

Nicollas Breda Lehmann

**Diagnóstico patológico em tilápias do rio Cachoeira, Joinville, SC,
Brasil**

Dissertação submetida ao Programa de Pós-Graduação do Departamento de Aquicultura da Universidade Federal de Santa Catarina para a obtenção do grau de Mestre em Aquicultura.

Orientador: Dr. Mauricio Laterça Martins

Florianópolis
2018

Ficha de identificação da obra elaborada pelo autor,
através do Programa de Geração Automática da Biblioteca Universitária da UFSC.

Lehmann, Nicollas Breda

Diagnóstico patológico em tilápias do rio
Cachoeira, Joinville, SC, Brasil / Nicollas Breda
Lehmann ; orientador, Mauricio Laterça Martins,
2018.

73 p.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de
Santa Catarina, Centro de Ciências Agrárias,
Programa de Pós-Graduação em Aquicultura,
Florianópolis, 2018.

Inclui referências.

1. Aquicultura. 2. Patologia. 3. Parasitologia.
4. Histologia. 5. Ictiofauna. I. Martins, Mauricio
Laterça . II. Universidade Federal de Santa
Catarina. Programa de Pós-Graduação em Aquicultura.
III. Título.

**Diagnóstico patológico em tilápias do rio Cachoeira, Joinville, SC,
Brasil**

Por

NICOLLAS BREDA LEHMANN

Esta dissertação foi julgada adequada para a obtenção do título de

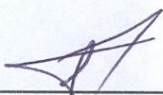
MESTRE EM AQUICULTURA

e aprovada em sua forma final pelo Programa de
Pós-Graduação em Aquicultura.

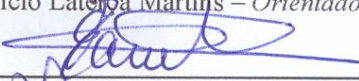


Profª. Leila Hayashi, Dra.
Coordenadora do PPG em Aquicultura

Banca Examinadora:



Dr. Mauricio Laterza Martins – *Orientador*



Dr. Evoy Zaniboni Filho - UFSC



Dr. Juliano Santos Gueretz - IFC

*Dedico este trabalho à meus pais, Mauricio
Lehmann e Anelise Breda Lehmann*

RESUMO

O estudo teve como finalidade efetuar um diagnóstico patológico das tilápias do rio Cachoeira, em Joinville, Santa Catarina, Brasil, um ambiente com precariedade no tratamento de efluentes industriais e adjacências. Foram coletados um total de 30 peixes ao longo de 3 eventos amostrais, e seu status sanitário foi avaliado por meio de levantamento da fauna parasitológica, índices parasitológicos, e investigação histopatológica de brânquias, fígado, baço e rim. Foram identificadas 5 espécies de monogenóides infestando brânquias e estômago: *Cichlidogyrus sclerosus*, *C. halli*, *C. thurstonae*, *Scutogyrus longicornis* e *Enterogyrus cichlilarum*; e verificadas 4 espécies de tricodínídeos infestando a superfície corporal e brânquias: *Trichodina magna*, *T. compacta*, *T. centrostrigata* e *Paratrichodina africana*. Os índices parasitológicos, foram baixos, portanto não foram representativos de status sanitário para os peixes. Os resultados apresentaram diferença estatística de acordo com a sazonalidade de coleta, verificando-se maior contagem de parasitos e maiores alterações teciduais no verão. As alterações histopatológicas analisadas flutuaram de moderadas a severas, porém a necrose prevaleceu severa em todos os órgãos, na totalidade dos peixes. Contudo, os órgãos que apresentaram maior intensidade de necrose celular foram o fígado e rim, sendo os órgãos mais comprometidos deste estudo.

Palavras chave: Aquicultura, Patologia, Parasitologia, Histologia, Ictiofauna.

ABSTRACT

The aim of the study was to perform a pathological diagnosis in tilapias of the Cachoeira River, in Joinville, Santa Catarina, Brazil, an environment with precariousness in wastewater treatment from industrial effluents and adjacent areas. A total of 30 fish were collected along 3 sampling events, and their sanitary status was assessed by surveying parasitological fauna, parasitological indexes, and histopathological investigation of gills, liver, spleen and kidney. Five species of monogeneans were identified, infesting gills and stomach: *Cichlidogyrus sclerosus*, *C. halli*, *C. thurstonae*, *Scutogyrus longicornis* and *Enterogyrus cichlidarum*; and verified 4 species of trichodinids infesting the body surface and gills: *Trichodina magna*, *T. compacta*, *T. centrostrigata* and *Paratrichodina africana*. Parasitological indexes were low; therefore they were not representative of sanitary status for fish. The results presented statistical difference according to the seasonality of collection, with a higher parasite count and greater tissue changes in the summer. The histopathological changes analyzed fluctuated from moderate to severe, but necrosis prevailed severe in all organs, in all fish. However, the organs that presented the greatest intensity of cellular necrosis were the liver and kidneys, thus, they were the most compromised organs of this study.

Key words: Aquaculture, Pathology, Parasitology, Histology, Ichthyofauna.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1: A - Localização da Bacia Hidrográfica do rio Cachoeira dentro da cidade de Joinville. B- Localização da área urbana de Joinville (vermelho), dentro do perímetro municipal (amarelo). Fonte - Sistema de Informações Municipais Georreferenciadas - Prefeitura Municipal de Joinville..... 32
- Figura 2: Espécimes de tricodinídeos analisados nas tilápias do rio Cachoeira. A – *Trichodina magna*, B – *Trichodina compacta*, C – *Trichodina centrostrigata*, D – *Paratrichodina africana*. Barra: 20 μm 39
- Figura 3: Espécimes de monogenóides analisados nas tilápias do rio Cachoeira. Número 1 (Haptor) e número 2 (Complexo Copulatório Masculino; CCM); A – *Cichlidogyrus halli*, B – *Cichlidogyrus sclerosus*, C – *Cichlidogyrus thrustonae*, D – *Scutogyrus longicornis*, E – *Enterogyrus cichlidarum*. Barra: 20 μm 41
- Figura 4: Fotomicrografia de tecido branquial de tilápia coletada no rio Cachoeira na cidade de Joinville, Santa Catarina de 2017 a 2018 (barra = 50 μm). A – Edema justalamelar observado entre as lamelas secundárias (seta) adjacente a hiperplasia interlamelar (círculo sólido). Presença de infiltrados eosinofílicos (círculo de traços). Fusão de lamelas secundárias (asterisco). B – Presença de parasito *Trichodina* sp. (cabeça de seta). Presença de infiltrado eosinofílico (círculo de traços) e congestão das lamelas secundárias (asterisco)..... 47
- Figura 5: Fotomicrografia de tecido hepático de tilápia coletada no rio Cachoeira na cidade de Joinville, Santa Catarina de 2017 a 2018 (barra = 50 μm). A – Colestase (setas). B – Infiltrado linfocitário (seta). Presença de centros de melanomacrófagos (círculo de traços). 50
- Figura 6: Fotomicrografia de tecido esplênico de tilápia coletada no rio Cachoeira na cidade de Joinville, Santa Catarina de 2017 a 2018 (barra = A - 200 μm , B - 50 μm) A – Presença de granulomas (asterisco) com tecido esplênico infiltrado por centros de melanomacrófagos (seta). B – Granuloma (asterisco) junto de centros de melanomacrófagos (círculo de traços) e infiltrado linfocitário (círculo sólido). 52

Figura 7: Fotomicrografia de tecido renal de tilápia coletada no rio Cachoeira na cidade de Joinville, Santa Catarina de 2017 a 2018 (barra = 50 μm). Glomérulos renais com presença de extravasamento de sangue e redução do espaço de Bowman devido aumento de volume glomerular (círculo de traços). Redução do espaço de Bowman devido ao espessamento de capilares (círculo sólido). 54

Figura 8: Fotomicrografia de tecido renal de tilápia coletada no rio Cachoeira na cidade de Joinville, Santa Catarina (barra = A – 50 μm e B – 20 μm). A – Túbulos renais com presença de necrose (círculo sólido). B – Presença de regeneração renal com novos néfrons (círculo de traços), presença de granuloma (asterisco) e centro de melanomacrófagos (seta). 56

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1: Parâmetros físico-químicos de qualidade de água do rio Cachoeira, Joinville, Santa Catarina, Brasil. Valores médios dos parâmetros analisados referentes a três anos de coletas (2015 a 2017). Os valores de referência estão baseados no Conama nº 430/11 e Conama 357/05 – Decreto (SC) nº 14250/81 - Comdema (Joinville) nº 001/2016..... 33
- Tabela 2 Abundância total média de parasitos de tilápias, coletadas no rio Cachoeira, Joinville, Santa Catarina, Brasil, nos diferentes locais de infestação e em diferentes estações do ano de 2017 a 2018 (Abundância média±desvio padrão)..... 37
- Tabela 3: Índices parasitológicos (IP) de tricodinídeos na superfície do corpo e nas brânquias em tilápias coletadas em diferentes estações do ano no rio Cachoeira, Joinville, Santa Catarina, Brasil de 2017 a 2018: prevalência (P%), intensidade média (IM±desvio padrão), abundância média (AM ± desvio padrão). 40
- Tabela 4: Índices parasitológicos (IP) de monogenoides em brânquias e estômago de tilápias coletadas em diferentes estações do ano no rio Cachoeira, Joinville, Santa Catarina, Brasil de 2017 a 2018. Prevalência (P%), intensidade média (IM ± desvio padrão), abundância média (AM ± desvio padrão). 41
- Tabela 5: Índices parasitológicos (IP) das espécies de monogenoides nas brânquias de tilápias coletadas em diferentes estações do ano no rio Cachoeira, Joinville, Santa Catarina, Brasil de 2017 a 2018: prevalência (P%), intensidade média (IM±desvio padrão), abundância média (AM±desvio padrão) e dominância média (DM±desvio padrão)..... 43
- Tabela 6: Prevalência e valores médios de alteração (VMA) (média±desvio padrão) por estação do ano coletada, em brânquias de tilápias coletadas no rio Cachoeira, em Joinville, Santa Catarina, Brasil de 2017 a 2018..... 46
- Tabela 7: Prevalência e valores médios de alteração (VMA) (média ± desvio padrão) por estação coletada, em fígado de tilápias coletadas no rio Cachoeira, Joinville, Santa Catarina, Brasil de 2017 a 2018. 49

Tabela 8: Prevalência e valores médios de alteração (VMA) (média±desvio padrão) por estação do ano coletada, em baço de tilápias, coletadas no rio Cachoeira, Joinville, Santa Catarina, Brasil de 2017 a 2018. 51

Tabela 9: Prevalência e valores médios de alteração (VMA) (média±desvio padrão) por estação coletada, em rim de tilápias coletadas no rio Cachoeira, Joinville, Santa Catarina, Brasil, de 2017 a 2018, exibindo alterações glomerulares. 53

Tabela 10: Prevalência e valores médios de alteração (VMA) (média±desvio padrão) por estação do ano coletada, em rins de tilápias coletadas no rio Cachoeira, Joinville, Santa Catarina, Brasil, de 2017 a 2018, exibindo alterações tubulares. 55

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO GERAL.....	17
	Sobre o rio Cachoeira	17
	Tilápias no rio Cachoeira.....	18
	Uso da patologia em peixes	18
	Biomarcadores em peixes.....	19
	Parasitas em tilápias	19
	<i>Trichodina</i> spp.....	20
	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	20
	Monogenoides	21
	Histopatologia.....	22
	Órgãos chave para avaliação sanitária.....	22
	Brânquias	23
	Fígado	23
	Rim	23
	Baço.....	24
1.2	JUSTIFICATIVA	24
1.3	OBJETIVOS.....	25
	1.3.1 Objetivo Geral	25
	1.3.2 Objetivos Específicos	25
2	ARTIGO	27
	ABSTRACT	30
2.1	INTRODUÇÃO.....	31
2.2	MATERIAL E MÉTODOS	32
	2.2.1 Local de coleta	32
	2.2.2 Parâmetros físico químicos da água.....	33
	2.2.3 Análises.....	34
	2.2.3.1 Análises biométricas	34

2.2.3.2	Análise parasitológica	34
2.2.3.3	Análise histopatológica	34
2.2.4	Ranqueamento de lesões.....	35
2.2.4.1	Brânquias.....	35
2.2.4.2	Fígado.....	35
2.2.4.3	Baço.....	36
2.2.4.4	Rim.....	36
2.2.6	Análise estatística	36
2.3	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	36
2.4	CONCLUSÃO.....	56
	AGRADECIMENTOS	57
	REFERÊNCIAS.....	57
	REFERÊNCIAS DA INTRODUÇÃO GERAL	67

1 INTRODUÇÃO GERAL

Sobre o rio Cachoeira

A cidade de Joinville, em Santa Catarina, possui uma área de 1.126 km² onde está inteiramente inclusa na Bacia Hidrográfica do rio Cachoeira (RIBEIRO; OLIVEIRA, 2014). O rio Cachoeira é de grande significado para a cidade de Joinville, uma vez que a história de desenvolvimento do município está ligada à sua bacia hidrográfica, e dentro dela reside quase metade da população joinvilense (IPPUJ, 2011). Porém, o que poderia ser um cartão postal da cidade, há décadas tenta resistir à poluição provocada pela falta de conscientização da população, aos despejos de efluentes e ao tímido trabalho do poder público em suas tentativas de despoluição.

O estudo feito por Zschornack (2016), descreve que foi à sua margem esquerda do rio que, em 1851, desembarcaram imigrantes europeus, iniciando a colonização e a fundação de Joinville, maior cidade de Santa Catarina. No início do século XX, o Cachoeira ainda possuía águas limpas e era possível tirar dele várias espécies de peixes. Além disso, eram comuns, também, os banhos públicos. Os primeiros sinais de poluição no rio Cachoeira remontam ao ano de 1877 com as indústrias madeireiras, mas como a população era muito pouca, não tinha grande interferência na qualidade da água do rio. Contudo, com o crescimento industrial nas décadas de 1950 a 1970, houve um aumento de despejo químico nas águas do rio. Somado ao rápido aumento da população, em função do crescimento industrial do início da década de 70, que resultou no aumento da quantidade de resíduos domésticos e de esgotos despejados no rio.

A despoluição do rio Cachoeira já vem sendo discutida há bastante tempo, porém, pouco avanço se conseguiu nas últimas décadas. De tal modo, em todos os anos eleitorais, o rio Cachoeira se encontra presente nas promessas dos candidatos municipais, uma vez que ainda existem muitos poluentes no sedimento do rio como metais pesados, compostos orgânicos, óleos, combustíveis e descarte de tinturarias (FRANÇOZO et al., 2014). E mesmo depois de vários anos de investimento da prefeitura, hoje o município passou da 73^a posição em 2017 para a 81^a em 2018 no ranking brasileiro de saneamento básico, justificada pelo baixo atendimento esgoto sanitário: 30,03% (ITB, 2018).

Tilápias no rio Cachoeira

A tilápia, *Oreochromis* sp. (Linnaeus) pertencente da família Cichlidae, foi introduzida no Brasil em meados de 1950 e atualmente representa uma das indústrias mais promissoras, visto o potencial hídrico e climático que o país apresenta (FITZSIMMONS, 2000). A tilápia é característica de ambiente tropical, mas é adaptável à ambientes que apresentem variações térmicas entre 18 e 28 °C. Essa espécie é pouco exigente em relação ao oxigênio dissolvido e suporta ampla faixa de pH, além de ser onívora (LUND; FIGUEIRA, 1989), facilitando seu desenvolvimento em variados ambientes, como o rio Cachoeira.

Em Santa Catarina, a piscicultura teve início na década de 70, com o objetivo principal de gerar renda complementar aos produtores rurais do interior do estado. E a partir da década de 80 o governo municipal, de Joinville, passou a incentivar a tilapicultura nas áreas rurais, sendo uma atividade praticada até hoje (GHIRALDELLI, et al., 2006; JERONIMO et al., 2011b; STECKERT, et al., 2018). Muito provável que, no ato de despesca ou descarte da água dessas propriedades, resultou na introdução das tilápias no rio Cachoeira. Consequentemente, em 2012 e 2013, uma grande quantidade de peixes passou a ser vista por quem transitava às margens do rio. No ano seguinte, em 2014, já era possível avistar cardumes de tilápia, além de espécies de aves, como os biguás, as garças brancas grandes e pequenas, socós, gaivotas, entre outros predadores naturais, o que começou a indicar a recuperação da qualidade da água do Cachoeira e incentivando a pesca destes peixes.

Uso da patologia em peixes

Estudos patológicos são essenciais para entender como os vários agentes patogênicos interagem com os animais e resultam em condições clinicamente identificáveis. Essa ciência produz importantes contribuições sobre os mecanismos das doenças, fornecendo informações cruciais para o controle de surtos patogênicos na produção animal (MCGAVIN; ZACHARY, 2013). Os processos patogênicos podem ser respostas a agentes bióticos ou abióticos, como com bactérias, vírus, parasitos, fungos ou estressores químicos e físicos (PARENTE; HAUSER-DAVIS, 2013). Portanto, o bem-estar clínico e sanitário de organismos aquáticos está totalmente correlacionado com a tríade patógeno-hospedeiro-ambiente. Assim, um ambiente equilibrado e livre

de fatores estressantes auxilia na homeostase fisiológica dos animais, e evita prejuízos sanitários (EIRAS et al., 2000).

Biomarcadores em peixes

Para avaliação de habitats aquáticos, peixes e moluscos aparecem como espécies de escolha para monitorar a poluição da água, uma vez que podem “marcar” a presença de contaminantes (VIARENGO et al., 2007). Estes animais são geralmente expostos a diversas situações de estresse, incluindo poluentes regulamentados e emergentes, produtos farmacêuticos, produtos de cuidado pessoal e pesticidas (BALLESTEROS et al., 2017). Conseqüentemente gerando lesões patogênicas, e caso caracterizadas, podem ser utilizadas como biomarcadores de efeito (JOBBLING, 1995).

