



UNIVERSIDADE FEDERAL DA FRONTEIRA SUL
CAMPUS DE LARANJEIRAS DO SUL
CURSO DE ENGENHARIA DE AQUICULTURA

KATIELE CARDOZO CARRIEL

LEVANTAMENTO DA PRESENÇA DE *LERNAEA* SPP.
(*LERNAEOIDEA*:*LERNAEIDAE*) EM PISCICULTURAS DA ASSOCIAÇÃO DE
PRODUTORES DE PEIXES DE LARANJEIRAS DO SUL-PR (PEIXELAR).

LARANJEIRAS DO SUL.

2014

KATIELE CARDOZO CARRIEL

**LEVANTAMENTO DA PRESENÇA DE *LERNAEA* SPP.
(*LERNAEOIDEA*:*LERNAEIDAE*) EM PISCICULTURAS DA ASSOCIAÇÃO DE
PRODUTORES DE PEIXES DE LARANJEIRAS DO SUL-PR (PEIXELAR).**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao curso de Engenharia de Aquicultura da Universidade Federal da Fronteira Sul – UFFS, como requisito para obtenção do título de Engenheira de Aquicultura.
Orientador: Prof. MsC. Carlos José Raupp Ramos.

LARANJEIRAS DO SUL.

2014

KATIELE CARDOZO CARRIEL

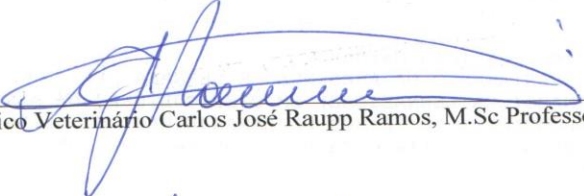
**LEVANTAMENTO DA PRESENÇA DE *LERNAEA* SPP.
(*LERNAEOIDEA*:*LERNAEIDAE*) EM PISCICULTURAS DA ASSOCIAÇÃO DE
PRODUTORES DE PEIXE DE LARANJEIRAS DO SUL-PR (PEIXELAR).**

Trabalho de conclusão de curso de graduação apresentado como requisito para obtenção de grau de Bacharel em Engenharia de Aquicultura da Universidade Federal da Fronteira Sul.

Orientador: Prof. M.Sc. Carlos José Raupp Ramos.

Esse trabalho de conclusão de curso foi defendido e aprovado pela banca em: 15/12/2014

BANCA EXAMINADORA


Médico Veterinário Carlos José Raupp Ramos, M.Sc Professor na UFFS


Eng. Alexandre Manoel dos Santos, M.Sc. Professor na UFFS


Bióloga Silvia Romão, Dra. Professora na UFFS

Dedico esse trabalho a Mari, Kami e Mario, o
melhor da minha vida.

AGRADECIMENTOS

Agradeço à Deus por estar concluindo essa fase importante da minha vida.

À minha família, Mario, Mari e Kami por me apoiarem cada dia, principalmente nos momentos difíceis, o meu caloroso obrigado.

À minha mãe pelo esforço dedicado a mim e pelo incentivo.

Ao professor orientador Carlos José Raupp Ramos pela orientação, pelas oportunidades, revisões e ensinamentos.

À equipe do projeto de extensão “Identificação e Organização do Sistema Produtivo de Piscicultores da Região de Laranjeiras do Sul: Aspectos Associados ao Manejo, Monitoramento Ambiental, Controle Sanitário e Controle do Sistema de Produção”, pela oportunidade de desenvolver práticas tão necessárias para o complemento da teoria adquirida no decorrer do curso.

À professora Silvia Romão pela oportunidade de desenvolver esse trabalho junto ao projeto e por todos os ensinamentos.

Aos colegas do curso de Engenharia de Aquicultura Rubens, Helton, João, Cristian, Henrique e Antônio, que participaram diretamente desse trabalho através do auxílio para coleta de peixes para análise.

À Amábile, Médica Veterinária da Prefeitura Municipal de Laranjeiras do Sul, que me acompanhou em todas as visitas para esse levantamento.

À Prefeitura Municipal de Laranjeiras do Sul por disponibilizar os funcionários e transporte para esse trabalho.

