Journal of Development**, v. 8, n. 4, p. 24032-24051, 2022.

RODRIGUES, P. A.; FERRARI, R. G.; JUNIOR, C. A. C. Physicochemical Water Parameters Affecting Cadmium, Lead and Mercury Speciation, Bioavailability and Toxicity in the Aquatic Environment. **Lead, Mercury and**

Cadmium in the Aquatic Environment: Worldwide Occurrence, Fate and Toxicity, p. 141, 2023.

RODRIGUES-GALDINO, A. M., *et al.* Development of the neotropical catfish *Rhamdia quelen* (Siluriformes, Heptapteridae) incubated in different temperature regimes. **Zygote**, v. 18, n. 2, p. 131-144, 2010.

RODRÍGUEZ-GARCÍA, A., *et al.* Protein carbonylation and lipid peroxidation in hematological malignancies. **Antioxidants**, v. 9, n. 12, p. 1212, 2020.

ROUSH, K.S., *et al.* Enhancing the fathead minnow fish embryo toxicity test: Optimizing embryo production and assessing the utility of additional test endpoints. **Ecotoxicol Environ Saf.** v. 153, p. 45-53, 2018.

ROYCHOWDHURY, P; AFTABUDDIN, M; PATI, M.K. Thermal stress-induced oxidative damages in the liver and associated death in fish, *Labeo rohita*. **Fish Physiol Biochem**, v. 47, p. 21–32, 2021. doi: <https://doi.org/10.1007/s10695-020-00880-y>

RUBIO-VARGAS, D. Á., *et al.* Multispecies and multibiomarker assessment of fish health from Iguaçu River reservoir, Southern Brazil. **Environmental Monitoring and Assessment**, v. 196, n. 6, p. 1-27, 2024b.

RUBIO-VARGAS, D. Á., *et al.* Pollutant bioaccumulation in sentinel fish chronically exposed in Iguaçu river reservoirs (Southern Brazil) and human health risk of fish consumption. **Chemosphere**, v. 349, p. 140812, 2024a.

SADIQ, I. Z. Free radicals and oxidative stress: Signaling mechanisms, redox basis for human diseases, and cell cycle regulation. **Current Molecular Medicine**, v. 23, n. 1, p. 13-35, 2023.

SAGOVA-MARECKOVA, M., *et al.* Expanding ecological assessment by integrating microorganisms into routine freshwater biomonitoring. **Water research**, v. 191, p. 116767, 2021.

SAIDON, N. B., *et al.* Trophic transfer and biomagnification potential of environmental contaminants (heavy metals) in aquatic ecosystems. **Environmental pollution**, v. 340, p. 122815, 2024.

SAIKI, P., *et al.* Sediment toxicity assessment using zebrafish (*Danio rerio*) as a model system: Historical review, research gaps and trends. **Science of the Total Environment**, v. 793, p. 148633, 2021.

SALGADO, I. C. S.; FILIPACK NETO, F.; RIBEIRO, C. A. O. Tribromophenol affects the metabolism, proliferation, migration and multidrug resistance transporters activity of murine melanoma cells B16F1. **Toxicology in vitro.**, v. 50, p.40-46, 2018.

SAMPSON, J. A.; DUSTON, J.; CROLL, R. P. Superficial neuromasts facilitate non-visual feeding by larval striped bass (*Morone saxatilis*). **Journal of Experimental Biology**, v. 216, n. 18, p. 3522-3530, 2013.

SANCHEZ, W.; BURGEOT, T.; PORCHER, J-M. A novel “Integrated Biomarker Response” calculation based on reference deviation concept. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 20, p. 2721-2725, 2013.

SÁNCHEZ-ACEVES, L. M., *et al.* Developmental alterations, teratogenic effects, and oxidative disruption induced by ibuprofen, aluminum, and their binary mixture on *Danio rerio*. **Environmental Pollution**, v. 291, p. 118078, 2021.

SANDAMALIKA, W. M. G., *et al.* The possible role of catalase in innate immunity and diminution of cellular oxidative stress: Insights into its molecular characteristics, antioxidant activity, DNA protection, and transcriptional regulation in response to immune stimuli in yellowtail clownfish (*Amphiprion clarkii*). **Fish & Shellfish Immunology**, v. 113, p. 106-117, 2021.

SANTANA, M. S., *et al.* Diffuse sources of contamination in freshwater fish: Detecting effects through active biomonitoring and multi-biomarker approaches. **Ecotoxicology and environmental safety**, v. 149, p. 173-181, 2018.