O termo biomarcadores de efeito é utilizado para os organismos que demonstram algum tipo de efeito adverso quando exposto a poluentes (WALKER et al., 1996). Em peixes são comumente descritos por alterações bioquímicas, fisiológicas, histológicas e parasitológicas (SURES, 2004; HUGGETT, 2018).

Parasitas em tilápias

Os principais grupos de parasitos que acometem tilápias são protozoários e os monogenoides (SHOEMAKER et al., 2000).

Os parasitos protozoários são de grande importância em peixes de ambientes naturais, sendo que em ambientes ricos em matéria orgânica, sua reprodução é facilitada, podendo causar consideráveis danos aos hospedeiros. Logo, quando ocorre um desequilíbrio ambiental, os protozoários comensais tornam-se patogênicos (TAVARES-DIAS, 2009). Entre os principais protozoários que acometem tilápias, destacam-se os tricodinídeos (Ciliophora) do gênero *Trichodina* spp. e *Ichthyophthirius multifiliis* (ZANOLO; YAMAMURA, 2006).

Monogenoides pertencem ao grupo dos platelmintos e são responsáveis pela parasitose mais importante da piscicultura brasileira (MARTINS, 1998). São, na grande maioria, ectoparasitos que se encontram principalmente nas brânquias, narinas e superfície do corpo dos hospedeiros (EIRAS et al., 2000). Eles constituem um dos principais parasitos de tilápias, embora no Brasil haja poucos relatos de mortalidade em massa provenientes de infestação pelo parasito (MARTINS et al., 2014). No entanto, helmintos monogenoides são responsáveis por perdas

econômicas significativas quando presentes simultaneamente com infecções bacterianas (XU et al., 2007).

Os índices parasitológicos podem ser influenciados pela poluição quando, por exemplo, os mecanismos de defesa do hospedeiro forem negativamente afetados, aumentando a suscetibilidade do hospedeiro às infestações, ou por influenciar positivamente na densidade populacional de hospedeiros (LAFFERTY; KURIS, 1999). No entanto, algumas situações de poluição também podem diminuir o parasitismo, por exemplo, quando os hospedeiros infestados sofrem com a exposição à contaminantes, de mesma maneira, quando os parasitos são suscetíveis aos efeitos tóxicos dos poluentes, ou quando a poluição extingue hospedeiros intermediários e finais necessários para fecharem o ciclo biológico do parasito (SURES, 2004).

Trichodina spp.

Pertencente ao grupo dos protozoários ciliados, os tricodinídeos apresentam baixa especificidade de hospedeiro (PAVANELLI et al., 2013). São comumente observados parasitando a superfície corporal e brânquias dos peixes. Assim como observado para *I. multifilis*, *Trichodina* spp. têm ciclo de vida monoxeno e se reproduz principalmente por divisão binária (MARTINS et al., 2015). Sua proliferação no ambiente geralmente está associada com a má qualidade da água, alto número total de bactérias e aspectos ecológicos das espécies de peixes (MARTINS et al., 2015)

Ao parasitar o peixe, se fixa de maneira firme, com uma coroa de denticulos que “mordem” a superfície das células epiteliais do peixe, e ao praticar movimentos circulares ela extrai fluidos celulares, afim de se nutrir. Logo, essa atividade (movimentos de fixação e rotação) pode causar irritações graves e danos às células epiteliais ou epidérmicas do peixe (BASSON; VAN AS, 2006; MARTINS et al., 2015). Gerando micro lesões, que podem ser colonizadas por bactérias que, por sua vez, são responsáveis por infecções oportunistas e aceleram a progressão de doenças, causando assim, surtos de mortalidade (VALLADÃO et al., 2014).

Ichthyophthirius multifiliis

Ichthyophthirius multifiliis é um protozoário ciliado, e causador da doença dos pontos brancos ou ictioftiríase. Portanto, é um importante

ectoparasito, sem especificidade de hospedeiro, que se localiza principalmente na pele, nadadeiras, brânquias e olhos dos peixes, provocando grandes prejuízos em pisciculturas de água doce de todo o mundo (BUCHMANN; LINDESTROM, 2001; MARTINS et al., 2015).

O aparecimento da doença é facilitado em locais que ocorrem variações bruscas da temperatura e má qualidade de água, resultando em estresse nos peixes, e o sinal clínico mais comum é o surgimento de pontos brancos espalhados pela superfície corporal e brânquias (PAVANELLI et al., 2008).

Alterações patológicas associadas à ictiofitiríase são consequentes à invasão de terontes nas camadas do epitélio, no qual o estágio seguinte, o trofante que se alimenta de tecido epitelial (MARTINS et al., 2015). Esse processo provoca reações inflamatórias no hospedeiro com intensa proliferação epitelial por células caliciformes, e em casos graves, pode ser observada a fusão de lamelas secundária das brânquias, degeneração e necrose de células epiteliais formando várias úlceras no epitélio após a liberação de trofontes maduros (PÁDUA et al., 2014).

Monogenoides

Os monogenoides são, na grande maioria, ectoparasitos com alta especificidade de hospedeiro, que se encontram principalmente nas brânquias, narinas e superfície do corpo dos peixes (AKOLL et al., 2011). Possuem ciclo de vida direto (EIRAS et al., 2000), o qual possivelmente é influenciado pela variação temperatura da água, sendo um fator importante na determinação da abundância desse parasito (AGUIRRE-FEY et al., 2015). As características mais utilizadas para identificação a nível de espécie, são as estruturas esclerotizadas do haptor e do complexo copulatório (KRITSKY et al., 1986).

Ao parasitar brânquias, eles podem gerar hiperplasia celular e hipersecreção de muco, que se agravam com a intensidade parasitária. No tegumento, as lesões normalmente são menos acentuadas, afetando com mais severidade larvas e juvenis de peixes, logo, pode gerar destruição de escamas, produção excessiva de muco e necrose celular. Assim como outros parasitos, as lesões causadas por eles, podem servir como portas de entrada para infecções secundárias (TAKEMOTO et al., 2013).

Os monogenoides são também reconhecidos como biomarcadores ambientais representativos, uma vez que sua resposta a poluição química é previsível. De modo que aumentam numericamente quando expostos à baixas e médias concentrações de poluentes, porém desaparecem quando

expostos a concentrações mais elevadas (SANCHEZ-RAMIREZ et al., 2007).

Histopatologia

As avaliações histopatológicas são realizadas para verificar danos causados nos órgãos e consiste em uma ferramenta comumente utilizada para avaliar o status sanitário em peixes (FERGUSON et al., 2006).

No entanto, as alterações não são específicas, e podem ser igualmente observadas como resposta à vários contaminantes (LINS et al., 2010)

As alterações histológicas resultam de uma variedade de mudanças bioquímicas e fisiológicas no organismo (HINTON, 1990). Estas alterações em tecidos de peixes podem ser consequentes aos estressores do meio ambiente (HINTON et al., 1992) ou induzidas por agentes patogênicos (GUERRA-SANTOS et al., 2012; SANTOS et al., 2017). Além disso, a histopatologia é utilizada para detectar diversos efeitos de exposição aguda ou crônica nos vários tecidos e órgãos (HINTON et al., 1992). E assim, as mudanças histológicas são consideradas mais sensíveis que os parâmetros relacionados apenas com o crescimento ou reprodução do indivíduo (FERGUSON et al., 2006).

Órgãos chave para avaliação sanitária

A contaminação de teleósteos em ambientes poluídos pode ser veiculada por quatro vias: absorção cutânea, brânquias, ingestão de alimentos ou ingestão de água. Porém usualmente a contaminação via brânquias e ingestão de alimentos é a mais comum.

Diferentes poluentes, acumulam em diferentes órgãos ou tecidos, e podem ser incorporados nos rins, no fígado, nas brânquias, no intestino ou em músculos. Fisiologicamente os locais de maior susceptibilidade para verificar efeitos de poluentes é nos rins, no fígado e nas brânquias devido sua ação de biotransformação e excreção de substâncias xenobióticas (HEATH, 1997).

A exposição das brânquias com potenciais contaminantes é constante, e por meio de irritantes químicos e biológicos o órgão pode ter sua estrutura modificada, impedindo a sua função biológica (WENDELAAR BONGA, 1997; STRZYZEWSKA et al., 2016). Além das brânquias, outros órgãos como fígado, rins e baço são indiretamente afetados quando o animal é exposto á poluentes, por estarem relacionados

com metabolismo, excreção e resposta imunológica à irritantes, respectivamente (BALDISSEROTTO et al., 2014).

Brânquias

As brânquias apresentam muitas funções importantes nos peixes, como respiração, osmorregulação e excreção. Além de serem uma das principais superfícies de contato com o meio ambiente, é considerado alvo primário dos contaminantes e particularmente sensível a mudanças na qualidade da água (CAMARGO; MARTINEZ, 2007; SANTOS et al., 2012). Devido à sua grande área de superfície e contato direto com água, são facilmente danificadas por inúmeros xenobióticos, mesmo em baixas concentrações (KARLSSON, 1983; PANDEY et al., 2008; FONSECA et al., 2016).

O órgão é considerado essencial para a manutenção da homeostase fisiológica dos peixes pois, todos ou quase todos os estressores afetam a estrutura branquial e, direta ou indiretamente, o balanço hidromineral que é uma das principais razões para a vulnerabilidade destes animais em águas poluídas (WENDELAAR BONGA, 1997).

Fígado

O fígado é um órgão chave que controla muitas funções vitais e desempenha um papel proeminente na fisiologia dos peixes, que incluem papéis na digestão, síntese energética, absorção de vitaminas e armazenamento mineral, defesa imunológica, atua no metabolismo de nitrogênio, reciclagem de células sanguíneas, reprodução e desintoxicação (BRUSLÉ; ANADON, 1996). Portanto, o fígado torna-se um órgão alvo para muitos poluentes ambientais e, por sua vez, é um representante adequado do estado de saúde dos peixes (BRUSLÉ; ANADON, 1996; GHOSH et al., 2001; CIONNA et al., 2006; DESANTIS et al., 2005; KIRCHHOFF et al., 2011; CORRIERO et al., 2013; PASSANTINO et al., 2014).

Rim

Este órgão é responsável pela reabsorção seletiva de nutrientes, que ajuda a manter o volume, pH do sangue e dos fluidos corporais, além da eritropoiese (JALALUDEEN et al., 2012). Além de produzir urina, age como uma via excretora para os metabólitos de uma variedade de

xenobióticos aos quais o peixe pode estar exposto (HINTON et al., 1992; EVANS, 1993). A elevada vascularização propicia a uma maior exposição à compostos químicos, os quais podem possibilitar alteração patológicas, deste modo servindo como biomarcador de poluição ambiental (HINTON et al., 1992; SILVA; MARTINEZ, 2007).

Baço

Devido à falta de nódulos linfáticos, o baço, juntamente com o rim, é o órgão principal para filtração vascular. Nele são removidos agentes estranhos e reciclado eritrócitos. Além disso, em muitas espécies de peixes, o baço é responsável pela eritropoiese (FERGUSON; BJERKAS; EVENSEN, 2006). Ademais, o baço sintetiza imunoglobulinas, linfócitos e macrófagos (FERGUSON; BJERKAS; EVENSEN, 2006; BALDISSEROTTO et al., 2014).

Em vista de sua função de filtragem, não é surpresa que o baço esteja envolvido em uma miríade de contaminações sistêmicas (FERGUSON; BJERKAS; EVENSEN, 2006). Em vista disso, ao ser descrito como um sítio de fagocitose, acredita-se que este órgão tenha características de um adequado biomarcador (QUESADA et al., 1990).

1.2 JUSTIFICATIVA

O baixo atendimento esgoto sanitário de Joinville, a cidade mais populosa do estado de Santa Catarina, justifica a elevada liberação de dejetos orgânicos e inorgânicos em suas bacias hidrográficas. O local de estudo, o rio Cachoeira, faz parte deste ambiente com precariedade no tratamento de efluentes industriais e urbano ao longo de seu percurso. O rio recebe efluentes domésticos e industriais, principalmente dos setores metal mecânico, têxtil e plástico, além de oficinas mecânicas, postos de combustíveis e atividades de pintura. Devido à proximidade do cotidiano da população local com o rio, cidadãos acabam utilizando o rio para pesca, fechando, conseqüentemente, o ciclo da cadeia alimentar ali envolvida. Portanto, como forma de alertar a população local, é de suma importância o conhecimento clínico sanitário dos peixes consumidos do rio Cachoeira, uma vez que estão diretamente ligados ao bem-estar ambiental e sanitário dos consumidores e moradores da região. Ao mesmo tempo, o projeto visa levantar dados para futuros estudos em efluentes que compartilham um histórico de poluição urbana e industrial.

1.3 OBJETIVOS

1.3.1 Objetivo Geral

Investigar os aspectos clínico sanitários da população de tilápias destinadas a consumo humano do rio Cachoeira

1.3.2 Objetivos Específicos

- a) Identificar a fauna parasitária em tilápias *Oreochromis* sp.;
- b) Estabelecer os índices parasitológicos;
 - Prevalência;
 - Intensidade média de infestação;
 - Abundancia média;
 - Dominância média relativa nos peixes
- c) Analisar as possíveis alterações teciduais por meio de histopatologia.

1.4 ESTRUTURA DO TRABALHO

A introdução geral está formatada conforme as normas da ABNT. O artigo está formatado conforme as normas da revista *Environmental Toxicology and Pharmacology*.

2 ARTIGO

Diagnóstico patológico das tilápias de rio com baixo esgotamento
sanitário, no Sul do Brasil

Pathological diagnostic on tilapias of an urban river with low sanitary
sewage in Southern Brazil

“Highlights”

- Índices parasitológicos não foram representativos de status sanitário.
- 5 espécies de monogenoídeos e 4 espécies de tricodínídeos foram identificados.
- Histopatologia foi essencial para indicar que a sanidade dos animais estava prejudicada.
- Fígado e rim foram os órgãos mais afetados.

RESUMO

O estudo teve como finalidade efetuar um diagnóstico patológico das tilápias do rio Cachoeira, em Joinville, Santa Catarina, Brasil, um ambiente com precariedade no tratamento de efluentes industriais e adjacências. Foram coletados um total de 30 peixes ao longo de 3 eventos amostrais, e seu status sanitário foi avaliado por meio de levantamento da fauna parasitológica, índices parasitológicos, e investigação histopatológica de brânquias, fígado, baço e rim. Foram identificadas 5 espécies de monogenóides infestando brânquias e estômago: *Cichlidogyrus sclerosus*, *C. halli*, *C. longicorni*, *C. thurstonae* e *Enterogyrus cichlidarum*; e verificadas 4 espécies de tricodínídeos infestando superfície corporal e brânquias: *Trichodina magna*, *T. compacta*, *T. centrostrigata* e *Paratrachodina africana*. Os resultados apresentaram diferença estatística de acordo com a sazonalidade de coleta, verificando-se maior contagem de parasitos e maiores alterações teciduais no verão. As alterações histopatológicas analisadas flutuaram de moderadas a severas, porém a necrose prevaleceu severa em todos os órgãos, na totalidade dos peixes.

Palavras-chave: Patologia, Parasitologia, Histologia, Ictiofauna, Poluição.

ABSTRACT

The purpose of the study was to perform an pathological diagnosis in tilapias of the Cachoeira River, in Southern Brazil, an environment with a precariousness in wastewater treatment from industrial effluents and adjacent areas. A total of 30 fish were collected along 3 sampling events, and their sanitary status was assessed by surveying parasitological fauna, parasitological indexes, and histopathological investigation of gills, liver, spleen and kidney. Five species of monogeneans were identified, infesting gills and stomach: *Cichlidogyrus sclerosus*, *C. halli*, *C. thurstonae*, *Scutogyrus longicornis* and *Enterogyrus cichlidarum*; and verified 4 species of trichodinids infesting body surface and gills: *Trichodina magna*, *T. compacta*, *T. centrostrigeata* and *Paratrichodina africana*. The results presented statistical difference according to the seasonality of collection, with a higher parasite count and greater tissue changes in the summer. The histopathological changes analyzed fluctuated from moderate to severe, but necrosis prevailed severe in all organs, in all fish.

Key words: Pathology, Parasitology, Histology, Ichthyofauna, Pollution.

2.1 INTRODUÇÃO

A pesca no Brasil destaca-se como importante atividade econômica e como alternativa de subsistência para milhares de cidadãos, onde a partir desta, conseguem fornecer alimento para suas famílias. Porém, a interação socioambiental que a pesca de subsistência imprime, pode implicar em problemas sanitários na população, uma vez que não está implantado um controle sanitário para animais encontrados em rios urbanos (Venturato e Valencio, 2009).

A fauna aquática geralmente está exposta a diversas fontes de estresse, como poluentes regulamentados e emergentes, incluindo produtos farmacêuticos, produtos de cuidados pessoais, pesticidas, resíduos industriais, entre outros, atingindo o meio ambiente por diversas fontes (Von Der Ohe et al., 2011; Gorga et al., 2015). O bem-estar clínico e sanitário de organismos aquáticos está totalmente correlacionado com a tríade patógeno-hospedeiro-ambiente, portanto, um ambiente equilibrado e livre de fatores estressantes auxilia na homeostase fisiológica dos animais, evitando surtos epizooticos (Eiras et al., 2000). Em um contexto multi-estressante, os contaminantes podem afetar a estrutura e função celular de maneira precoce, causando respostas mensuráveis (biomarcadores) a níveis moleculares, bioquímicos, histológicos, parasitológicos e comportamentais, antes de gerar maiores danos a ictiofauna local (Ballesteros et al., 2017). Assim, análises histopatológicas de órgãos-chave se destacam como uma ferramenta capaz de indicar a saúde dos animais no ambiente, podendo assim expressar tanto o efeito da duração da exposição quanto da intensidade de exposição dos animais às fontes estressoras do ambiente.

A bacia hidrográfica do rio Cachoeira está localizada em Joinville (Figura 1), a cidade mais populosa do estado de Santa Catarina, Brasil (Ribeiro e Oliveira, 2014), e recebe efluentes contaminantes, principalmente a partir do Distrito Industrial onde existem setores metal mecânico, têxtil e plástico, além de oficinas mecânicas, postos de combustíveis e atividades de pintura (Françoso et al., 2014), além de todo resíduo urbano gerado pelo adensamento populacional na bacia de drenagem do rio (IPPUJ, 2011).