Aos professores do curso de Engenharia de Aquicultura pelos ensinamentos dedicados a nós graduandos durante esses cinco anos de convivência.

À minha grande amiga Mariane pela amizade, companheirismo e apoio.

Aos amigos do curso de Engenharia de Aquicultura pelo convívio, apoio e incentivo.

RESUMO

A *Lernaea* spp., é um copépode parasita de peixes, nativo da Europa Ocidental e Ásia, que tem causado prejuízos econômicos em pisciculturas do Brasil. A patogenia causada por *Lernaea* spp. cursa com perda de peso, lesões ulcerativas que dão lugar a necrose e, muitas vezes infecção bacteriana ou micótica secundárias, tornando difícil a comercialização dos animais. O objetivo desse trabalho foi realizar um levantamento sobre a presença de *Lernaea* spp. em ambientes de cultivo de propriedades vinculadas a Associação de Produtores de Peixe de Laranjeiras do Sul – PR (PEIXELAR). O trabalho foi realizado em conjunto com o projeto de extensão “Identificação e Organização do Sistema Produtivo de Piscicultores da Região de Laranjeiras do Sul: Aspectos Associados ao Manejo, Monitoramento Ambiental, Controle Sanitário e Controle do Sistema de Produção” da Universidade Federal da Fronteira Sul – UFFS, com a Secretaria de Agricultura de Laranjeiras do Sul. Foram realizadas visitas em 43 propriedades associadas à PEIXELAR. Em cada propriedade foram coletadas amostras de peixes de metade dos viveiros, escolhidos aleatoriamente. Foram feitas tentativas de captura dos mesmos, com auxílio de tarrafa, onde dez peixes de cada viveiro foram selecionados, entretanto, quando os peixes não eram capturados em dez tentativas encerrou-se a coleta no viveiro. De um total de 43 propriedades visitadas foram capturados peixes em 39, sendo diagnosticadas 8 propriedades com presença de *Lernaea* spp. em peixes de cultivo, o que representa 21% das 39 propriedades. Em 6 propriedades, o diagnóstico foi dado como suspeito, pois cinco deles relataram ter passado por problemas sanitários com características de *Lernaea* spp. e um dos seis suspeitos utilizava a captação de água de um vizinho que possui *Lernaea* spp. instalada no cultivo. Foram consideradas negativas quanto a presença do parasito 25 propriedades. A *Lernaea* spp. pode dispersar-se sem controle, portanto a participação do projeto de extensão juntamente com a secretaria de agricultura e a PEIXELAR foi de fundamental importância no desenvolvimento desse trabalho, pois a partir desse resultado, tais organizações podem discutir e implementar normas que visem a prevenção da dispersão da *Lernaea* spp.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Fêmea de <i>L. cyprinacea</i>	14
Figura 2 – Morfologia da <i>Lernaea</i> spp.	15
Figura 3 – Fêmea adulta <i>in situ</i>	16
Figura 4 – Ciclo de vida de <i>L. cyprinacea</i>	17
Figura 5 – <i>Lernaea</i> spp., inserida da nadadeira caudal de <i>C. carpio</i>	19
Figura 6 - Mapa de Laranjeiras do Sul ilustrando com um retângulo as sete regiões e em círculos as 43 propriedades visitadas.	29
Figura 7 – Fluxograma da metodologia de análise.	30
Figura 8 - Análise a campo.	31
Figura 9 - Análise visual minuciosa a campo.	31
Figura 10 - Série alcóolica de fragmentos de tecido com <i>Lernaea</i> spp.	33
Figura 11 – Fluxograma da série alcoólica de fragmentos fixados em formalina por 24 horas.	33
Figura 12 – Montagem de blocos em parafina.	34
Figura 13 – Processamento histológico.	34
Figura 14 – Fluxograma processo de coloração.	34
Figura 15 - Mapa do município de Laranjeiras do Sul identificando regiões positivas e suspeitas quanto a presença de <i>Lernaea</i> spp.	37
Figura 16 - Animais parasitados com <i>Lernaea</i> spp.	39
Figura 17 – Quadro das análises de sete espécies de peixes analisadas no laboratório de aquicultura para presença de <i>Lernaea</i> spp.	40
Figura 18 - <i>Lernaea</i> spp. preservadas em álcool 70% visualizadas em estereomicroscópio. ...	42
Figura 19 – Histologia de <i>R. quelen</i> parasitada com <i>Lernaea</i> spp. e com presença de células produtoras de muco.	43
Figura 20 - Brânquia de <i>R. quelen</i> parasitadas por <i>Lernaea</i> spp.	44
Figura 21 – Epiderme de <i>R. quelen</i> não parasitada por <i>Lernaea</i> spp.	44
Figura 22 - Tecido de <i>R. quelen</i> parasitado por <i>Lernaea</i> spp.	45
Figura 23- Tecido epitelial (E) do tegumento de <i>R. quelen</i> com desestruturação celular e infiltração leucocitária causada pela inserção de <i>Lernaea</i> spp.	46
Figura 24 - Tecido epitelial (E) do tegumento de <i>R. quelen</i> com desestruturação celular e infiltração leucocitária causada pela inserção de <i>Lernaea</i> spp.	46
Figura 25 – Neovascularização e hemorragia no epitélio de <i>R. quelen</i> causada pela inserção de <i>Lernaea</i> spp.	47