SCHOLZ, S., *et al.* Meta-analysis of fish early life stage tests-Association of toxic ratios and acute-to-chronic ratios with modes of action. **Environ Toxicol Chem**, v. 37, n. 4, p. 955-969, doi: 10.1002/etc.4090, 2018.

SCHWARTZ, A. V., *et al.* Mathematical modeling of the interaction between yolk utilization and fish growth in zebrafish, *Danio rerio*. **Development**, v. 148, n. 9, p. 193508, 2021.

SCOTTO, C. R. *et al.* Short-term sensorimotor deprivation impacts feedforward and feedback processes of motor control. **Frontiers in Neuroscience**, v. 14, p. 696, 2020.

SEBEN, D., *et al.* Acute silver catfish (*Rhamdia quelen*) exposure to chlorantraniliprole insecticide. **Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology**, v. 107, p. 883-888, 2021.

SEDLAK, J.; LINDSAY, R.H. Estimation of total protein bound and nonprotein sulphhydryl groups in tissues with Ellman’s reagent. **Analytical Biochemistry**, v.25, p.192-205, 1968.

SEMA - Secretaria de Estado do Meio Ambiente e Recursos Hídricos (PARANÁ). *Bacias Hidrográficas do Paraná 2ª ed.* PEREIRA, Mauri César Barbosa; SCROCCARO, José Luiz (Org.). Curitiba, 2013. Disponível em: https://www.paranagua.pr.gov.br/imgbank2/file/meio_ambiente/materialdidatico/Revista_Bacias_Hidrograficas_2015.pdf. Acesso: set. 2024.

SEVERO, E. S., *et al.* Ecological risk of pesticide contamination in a Brazilian river located near a rural area: a study of biomarkers using zebrafish embryos. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 190, p. 110071, 2020.

SHAMMI, R. S., *et al.* Concentration and Ecological Risk of Heavy Metals in River Sediments of a Developing Country: A Meta-Analysis. **Soil and Sediment Contamination: An International Journal**, p. 1-27, 2024.

SHERSTNEVA, A. A.; GALCHENKO, A. V. Anthropogenic pollution by chemical elements (post-transition metals): AL, GA, IN, SN, TL, PB, BI. **МИКРОЭЛЕМЕНТЫ В МЕДИЦИНЕ**, v. 24, n. 2, p. 25-35, 2023.

SHI, J., *et al.* Residual effects of organochlorine pesticides (OCPs) in an e-waste recycling area compared with heavy metal pollution. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 198, p. 110651, 2020.

SHOHAG, S., *et al.* Perspectives on the molecular mediators of oxidative stress and antioxidant strategies in the context of neuroprotection and neurolongevity: an extensive review. **Oxidative Medicine and Cellular Longevity**, v. 2022, n. 1, p. 7743705, 2022.

SIEBECK, U. E. *et al.* Do human activities influence survival and orientation abilities of larval fishes in the ocean?. **Integrative zoology**, v. 10, n. 1, p. 65-82, 2015.

SIES, H. Hydrogen peroxide as a central redox signaling molecule in physiological oxidative stress: Oxidative eustress. **Redox biology**, v. 11, p. 613-619, 2017.

SIES, H. Oxidative stress: Concept and some practical aspects. **Antioxidants**, v. 9, n. 9, p. 852, 2020.

SIES, H. Oxidative Stress: Oxidants and Antioxidants. *Experimental Physiology*, v. 82, p. 291–295, 1997.

SIES, H. Role of metabolic H₂O₂ generation: redox signaling and oxidative stress. **Journal of Biological Chemistry**, v. 289, n. 13, p. 8735-8741, 2014.

SIGNOR, A. A., *et al.* Densidade de estocagem de jundiá (*Rhamdia quelen*) em tanques-rede na fase inicial. **Brazilian Journal of Development**, v. 6, n. 7, p. 43975-43985, 2020.

SILVA, A. Q.; ABESSA, D. M. S. Toxicity of three emerging contaminants to non-target marine organisms. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 26, p. 18354-18364, 2019.

SIM, W., *et al.* Distribution and ecological risk assessment of priority water pollutants in surface river sediments with emphasis on industrially affected areas. **Chemosphere**, v. 352, p. 141275, 2024.

SIMKISS, K. Lipid solubility of heavy metals in saline solutions. **Journal of the marine biological Association of the United Kingdom**, v. 63, n. 1, p. 1-7, 1983.