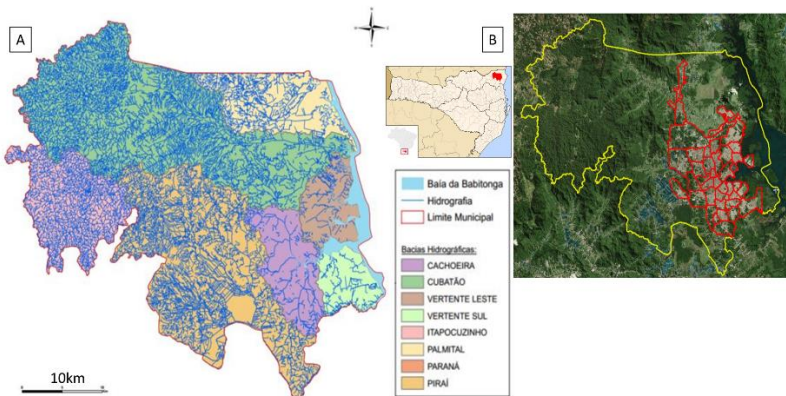


Figura 1: A - Localização da Bacia Hidrográfica do rio Cachoeira dentro da cidade de Joinville. B- Localização da área urbana de Joinville (vermelho), dentro do perímetro municipal (amarelo). Fonte - Sistema de Informações Municipais Georreferenciadas - Prefeitura Municipal de Joinville.

A tilápia (*Oreochromis* sp.) é um peixe exótico de alta prevalência no rio Cachoeira, tendo como principais características a plasticidade genética, rusticidade, desenvolvimento precoce, facilidade de adaptação a condições adversas, resistência a estresse e vários tipos de poluentes (El-Sayed, 2006; Braccini et al., 2007). Tendo em vista que as tilápias inseridas nesse ambiente, com histórico de poluição, é a principal espécie pescada e consumida por moradores locais, portanto faz-se necessário um maior entendimento de sua sanidade. Dessa forma, estudos a fim de identificar a fauna parasitária local e reconhecer parâmetros histopatológicos que possam fornecer informações sobre o estado de saúde dos peixes são de interesse público. Ademais, tilápias do nilo, tanto cultivadas como silvestres, podem carregar parasitos zoonóticos, podendo ser fonte de infecção parasitária para humanos (Awosolu et al., 2018).

O objetivo deste estudo é fornecer um diagnóstico sobre o estado sanitário atual da população de tilápias, com relação a alterações histopatológica em órgãos-chave, assim como investigar a fauna parasitária prevalente nos peixes do rio Cachoeira.

2.2 MATERIAL E MÉTODOS

2.2.1 Local de coleta

Foram realizadas três coletas (inverno, primavera e verão), a fim de identificar o estado sanitário dos peixes encontrados no rio Cachoeira

(26°17'33.5"S 48°50'34.4"L) na cidade de Joinville, Santa Catarina, Brasil. A cada estação foram coletados dez animais, totalizando 30 peixes ao final das três coletas. Todos os peixes coletados, foram tilápias. Em cada uma das coletas, os animais foram pescados utilizando linha de pesca e anzol, anestesiados em solução de Eugenol (75 mg L⁻¹) e eutanasiados por secção cerebral. Os procedimentos adotados para este estudo, foram aprovados pela Comissão de Ética no Uso de Animais CEUA nº 5046140917.

2.2.2 Parâmetros físico químicos da água

Os dados físico químicos do rio Cachoeira utilizados neste trabalho foram obtidos com a Companhia Águas de Joinville, responsável pelos serviços de abastecimento de água e esgotamento sanitário no município. Esta companhia efetua o monitoramento do rio semestralmente e, a partir destes dados, foi estabelecida a média dos últimos três anos (tabela 1), a fim de se caracterizar o local de coleta.

Tabela 1: Parâmetros físico-químicos de qualidade de água do rio Cachoeira, Joinville, Santa Catarina, Brasil. Valores médios dos parâmetros analisados referentes a três anos de coletas (2015 a 2017). Os valores de referência estão baseados no Conama nº 430/11 e Conama 357/05 – Decreto (SC) nº 14250/81 - Comdema (Joinville) nº 001/2016.

<i>Parâmetros</i>	<i>Unidade</i>	<i>Resultados analíticos</i>	<i>Referência</i>
<i>DBO (Demanda Bioquímica de Oxigênio)</i>	mg/L	10,1 ± 1,5	até 60,0
<i>DQO (Demanda Química de Oxigênio)</i>	mg/L O2	35,3 ± 4,5	N.A
<i>Escherichia coli</i>	MP/100mL	187572,2 ± 80802,5	até 2000
<i>Fosforo Total Oxigênio Dissolvido</i>	mg/L	2,3 ± 0,7	até 4,0
<i>pH</i>	Adi	6,8 ± 0,2	de 6,0 a 9
<i>Nitrogênio total</i>	mg/L N	5,1 ± 0,9	N.A
<i>Surfactantes Aniônicos (MBAS)</i>	mg/L	0,7 ± 0,1	até 2,0
<i>Turbidez</i>	UNT	7,2 ± 1,6	N.A
<i>Coliformes Totais</i>	NMP/100mL	673423,3 ± 569854,5	até 2000
<i>Sólidos totais</i>	mg/L	161,3 ± 37,0	N.A
<i>Cor Aparente</i>	Pt/Co	46,3 ± 6,4	N.A
<i>Temperatura</i>	°C	22,9 ± 2,1	até 40,0
<i>Oxigênio dissolvido</i>	mg/L	6,1 ± 0,5	>= 2,0

Fonte: Companhia Águas de Joinville.

2.2.3 Análises

2.2.3.1 Análises biométricas

Os peixes coletados apresentaram peso médio de $900,0 \pm 100,0$ g e comprimento médio de $35,4 \pm 1,0$ cm. Dentre os 30 animais 70% foram identificados como macho e 100% dos peixes eram adultos.

2.2.3.2 Análise parasitológica

Os peixes foram anestesiados no local de coleta para imediata retirada do muco da superfície corporal, o qual foi raspado para confecção de lâminas, em duplicatas, que posteriormente foram coradas com nitrato de prata para identificação dos protozoários. O restante do muco foi acondicionado em frascos e fixados em formalina 5%, para posterior contagem de parasitos. Para verificação e quantificação de parasitos, olhos, estômago, intestino e brânquias foram coletados, foi utilizada a metodologia descrita por Jerônimo et al. (2011a).

Para quantificação de protozoários contidos no muco da superfície corporal foi adotada a metodologia desenvolvida por Martins et al. (2011). O conteúdo amostrado foi fixado em formalina 5%, posteriormente homogeneizado e retiradas três alíquotas de 1 mL para observação e contagem em câmara de Sedgewick-Rafter. Foi estimada a quantidade total de protozoários a partir do volume do conteúdo fixado. Os parasitos monogenóides de brânquias foram quantificados sob estereomicroscópio em placas de Petri e armazenados para posterior identificação quanto à espécie. A identificação das espécies foi baseada em Douëllou (1993) e Pariselle et al. (2003), sendo efetuadas em lâminas semipermanentes com solução de Hoyer's.

Os índices parasitológicos, como: taxas de prevalência, intensidade média, abundância média e dominância média de parasitos foram calculados segundo Bush et al. (1997), por local de infestação, por parasito encontrado e para cada espécie de monogenea encontrada. A identificação de tricodínídeos foi realizada segundo Ghiraldelli et al. (2006a) e Martins e Ghiraldelli (2008).

2.2.3.3 Análise histopatológica

Para análise histopatológica, foram retirados de todos os peixes o arco branquial mais externo esquerdo, fragmentos de fígado, baço e rim, e fixados em formalina 10% tamponada. Posteriormente, os órgãos foram

processados para realização das análises histopatológicas, segundo Martins et al. (2018). As amostras foram desidratadas em graduação progressiva de álcool, diafanizadas em xilol e embebidas em parafina. Foram realizados cortes de 3 μm , com o micrótomo PAT- MR10 (O Patologista[®], Brasil), e posteriormente coradas com hematoxilina de Harrys e eosina (HH & E) (Howard et al., 2004; Martins et al., 2018), montadas em lâminas permanentes com Entellan[®] e analisados em microscópio DIC (Differential Interference Contrast), modelo Axio Imager A2 (Zeiss[®], Alemanha).

2.2.4 Ranqueamento de lesões

Todos os órgãos receberam escores de severidade de acordo com intensidade das alterações, possibilitando a atribuição numérica em relação as alterações histológicas de cada peixe, onde, de acordo com o método descrito por Brum et al. (2018), adaptado de Schwaiger et al. (1997), onde estabeleceram: 0 (ausência de alteração), 1 (alteração leve, correspondendo a menos de 25% da área do órgão), 2 (alteração moderada, 25% a 50% da área do órgão) e 3 (alteração severa, mais de 50% da área do órgão). Além disso, assim como Steckert et al. (2018), foi estabelecido o valor médio de alteração histológica (VMA) para cada animal, classificando as alterações em discretas (0,1-1,0) moderadas (1,1-2,0) e intensas (2,1-3,0).

2.2.4.1 Brânquias

As alterações branquiais analisadas e ranqueadas foram: aneurisma, congestão das lamelas, descolamento do epitélio justalamelar, descolamento do epitélio da lamela secundária, edema justalamelar, fusão das lamelas secundárias, hiperplasia interlamelar, hiperplasia da lamela secundária, hipertrofia das células caliciformes, infiltrado eosinofílico, infiltrado linfocitário e necrose.

2.2.4.2 Fígado

As seguintes alterações hepáticas foram analisadas para o escore de ranqueamento: colestase, congestão nos sinusoides, dilatação dos sinusoides, infiltrado eosinofílico, infiltrado linfocitário, hipertrofia dos hepatócitos, hipotrofia do núcleo dos hepatócitos, necrose, núcleo com picnose, núcleo com cariólise, núcleo com cariorrexe, e centro de melanomacrófagos.

2.2.4.3 Baço

As alterações analisadas do baço foram: centros de melanomacrófagos, necrose, infiltrado eosinofílico, infiltrado linfocitário, esteatose, aspecto de hemossiderina e granuloma.

2.2.4.4 Rim

As lesões renais foram divididas em duas partes, uma tratando somente das alterações glomerulares, e outra das alterações tubulares. A necrose renal foi atribuída ao ranqueamento de lesões tubulares, porém representa necrose de ambas as partes.

As alterações glomerulares foram: dilatação dos capilares, espessamento do endotélio capilar, aumento do volume glomerular, redução do espaço de Bowman, presença de hemácias no espaço de Bowman, extravasamento de sangue no espaço de Bowman (hemorragia).

As alterações tubulares foram: degeneração granular, dilatação da luz tubular, túbulos em regeneração, rompimento celular, degeneração hialina, oclusão da luz tubular, degeneração tubulares, novos néfrons, centros de melanomacrófagos, infiltrado eosinofílico, infiltrado linfocitário e necrose renal.

2.2.6 Análise estatística

A comparação dos dados de intensidade das lesões histológicas, índices parasitológicos e contagem total de parasitos foi realizada por teste estatístico não-paramétrico de Kruskal-Wallis. Transformações de dados foram aplicadas quando necessárias. Para todos os testes utilizou-se o software Statistica 13.0 (Statsoft Inc., Tulsa, EUA), com nível de significância de 5%.

2.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os resultados biométricos das tilápias pode ser uma demonstração de boa adaptação e resistência ao ambiente, corroborando Zaniboni-Filho (2004) o qual relata a resistência da tilápia a grandes variações de qualidade de água e a adaptação a diferentes ambientes.

Pode-se verificar que altos níveis de coliformes totais e *Escherichia coli*. A quantidade de *E. coli* e de coliformes totais, vão além do permitido diante a legislação brasileira, impulsionando infestações

parasitárias, uma vez que estão diretamente relacionados com concentrações mais elevadas de matéria orgânica (Jeronimo et al., 2011b).

O levantamento de fauna parasitária das tilápias do rio Cachoeira revelou a presença de parasitos em brânquias, estômago e superfície corporal. Nas brânquias foram encontrados monogenóides e tricodinídeos, no estômago somente monogenóides e na superfície corporal somente tricodinídeos. Porém, os índices parasitológicos dos peixes do rio Cachoeira são considerados baixos quando comparados a outros estudos efetuados em tilápias da mesma região (Ghiraldelli et al., 2006b, Jeronimo et al., 2011b).

Os resultados de sazonalidade deste estudo se assemelham aos obtidos por Ranzani-Paiva et al. (2005), Jerônimo et al. (2011b) e Zago et al. (2014), na medida em que apresentam maiores índices parasitológicos nos meses de verão. No entanto, contrariamente aos autores citados, no presente estudo, os índices parasitológicos no inverno foram igualmente altos, sem diferença significativa em relação ao verão (Tabela 2). A temperatura se apresentou incomumente alta no período que compreendeu a coleta de inverno, alcançando 30°C (AccuWeather, 2017) alguns dias antes da coleta. Estas altas temperaturas podem ter influenciado o índice parasitológico de inverno, uma vez que um curto período de exposição à altas temperaturas podem alterar significativamente este índice (Tesana et al., 2018). A menor contagem parasitária foi observada na primavera.

Tabela 2 Abundância total média de parasitos de tilápias, coletadas no rio Cachoeira, Joinville, Santa Catarina, Brasil, nos diferentes locais de infestação e em diferentes estações do ano de 2017 a 2018 (Abundância média±desvio padrão).

Estação	Locais de infestação				Total de parasitos
	Monogenóides		Tricodinídeos		
	Brânquia	Estômago	Superfície corporal	Brânquia	
<i>Inverno</i>	23,5 ± 4,7 ^a	26,6 ± 35,7	65,9 ± 15,3 ^{ab}	3,5 ± 1,6 ^a	119,5 ± 15,4 ^a
<i>Primavera</i>	6,8 ± 6,8 ^b	3,4 ± 4,8	44,9 ± 36,8 ^b	0,8 ± 0,9 ^b	56,0 ± 16,5 ^b
<i>Verão</i>	25,6 ± 3,5 ^a	5,3 ± 3,2	93,9 ± 28,9 ^a	6,0 ± 3,5 ^a	130,8 ± 12,8 ^a

Letras distintas indicam diferença significativa nas colunas pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

Todos os parasitos identificados no presente trabalho já foram previamente identificados parasitando tilápias (Ghiraldelli et al., 2006a; Ghiraldelli et al., 2006b; Martins e Ghiraldelli, 2008; Jerônimo et al., 2010; Jerônimo et al., 2011b; Valladão et al., 2014; Nunes et al., 2016).

Porém, as espécies registradas foram todas identificadas em animais de cultivo, diferentes do verificado no presente estudo. Lim et al. (2016) realizaram a identificação de monogenoides em tilápias coletadas em ambiente natural na Malásia, e identificaram espécies semelhantes às encontradas na cidade de Joinville. Zago et al. (2014) realizaram o levantamento de fauna parasitológica em tilápias cultivadas em tanques-rede em um reservatório no estado de São Paulo, onde encontraram grande número de protozoários e de monogenoides, com índices parasitológicos mais altos quando comparados aos do presente estudo. As espécies observadas no rio Cachoeira também foram observadas no estado de São Paulo. No presente estudo, assim como verificado em São Paulo, não foram identificados parasitos de potencial zoonótico. Por outro lado, na Nigéria, as tilápias capturadas em ambiente natural apresentaram prevalência de infestação por *Diphyllbothrium latum*, *Gnathostoma spinigerum* e *Clinostomum* sp., parasitos que apresentam potencial zoonótico (Awosulo et al., 2018), registrando a possibilidade destes animais serem vetores de doenças.

Nas coletas no rio Cachoeira foram encontradas três espécies de protozoários tricodinídeos na superfície do corpo (Figura 2), sendo elas: *Trichodina magna* Van as e Basson 1989, *Trichodina compacta* Van as e Basson 1989 e *Trichodina centrostrigeata* Basson, Van As e Paperna 1983. Nas brânquias foram encontradas três espécies: *Trichodina magna* Van as e Basson 1989, *Trichodina centrostrigeata* Basson, Van As e Paperna 1983 e *Paratrichodina africana* Kazubski e El-Tantawy 1986.

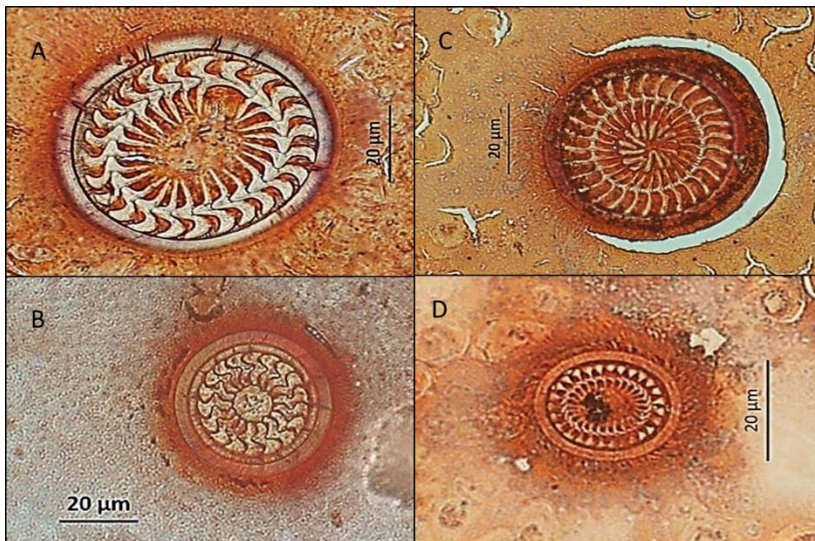


Figura 2: Espécimes de tricodinídeos analisados nas tilápias do rio Cachoeira. A – *Trichodina magna*, B – *Trichodina compacta*, C – *Trichodina centrostrigata*, D – *Paratrichodina africana*. Barra: 20 µm

Os índices parasitológicos relacionados aos tricodinídeos encontrados não apresentaram diferença estatística significativa entre as estações, em nenhum dos locais de infestação. Verificou-se que na superfície do corpo houve presença mais intensa de tricodinídeos do que nas brânquias, assim como verificado por Jerônimo et al. (2011b). A superfície do corpo apresentou 100% de prevalência de tricodinídeos em todas as estações, enquanto a prevalência de tricodinídeos nas brânquias foi de 33% na primavera e 100% no inverno (tabela 3).