LISTA DE GRÁFICOS

- Gráfico 1- Percentual de propriedades identificadas como negativas, positivas e suspeitas quanto a presença de *Lernaea* spp. em pisciculturas associadas a PEIXELAR – PR.....36
- Gráfico 2- Média de viveiros com produtividade nas regiões II, III e VII onde foram detectadas *Lernaea* spp.....38

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	9
1.1 OBJETIVO	11
1.1.1 Objetivo geral	11
2 CRUSTÁCEOS; COPÉPODES; <i>LERNAEA SPP.</i>	13
2.1 MORFOLOGIA E CICLO DE VIDA DA <i>LERNAEA SPP.</i>	14
2.2 EFEITOS PATOGÊNICOS	18
2.3 DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA	20
2.3.1 A <i>Lernaea</i> spp. no mundo	20
2.3.2 A <i>Lernaea</i> spp. no Brasil	21
2.4 TRANSMISSÃO	22
2.5 DIAGNÓSTICO	22
2.6 PROFILAXIA E TRATAMENTOS	22
2.7 HISTOPATOLOGIA	26
3 MATERIAIS E MÉTODOS	28
3.1 VISITAS À CAMPO	28
3.2 PROCESSAMENTO HISTOLÓGICO	32
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	36
4.1 PRESENÇA DE <i>LERNAEA SPP.</i> NAS PROPRIEDADES DA PEIXELAR	36
4.2 RESULTADOS HISTOLÓGICOS	42
4.2.1 Cortes histológicos de brânquias	42
4.2.2 Estrutura histológica do tegumento de <i>R. quelen.</i>	44
5 CONSIDERAÇÕES FINAIS	49
REFERÊNCIAS	50
ANEXO 1	56

INTRODUÇÃO

A aquicultura apresentou um desenvolvimento crescente nas últimas décadas. De acordo com a FAO (2014a) a aquicultura no Brasil tem melhorado sua classificação no mercado mundial de produção de pescados de forma significativa. Em 2010 o Brasil ocupou a 17^a (décima sétima) posição no ranking mundial de produção de pescados cultivados (BRASIL, 2011). Em 2012 de acordo com a FAO (2014a), a piscicultura brasileira produziu 707.461 toneladas de peixes, representando 22,2% do total produzido no Continente Americano, ocupando a 12^a (décima segunda) posição no ranking mundial de produção. Segundo levantamentos preliminares do Ministério da Pesca e Aquicultura (MPA), em 2013 o Brasil produziu aproximadamente 2 milhões de toneladas de pescado, sendo 40 % cultivados (BRASIL, 2013). A análise da produção nacional de pescado por Unidade da Federação para o ano de 2011 demonstrou que o Estado do Paraná é o maior produtor de pescado continental do Brasil, com 73.831,1t., seguido pelos estados de Santa Catarina com 53.641,8t. e o Mato Grosso com 48.748,3t. (BRASIL, 2011). Segundo o Instituto Paranaense de Assistência Técnica e Extensão Rural (EMATER), a produção piscícola se concentra no oeste do estado, em viveiros e tanques-rede, onde a espécie tilápia (*Oreochromis niloticus*) representa 84% da produção seguido pelo pacu (*Piaractus mesopotamicus*) 12% e por demais espécies 4% (EMATER, 2014).