SIREESHA, V., *et al.* A Comprehensive Review on Biomarker and Its Role in Diseases. **Cardiology and Angiology: An International Journal**, v. 13, n. 1, p. 75-81, 2024.

SISTEMA NACIONAL DE INFORMAÇÕES SOBRE SANEAMENTO (SNIS). Série histórica: água e esgotos. 2018. Disponível em: <http://app4.mdr.gov.br/serieHistorica/>. Acesso: set. 2024.

SOARES, A. F. S.; SOUZA, L. P. S. Contaminação das águas de abastecimento público por poluentes emergentes e o direito à saúde. **Direito Sanitário**, v. 20, n. 2, p. 100–133, 2020. doi:10.11606/issn.2316-9044.v20i2p100-133.

SOBJAK, T. M., *et al.* Evaluation of the antioxidant system and neurotoxic effects observed in *Rhamdia branneri* (Teleostei: Heptapteridae) sampled from streams of the lower Iguazu River basin. **Ecotoxicology and environmental safety**, v. 155, p. 162- 170, 2018.

SOETAN, O.; NIE, J.; FENG, H. Preliminary environmental assessment of metal-contaminated sediment dredging in an Urban River, New Jersey, USA. **Marine Pollution Bulletin**, v. 184, p. 114212, 2022.

SONNACK, L., *et al.* Effects of metal exposure on motor neuron development, neuromasts and the escape response of zebrafish embryos. **Neurotoxicology and teratology**, v. 50, p. 33-42, 2015.

SOOCH, B. S.; KAULDHAR, B. S.; PURI, M. Recent insights into microbial catalases: isolation, production and purification. **Biotechnology Advances**, v. 32, n. 8, p. 1429-1447, 2014.

SOREQ, H.; SEIDMAN, S. Acetylcholinesterase—new roles for an old actor. **Nature Reviews Neuroscience**, v. 2, n. 4, p. 294-302, 2001.
SOUZA-SHIBATTA, L., *et al.* Genetic diversity of the endangered neotropical cichlid fish (*Gymnogeophagus setequedas*) in Brazil. **Frontiers in Genetics**, v. 9, p. 13, 2018.

SPIVEY, A. Roe, interrupted: estrogen exposure impairs fish fertility. **Environmental Health Perspectives**, v. 112, 2004.

SRIVASTAVA, M. D. L.; SRIVASTAVA, C. B. L. The development of neuromasts in *Cirrhina mrigala* Ham. Buch.(Cyprinidae) and *Ophicephalus* (Channa) punctatus Bloch (Channidae). **Journal of Morphology**, v. 122, n. 4, p. 321-343, 1967.

SRIVASTAVA, S.; SACHDEV, S. Contamination of Aquatic Ecosystem with Pharmaceutical and Personal Care Micropollutants. In: **Organic**

Micropollutants in Aquatic and Terrestrial Environments. Cham: Springer Nature Switzerland, p. 25-45. 2024.

STADTMAN, E. R.; LEVINE, R. L. Free radical-mediated oxidation of free amino acids and amino acid residues in proteins. **Amino acids**, v. 25, p. 207-218, 2003.

STOCKER, S., *et al.* The conundrum of hydrogen peroxide signaling and the emerging role of peroxiredoxins as redox relay hubs. **Antioxidants & redox signaling**, v. 28, n. 7, p. 558-573, 2018.

STUART, M.; LAPWORTH, D.; CRANE, E.; HART, A. Review of risk from potential emerging contaminants in UK groundwater. **Science of the Total Environment**, v. 416, p. 1-21, 2012. doi: 10.1016/j.scitotenv.2011.11.072

STURTZ, L. A., *et al.* A fraction of yeast Cu, Zn-superoxide dismutase and its metallochaperone, CCS, localize to the intermembrane space of mitochondria: a physiological role for SOD1 in guarding against mitochondrial oxidative damage. **Journal of Biological Chemistry**, v. 276, n. 41, p. 38084-38089, 2001.

SULI, A., *et al.* Rheotaxis in larval zebrafish is mediated by lateral line mechanosensory hair cells. **PloS one**, v. 7, n. 2, p. e29727, 2012.

SUMUDUMALI, R. G. I.; JAYAWARDANA, J. M. C. K. A review of biological monitoring of aquatic ecosystems approaches: with special reference to macroinvertebrates and pesticide pollution. **Environmental Management**, v. 67, n. 2, p. 263-276, 2021.