Tabela 3: Índices parasitológicos (IP) de tricodinídeos na superfície do corpo e nas brânquias em tilápias coletadas em diferentes estações do ano no rio Cachoeira, Joinville, Santa Catarina, Brasil de 2017 a 2018: prevalência (P%), intensidade média (IM \pm desvio padrão), abundância média (AM \pm desvio padrão).

		Tricodinídeos		
		Estações		
<i>Local de infestação</i>	IP	Inverno	Primavera	Verão
	P%	100	100	100
<i>Superfície do corpo</i>	IM	65,9 \pm 15,3	44,9 \pm 36,8	93,9 \pm 28,9
	AM	65,9 \pm 15,3	44,9 \pm 36,8	93,9 \pm 28,9
	P%	100	33	92
<i>Brânquia</i>	IM	3,5 \pm 1,6	12,1 \pm 19,6	6,4 \pm 3,1
	AM	3,5 \pm 1,6	0,8 \pm 0,9	6,0 \pm 3,5

Nas brânquias foram identificadas quatro diferentes espécies de monogenoides (figura 3): *Ciclidogyrus sclerosus* Paperna e Thurston, 1969, *Ciclidogyrus halli* Price e Kirk, 1967, *Scutogyrus longicornis* Paperna e Thurston, 1969 e *Ciclidogyrus thurstonae* Ergens, 1981. Apenas uma espécie de monogenoide foi encontrada no estômago: *Enterogyrus cichlidarum* Paperna, 1963. Contudo, os índices parasitológicos nas diferentes estações e locais de infestação, onde as monogenoides foram encontrados, não apresentaram diferença estatística significativa (Tabela 4), demonstrando que os animais estavam igualmente parasitados pelo parasito, durante todo o período de coleta amostral.

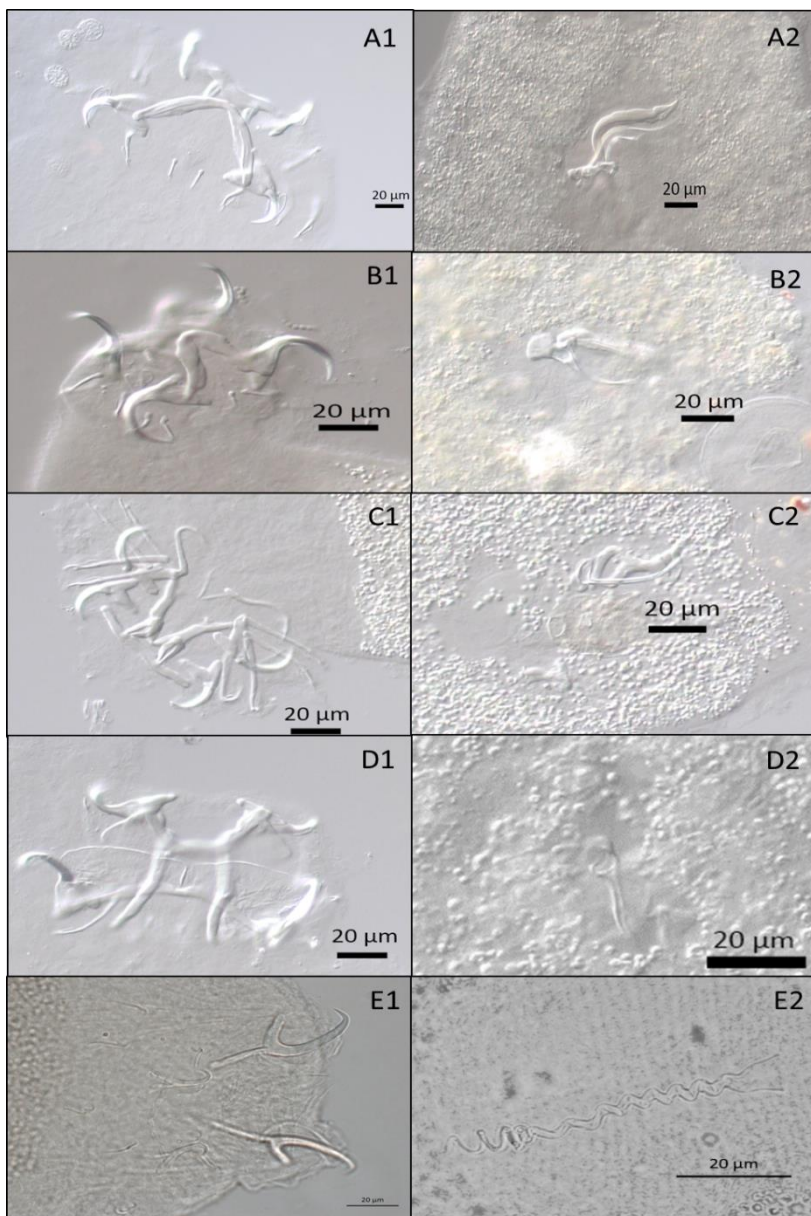


Figura 3: Espécimes de monogenoídeos analisados nas tilápias do rio Cachoeira. Número 1 (Haptor) e número 2 (Complexo Copulatório Masculino; CCM); A – *Cichlidogyrus halli*, B – *Cichlidogyrus sclerosus*, C – *Cichlidogyrus thrustonae*, D – *Scutogyrus longicornis*, E – *Enterogyrus cichlidarum*. Barra: 20 µm.

Tabela 4: Índices parasitológicos (IP) de monogenoídeos em brânquias e estômago de tilápias coletadas em diferentes estações do ano no rio Cachoeira, Joinville, Santa Catarina, Brasil de 2017 a 2018. Prevalência (P%), intensidade média (IM \pm desvio padrão), abundância média (AM \pm desvio padrão).

		Monogenea		
		Estações		
<i>Local de infestação</i>	IP	Inverno	Primavera	Verão
	P%	89	89	100
<i>Brânquia</i>	IM	25,6 \pm 1,6	6,9 \pm 6,7	25,6 \pm 3,5
	AM	23,5 \pm 4,7	6,8 \pm 6,8	25,6 \pm 3,5
	P%	77	58	66
<i>Estomago</i>	IM	38,4 \pm 54,7	4,0 \pm 4,4	6,7 \pm 4,7
	AM	26,6 \pm 35,7	3,4 \pm 4,8	5,3 \pm 3,2

As espécies mais prevalentes entre as estações, foram *C. halli* e *C. sclerosus*, enquanto as menos prevalentes foram *C. thurstonae* e *S. longicornis*. A única espécie que não apresentou diferença estatística dos índices parasitológicos durante as estações foi *C. halli*. Os índices parasitológicos de *C. sclerosus* foram mais elevados durante o verão, revelando 53% de dominância, enquanto os índices parasitológicos de *S. longicornis* e *C. thurstonae* foram mais elevados no inverno (Tabela 5).

Ibrahim (2012) verificou resultados semelhantes aos do presente estudo, uma vez que sua pesquisa demonstrou maior intensidade de *C. halli* quando comparado com *C. sclerosus* em tilápias coletadas em um lago no Egito, entre as mesmas estações analisadas no presente estudo. Porém, Zago et al. (2014) em mesmo período, verificaram em tilápias cultivadas em tanques-rede em um reservatório em São Paulo, maior intensidade média de *C. thurstonae* do que *C. halli* e *S. longicornis*, além de não verificar a presença de *C. sclerosus*. O estudo de Lim et al. (2016), verificou em tilápias selvagens que o monogenoídeo com maior intensidade média foi *Cichlidogyrus tilapiae*, espécie essa não encontrada no rio Cachoeira, porém a presença de *C. halli* e *C. thurstonae* não foi confirmada por aqueles autores. O estudo de Zago et al. (2014) corrobora o presente estudo ao verificarem maior intensidade de *C. thurstonae* sobre *S. longicornis*. A baixa prevalência e abundância de *S. longicornis* pode ser respondida por sua possível especificidade de hospedeiro, já que grande parte de seus relatos são em *O. niloticus* (Paperna e Thurston, 1969; Ergens, 1981; Douëllou, 1993; Zago et al., 2014). Já, a espécie *C. sclerosus* é considerada como parasito generalista, com menos especificidade de hospedeiro (Mendlová e Šimková, 2014). O mesmo pode ter ocorrido com *C. tilapiae*, onde foi somente encontrada em *O. niloticus* (Lim et al., 2016). Outros fatores bióticos e abióticos podem

influenciar na abundância e variedade de espécies de monogenóides encontradas em tilápias, como qualidade de água (Madanire-Moyo et al. 2012), sexo e tamanho do hospedeiro (Akoll et al., 2011; Madanire-Moyo et al., 2011; Ibrahim, 2012; Tombi et al., 2014; Vanhove et al., 2015).

Tabela 5: Índices parasitológicos (IP) das espécies de monogenóides nas brânquias de tilápias coletadas em diferentes estações do ano no rio Cachoeira, Joinville, Santa Catarina, Brasil de 2017 a 2018: prevalência (P%), intensidade média (IM±desvio padrão), abundância média (AM±desvio padrão) e dominância média (DM±desvio padrão).

<i>Espécies</i>	<i>IP</i>	<i>Inverno</i>	<i>Primavera</i>	<i>Verão</i>
<i>Cichlidogyrus halli</i>	P%	91,7 ± 11,8	77,3 ± 16,0	100 ± 0,0
	IM	9,1 ± 2,0	4,3 ± 2,9	7,6 ± 1,1
	AM	8,4 ± 2,6	2,9 ± 2,4	7,6 ± 1,1
	DM%	35,5 ± 6,1	51,1 ± 17,2	34,1 ± 8,3
<i>Cichlidogyrus sclerosus</i>	P%	72 ± 20,8	80,3 ± 14,4	100 ± 0,0
	IM	2,5 ± 1,2 ^b	3,3 ± 2,0 ^{ab}	11,8 ± 1,4 ^a
	AM	2,3 ± 1,4 ^b	2,9 ± 2,2 ^{ab}	11,8 ± 1,4 ^a
	DM%	9,2 ± 5,5 ^b	52,5 ± 15,9 ^{ab}	53,0 ± 11,0 ^a
<i>Scutogyrus longicornis</i>	P%	47 ± 19,8	0±0	11 ± 15,6
	IM	2,6 ± 0,8 ^a	0 ^b	0,3 ± 0,5 ^{ab}
	AB	1,4 ± 1,0 ^a	0 ^b	0,1 ± 0,2 ^{ab}
	DM%	6,7 ± 5,9 ^a	0 ^b	0,6 ± 0,8 ^{ab}
<i>Cichlidogyrus thustoniae</i>	P%	72,0 ± 20,8	41,7 ± 42,5	69 ± 4,2
	IM	3,4 ± 1,6 ^a	0,8 ± 0,5 ^b	1,8 ± 0,6 ^{ab}
	AM	2,8 ± 1,9 ^a	0,5 ± 0,5 ^b	1,7 ± 0,7 ^{ab}
	DM%	11,3 ± 7,3	4,8 ± 3,6	7,9 ± 3,7

Letras distintas indicam diferença significativa nas linhas pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

O rio Cachoeira tem sua foz localizada em um estuário, sofrendo grande influência de maré, tornando em certos períodos, parte de suas águas salobras. Esse fato pode explicar os baixos índices parasitológicos verificados no presente estudo, uma vez que o uso de sal comum é indicado como tratamento e controle de patógenos de peixes de água doce. Valladão et al. (2016) utilizaram o cloreto de sódio como ferramenta de controle de tricodínídeos em tilápias, suportando a hipótese de que a maré pode influenciar nos índices parasitológicos dos peixes deste trabalho, assim como o uso de banhos salinos para controle de monogenóides e peixes de água doce (Pavanelli et al., 2008). Dessa forma, sugerindo que os peixes do rio Cachoeira sofram influência diária dos efeitos da salinidade, este fato possivelmente controlaria infestações parasitárias, mesmo com elevada matéria orgânica no ambiente. Ademais, foi provado que no rio Cachoeira existe a presença de metais pesados, como chumbo, cobre, cromo, zinco e níquel (Françoço et al., 2014). As

mesmas concentrações encontradas foram utilizadas em análises de ecotoxicologia aquática realizada com o anfípoda *Hyalella* spp., apresentando efeito tóxico ao organismo (Françozo et al., 2014). Tal evidência pode também ter contribuído como uma barreira, impedindo o desenvolvimento de parasitos, justificando assim a menor fauna de parasitos e menores índices parasitológicos verificados no rio Cachoeira.

Outras pesquisas verificaram parasitos em tilápias cultivadas coletadas no estado de Santa Catarina, os quais não foram registrados no estudo atual, como o *Piscinoodinium pillulare* (Ghiraldelli et al., 2006b; Jerônimo et al., 2011b; Nunes et al., 2016), *Ichthyophthirius multifiliis* (Steckert et al., 2018), parasitos do gênero Lernaecidae (Jerônimo et al., 2011b), *Argulus spinulosus* (Ghiraldelli et al., 2006b) e *Lamproglena* sp. (Ghiraldelli et al., 2006b).

No presente estudo, um grande espectro de alterações teciduais foi investigado nos peixes coletados do rio Cachoeira através da histopatologia. A histopatologia é utilizada em estudos de diagnósticos de sanidade, biomarcadores de estresse e de averiguação de poluição ambiental, sendo reconhecida como uma ferramenta representativa de confiança (Rajeshkumar e Munuswamy, 2011; Adeogun, 2012). Os órgãos analisados são de importância fisiológica, essenciais para a homeostase dos animais. As brânquias, o fígado, o rim e o baço desempenham um papel fundamental para a sanidade dos peixes. Quando os animais estão expostos à fatores que propiciem estresse, flutuações de parâmetros de qualidade de água, efluentes domésticos e industriais, os predisõem a possíveis infecções e alterações teciduais importantes (Zanolo e Yamamura, 2006; Steckert et al., 2018). Porém, a sanidade do animal não é atribuída a total ausência de alterações teciduais, uma vez que é normal a presença de reações inflamatórias leves, a verificação de reconstrução tecidual e alterações moderadas de tecidos (Bernet et al., 2004).

As alterações histopatológicas nas brânquias alcançaram um VMA total significativo, com 50% das alterações apresentaram VMA superior a 2,1, consideradas de grau intenso, e 33% das alterações com grau moderado de severidade (Tabela 6). As alterações observadas no tecido hepático, apresentou VMA total com 58% das alterações com níveis moderados de alteração, enquanto 33% das outras alterações verificaram-se com níveis leves de severidade. Porém, a necrose hepática verificou-se intensa (VMA total $3,0 \pm 0,1$) em todos os animais, sendo a única alteração com este nível de severidade (Tabela 7). Em alterações esplênicas pode-se observar que 63% das alterações teciduais foram em níveis moderados e apenas 25% delas em níveis intensos (Tabela 8). Nos rins, observou-se

que as alterações glomerulares tiveram 72% delas em níveis intensos de alteração (Tabela 9). Enquanto nos túbulos renais, foi verificado que 63% das alterações foram moderadas (VMA=1,1-2,0), contudo, o maior VMA encontrado foi da necrose renal ($2,7\pm 0,3$) (tabela 10).

Ressalta-se, que os órgãos apresentam importâncias fisiológicas diferentes entre si, consequência de suas diferentes funções, tornando alguns órgãos mais necessários para a manutenção sanitária dos peixes. Assim como, algumas alterações teciduais são mais patogênicas que outras, e podem comprometer a eficiência do funcionamento dos órgãos de maneiras diferentes. Porém, algumas alterações são mais importantes, como a fibrose e a necrose, as quais são alterações irreversíveis e implicam em perda total de função tecidual, sendo sempre as mais impactantes (Ballesteros et al., 2017). Portanto, a prevalência de diversas alterações teciduais, indiferente da intensidade, não implicam na perda de função do órgão, uma vez que podem ser agudas e ainda reversíveis. Consequentemente faz-se necessário o conhecimento anatômico, fisiológico e de resposta a possíveis contaminantes que possam comprometer a funcionalidade de cada órgão a ser avaliado.

De maneira geral, no atual estudo verificou-se as alterações teciduais estatisticamente significativas em relação a sazonalidade. Tal fato também foi verificado por Ferguson et al (2006). Porém, os peixes analisados no presente estudo não foram submetidos a temperatura controlada e nem selecionados para serem estudados, fazendo com que outros fatores possam, também, ter influenciado nas alterações verificadas.

As brânquias são um órgão que apresenta muitas funções importantes nos peixes, como respiração, osmorregulação e excreção, é uma das principais superfícies de contato com o meio ambiente, sendo considerado alvo primário dos contaminantes e particularmente sensível a mudanças na qualidade da água, tornando-a susceptível a lesões teciduais (Camargo e Martinez, 2007; Santos et al., 2012), as quais podem acarretar em hipóxia, falência respiratória e desestruturação do balanço iônico do organismo dos peixes (Alazemi et al., 1996; Yasser e Naser, 2011).

Foram verificadas alterações histopatológicas estatisticamente significativa nas brânquias, apresentando maiores médias de alteração no verão (Tabela 6). As alterações mais prevalentes foram o infiltrado eosinófilico, a hiperplasia interlamelar, o edema justalamelar e o descolamento de epitélio justalamelar. Verificou-se maior intensidade de hiperplasia de lamelas secundárias e necrose no verão, quando comparadas ao inverno. A congestão das lamelas secundárias

apresentaram valor médio de alteração (VMA) no verão de $2,9 \pm 0,3$, indicando importante alteração, e progressiva quando comparado com os animais coletados na primavera, onde foi verificado VMA de $1,6 \pm 1,1$. A necrose celular alcançou elevado grau de severidade na primavera e no verão, sendo menos observada no inverno.