Diante do atual crescimento da produção aquícola, tem se observado um maior interesse dos produtores em evitar prejuízos causados por problemas sanitários no cultivo, pois estes acarretam significativas perdas na produção, representado por problemas de desenvolvimento, desnutrição, retardo do crescimento e até morte dos animais. Takemoto (2004) afirma que o estudo das patologias causadas pelos patógenos é importante, pois uma das características do parasitismo é o fato de causar doenças e perdas econômicas. Luque (2004) ressalta que o estudo de Ictioparasitologia, tem sido de certa forma, recentemente incluído nos cursos de pós-graduação em Ciências Veterinárias e pouca menção é feita nos respectivos cursos de graduação. No Brasil existem poucos profissionais trabalhando no campo da Parasitologia e Patologia de Peixes, os quais, dificilmente podem atender a demanda (ONAKA, 2009).

O desconhecimento de técnicas adequadas para cultivos intensivos, assim como a ausência do controle sanitário em piscicultura, pode ser responsável pela disseminação de vários agentes causadores de enfermidades que podem ocasionar estresse aos animais,

redução do crescimento, altas taxas de mortalidade, aumento dos custos da produção e até limitações na comercialização. Os peixes de cativeiro estão sempre sujeitos aos ataques de agentes causadores de doenças e de predadores, que quando não são combatidos a tempo causam grandes estragos podendo colocar em risco toda a produção (MARDINI e MARDINI, 2000). De acordo com Moraes e Martins (2004), crustáceos copépodos causam sérios problemas para cultivos de peixes e comprometem também os peixes silvestres. Segundo Boeger (1999) dentre os parasitos mais comuns, a *Lernaea* spp. é a mais conhecida, devido a seu tamanho e danos que causam à piscicultura.

Na região centro oeste do Paraná está localizada Laranjeiras do Sul, o município possui uma associação de produtores de peixes fundada em 2013 chamada Associação de Produtores de Peixe de Laranjeiras do Sul – PR (PEIXELAR), que conta atualmente com 63 associados. O curso de Engenharia de Aquicultura da Universidade Federal da Fronteira Sul instituiu o projeto de extensão “Identificação e Organização do Sistema Produtivo de Piscicultores da Região de Laranjeiras do Sul: Aspectos Associados ao Manejo, Monitoramento Ambiental, Controle Sanitário e Controle do Sistema de Produção” que tem atuado em 2014 com o acompanhamento de quatro propriedades que possuem cultivos de peixes com finalidade comercial de forma não sistematizada. Em seu subprojeto “Controle Sanitário” foi verificada a presença de *Lernaea* spp. em três propriedades das quatro trabalhadas no projeto. A PEIXELAR demonstrou a intenção de desenvolver a produção de peixes em escala comercial em suas propriedades. Nesse contexto, surgiu a necessidade de um levantamento acerca da presença de *Lernaea* spp. em pisciculturas da PEIXELAR em conjunto com a secretaria de agricultura de Laranjeiras do Sul.

A *Lernaea* spp. É um copépode parasita mais conhecido em pisciculturas do Brasil (MARTINS, 2004), tem causado grandes prejuízos econômicos aos produtores, pois fixa-se normalmente na base das nadadeiras, tegumento e brânquias, causando patologias que atrapalham o desenvolvimento do animal podendo leva-lo a morte. Neste cenário “[...] a histopatologia pode ser considerada uma ferramenta sensível para detecção dos efeitos produzidos por agentes externos pois traduz a lesão integrada em função da duração e intensidade da exposição sofrida e a capacidade adaptativa de um determinado tecido (FERREIRA, 2004 p. 277). Portanto, a histopatologia é uma excelente ferramenta de monitoramento e diagnóstico de alterações nos tecidos dos peixes, bem como de suas possíveis correlações com o desempenho zootécnico. A brânquia é um órgão de vital importância para peixes, pois exerce várias funções entre elas trocas gasosas. A histologia de brânquias e epiderme podem servir de indicadores da inflamação causada pelo parasita.