SUN, G-Q., *et al.* Mathematical modeling and mechanisms of pattern formation in ecological systems: a review. **Nonlinear Dynamics**, v. 104, p. 1677-1696, 2021.

SUN, J., *et al.* A review of environmental metabolism disrupting chemicals and effect biomarkers associating disease risks: Where exposomics meets metabolomics. **Environment International**, v. 158, p. 106941, 2022a.

SUN, Q., *et al.* Efficient degradation of antibiotics over Co (II)-doped Bi₂MoO₆ nanohybrid via the synergy of peroxymonosulfate activation and photocatalytic reaction under visible irradiation. **Chemosphere**, v. 302, p. 134807, 2022b.

SZULC, J., *et al.* Uncontrolled Post-Industrial Landfill—Source of Metals, Potential Toxic Compounds, Dust, and Pathogens in Environment—A Case Study. **Molecules**, v. 29, n. 7, p. 1496, 2024.

TAHERAN, M., *et al.* Emerging contaminants: here today, there tomorrow! **Environmental Nanotechnology, Monitoring & Management**, Québec, v. 10, p. 122 – 126, 2018.

- TANABE, S., Contamination by persistent toxic substances in the Asia-Pacific region. **Developments in environmental science**, v. 7, p. 773-817, 2007.
- TARBASHEVICH, K., *et al.* The mitochondrial protein Sod2 is important for the migration, maintenance, and fitness of germ cells. **Frontiers in Cell and Developmental Biology**, v. 11, p. 1250643, 2023.
- TCHOUNWOU, P. B., *et al.* Heavy metals toxicity and the environment. **EXS**, v. 101, p. 133-164, 2012.
- TEKOĞUL, H., *et al.* Meta-Analysis of the Causality of Deformations in Marine Fish Larvae Culture. **Aquaculture Research**, v. 2023, n. 1, p. 9932995, 2023.
- TETALI, R. R., *et al.* Analysis of Water Quality Parameters Across Diverse Sources. **Journal of Pharma Insights and Research**, v. 2, n. 3, p. 210-216, 2024.
- TEW, K. D.; TOWNSEND, D. M. Glutathione-s-transferases as determinants of cell survival and death. **Antioxidants & redox signaling**, v. 17, n. 12, p. 1728-1737, 2012.
- TEYKE, T. Morphological differences in neuromasts of the blind cave fish *Astyanax hubbsi* and the sighted river fish *Astyanax mexicanus*. **Brain, behavior and evolution**, v. 35, n. 1, p. 23-30, 1990.
- THOMAS, E. D.; RAIBLE, D. W. Distinct progenitor populations mediate regeneration in the zebrafish lateral line. **Elife**, v. 8, p. e43736, 2019.
- THORÉ, E. S. J., *et al.* Towards improved fish tests in ecotoxicology-efficient chronic and multi-generational testing with the killifish *Nothobranchius furzeri*. **Chemosphere**, v. 273, p. 129697, 2021.
- TOLA, A. J.; JABALLI, A.; MISSIHOON, T. D. Protein carbonylation: emerging roles in plant redox biology and future prospects. **Plants**, v. 10, n. 7, p. 1451, 2021.
- TONHÁ, M. S., *et al.* Trace metal dynamics in an industrialized Brazilian river: A combined application of Zn isotopes, geochemical partitioning, and multivariate statistics. **Journal of environmental sciences**, v. 101, p. 313-325, 2021.
- TREDENNICK, A. T., *et al.* A practical guide to selecting models for exploration, inference, and prediction in ecology. **Ecology**, v. 102, n. 6, p. e03336, 2021.
- TRÖGER, R., *et al.* Micropollutants in drinking water from source to tap-Method development and application of a multiresidue screening method. **Science of the total environment**, v. 627, p. 1404-1432, 2018.
- U.S.EPA – United States Environmental Protection Agency. White Paper: Aquatic life criteria for contaminants of emerging concern. Part I - General

challenges and recommendations. USEPA. OW/ORD Emerging Contaminants Workgroup. 2008.

U.S.EPA, Method 3051A (SW-846): microwave assisted acid digestion of sediments, sludges, and oils, revision 1. Washington, DC, 2007.

U.S.EPA. EPA/Water Quality, Environmental Matters. Environmental Protection Agency, United States, 2001.

U.S.EPA. Evaluation of dredged material proposed for discharge in water of the U.S., United States, 1998.