Tabela 6: Prevalência e valores médios de alteração (VMA) (média±desvio padrão) por estação do ano coletada, em brânquias de tilápias coletadas no rio Cachoeira, em Joinville, Santa Catarina, Brasil de 2017 a 2018.

Alterações	P%	VMA	VMA	VMA	VMA
	total	inverno	primavera	verão	total
<i>Aneurisma</i>	31	$0,4 \pm 0,7$	$0,4 \pm 0,5$	$0,2 \pm 0,4$	$0,3 \pm 0,5$
<i>Congestão das lamelas</i>	89	$1,9 \pm 1,1^{ab}$	$1,6 \pm 1,1^b$	$2,9 \pm 0,3^a$	$2,1 \pm 0,8$
<i>Descolamento do epitélio justalamelar</i>	96	$2,3 \pm 0,7$	$2,4 \pm 1,0$	$2,4 \pm 0,5$	$2,4 \pm 0,7$
<i>Descolamento do epitélio da lamela secundária</i>	34	$0,2 \pm 0,7$	$1,2 \pm 1,4$	$0,7 \pm 1,0$	$0,7 \pm 1,0$
<i>Edema justalamelar</i>	96	$2,4 \pm 0,7$	$2,4 \pm 1,0$	$2,4 \pm 0,5$	$2,4 \pm 0,7$
<i>Fusão das lamelas secundárias</i>	75	$1,2 \pm 1,2$	$1,8 \pm 1,3$	$2,0 \pm 1,0$	$1,7 \pm 1,2$
<i>Hiperplasia interlamelar</i>	100	$2,6 \pm 0,7$	$2,7 \pm 0,6$	$2,7 \pm 0,7$	$2,6 \pm 0,7$
<i>Hiperplasia da lamela secundária</i>	65	$0,6 \pm 0,7^b$	$1,5 \pm 1,4^{ab}$	$2,0 \pm 0,7^a$	$1,3 \pm 0,9$
<i>Hipertrofia das células caliciformes</i>	96	$2,1 \pm 0,9$	$2,6 \pm 0,9$	$2,9 \pm 0,3$	$2,5 \pm 0,7$
<i>Infiltrado eosinofílico</i>	100	$2,1 \pm 0,8$	$2,5 \pm 0,7$	$2,9 \pm 0,3$	$2,5 \pm 0,6$
<i>Infiltrado linfocitário</i>	89	$1,2 \pm 1,1$	$2,0 \pm 0,7$	$1,4 \pm 0,7$	$1,6 \pm 0,8$
<i>Necrose</i>	75	$0,6 \pm 1,1^b$	$2,4 \pm 0,9^{ab}$	$2,9 \pm 0,5^a$	$2,0 \pm 0,8$

Letras distintas indicam diferença significativa nas linhas pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

Tais alterações histopatológicas verificadas nas brânquias dos peixes coletados no rio Cachoeira (Figura 4), assemelham-se a alterações comuns de exposição a contaminantes de efluentes antropogênicos, porém em níveis severos. As alterações mais severas foram: fusão das lamelas secundárias, hiperplasia interlamelar, hipertrofia de células caliciformes, congestão das lamelas, infiltrado eosinófilo, descolamento do epitélio justalamelar e necrose.

A fusão das lamelas secundárias e hiperplasia interlamelar são fenômenos examinados quando a exposição a fatores irritantes é crônica. Os fatores irritantes causam um aumento substancial na quantidade de muco e de células epiteliais. Inicialmente, acredita-se que a fusão de lamelas e a hiperplasia interlamelar represente uma adaptação às novas

condições e visa a proteção contra a penetração excessiva de toxinas da água para os vasos sanguíneos nas brânquias e, portanto, para o sangue. (Mallat, 1985; Strzyzewska et al., 2016) Porém, esta adaptação leva à diminuição da superfície respiratória-excretora das brânquias, prejudicando sua função. Além disso, atua da mesma maneira na hipertrofia de células calciformes, que podem também ser alteradas pela intoxicação de amônia gasosa, mesmo em doses baixas (Strzyzewska et al., 2016).

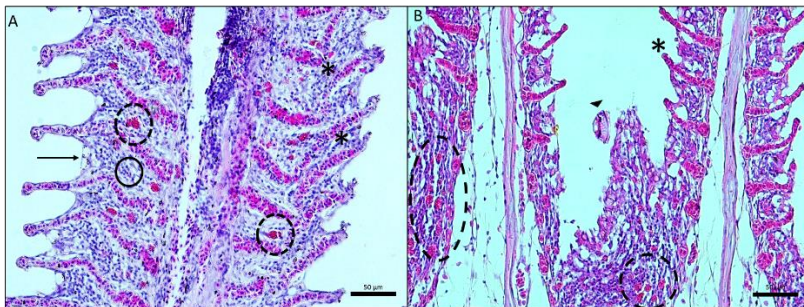


Figura 4: Fotomicrografia de tecido branquial de tilápia coletada no rio Cachoeira na cidade de Joinville, Santa Catarina de 2017 a 2018 (barra = 50µm). A – Edema justalamelar observado entre as lamelas secundárias (seta) adjacente a hiperplasia interlamelar (círculo sólido). Presença de infiltrados eosinofílico (círculo de traços). Fusão de lamelas secundárias (asterisco). B – Presença de parasito *Trichodina* sp. (cabeça de seta). Presença de infiltrado eosinofílico (círculo de traços) e congestão das lamelas secundárias (asterisco).

A congestão das lamelas pode prejudicar a respiração e pode ser gerada por de lesões mecânicas durante processos de captura e transporte prolongado e envenenamento com toxinas e metais pesados, como o cádmio (Noga, 1996; Pantung, et al., 2008) ou com resíduos medicamentosos (Van den Heuvel et al., 2000; Schwaiger et al., 2004)

A infiltração de eosinófilos reflete distúrbios na regulação da pressão osmótica, e pode ser resultado da presença de amônia tóxica, parasitos e irritantes causadores de inflamação (Strzyzewska et al., 2016). Desta maneira, tais agentes estressantes podem gerar a elevação do epitélio das lamelas branquiais, resposta imediata de diferentes substâncias tóxicas, o que reflete um processo inflamatório agudo nas brânquias. Essa resposta é frequentemente observada como resultado de intoxicação com, por exemplo, cloretos, amônia ou fenóis, afetando inicialmente uma área limitada antes de se espalhar por toda a lamela respiratória (Satchell, 1984). Além disso, pode atuar como um mecanismo de proteção, aumentando a distância de poluentes, porém, ainda assim

influenciando o correto funcionamento da brânquia (Mohavedinia et al., 2012).

Já, a necrose das brânquias é produto de exposição prolongada a irritantes (Strzyzewska et al., 2016). A necrose é o estágio final, mais severo, de alteração tecidual. Nos mais avançados casos, a necrose pode resultar em atrofia completa do tecido mole que cobre os filamentos branquiais e, conseqüentemente, na exposição da cartilagem contida nos arcos brânquias (Noga, 1996).

O fígado em peixes possui funções metabólicas similares à de mamíferos, com importante ação na manutenção da homeostase metabólica, a qual inclui o processamento de carboidratos, proteínas, lipídeos e vitaminas. O fígado é essencial para a desintoxicação, sínteses de proteínas séricas, biotransformação e excreção de contaminantes orgânicos e inorgânicos (Ferguson et al., 2006; Giari et al., 2007).

As alterações hepáticas mais prevalentes foram a congestão de sinusóides e necrose. Para colestase, verificou-se diferença significativa entre as estações, apresentando maior severidade no verão e menor na primavera. O infiltrado linfocitário foi mais elevado na primavera, com VMA de $1,09 \pm 0,83$. Núcleos com picnose foram menos visualizados no inverno, demonstrando diferença estatística quando comparado com o verão, que foi mais intenso. No verão, a necrose e colestase demonstraram VMA intenso, onde a necrose apresentou valor médio de 3 e a colestase de $2,63 \pm 0,74$.

Tabela 7: Prevalência e valores médios de alteração (VMA) (média \pm desvio padrão) por estação coletada, em fígado de tilápias coletadas no rio Cachoeira, Joinville, Santa Catarina, Brasil de 2017 a 2018.

<i>Alterações</i>	<i>P% total</i>	<i>VMA inverno</i>	<i>VMA primavera</i>	<i>VMA verão</i>	<i>VMA total</i>
<i>Colestase</i>	62	1,44 \pm 1,51 ^{ab}	1,09 \pm 1,30 ^b	2,63 \pm 0,74 ^a	1,7 \pm 1,2
<i>Congestão nos sinusoides</i>	100	1,40 \pm 0,70	1,18 \pm 0,40	1,38 \pm 0,52	1,3 \pm 0,5
<i>Dilatação dos sinusoides</i>	62	0,90 \pm 0,88	0,64 \pm 0,81	1,25 \pm 0,71	0,9 \pm 0,8
<i>Infiltrado eosinofílico</i>	93	1,30 \pm 0,67	1,18 \pm 0,60	1,00 \pm 0,53	1,2 \pm 0,6
<i>Infiltrado linfocitário</i>	48	0,40 \pm 0,52 ^{ab}	1,09 \pm 0,83 ^a	0,25 \pm 0,71 ^b	0,6 \pm 0,7
<i>Centro de melanomacrófagos</i>	100	1,30 \pm 0,67	1,18 \pm 0,60	1,75 \pm 0,71	1,4 \pm 0,7
<i>Hipertrofia dos hepatócitos</i>	55	0,30 \pm 0,48	1,43 \pm 1,27	1,40 \pm 0,89	1,0 \pm 0,6
<i>Hipotrofia do núcleo dos hepatócitos</i>	90	1,00 \pm 1,75	1,82 \pm 0,87	1,75 \pm 0,89	1,5 \pm 0,9
<i>Núcleo com picnose</i>	72	0,30 \pm 0,48 ^b	1,09 \pm 0,54 ^{ab}	1,75 \pm 0,71 ^a	1,0 \pm 0,6
<i>Núcleo com cariólise</i>	97	1,30 \pm 0,67	2,00 \pm 0,63	1,88 \pm 0,64	1,7 \pm 0,6
<i>Núcleo com cariorrexe</i>	93	1,30 \pm 0,82	1,91 \pm 0,54	1,88 \pm 0,64	1,7 \pm 0,7
<i>Necrose</i>	100	2,90 \pm 0,32	3,00 \pm 0,00	3,00 \pm 0,00	3,0 \pm 0,1

Letras distintas indicam diferença significativa nas linhas pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

A presença de colestase (Figura 5), ainda não é bem compreendida em organismos aquáticos devido à baixa frequência de estudos ecotoxicológicos (Safahieh et al., 2011). A ação detergente de sais biliares, principal conteúdo nas colestases, danifica a membrana celular de hepatócitos, proporcionando a morte celular, a qual é efetivada por apoptose ou necrose (Jaescheke et al., 2002). Além disso, uma série de estudos também associam a colestase intra-hepática com a exposição a metais pesados na água (Jaescheke et al., 2002; Ayas et al., 2007; Safahieh et al., 2011).

Os centros de melanomacrófagos participam no papel de “limpeza” dos órgãos, eliminando partículas invasoras, normalmente encontrados em locais com inflamação (Balamurugan et al., 2012). Doria et al. (2017) associaram a alta prevalência e intensidade de centros de

melanomacrófagos como indicador de implicação sanitária nos peixes e de condições de estresse ambiental.

Necrose hepática é o "ponto final" das alterações celulares, sendo uma consequência comum de inflamações, de processos degenerativos, infiltrativos e de muitas alterações circulatórias. Esta manifestação é irreversível e está intimamente correlacionada a exposição crônica a irritantes, poluentes e metais pesados (Bernet et al., 1999; Rabbito et al., 2005; Costa et al., 2009; Van Dyk et al., 2009; Benincá et al., 2012, Mela et al., 2013). As alterações nucleares como presença de cariólise e cariorrexe em células hepáticas, são evidências precursoras a necrose. No presente trabalho, algumas alterações celulares, como hipotrofia e hipertrofia de hepatócitos foram menos verificadas devido o elevado grau de necrose, o qual descaracteriza totalmente o formato celular.

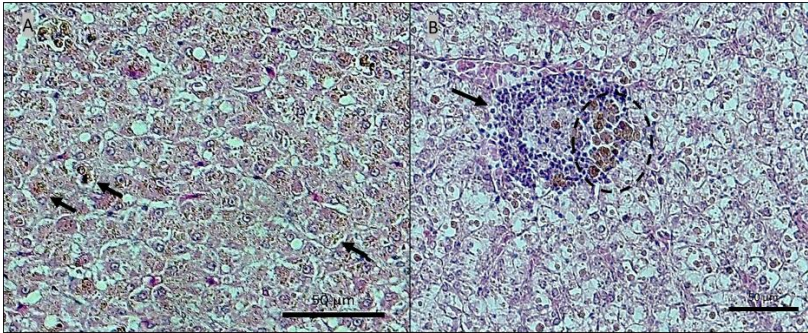


Figura 5: Fotomicrografia de tecido hepático de tilápia coletada no rio Cachoeira na cidade de Joinville, Santa Catarina de 2017 a 2018 (barra = 50µm). A – Colestase (setas). B – Infiltrado linfocitário (seta). Presença de centros de melanomacrófagos (círculo de traços).

O baço é um órgão linfoide em teleósteos, responsável pela atividade de hematopoese e pela produção de anticorpos, análogo ao baço dos mamíferos e a outros vertebrados superiores, compensando à ausência de nódulo ou sistema linfoide em peixes (Zapata et al., 2006; Salinas et al., 2011).

Os centros de melanomacrófagos foram a alteração mais prevalentes, sendo visualizados em todos os peixes e em todas as coletas amostrais. As alterações que apresentaram VMA mais elevado foram: centros de melanomacrófagos, aspecto de hemossiderina, infiltrados eosinofílico e linfocitários, necrose e a presença de granulomas.

Tabela 8: Prevalência e valores médios de alteração (VMA) (média±desvio padrão) por estação do ano coletada, em baço de tilápias, coletadas no rio Cachoeira, Joinville, Santa Catarina, Brasil de 2017 a 2018.

<i>Alterações</i>	<i>P% total</i>	<i>VMA inverno</i>	<i>VMA primavera</i>	<i>VMA verão</i>	<i>VMA total</i>
<i>Centros de melanomacrófagos</i>	100	2,80 ± 0,42	2,64 ± 0,81	3,00 ± 0,00	2,8 ± 0,4
<i>Melanomacrófagos</i>	100	2,20 ± 0,79	2,36 ± 0,81	2,30 ± 0,48	2,3 ± 0,7
<i>Necrose</i>	87	0,80 ± 0,63 ^b	2,45 ± 1,04 ^a	2,80 ± 0,42 ^a	2,0 ± 0,7
<i>Infiltrado eosinofílico</i>	94	1,00 ± 0,47	1,09 ± 0,54	1,00 ± 0,00	1,0 ± 0,3
<i>Infiltrado linfocitário</i>	84	1,30 ± 1,25 ^b	1,60 ± 1,07 ^{ab}	2,64 ± 0,50 ^a	1,8 ± 0,9
<i>Esteatose</i>	39	0,40 ± 0,70 ^{ab}	0,09 ± 0,30 ^b	1,70 ± 1,16 ^a	0,7 ± 0,7
<i>Aspecto de hemossiderina</i>	94	1,30 ± 0,67	1,82 ± 0,87	1,80 ± 0,42	1,6 ± 0,7
<i>Granuloma</i>	84	1,10 ± 1,10 ^b	1,82 ± 1,17 ^{ab}	2,80 ± 0,42 ^a	1,9 ± 0,9

Letras distintas indicam diferença significativa nas linhas pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

A presença de centros de melanomacrófagos no baço (Figura 6) é indicativo de exposição crônica à poluição ambiental (Sanchez-Ramirez et al., 2007). Também pode estar relacionado ao desenvolvimento de resposta imune a antígenos bacterianos (Steckert et al., 2018). A função dos melanomacrófagos em teleósteos é semelhante à de macrófagos em humanos, onde metabolizam substâncias tóxicas e residuais e desempenham funções imunes no tecido hematopoiético. O aumento de melanomacrófagos e pigmentos pode corresponder a mudanças nas condições sanitárias e fisiológicas de peixes (Palmer et al., 1992; Meseguer et al., 1994; Xu et al., 2018). Sabe-se que a exposição crônica a águas salobras induz a esplenomegalia em tilápias, incentivando a síntese de eritrócitos, os quais geram um estresse para recrutar melanomacrófagos aos sítios, aumentando consequentemente a deposição de pigmentos (Xu et al., 2018), justificando a hemossiderina encontrada no presente estudo. Além disso, os centros de melanomacrófagos também se desenvolvem em casos de inflamação crônica, caracterizado pela presença de infiltrados leucocitários e melanomacrófagos.

Exposição constante a estressores químicos e outros fatores supracitados, geram desequilíbrio na homeostase dos peixes, levando a necrose celular esplênica, a qual pode influenciar diretamente na hematopoese e condição imunológica de peixes (Agius e Roberts, 2003).

Neste estudo, nódulos ou granulomas em baços não foram observados durante a necropsia, apenas visualizados na análise histopatológica. Portanto, sugere-se a histopatologia como ferramenta crucial para a observação desses tipos de lesões. Os granulomas são

respostas imunológicas que atuam contra patógenos, encapsulando agentes estranhos e os mantendo fora da circulação sanguínea (Raghiante et al., 2017). A presença de granulomas pode estar relacionada com infecções bacterianas por *Francisella*, *Aeromonas*, *Edwardsiella*, *Mycobacterium*, *Streptococcus* e *Flavobacterium* (Rodrigues et al., 2018), assim como por doenças não infecciosas (Woo e Gregory, 2014).