Fazer um levantamento sobre a ocorrência de *Lernaea* spp. em cultivos de peixes da PEIXELAR em parceria com a secretaria de agricultura de Laranjeiras do Sul pode contribuir com um diagnóstico situacional do parasito na região, assim como no desenvolvimento da associação, através de um levantamento da presença do parasito, seu controle sanitário e formas de prevenção e formação de um banco de dados que possa fomentar a profilaxia e o controle sanitário na região.

1.1 OBJETIVO

Realização de um diagnóstico situacional em propriedades vinculadas à Associação de Produtores de Peixe de Laranjeiras do Sul – PR (PEIXELAR) em parceria com a prefeitura municipal de Laranjeiras do Sul, para detectar a ocorrência do parasita *Lernaea* spp. em peixes de cultivo.

1.1.1 Objetivo geral

Realizar um levantamento através de visitas para análise à campo e laboratoriais relacionadas a presença de *Lernaea* spp. em ambientes de cultivo de propriedades associadas a Associação de Produtores de Peixes de Laranjeiras do Sul – PR (PEIXELAR).

1.1.1.1 Objetivos específicos

- Identificar propriedades apresentam problemas sanitários com *Lernaea* spp.;
- Preparar cortes histológicos do tecido animal parasitado com *Lernaea* spp.;
- Analisar a reação inflamatória e tecidual causada na área de inserção do parasita *Lernaea* spp.

2 CRUSTÁCEOS; COPÉPODES; *LERNAEA* SPP.

Os crustáceos constituem um grupo diversificados de animais no qual se verificam acentuadas variações morfofisiológicas que proporcionam uma diversa ocupação de habitats e modos de vida (LIMA, 2013). Os crustáceos parasitas são organismos altamente modificados cujos apêndices orais e natatórios tem se transformado em potentes órgãos de fixação ao hospedeiro, com as consequentes repercussões patogênicas (LUQUE, 2004). Existe uma grande quantidade de crustáceos parasitos de peixes de água doce, marinha e salobra, sendo todos ectoparasitas, mesmo que sua localização não seja visível exteriormente (EIRAS; TAKEMOTO e PAVANELLI, 2006). Frequentemente são visíveis a olho nu, quando não são visíveis exteriormente, ficam encistados. Conforme os mesmos autores podem ocorrer pequenas bolsas localizadas por baixo do tegumento estando em contato com o exterior por um pequeno poro.

De acordo com Moraes e Martins (2004), a parasitose por crustáceos pode ser a causa da morte de alevinos e adultos em pisciculturas, tanto por serem vetores de doenças de etiologia viral, quanto por transmitirem hemoparasitos de peixes. Os principais grupos que compreendem parasitos crustáceos são os Copépoda, Branchiúria e Isópoda (EIRAS; TAKEMOTO e PAVANELLI, 2006).

Dentre o grupo dos crustáceos, os copépodes apresentam maior número de representantes (MARTINS, 2004). Moraes e Martins (2004), afirmam que existem cerca de 10.000 copépodos de vida livre e cerca de 1700 parasitos de peixes de água doce e salgada. Os copépodes fazem parte do zooplâncton e são utilizados por muitos peixes como alimento. Lima (2013) afirma que um grande fator que contribui para a diversidade morfológica de copépodes parasitas é adaptação das espécies, desenvolvida a partir da necessidade de fixar-se no hospedeiro e assegurar a posição neste. Em seu ciclo de vida “[...] ocorre uma fase livre constituída por uma forma infestante (TAKEMOTO, 2004, p.190). Eiras, Takemoto e Pavanelli (2006) descrevem que as formas parasitárias podem ser constituídas pelos adultos e algumas formas larvais, podendo estar fixos através de órgãos de fixação mais ou menos elaborados, ou ter alguma capacidade de movimentar-se à superfície do hospedeiro.