U.S.EPA. Predicting the toxicity of bulk sediments to aquatic organisms with aqueous test fractions: pore water vs. Elutriate. **Environ. Toxicol. and Chemistry**, v. 10, p. 1359-1366, 1991.

UCHIDA, K. 4-Hydroxy-2-nonenal: a product and mediator of oxidative stress. **Progress in lipid research**, v. 42, n. 4, p. 318-343, 2003.

ULRICH, K.; JAKOB, U. The role of thiols in antioxidant systems. **Free Radical Biology and Medicine**, v. 140, p. 14-27, 2019.

VECCHIO, I., *et al.* The state of the art on acetylcholinesterase inhibitors in the treatment of Alzheimer's disease. **Journal of Central nervous system disease**, v. 13, p. 11795735211029113, 2021.

VENUGOPAL, T., *et al.* A comprehensive geochemical evaluation of the water quality of River Adyar, India. **Bulletin of environmental contamination and toxicology**, v. 82, n. 2, p. 211-217, 2009.

VENUTO, A.; ERICKSON, T. Evaluating the death and recovery of lateral line hair cells following repeated neomycin treatments. **Life**, v. 11, n. 11, p. 1180, 2021.

VIAENE, K. P.J.; DE SCHAMPHELAERE, K. A. C.; VAN SPRANG, P. Extrapolation of Metal Toxicity Data for the Rotifer *Brachionus calyciflorus* Using an Individual-Based Population Model. **Environmental Toxicology and Chemistry**, v. 43, n. 2, p. 324-337, 2024.

VIEIRA, C. E. D., *et al.* Multiple biomarker responses in *Prochilodus lineatus* subjected to short-term in situ exposure to streams from agricultural areas in Southern Brazil. **Science of the Total Environment**, v. 542, p. 44-56, 2016.

VILLARES JUNIOR, G. A. V.; GOITEIN, R. Differences in the feeding of *Rhamdia quelen* (Siluriformes, Heptapteridae) in four distinct lotic systems. **Brazilian Journal of Biology**, v. 75, p. 650-654, 2015.

VISTOLI, G. *et al.* Key factors regulating protein carbonylation by α , β unsaturated carbonyls: a structural study based on a retrospective meta-analysis. **Biophysical Chemistry**, v. 230, p. 20-26, 2017.

WALCZAK-NOWICKA, Ł. J.; HERBET, M. Acetylcholinesterase inhibitors in the treatment of neurodegenerative diseases and the role of acetylcholinesterase in their pathogenesis. **International journal of molecular sciences**, v. 22, n. 17, p. 9290, 2021.

WANG, H., *et al.* Toxic effects of oxine-copper on development and behavior in the embryo-larval stages of zebrafish. **Aquatic Toxicology**, v. 210, p. 242-250, 2019.

WARNASURIYA, S. D., *et al.* Fungi as environmental bioindicators. **Science of the Total Environment**, v. 892, p. 164583, 2023.

WEIJS, L., *et al.* Exploring lipid affinities of persistent organic pollutants and MeO-PBDEs in blubber of marine mammals. **Chemosphere**, v. 308, p. 136448, 2022.

WELLS, P. G., *et al.* Oxidative stress in developmental origins of disease: teratogenesis, neurodevelopmental deficits, and cancer. **Toxicol. Sci.**, v. 108, p. 4-18, 2009.

WHALEN, R.; BOYER, T. D. Human glutathione S-transferases. In: **Seminars in liver disease**. © 1998 by Thieme Medical Publishers, Inc., p. 345-358, 1998.

WOLTERING, D. M. The growth response in fish chronic and early life stage toxicity tests: a critical review. **Aquatic Toxicology**, v. 5, n. 1, p. 1-21, 1984.

WONG, H-T C., *et al.* In vivo investigation of mitochondria in lateral line afferent neurons and hair cells. **Hearing research**, v. 431, p. 108740, 2023.

WU, B.; DONG, D. Human cytosolic glutathione transferases: structure, function, and drug discovery. **Trends in pharmacological sciences**, v. 33, n. 12, p. 656-668, 2012.

WU, N., *et al.* Flow regimes filter species traits of benthic diatom communities and modify the functional features of lowland streams-a nationwide scale study. **Science of the Total Environment**, v. 651, p. 357-366, 2019.

WUTICH, A., *et al.* Measuring human water needs. **American Journal of Human Biology**, v. 32, n. 1, p. e23350, 2020.