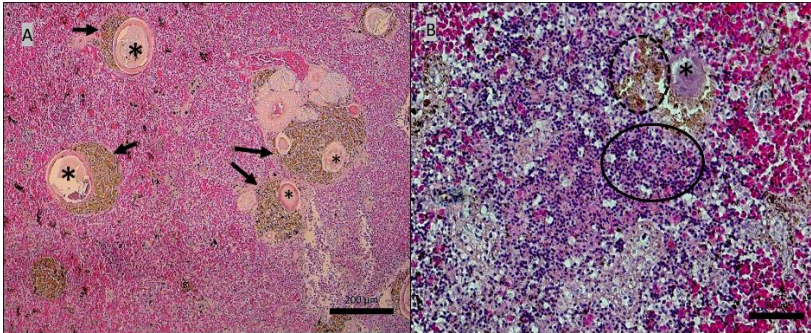


Figura 6: Fotomicrografia de tecido esplênico de tilápia coletada no rio Cachoeira na cidade de Joinville, Santa Catarina de 2017 a 2018 (barra = A - 200 μ m, B - 50 μ m) A – Presença de granulomas (asterisco) com tecido esplênico infiltrado por centros de melanomacrófagos (seta). B – Granuloma (asterisco) junto de centros de melanomacrófagos (círculo de traços) e infiltrado linfocitário (círculo sólido).

O rim é um órgão vital do corpo e a função renal é essencial para manter a homeostase do peixe. O órgão é responsável pela reabsorção seletiva de nutrientes, que ajuda a manter o volume, pH do sangue e dos fluidos corporais, além da eritropoiese. O rim é um dos principais órgãos a serem afetados por contaminantes na água (Jalaludeen et al., 2012).

Para as alterações renais glomerulares (Tabela 9), a única alteração que não apresentou prevalência de 100%, foi o aumento do volume glomerular, enquanto todas as outras foram presentes em todos os peixes analisados. O aumento de volume glomerular (Figura 7) e a necrose renal (Figura 8) foram mais elevados no verão e menos elevados no inverno. Porém, somente a necrose apresentou diferenças significativas durante as estações.

Tabela 9: Prevalência e valores médios de alteração (VMA) (média±desvio padrão) por estação coletada, em rim de tilápias coletadas no rio Cachoeira, Joinville, Santa Catarina, Brasil, de 2017 a 2018, exibindo alterações glomerulares.

<i>Alterações</i>	<i>P%</i> <i>total</i>	<i>VMA</i> <i>inverno</i>	<i>VMA</i> <i>primavera</i>	<i>VMA</i> <i>verão</i>	<i>VMA</i> <i>total</i>
<i>Dilatação dos capilares</i>	100	2,67 ± 0,71	2,25 ± 0,71	2,20 ± 0,79	2,4 ± 0,7
<i>Espessamento do endotélio capilar</i>	100	2,22 ± 0,67	2,50 ± 0,53	2,90 ± 0,32	2,5 ± 0,5
<i>Aumento do volume glomerular</i>	93	1,60 ± 0,71	1,8 ± 0,52	2,2 ± 0,53	1,9 ± 0,6
<i>Redução do espaço de Bowman</i>	100	2,22 ± 0,67	1,88 ± 0,83	1,90 ± 0,88	2,0 ± 0,8
<i>Presença de hemácias no espaço de Bowman</i>	100	2,78 ± 0,44	2,50 ± 0,76	2,50 ± 0,53	2,6 ± 0,6
<i>Extravasamento de sangue no espaço de Bowman (hemorragia)</i>	100	2,78 ± 0,44	2,50 ± 0,76	2,50 ± 0,53	2,6 ± 0,6
<i>Necrose renal</i>	100	2,33 ± 0,50 ^b	2,75 ± 0,46 ^{ab}	3,00 ± 0,00 ^a	2,7 ± 0,3

Letras distintas indicam diferença significativa nas linhas pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

A elevada vascularização renal propicia a exposição à compostos químicos, os quais podem possibilitar alteração patológicas nos glomérulos da cápsula de Bowman, como proliferação anormal das células epiteliais e o espessamento do endotélio capilar, aumentando o volume glomerular e levando a uma conseqüente redução do espaço de Bowman. Além disso, o excesso de eritrócitos nos capilares pode levar ao rompimento desses vasos e, nesse caso, é comum encontrar hemácias no espaço de Bowman (Takashima e Hibiya, 1995). As lesões observadas no corpúsculo renal dos peixes coletados no rio Cachoeira podem prejudicar a filtração glomerular. As mesmas alterações foram previamente encontradas em peixes expostos a resina ácida, a efluentes de fábrica de papel e celulose em *Anguilla anguilla* L. (Pacheco e Santos, 2002), pesticidas, befenilas policloradas (PCBs), hidrocarbonetos poliaromáticos (PAH), metais em *Salmo trutta* e *Barbatula barbatula* (Gernhofer et al., 2001) e doenças bacterianas em *Clarias gariepinus* (Laith e Najiah, 2013).

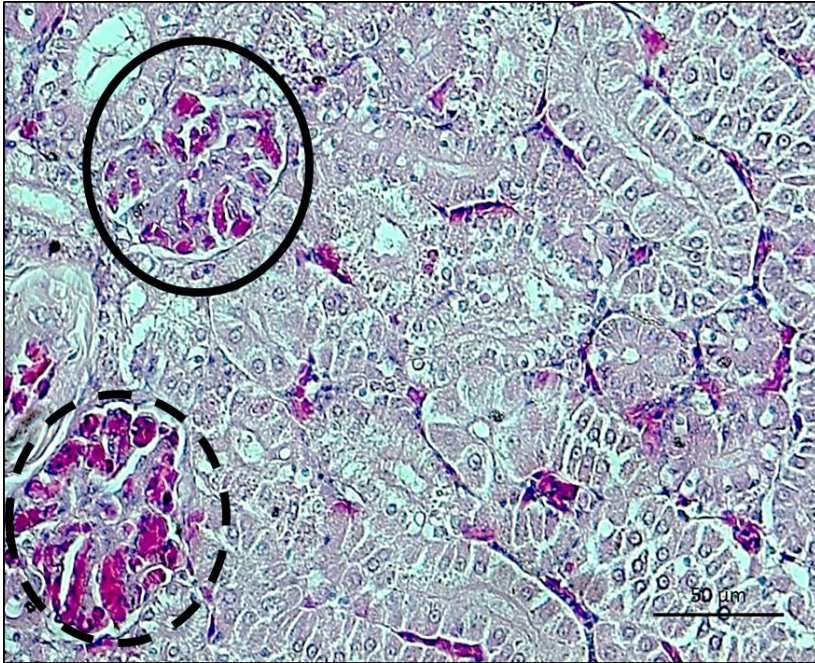


Figura 7: Fotomicrografia de tecido renal de tilápia coletada no rio Cachoeira na cidade de Joinville, Santa Catarina de 2017 a 2018 (barra = 50 µm). Glomérulos renais com presença de extravasamento de sangue e redução do espaço de Bowman devido aumento de volume glomerular (círculo de traços). Redução do espaço de Bowman devido ao espessamento de capilares (círculo sólido).

Em relação às alterações renais tubulares (Tabela 10), as alterações mais prevalentes foram: dilatação da luz tubular, túbulos em regeneração, degeneração hialina, oclusão da luz tubular e novos néfrons. As alterações com VMA mais elevados são: degeneração tubular ($2,1 \pm 0,8$), rompimento celular ($2,4 \pm 0,6$) e degeneração granular ($2,7 \pm 0,4$). A única alteração que apresentou diferença significativa entre as estações é a degeneração granular, a qual foi mais severa no verão e menos severa no inverno.

Tabela 10: Prevalência e valores médios de alteração (VMA) (média±desvio padrão) por estação do ano coletada, em rins de tilápias coletadas no rio Cachoeira, Joinville, Santa Catarina, Brasil, de 2017 a 2018, exibindo alterações tubulares.

Alterações	P%	VMA	VMA	VMA	VMA
	total	inverno	primavera	verão	total
Degeneração granular	85	2,22±0,83 ^b	2,88±0,35 ^{ab}	3,00±0,00 ^a	2,7 ± 0,4
Dilatação da luz tubular	100	1,00±0,50	1,13±0,35	1,60±0,70	1,2 ± 0,5
Túbulos em regeneração	100	1,44±0,73	1,50±0,76	1,60±0,70	1,5 ± 0,7
Rompimento celular	56	1,89±0,78	2,63±0,74	2,70±0,48	2,4 ± 0,6
Degeneração hialina	100	0,89±0,60	0,88±0,99	0,30±0,48	0,7± 0,7
Oclusão da luz tubular	100	1,67±0,71	1,38±0,52	1,70±0,48	1,6 ± 0,6
Degeneração tubular	96	1,78±0,83	2,25±0,71	2,30±0,82	2,1 ± 0,8
Novos néfrons	100	1,22±0,83	1,50±0,76	1,90±0,74	1,5 ± 0,8
Centros de melanomacrófagos	85	1,67±0,87	1,25±0,46	1,90±0,88	1,6 ± 0,7
Infiltrado eosinofílico	93	1,22±0,67	1,38±0,92	0,80±0,63	1,1 ± 0,7
Infiltrado linfocitário	85	1,33±0,50	1,75±0,89	1,20±0,92	1,4 ± 0,8

Letras distintas indicam diferença significativa nas linhas pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

Alterações histopatológicas tubulares, ainda que reversíveis, como a degeneração granular, rompimento celular e degeneração tubular, são alterações que impedem o ideal funcionamento do túbulo (Frazier et al., 2012), sendo todas classificadas com VMA severo. A oclusão de luz tubular é produto de comprometimento celular que impede o fluxo adequado de filtrado, proveniente de acúmulo de conteúdo, atrasando a reabsorção e secreção do túbulo (Silva e Martinez, 2007). Infiltrado linfocitário é o indicativo principal de inflamação crônica do rim, juntamente da presença de infiltrado eosinofílico e de centros de melanomacrófagos (Cattel e Jannette, 1998).

Estes tipos de alterações celulares também foram observados em *Oncorhynchus tshawytscha* injetado com eritromicina (Kiryu e Moffitt, 2001), em *Prochilodus lineatus* expostos a concentrações subletais de triclorfon (Veiga et al., 2002) e em *Salmo trutta* e *Barbatula barbatula* mantidos em tanque rede em ambiente contaminado com pesticidas, PCBs, PAH e metais (Gernhofer et al., 2001).

Após a lesão renal aguda, a neo-nefrogenese aumenta drasticamente, permitindo que os peixes regenerem rapidamente os néfrons perdidos, desta maneira verifica-se novos néfrons e túbulos em regeneração. Contudo, a regeneração de células renais pode ser uma boa indicação de adaptação e recuperação. Ressalta-se que, a presença de novos néfrons e de túbulos em regeneração são indicativos de lesão tecidual quando encontrados em grandes quantidades, assim como no presente estudo. Novos néfrons são comumente encontrados em peixes coletados em ambientes com baixa qualidade de água ou quando expostos a contaminantes (Silva e Martinez, 2007).

Entretanto, o somatório de lesões e exposição ao ambiente contaminado proporcionaram o aparecimento de necrose severa, com 100% de prevalência em todos os peixes do rio Cachoeira.

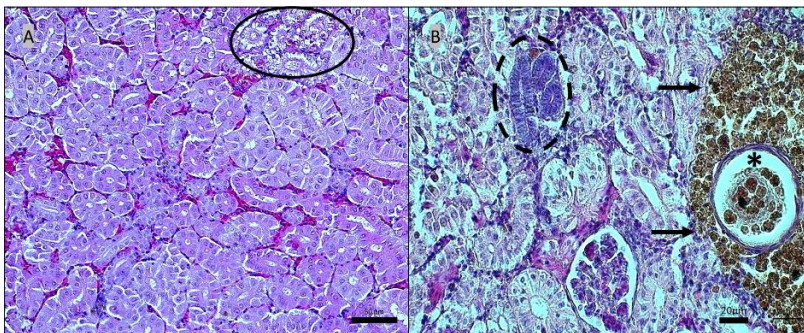


Figura 8: Fotomicrografia de tecido renal de tilápia coletada no rio Cachoeira na cidade de Joinville, Santa Catarina (barra = A – 50 μ m e B – 20 μ m). A – Túbulos renais com presença de necrose (círculo sólido). B – Presença de regeneração renal com novos néfrons (círculo de traços), presença de granuloma (asterisco) e centro de melanomacrófagos (seta).

2.4 CONCLUSÃO

Através das alterações histopatológicas, verificou-se que as tilápias coletadas, não estavam saudáveis. Foram verificadas 5 espécies de monogenóides infestando brânquias e estômago: *C. sclerosus*, *C. halli*, *S. longicornis*, *C. thurstonae* e *Enterogyrus cichlidarum*; e verificado 4 espécies de tricodínídeos infestando superfície corporal e brânquias: *Trichodina magna*, *T. compacta*, *T. centrostrigeata* e *Paratrachodina africana*. Índices parasitológicos não foram representativos de status sanitário para os peixes do rio Cachoeira, uma vez que estes estão em constante movimentação no trecho do rio. O uso da histopatologia foi

essencial para verificar o status sanitário destes animais. E, portanto, pode-se afirmar que os órgãos que apresentaram maior número de alterações com níveis de severidade maiores foram as brânquias e os rins. Contudo, os órgãos que apresentaram maior intensidade de necrose celular foram o fígado e rins, logo, foram os órgãos mais comprometidos desse estudo.

AGRADECIMENTOS

Os autores agradecem ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) por bolsa de pesquisa e apoio financeiro a M.L. Martins (CNPq 446072/2014-1, 305869/2014-0); Departamento de Aquicultura da Universidade Federal e Santa Catarina.

REFERÊNCIAS

- Adeogun, A.O., 2012. Impact of industrial effluent on water quality and gill pathology of *Clarias gariepinus* from Alaro stream, Ibadan, southwest, Nigeria. *European Journal of Scientific Research* 76: 83-94.
- Agius, C., Roberts, R.J., 2003. Melano-macrophage centers and their role in fish pathology. *Journal of Fish Diseases* 26, 499-509.
- Akoll, P., Fioravanti, M. L., Konecny, R., Schiemer, F. Infection dynamics of *Cichlidogyrus tilapiae* and *C. sclerosus* (Monogenea, Ancyrocephalinae) in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus* L.) from Uganda. *Journal of helminthology*, v. 86, p. 302-310, 2011.
- Alazemi, B.M., Lewis, J.W., Andrews, E.B., 1996. Gill damage in the fresh water fish *Gnathonemus petersii* (Family: Mormyridae) exposed to selected pollutants: an ultrastructural study. *Environmental Technology* 17, 225-238.
- Awosolu, O.B., Simon-Oke, I.A., Oyelere, A.A. 2018. Studies on the prevalence and distribution of parasites of tilapia fish (*Oreochromis niloticus*) from Igbokoda River, Ondo State, Nigeria. *Molecular Pathogens* 9, 1-4.
- Ayas, Z., Ekmekci, G., Ozmen, M., Yerli, S.V., 2007. Histopathological changes in the livers and kidneys of fish in Sariyar Reservoir, Turkey. *Environmental Toxicology and Pharmacology* 23 (2), 242-249.
- Balamurugan, S., Deivasigmani, B., Kumaran, S., Sakthivel, M., Rajsekar, T., Priyadharsini, P., 2012. Melanomacrophage centers aggregation in *P. lineatus* spleen as bioindicator of environmental change. *Asian Pacific Journal of Tropical Disease* 2, 635-S638.

- Ballesteros, M. L., Rivetti, N. G., Morillo, D. O., Bertrand, L., Amé, M. V., Bistoni, M. A., 2017. Multi-biomarker responses in fish (*Jenynsia multidentata*) to assess the impact of pollution in rivers with mixtures of environmental contaminants. *Science of the Total Environment* 595, 711-722.
- Banu, A.N.H., Khan, M.H., 2004. Water quality, stocking and parasites of freshwater fish in four selected areas of Bangladesh. *Pakistan Journal of Biological Science* 7, 436-440
- Bernet, D., Schmidt-Posthaus, H., Wahli, T., Burkhardt-Holm, P., 2004. Evaluation of two monitoring approaches to assess effects of waste water disposal on histological alterations in fish. *Hydrobiologia* 524, 53-66.
- Bernet, D., Schmidt, H., Meier, W., Burkhardt-Holm, P., Wahli, T., 1999. Histopathology in fish: proposal for a protocol to assess aquatic pollution. *Journal of Fish Diseases* 22 (1), 25-34.
- Benincá, C., Ramsdorf, W., Vicari, T., Oliveira Ribeiro, C.A., Almeida, M.I., De Assis, H.C.S., Cestari, M.M., 2012. Chronic genetic damages in *Geophagus brasiliensis* exposed to anthropic impact in estuarine lakes at Santa Catarina coast-southern of Brazil. *Environmental Monitoring and Assessment*, 184 (4), 2045-2056.
- Bush, A.O., Lafferty, K.D., Lotz, J.M., 1997 Parasitology meets ecology on its own terms. Margolis et al. Revisited. *Journal of Parasitology* 83(4), 575-583
- Brum, A., Cardoso, L., Chagas, E. C., Chaves, F.C.M., Mouriño, J.L.P., Martins, M.L., 2018. Histological changes in Nile tilapia fed essential oils of clove basil and ginger after challenge with *Streptococcus agalactiae*. *Aquaculture* 490, 98-107.
- Braccini, G. L., Vargas, L., Ribeiro, R.P., Takemoto, R.M., Lizama, M.AP., Fülber, V.M., 2007. Ectoparasitos de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*), das linhagens Chitralada e GIFT, em diferentes densidades e alimentadas com dois níveis de proteína. *Acta Scientiarum Animal Sciences* 29 (4), 441-448.
- Camargo, M.M.P., Matinez, C.B.R., 2007. Histopathology of gills, kidney and liver of a neotropical fish caged in an urban stream. *Neotropical Ichthyology* 5, 327-336.
- Cattell, V., Jennette, J.C., 1998. Mechanisms of acute inflammatory and immunologic renal injury. In: Heptistall's Pathology of the Kidney (Jennette JC, Olson JL, Schwartz MM, Silva FG, eds). Lippincott-Raven, Philadelphia, 85-136.
- Costa, P.M., Diniz, M.S., Caieiro, S., Lobo, J., Martins, M., Ferreira. A.M., Caetano. M., Vale. C., DelValls T.M.A., Costa. H., 2009.