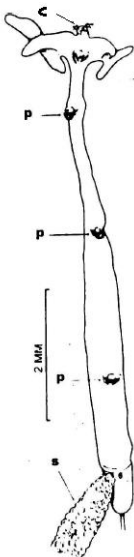
Dentro dos copépodes pertencentes à família Lernaidae, parasitos do gênero *Lernaea* são considerados bastante patogênicos para peixes de água doce sob o ponto de vista da pesca e da piscicultura (VALENTIM, 2003). Os Lerneideos ou Lerneidos, compreendem a oitava ordem dos crustáceos, cujos indivíduos vivem parasitando (CANTO e VALDEZ, 1864).

A *Lernaea* spp. é o parasita copépode mais conhecido em pisciculturas do Brasil (TAKEMOTO, 2004). A diferenciação entre as espécies do gênero *Lernaea* é baseado principalmente na morfologia do órgão de fixação (FAO, 2014b). Atualmente os estudos ocorrem com mais frequência com *L. cyprinacea* (Linnaeus, 1758).

2.1 MORFOLOGIA E CICLO DE VIDA DA *LERNAEA* SPP.

A *Lernaea* spp. pertence à classe Crustacea, subclasse Copepoda, Ordem Lernaeoidea, Família Lernaeidae, gênero *Lernaea* (PIZZOLATTI, 2000), é nativa da Europa oriental e Ásia, (KABATA, 1981). Possui simetria bilateral, corpo segmentado, provido de apêndices articulados e cobertos por uma cutícula de quitina rígida ou semi-rígida (BOEGER, 1999). Ambos os sexos de *Lernaea* spp. costumam se abrigar nas brânquias sem parasitismo até que a fecundação ocorra, para em seguida a fêmea passe a parasitar e o macho morre (FAO, 2011). Boeger (1999) descreve a *Lernaea* spp. (Figura 1) com a cabeça (local onde se localizam os órgãos dos sentidos e a boca) bastante reduzida comparada ao restante do corpo (c). O corpo é tubular. As pernas (p) estão distribuídas ao longo do tronco e o poro genital ocorre pareado na porção posterior do animal. As fêmeas apresentam frequentemente dois sacos de ovos alongados (f) fixos aos poros genitais.

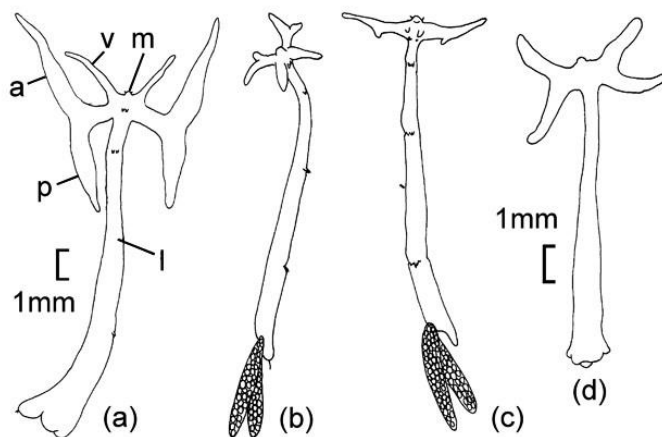
Figura 1 – Fêmea de *L. cyprinacea*.



Fonte: BOEGER (1999).

As fêmeas parasitas da família Lernaeidae são maiores quando comparadas com espécies de outras famílias (LIMA, 2013). A mesma autora relata que a porção após a cabeça é modificada, em forma de âncora, órgão utilizado para fixação do parasita ao corpo do peixe (Figura 2). A modificação da região cefálica, chamada de âncora pode fixar-se em qualquer região do tegumento do hospedeiro, mas pode existir uma preferência de fixação próximo a base das nadadeiras.

Figura 2 – Morfologia da *Lernaea* spp.



Fonte: MOREIRA, (2001).