XIA, Y., *et al.* Combined effects of lead and manganese on locomotor activity and microbiota in zebrafish. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 263, p. 115260, 2023.

YAMAMOTO, F. Y., *et al.* Alterations of cytochrome P450 and the occurrence of persistent organic pollutants in tilapia caged in the reservoirs of the Iguaçú River. **Environmental Pollution**, v. 240, p. 670-682, 2018.
doi:10.1016/j.envpol.2018.04.019

YAMAMOTO, F. Y., *et al.* Bioavailability of pollutants sets risk of exposure to biota and human population in reservoirs from Iguaçu River (Southern Brazil). **Environmental Science and Pollution Research**, v. 23, n. 18, p. 18111-18128, 2016. doi: 10.1007/s11356-016-6924-6

YAMAMOTO, F. Y., *et al.* From molecular endpoints to modeling longer-term effects in fish embryos exposed to the elutriate from Doce River. **Science of the Total Environment**, v. 846, p. 157332, 2022.

YAMAMOTO, F. Y., *et al.* Vitellogenin levels and others biomarkers show evidences of endocrine disruption in fish species from Iguaçu River-Southern Brazil. **Chemosphere**, v. 186, p. 88-99, 2017.

YOSHIZAWA, M. The evolution of sensory adaptation in *Astyanax mexicanus*. **Biol Evol Mex Cavefish. Amsterdam: Elsevier Inc**, p. 247-63, 2015.

YOSHIZAWA, M.; JEFFERY, W. R. Evolutionary tuning of an adaptive behavior requires enhancement of the neuromast sensory system. **Communicative & Integrative Biology**, v. 4, n. 1, p. 89-91, 2011.

YU, Y.; MO, W. Y.; LUUKKONEN, T. Adsorption behaviour and interaction of organic micropollutants with nano and microplastics—a review. **Science of the Total Environment**, v. 797, p. 149140, 2021.

YUNUSA, M. A.; IGWE, E. C.; MOFOLUKE, A. O. Heavy metals contamination of water and fish—a review. **Fudma Journal of Sciences**, v. 7, n. 1, p. 110-118, 2023.

ZAKERI, N., *et al.* Selenium supplementation and oxidative stress: A review. **PharmaNutrition**, v. 17, p. 100263, 2021.

ZANI, L. H. S., *et al.* Identification of priority areas for water conservation in the Alto Iguaçu basin, Brazil. **Integrated Environmental Assessment and Management**, v. 20, n. 4, p. 1087-1098, 2024.

ZANOLETTI, A.; BONTEMPI, E. Urban runoff of pollutants and their treatment. **Frontiers in Environmental Chemistry**, v. 4, p. 1151859, 2023.

ZEBRAL, Y. D., *et al.* Effects of a glyphosate-based herbicide in pejerrey *Odontesthes humensis* embryonic development. **Chemosphere**, v. 185, p. 860-867, 2017.

ZHANG, H., *et al.* Distribution characteristics, bioaccumulation and trophic transfer of heavy metals in the food web of grassland ecosystems. **Chemosphere**, v. 278, p. 130407, 2021.

ZHANG, Q., *et al.* Synaptically silent sensory hair cells in zebrafish are recruited after damage. **Nature communications**, v. 9, n. 1, p. 1388, 2018.

ZHAO, Y., *et al.* Comparative developmental toxicity of eight typical organic pollutants to red sea bream (*Pagrosomus major*) embryos and larvae. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 24, p. 9067-9078, 2017.

ZHENG, K. *et al.* Skeletal ontogeny and deformities in commercially cultured marine fish larvae. **Journal of Fishery Sciences of China**, v. 23, n. 1, p. 250-261, 2016.

ZHOU, M., *et al.* Dilution or enrichment: the effects of flood on pollutants in urban rivers. **Environmental Sciences Europe**, v. 34, n. 1, p. 61, 2022.

ZHOU, Y., *et al.* Occurrence and trophic magnification of polybrominated diphenyl ethers (PBDEs) and their methoxylated derivatives in freshwater fish from Dianshan Lake, Shanghai, China. **Environmental Pollution**, v. 219, p. 932-938, 2016

ZHU, Y., *et al.* A comparison of the effects of copper nanoparticles and copper sulfate on *Phaeodactylum tricornutum* physiology and transcription **Environ. Toxicol. Pharmacol.**, v. 56, p. 43-49, 2017.