- Histological biomarkers in liver and gills of juvenile *Solea senegalensis* exposed to contaminated estuarine sediments: a weighted indices approach. *Aquatic Toxicology* 92 (3), 202-212.
- Doria, H. B., Voigt, C. L., Campos, S.X.D., Randi, M.A.F., 2017. Metal pollution assessment in a Brazilian hydroelectric reservoir: *Geophagus brasiliensis* as a suitable bioindicator organism. *Revista Ambiente & Água* 12 (4), 575-590.
- Douëllou, L., 1993. Monogeneans of the genus *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Dactylogyridae: Ancyrocephalinae) from cichlid fishes of Lake Kariba (Zimbabwe) with descriptions of five new species. *Systematic Parasitology*, 25(3), 159-186.
- Ergens, R., 1981. Nine species of the genus *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Monogenea: Ancyrocephalinae) from Egyptian fishes. *Folia Parasitologica* 28, 205-214.
- Eiras, J.C., Takemoto, R.M., Pavanelli, G.C., 2000. Methods of study and laboratorial technics in fish parasitology. Eduem, Maringá, 171 p.
- El-Kasheif, M.A., Gaber, H.S., Authman, M.M.N., Ibrahim, S.A., 2013. Histopathological and physiological observations of the kidney and spleen of the Nile catfish *Clarias gariepinus* inhabiting El-Rahawy drain, Egypt. *Journal of Applied Sciences Research* 9, 872-884.
- El-Sayed, A.F.M., 2006. Stress and diseases. In: *Tilapia culture*. Wallingford, UK: CABI Publishing. chap. 8, p. 139-159.
- Ergens, R., 1981. Nine species of the genus *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Monogenea: Ancyrocephalinae) from Egyptian fishes. *Folia Parasitologica* 28: 205-214.
- Ferguson, H., Bjerkas, E., Evensen, O., 2006. Systemic pathology of fish: a text and atlas of normal tissue responses in teleosts, and their responses in disease. London: Scotian Press, 17, 191-214.
- Françoço, M.O.; Oliveira, T.M.N.; Ressel, K. 2014. Análise da presença de metais pesados e sua toxicidade nos sedimentos do Rio Cachoeira – Joinville/SC.
- Frazier, K.S., Seely, J.C., Hard, G.C., Betton, G., Burnett, R., Nakatsuji. S., Nishikawa, A., Durchfeld-Meyer. B., Bube. A., 2012. Proliferative and nonproliferative lesions of the rat and mouse urinary system. *Toxicologic Pathology* 40 (4 suppl), 14S-86S.
- Gernhofer, M., Pawert, M., Schramm, M., Muller, E., Triebkorn, R., 2001. Ultrastructural biomarkers as tools to characterize the health status of fish in contaminated streams. *Journal of Aquatic Ecosystem Stress and Recovery* 8, 241-260.
- Ghiraldelli, L., Martins, M.L., Adamante, W.B., Yamashita, M.M., 2006a. First record of *Trichodina compacta* Van As and Basson, 1989

- (Protozoa: Ciliophora) from cultured Nile tilapia in the state of Santa Catarina, Brazil. *International Journal of Zoological Research* 2(4):369- 375
- Ghiraldelli, L., Martins, M.L., Jerônimo, G.T., Yamashita, M.M., Adamante, W.B., 2006b. Ectoparasites communities from *Oreochromis niloticus* cultivated in the State of Santa Catarina, Brazil. *Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 1(2), 181-90.
- Giari, L., Manera, M., Simoni, E., Dezfali, B., 2007. Cellular alterations in different organs of European sea bass *Dicentrarchus labrax* (L.) exposed to cadmium. *Chemosphere* 67, 1171-1181.
- Gorga, M., Insa, S., Petrovic, M., Barceló, D., 2015. Occurrence and spatial distribution of EDCs and related compounds in waters and sediments of Iberian rivers. *Science of the Total Environment* 503/504, 69-86.
- Howard, D.W., Lewis, E.J., Keller, B.J., Smith, C.S., 2004. Histological techniques for marine bivalve mollusks and crustaceans. 45 NOAA Technical Memorandum NOS NCCOC, Oxford, v. 5, pp. 1-218.
- Ibrahim, M.M., 2012. Variation in parasite infracommunities of *Tilapia zillii* in relation to some biotic and abiotic factors. *International Journal of Zoological Research* 8, 59-70.
- IPPUIJ. Joinville: Cidade em Dados. 2010 – 2011
- Jaescheke, H., Gores, G. J., Cederbaum, A. I., Hinson, J. A., Pessayre, D., Lemasters, J., 2002. Mechanisms of hepatotoxicity. *Toxicological Sciences* 65, 166-176.
- Jalaludeen, M.D., Arunachalam, M., Raja, M., Nandagopal, S., Showket A.B., Sundar, S., Palanimuthu, D., 2012. Histopathology of the gill, liver and kidney tissues of the freshwater fish *Tilapia mossambica* exposed to cadmium sulphate. *International Journal of Advanced Biological Research* 2 (4), 572-578.
- Jerônimo, G.T., Martins, M.L., Ishikawa, M.M., Ventura, A.S., Tavares-Dias, M., 2011a. Métodos para coleta de parasitos de peixes. Embrapa Amapa, Circular Técnica 39, 1-6
- Jerônimo, G.T., Laffitte, L.V., Speck, G.M., Martins, M.L., 2011b. Seasonal influence on the hematological parameters in cultured Nile tilapia from southern Brazil. *Brazilian Journal of Biology* 71 (3), 719-725.
- Jerônimo, G.T., Speck, G.M., Martins, M.L., 2010. First report of *Enterogyrus cichlidarum* Paperna 1963 (Monogenoidea: Ancyrocephalidae) on Nile Tilapia *Oreochromis niloticus* cultured in Brazil. *Neotropical Helminthology* 4 (1), 75-80.

- Kiryu, Y., Moffitt, C. M., 2001. Acute LD50 and kidney histopathology following injection of erythromycin (Erythri-200) and its carrier in spring chinook salmon, *Oncorhynchus tshawytscha* (Walbaum). *Journal of Fish Diseases* 24, 409-416.
- Laith, A.R., Najiah, M., 2013 *Aeromonas hydrophila*: antimicrobial susceptibility and histopathology of isolates from diseased catfish, *Clarias gariepinus* (Burchell). *Journal of Aquaculture Research and Development* 5 (2), 1-7.
- Landsberg, J.H., Blakesley, B.A., Reese, R.O., McRae, G., Forstchen, P.R. 1998 Parasites of fish as indicators of environmental stress. *Environmental Monitoring and Assessment* 51, 211-232.
- Lim, S. Y., Ooi, A. L., & Wong, W. L. 2016. Gill monogeneans of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and red hybrid tilapia (*Oreochromis* spp.) from the wild and fish farms in Perak, Malaysia: infection dynamics and spatial distribution. *SpringerPlus*, 5, 1609.
- Madanire-Moyo, G.N., Matla, M.M., Olivier, P.A., Luus-Powell, W.J. 2011. Population dynamics and spatial distribution of monogeneans on the gills of *Oreochromis mossambicus* (Peters, 1852) from two lakes of the Limpopo River System, South Africa. *J Helminthol* 85:146–152.
- Madanire-Moyo, G.N., Luus-Powell, W.J., Olivier, P.A. 2012. Diversity of metazoan parasites of the Mozambique tilapia, *Oreochromis mossambicus* (Peters, 1852), as indicators of pollution in the Limpopo and Olifants River systems Onderstepoort. *J Vet Res* 79:362–371.
- Mallat, J., 1985. Fish gill structural changes induced by toxicants and other irritants: a statistical review. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* 42, 630–648.
- Martins, M.L., Ghiraldelli, L., 2008. *Trichodina magna* Van As and Basson, (Ciliophora: Peritrichia) from cultured Nile tilapia in the State of Santa Catarina, Brazil. *Brazilian Journal of Biology* 68, 169-172
- Martins, M.L., Cardoso, L., Furtado, W., Tancredo, K.R., Lehmann, N.B., Brum, A., Steckert, L.D., Addam, K., Padua, S.B., Ferreira, T.H., (2018). *Histopathology guide for freshwater fish*. Florianopolis: Editora UFSC. 62p.
- Martins, M.L., Xu, D.H., Shoemaker, C.A., Klesius, P.H., 2011. Temperature effects on immune response and hematological parameters of channel catfish *Ictalurus punctatus* vaccinated with live theronts of *Ichthyophthirius multifiliis*. *Fish & Shellfish Immunology* 31(6):774-780
- Mela, M., Guiloski, I.C., Doria, H.B., Rabitto, I.S., Silva, C.A., Maraschi, A.C., Prodocimo, V., Freire, C.A., Randi, M.A.F., Oliveira Ribeiro.

- C.A., Silva de Assis. H.C., 2013. Risks of waterborne copper exposure to a cultivated freshwater neotropical catfish *Rhamdia quelen*. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 88, 108-116.
- Mendlová, M., Šimková, A., 2014. Evolution of host specificity in monogeneans parasitizing African cichlid fish. *Parasites and Vectors* 7, 69.
- Meseguer, J., López-Ruiz, A., Esteban, M.A., 1994. Melanomacrophages of the seawater teleosts, sea bass (*Dicentrarchus labrax*) and gilthead seabream (*Sparus aurata*): morphology, formation and possible function, *Cell Tissue Research* 277, 1-10.
- Movahedinia, A., Abatahi, B., Bahmani, M., 2012. Gill histopathological lesions of sturgeons. *Asian Journal of Animal and Veterinary Advances* 7, 710-717.
- Nunes, G.C., Jerônimo, G.T., Vicente, L.R.M., Madi, R.R., Valladão, G.M.R., Martins, M.L. 2016. Trace elements and parasitism in Nile tilapia farmed in the southern Brazil. *Boletim do Instituto de Pesca*, v. 42, n. 3, p. 578-589.
- Noga, E.J., 1996. *Fish Disease Diagnosis and treatment*. Mosby-Year Book Inc., St Louis, Missouri. 63-146.
- Pacheco, M., Santos, M.A., 2002. Biotransformation, genotoxic, and histopathological effects of environmental contaminants in European eel (*Anguilla anguilla* L.). *Ecotoxicology and Environmental Safety* 53, 331-347.
- Palmer, R., Soutar, R.H., Branson, E.J., Southgate, P.J., Drinan, E., Richards, R.H., Collins, R.O., 1992. Mortalities in Atlantic salmon, *Salmo salar* L., associated with pathology of the melano-macrophage and haemopoietic systems. *Journal of Fish Diseases* 15, 207-210.
- Pantung, N., Helander, K.G., Halander, H.F., Cheevapom, V., 2008. Histopathological alterations of hybrid walking catfishes (*Clarias macrocephalus* x *Clarias gariepinus*) in acute and subacute cadmium expose. *Environment Asia*, 22-27
- Pavanelli, G.C., Eiras, J.C., Takemoto, R.M., 2008. *Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento*. 3. ed. Maringá: EDUEM. 311 p.
- Paperna, I., Thurston, J.P., 1969. Monogenetic trematodes collected from cichlid fish in Uganda; including the description of five new species of *Cichlidogyrus*. *Revue de Zoologie et de Botanique Africaines* 79:1-2.
- Paperna, I., 1963. *Enterogyrus cichlidarum* n. gen. n. sp., a monogenetic trematode parasitic in the intestine of a fish. *Bulletin of the Research Council of Israel*, 11B, 183-187.

- Pariselle, A., Bilong, C.F.B., Euzet, L., 2003. Four new species of *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Monogenea, Ancyrocephalidae), all gill parasites from African mouthbreeder tilapias of the genera *Sarotherodon* and *Oreochromis* (Pisces, Cichlidae), with a redescription of *C. thurstonae* Ergens, 1981. Systematic parasitology 56(3), 201-210.
- Pariselle, A., Euzet, L., 1995. Gill parasites of the genus *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Monogenea, Ancyrocephalidae) from *Tilapia guineensis* (Bleeker, 1862), with descriptions of six new species. Systematic Parasitology 30(3):187-198
- Price, C.E., Kirk, R.G., 1967. First description of a monogenetic trematode from Malawi. Revue de Zoologie et Botanique Africaines 76(1-2), 137-143.
- Rabbito, I.S., Alves Costa, J.R.M., Silva de Assis, H.C., Pelletier, E., Akaishi, F.M., Anjos, A., Randi, M.A.F., Oliveira Ribeiro, C.A., 2005. Effects of dietary Pb (II) and tributyltin on neotropical fish, *Hoplias malabaricus*: histopathological and biochemical findings. Ecotoxicology and Environmental Safety 60 (2), 147-156.
- Rajeshkumar, S., Munuswamy, N., 2011. Impact of metals on histopathology and expression of HSP 70 in different tissues of Milk fish (*Chanas chanas*) of Kaetuppalli Island, South East Coast, India Chemosphere 83, 415-421.
- Raghianti, F., Mattos Ferrasso, M., Rodrigues, M.V., Biondi, G.F., Martins, O.A., 2017. *Francisella* spp. em tilápias no Brasil: Uma revisão. Revista Brasileira de Higiene e Sanidade Animal 11(1), 119-130.
- Ranzani-Paiva, M.J.T., Felizardo, N.N., Luque, J.L., 2005. Parasitological and hematological analysis of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* Linnaeus, 1757 from Guarapiranga reservoir, São Paulo State, Brazil. Acta Scientiarum Biological Sciences 27(3), 231-237.
- Ribeiro, J.M.G., Oliveira, T.M.N., 2014. Cartilha Geográfica - Bacias hidrográficas dos rios Cubatão(norte) e Cachoeira - Joinville. Mercado de Comunicação. 1ª edição.40p.
- Rodrigues, M.V., Francisco, C.J., David, G.S., Silva, R.J., Falcone-Dias, M.F., Júnior, J.P.A., 2018. Monitoring of *Francisella* noatunensis subsp. orientalis in farmed Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in Brazil. Aquaculture International 26(1), 127-138.
- Safahieh, A., Hedayati, A., Savari, A., Movahedinia, A., 2011. Effect of sub-lethal dose of mercury toxicity on liver cells and tissue of yellowfin seabream. Toxicology and Industrial Health 28, 583-592.

- Salinas, I., Zhang, Y.A., Sunyer, J.O., 2011. Mucosal immunoglobulins and B cells of teleost fish. *Development and Comparative Immunology* 35, 1346-1365.
- Sanchez-Ramirez, C., Vidal-Martinez, V.M., Aguirre Macedo, M.L., Rodriguez-Camul, R.P., Gold-Bouchot, G., Sures. B., 2007. *Cichlidogyrus sclerosus* (Monogenea: Ancyrocephalinae) and its host the Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*), as bioindicators of chemical pollution. *Journal of Parasitology* 93, 1097-1106.
- Satchell, G.H., 1984. Respiratory toxicology. In: Weber L (ed.): *Journal of Aquatic Toxicology T.2. Vol. 2.* Raven Press, New York. 1-47.
- Schwaiger, J., Adam, S., Pawert, M., Honnen, W., Triebkorn, R., 1997. The use of histopathological indicators to evaluate contaminant-related stress in fish. *J. Aquat. Ecosyst. Stress. Recover.* 6, 75–86.
- Schwaiger, J., Ferling, H., Mallow, U., Wintermayr, H., Negele, R.D., 2004. Toxic effects of the non-steroidal anti-inflammatory drug diclofenac. Part I: Histopathological alterations and bioaccumulation in rainbow trout. *Aquatic Toxicology* 68, 141-150.
- Silva, A.G., Martinez, C. B., 2007. Morphological changes in the kidney of a fish living in an urban stream. *Environmental Toxicology and Pharmacology* 23(2), 185-192.
- Shoemaker, C., Xu, D.H., LaFrentz, B., LaPatra, S., 2015. Overview of fish immune system and infectious diseases. In: Lee C.S.; Lim C., Gatlin III, D.M.; Webster, C.D. (eds) *Dietary nutrients, additives and fish health.* Wiley, Canada, pp 1-24.
- Steckert, L.D., Cardoso, L., Jerônimo, G.T., Pádua, S.B., Martins, M.L., 2018. Investigation of farmed Nile tilapia health through histopathology. *Aquaculture* 486, 161-169
- Strzyzewska, E., Szarek, J., Babinska, I., 2016. Morphologic evaluation of the gills as a tool in the diagnostics of pathological conditions in fish and pollution in the aquatic environment: a review. *Veterinární Medicína*, 61 (3), 123-132.
- Takashima, F., Hibiya, T., 1995. *An atlas of fish histology normal and pathological features.* 2.ed. Kodansha: Gustav Fischer Verlag.
- Tesana, S., Khampoosa, P., Piratae, S., Prasopdee, S., Sripanidkulchai, B., 2018. Egg-hatching mechanism of human liver fluke, *Opisthorchis viverrini*: a role for leucine aminopeptidases from the snail host, *Bithynia siamensis goniomphalos*. *Journal of Parasitology*, doi: 10.1645/16-125.
- Tombi, J., Akoumba, J.F., Bilong, C.F.B. 2014. The monogenean community on the gills of *Oreochromis niloticus* from Melen fish station in Yaounde, Cameroon. *IJMBR* 2, 16–23.