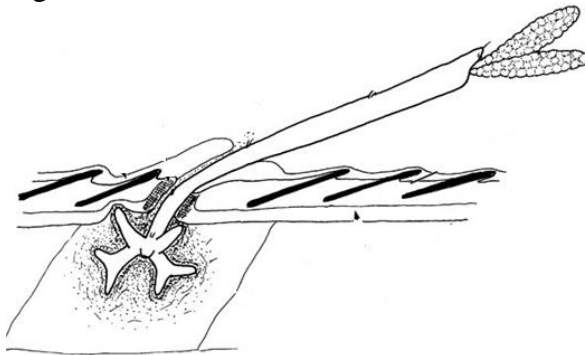
Legenda: (A) e (B) *L. cyprinacea*, (C); *L. polymorpha*, (D); *L. cruciata*; (a) processo anterior do corno dorsal, (i) três pares de patas, (m) boca, (p) processo posterior do corno dorsal, e (v) corno ventral.

São parasitos fixos, como acontece com muitos outros copepodes, com uma parte dentro dos tecidos dos hospedeiros e a outra fazendo saliência para o exterior. No hospedeiro podem localizar-se na superfície corporal, brânquias, boca, nadadeira e, em alguns casos em órgãos internos (MORAES e MARTINS, 2004) e olhos e narinas (BOEGER, 1999). As fêmeas adultas podem ser vistas a olho nu e os copepoditos podem ser vistos ao microscópio. As formas imaturas passam por vários estágios de desenvolvimento, sendo que as fases planctônicas transformam-se em copepoditos, quando tem início a vida parasitária, fixando-se na pele ou brânquias do hospedeiro. A cópula ocorre a partir da fase de copepodito IV, onde o macho fecunda a fêmea morrendo em seguida (MORAES e MARTINS, 2004).

A reprodução desses organismos é sexual. Em seu ciclo de vida as fêmeas planctônicas após cópula, fixam-se ao hospedeiro definitivo (AVENANT-OLDEWAGE, 2011) e sofrem metamorfose, quando tem início o crescimento dos processos cefálicos junto ao epitélio da superfície corporal ou brânquias do animal parasitado (MORAES e MARTINS, 2004; LIMA, 2013). A fêmea adulta possui um cefalotórax semiesférico pequeno que contém

a boca. Ao lado apresenta um órgão de fixação bem desenvolvido, consistindo de um processo dorsal bifurcado e um processo ventral simples (MOREIRA, 2001). No local de fixação do parasita, o órgão de fixação e parte do tronco penetram no hospedeiro, enquanto a maioria do tronco e o abdômen se projetam na água (Figura 3). A fixação é necessária para que possa ser completado o ciclo de desenvolvimento da espécie e a fêmea possa liberar os ovos. Os ovos são liberados no meio aquático, dos quais nascem larvas de vida livre denominadas náupilos, que chegam a vida adulta sem parasitar nenhum peixe (FAO, 2011).

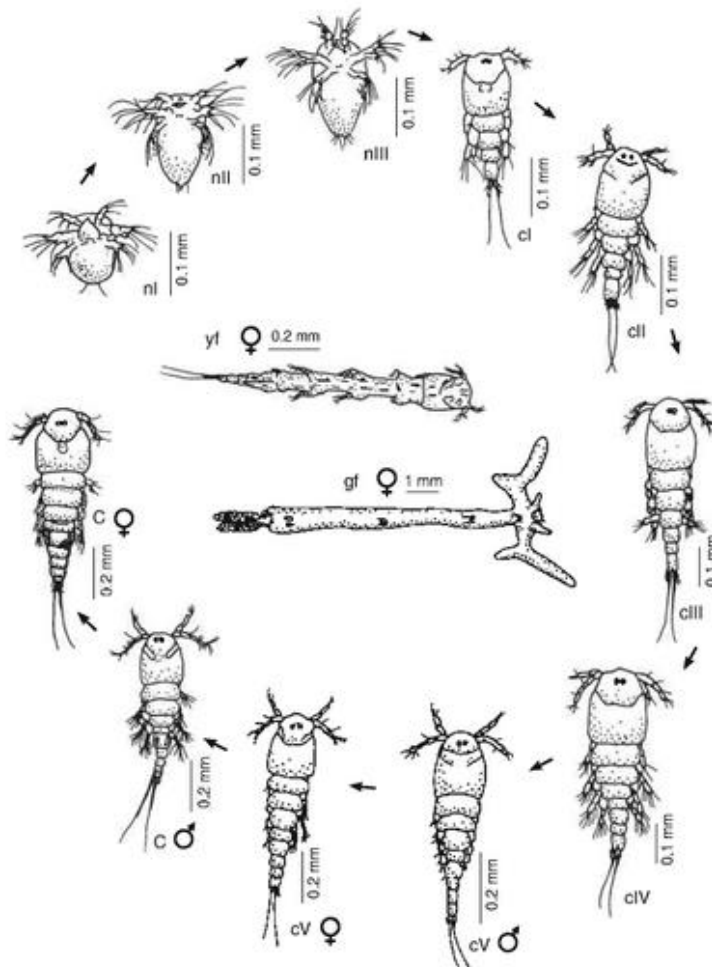
Figura 3 – Fêmea adulta *in situ*.