- Valladão, G.M.R., Pádua, S.B., Gallani, S.U., Menezes-Filho, R.N., Dias-Neto, J., Martins, M.L., Ishikawa, M.M., Pilarski, F., 2013. *Paratrichodina africana* (Ciliophora): a pathogenic gill parasite in farmed Nile tilapia. *Veterinary Parasitology* 197(3-4), 705-710.
- Valladão, G.M.R., Alves, L.O., Pilarski, F. 2016. Trichodiniasis in Nile tilapia hatcheries: Diagnosis, parasite: host-stage relationship and treatment. *Aquaculture*, 451, 444-450.
- Van den Heuvel, M.R., Power, M., Richards, J., MacKinnon, M., Dixon, D.G., 2000. Disease and gill lesions in yellow perch (*Perca flavescens*) exposed to oil sands mining-associated water. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 46, 334-341.
- Van Dyk, J.C., Marchand, M.J., Smit, N.J., Pieterse, G.M.A., 2009. Histology-based fish health assessment of four commercially and ecologically important species from the Okavango Delta panhandle, Botswana. *African Journal of Aquatic Science* 34 (3), 273-282.
- Vanhove, M.P.M., Pariselle, A., Van Steenberge, M., Raeymaekers, J.A.M. 2015. Hidden biodiversity in an ancient lake: phylogenetic congruence between Lake Tanganyika tropheine cichlids and their monogenean flatworm parasites. *Sci Rep*.
- Veiga, M.L., Rodrigues, E.L., Pacheco, F.J., Ranzani-Paiva, M.J.T., 2002. Histopathologic changes in the kidney tissue of *Prochilodus lineatus* Valenciennes, 1836 (Characiformes, Prochilodontidae) induced by sublethal concentration of trichlorfon exposure. *Brazilian Archives of Biology and Technology* 45 (2), 171-175.
- Velmurugan, B., Selvanayagam, M., Cengiz, E.I., Unlu, E., 2009. Histopathological changes in the gill and liver tissues of freshwater fish, *Cirrhinus mrigala* exposed to dichlorvos. *Brazilian Archives of Biology and Technology* 52 (5), 1291-1296.
- Venturato R. D., Valencio N.F.L.S., 2009. Desafios do modo de vida da pesca artesanal em uma região em crescimento: a comunidade tanquã, Piracicaba/SP. São Paulo. *Boletim do Instituto de Pesca* 35, 319-333.
- Von der Ohe, P.C., Dulio, V., Slobodnik, J., De Deckere, E., Kühne, R., Ebert, R., Ginebreda, A., Cooman, W.D., Schüürmann, G., Brack, W., 2011. A new risk assessment approach for the prioritization of 500 classical and emerging organic microcontaminants as potential river basin specific pollutants under the European Water Framework Directive. *Science of the Total Environment* 409, 2064-2077.
- Woo, P.T., Gregory, D.W.B., 2014. Diseases and disorders of finfish in cage culture. CABI.
- Xu, C., Li, E., Suo, Y., Su, Y., Lu, M., Zhao, Q., Qin, J.G., Chen, L., 2018. Histological and transcriptomic responses of two immune

- organs, the spleen and head kidney, in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) to long-term hypersaline stress. *Fish & shellfish immunology*, 76, 48-57.
- Yasser, A.G., Naser, M.D., 2011. Impact of pollutants on fish collected from different parts of Shatt Al-Arab River: a histopathological study. *Environment Monitoring Assessment* 181, 175-182.
- Zago, A.C., Franceschini, L., Garcia, F., Schalch, S.H.C., Gozi, K.S., Silva, R.J. 2014. Ectoparasitas de tilápias-do-Nilo (*Oreochromis niloticus*) criadas em tanques-rede em um reservatório e usina hidrelétrica no Brasil. *Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*, v. 23, n. 2, p. 171-178.
- Zaniboni-Filho, E., 2004. Piscicultura das Espécies Nativas de Água Doce. In: Poli CR, Poli ATB, Andreatta E, Beltrame E (Eds.). *Aqüicultura. Experiências Brasileiras*, Multitarefa Editora Ltda, Florianópolis, pp. 337-368
- Zanolo, R., Yamamura, M.H., 2006. Parasites in tilapia of Nile in fresh water net-tank system. *Semina: Ciências Agrárias* 27, 281-288.
- Zapata, A., Diez, B., Cejalvo, T., Gutierrez-de Frias, C., Cortes, A., 2006. Ontogeny of the immune system of fish. *Fish & Shellfish Immunology* 20, 126-136.

REFERÊNCIAS DA INTRODUÇÃO GERAL

AGUIRRE-FEY, D. et al. Population dynamics of *Cichlidogyrus* spp. and *Scutogyrus* sp. (Monogenea) infecting farmed tilapia in Veracruz, México. **Aquaculture**, v. 443, p. 11-15, 2015.

AKOLL, P.; FIORAVANTI, M. L.; KONECNY, R.; SCHIEMER, F. Infection dynamics of *Cichlidogyrus tilapiae* and *C. sclerosus* (Monogenea, Ancyrocephalinae) in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus* L.) from Uganda. **Journal of helminthology**, v. 86, p. 302-310, 2011.

BALDISSEROTTO, B.; CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C. **Biologia e fisiologia de peixes neotropicais de água doce**. Ed. FUNEP, Jaboticabal, 2014.

BALLESTEROS, M.L. et al. Multi-biomarker responses in fish (*Jenynsia multidentata*) to assess the impact of pollution in rivers with mixtures of environmental contaminants. **Science of the Total Environment**, v. 595, p. 711-722, 2017.

BASSON, L.; VAN AS, J.G. Trichodinidae and other ciliophorans (Phylum Ciliophora). **Woo PTK. Fish diseases and disorders. 2nd ed. Cab International**, v. 1, p. 154-182, 2006.

BRUSLE, J.; ANADON, G.G. The structure and function of fish liver. **Fish Morphology**, v. 76, p. 545-551, 1996.

BUCHMANN, K., LINDESTROM, T. Interactions between monogenean parasites and their fish hosts. **International Journal for Parasitology**, vol. 32, no. 3, p. 309-319, 2001.

CAMARGO, M.M.P.; MARTINEZ, C.B.R. Histopathology of gills, kidney and liver of a Neotropical fish caged in an urban stream. **Neotropical Ichthyology**, v. 5, n. 3, p. 327-336, 2007.

CIONNA, C. et al. Effects of nonylphenol on juveniles and adults in the grey mullet, *Liza aurata*. **Reproductive Toxicology**, v. 22, n. 3, p. 449-454, 2006.

CORRIERO, A. et al. Increased liver apoptosis and tumor necrosis factor expression in Atlantic bluefin tuna (*Thunnus thynnus*) reared in the

northern Adriatic Sea. **Marine Pollution Bulletin**, v. 71, n. 1-2, p. 23-28, 2013.

DESANTIS, S. et al. Immunohistochemical localization of CYP1A, vitellogenin and Zona radiata proteins in the liver of swordfish (*Xiphias gladius* L.) taken from the Mediterranean Sea, South Atlantic, South Western Indian and Central North Pacific Oceans. **Aquatic Toxicology**, v. 71, n. 1, p. 1-12, 2005.

EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R.M.; PAVANELLI, G.C. **Métodos de estudo e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes**. 2. ed. rev. e ampl. Maringá: EDUEM, 2000. 199 p.

EVANS, D. **The Physiology of Fishes**, second ed. CRC Press, FL, Boca Raton, USA, 592 pp. 1993.

FERGUSON, H.; BJERKAS, E.; EVENSEN, O. **Systemic pathology of fish: a text and atlas of normal tissue responses in teleosts, and their responses in disease**. London: Scotian Press, v. 17, p. 191-214, 2006.

FITZSIMMONS, K. Future trends of tilapia aquaculture in the Americas. **Tilapia Aquaculture in the Americas**, v. 2, p. 252-264, 2000.

FRANÇOZO, M.O.; OLIVEIRA, T.M.N.; RESSEL, K. Análise da presença de metais pesados e sua toxicidade nos sedimentos do Rio Cachoeira – Joinville/SC. 2014. Disponível em: www.abes-rs.org.br/qualidade2014/trabalhos/id1006.pdf

Fundação Instituto de Pesquisa e Planejamento para o Desenvolvimento Sustentável de Joinville (IPPUJ). **Joinville: Cidade em Dados**. (2010 – 2011) 2011.

FONSECA, A.R. et al. From catchment to fish: impact of anthropogenic pressures on gill histopathology. **Science of the Total Environment**, v. 550, p. 972-986, 2016.

GHIRALDELLI, L. et al. Ectoparasites communities from *Oreochromis niloticus* cultivated in the State of Santa Catarina, Brazil. **Journal of Fisheries and Aquatic Sciences**, v.1, n.2, p.181-190, 2006.

GHOSH, M.C.; GHOSH, R.; RAY, A.K. Impact of copper on biomonitoring enzyme ethoxyresorufin-o-deethylase in cultured catfish hepatocytes. **Environmental Research**, v. 86, n. 2, p. 167-173, 2001.

GUERRA-SANTOS, B. et al. Parâmetros hematológicos e alterações histopatológicas em bijupirá (*Rachycentron canadum* Linnaeus, 1766) com amyloodiniose. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 32, n. 11, p. 1184-1190, 2012.

HINTON, D.E. Integrative histopathological effects of environmental stressor on fishes. In: **American Fisheries Society Symposium**. 1990. p. 51-66.

HINTON, D.E. et al. Histopathologic biomarkers. In: Huggett, R. J.; Kimerli, R. A.; Mehrle Jr, P. M.; Bergman, H. L. **Biomarkers biochemical, physiological and histological markers of anthropogenic stress**. Boca Raton: Lewis Publisher. 1992. p. 155-196.

HEATH, A.G. **Water pollution and fish physiology**. CRC press, 1997.

HUGGETT, R.J. **Biomarkers: biochemical, physiological, and histological markers of anthropogenic stress**. CRC Press, 2018.

Instituto Trata Brasil (ITB). **Ranking do saneamento instituto trata brasil. São Paulo. 2018.** Disponível em: www.tratabrasil.org.br/estudos/estudos-itb/itb/ranking-do-saneamento-2018. Último acesso: 15/08/2018

JALALUDEEN, M.D. et al. Histopathology of the gill, liver and kidney tissues of the freshwater fish *Tilapia mossambica* exposed to cadmium sulphate. **International Journal of Advanced Biological Research**, v. 2, n. 4, p. 572-578, 2012.

JERÔNIMO, G.T. et al. Seasonal influence on the hematological parameters in cultured Nile tilapia from southern Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 71, n. 3, p. 719-725, 2011a.

JERÔNIMO, G.T. et al. Métodos para coleta de parasitos de peixes. **Embrapa Amapá-Circular Técnica** 2011b.

JERÔNIMO, G.T.; SPECK, G.M.; MARTINS, M.L. First report of *Enterogyrus cichlidarum* Paperna 1963 (Monogenea: Ancyrocephalidae) on Nile tilapia *Oreochromis niloticus* cultured in Brazil. **Neotropical Helminthology**, v. 4, n. 1, p. 75-80, 2010.

JOBLING, M. Environmental biology of fishes. **London: Chapman & Hall**, p. 455. 1995.

KARLSSON, L. Gill morphology in the zebrafish, *Brachydanio rerio* (Hamilton-Buchanan). **Journal of fish biology**, v. 23, n. 5, p. 511-524, 1983.

KIRCHHOFF, N.T. et al. Effects of the first two months of ranching on the health of southern bluefin tuna *Thunnus maccoyii*. **Aquaculture**, v. 315, n. 3-4, p. 207-212, 2011.

KRITSKY, D.C.; THATCHER, V. E.; BOEGER, W. A. Neotropical Monogenea. 8. Revision of *Urocleidoides* (Dactylogyridae, Ancyrocephalinae). **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, v. 53, n. 1, p. 1-37, 1986.

LAFFERTY, K.D.; KURIS, A.M. How environmental stress affects the impacts of parasites. **Limnology and Oceanography**, v. 44, n. 3 part 2, p. 925-931, 1999.

LINS, J.A.P.N. et al. Uso de peixes como biomarcadores para monitoramento ambiental aquático. **Revista Acadêmica: Ciência Animal**, v. 8, n. 4, p. 469-484, 2010.

LUND, V.X.; FIGUEIRA, M.L.O.A. Criação de tilapias. São Paulo: **Livaria Nobel**, 1989. 63p.

MARTINS, M. L. 1998. Doenças infecciosas e parasitárias de peixes. 2.ed. **Jaboticabal: Funep**, 1998. (Boletim Técnico, n.3)

MARTINS, M.L. et al. Microhabitat preference and seasonality of gill monogeneans in Nile tilapia reared in Southern Brazil. **Neotropical Helminthology**, v. 8, n. 1, p. 47-58, 2014.

MARTINS, M.L. et al. Protozoan infections in farmed fish from Brazil: diagnosis and pathogenesis. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 24, n. 1, p. 1-20, 2015.

MCGAVIN, D.; ZACHARY, J.F. **Bases da patologia em veterinária**. Elsevier Brasil, 2013.

PÁDUA, S.B. et al. Parasitological assessment and host-parasite relationship in farmed cachara catfish fingerlings (*Pseudoplatystoma reticulatum* Eigenmann & Eigenmann 1889), Mato Grosso do Sul, Brazil. **Neotropical Helminthology**, v. 8, n. 1, p. 37-45, 2014.

PANDEY, S. et al. Effects of exposure to multiple trace metals on biochemical, histological and ultrastructural features of gills of a freshwater fish, *Channa punctata* Bloch. **Chemico-Biological Interactions**, v. 174, n. 3, p. 183-192, 2008.

PASSANTINO, L. et al. Liver melanomacrophage centres as indicators of Atlantic bluefin tuna, *Thunnus thynnus* L. well-being. **Journal of Fish Diseases**, v. 37, n. 3, p. 241-250, 2014.

PARENTE, T.; HAUSER-DAVIS, R. The use of fish biomarkers in the evaluation of water pollution. **Pollution and Fish Health in Tropical Ecosystems**, p. 164-181, 2013.

PAVANELLI, G.C.; EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R.M. Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento. 3ed. **Maringá: Eduem**, 2008. 311p.

PAVANELLI, G.C.; TAKEMOTO, R.M.; EIRAS, J.C. Parasitologia de peixes de água doce do Brasil. **Maringá: Eduem**, 2013. 452p.

QUESADA, J.; VIILENA, M.I.; AGULLEIRO, B. Structure of the spleen of the sea bass (*Dicentrarchus labrax*): a light and electron microscopic study. **Journal of Morphology**, v. 206, n. 3, p. 273-281, 1990.

RIBEIRO, J.M.G.; OLIVEIRA, T.M.N. Cartilha Geográfica - Bacias hidrográficas dos rios Cubatão (norte) e cachoeira - Joinville. **Mercado de Comunicação**. 1ª edição. 40p. 2014.

SANCHEZ-RAMIREZ, C.; VIDAL-MARTINEZ, V.M.; AGUIRRE MACEDO; M.L.; RODRIGUEZ-CAMUL, R.P.; GOLD-BOUCHOT, G.; SURES. B.; *Cichlidogyrus sclerosus* (Monogenea: Ancyrocephalinae) and its host the Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*), as bioindicators of chemical pollution. **Journal of Parasitology**, v. 93, p. 1097-1106, 2007.

SANTOS, M.S.D.; FERREIRA CRUZ, C.; PESTANA PEREIRA, D.; COELHO ALVES, L. M.; RUAS DE MORAES, F. Microbiological water quality and gill histopathology of fish from fish farming in Itapecuru-Mirim County, Maranhão State. **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, v 34, n. 2, 2012.

SANTOS, M.A. et al. Parasitic fauna and histopathology of farmed freshwater ornamental fish in Brazil. **Aquaculture**, v. 470, p. 103-109, 2017.

SHOEMAKER, C. A.; KLESIUS, P. H.; EVANS, J. J. Diseases of tilapia with emphasis on economically important pathogens. In: **Proceedings of the 5th International Symposium on tilapia Aquaculture**. 2000.

SILVA, A.G.; MARTINEZ, C.B.R. Morphological changes in the kidney of a fish living in an urban stream. **Environmental Toxicology and Pharmacology**, v. 23, n. 2, p. 185-192, 2007.

STECKERT, L.D., CARDOSO, L., JERÔNIMO, G.T., PÁDUA, S.B., MARTINS, M.L., 2018. Investigation of farmed Nile tilapia health through histopathology. **Aquaculture** 486, 161-169

STRZYZEWSKA, E.; SZAREK, J.; BABINSKA, I. Morphologic evaluation of the gills as a tool in the diagnostics of pathological conditions in fish and pollution in the aquatic environment: a review. **Veterinární Medicína**, v. 61, n. 3, 2016.

SURES, B. Environmental parasitology: relevancy of parasites in monitoring environmental pollution. **Trends in parasitology**, v. 20, n. 4, p. 170-177, 2004.

TAKEMOTO, R.M. et al. Monogenea. In: Pavanelli, G.C.; Takemoto, R.M.; Eiras, J.C. (Org.) Parasitologia de peixes de água doce do Brasil. **Maringá: Eduem**; 2013. p. 273-299

TAVARES-DIAS, M. **Manejo e sanidade de peixes em cultivo**. Macapá: Embrapa Amapá, 2009.

VALLADAO, G.M.R. et al. Trichodina heterodontata (Ciliophora) infestation on Prochilodus lineatus larvae: a host-parasite relationship study. **Parasitology**, v. 141, n. 5, p. 662-669, 2014.

VIARENGO, A. et al. The use of biomarkers in biomonitoring: a 2-tier approach assessing the level of pollutant-induced stress syndrome in sentinel organisms. **Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Toxicology & Pharmacology**, v. 146, n. 3, p. 281-300, 2007.

WALKER, C.H. et al. Principles of Ecotoxicology. London: **Taylor & Francis**, 1996. 321p.

WENDELAAR BONGA, S.E. The stress response in fish. **Physiological Reviews**, v. 77, n. 3, p. 591-625, 1997.

XU, D.-H.; SHOEMAKER, C. A.; KLESIUS, P. H. Evaluation of the link between gyrodactylosis and streptococcosis of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.). **Journal of Fish Diseases**, v. 30, n. 4, p. 233-238, 2007.

ZANOLO, R.; YAMAMURA, M.H. Parasitas in tilapia of Nile in fresh water net-tank system. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 27, n. 2, p. 281-288, 2006.

ZSCHORNACK, T. **Avaliação do impacto da implantação do sistema de esgotamento sanitário na qualidade da água da bacia hidrográfica do rio cachoeira sob a ótica da saúde ambiental**. Joinville. Univille. 2016.