Fonte: CABI, (2012) apud Robert JG Lester & Craig Hayward.

Avenant-Oldewage (2011), descreve que para o ciclo de desenvolvimento de *L. cyprinacea* ocorrem três estágios de náupilos, cinco estágios de copepoditos, dos quais o último estágio da origem a ciclopóides machos e fêmea (Figura 4). A *Lernaea* spp. possui incidência maior no verão, pois de acordo com Moraes e Martins (2004) não se reproduz em temperaturas inferiores a 14°C, mas acima de 25°C pode produzir milhares de larvas por cerca de 2 a 16 semanas. Moreira (2001) relata que a temperatura ótima varia de 26°C a 28°C, dessa forma em climas temperados o parasita é comum no final do verão. Naturalmente ocorrem mais em ambientes lênticos do que lóticos. Em pesquisa realizada por Mahmoud e Hermiz (1973) foi demonstrado que a primeira fase de copepodito apareceu 3 a 4 dias após a eclosão e o ciclo de vida do ovo ao adulto maduro foi concluído em 13 a 14 dias a 22°C a 25°C.

Figura 4 – Ciclo de vida de *L. cyprinacea*.



Fonte: Avenant-Oldewage (2011).

Os estágios de náupilos são de natação livre sem alimentação. Copepoditos de ambos os sexos são frequentemente encontrados nas brânquias dos hospedeiros e aparentemente se alimentam de tecidos dérmicos e epidérmicos. A alimentação da fêmea metamorfoseada ocorre através de eritrócitos gerados pelos danos da fixação das ancoras provenientes da metamorfose da região cefálica que são incorporadas suavemente no tecido do hospedeiro (MOREIRA, 2001). Esse processo é reforçado pela secreção de enzimas digestivas. Em tilápia os copepoditos são achados principalmente na cavidade bucal. O desenvolvimento desse parasita é muito influenciado pela temperatura. Ainda, segundo Moreira (2001), a 20°C o náupilo demora sete dias para transformar-se em copepodito, e abaixo desta temperatura cessa seu desenvolvimento. O ciclo de vida depende da temperatura da água podendo durar 100 dias a 14°C, 20 dias a 24°C e de 7 a 13 dias a 28°C podendo ocorrer até dez gerações em 1 ano (PIZZOLATTI, 2000). De acordo com a FAO (2014b), a parasita fêmea desenvolve em três fases:

[...] parasita bebê, ao qual lembra um fio de cabelo branco e fino e não possui sacos ovíferos, a segunda fase é de um parasita maduro; possui cor branca com intestino visível e um par de sacos ovíferos verdes próximo ao poro genital e na terceira fase, parasita velho que apresenta coloração turva e consistência macia, comumente é acompanhado por muitos protozoários como por exemplo *Epistylis* sp. e morrem rapidamente se estiverem fora do animal.

Em tilápia os parasitas *Lernaea* spp., são encontrados principalmente na cavidade bucal, e em trutas podem causar cegueiras (PIZZOLATTI, 2000).

Dos copépodes conhecidos no Brasil, a espécie mais estudada nos últimos anos é sem dúvida *L. cyprinacea* (Linnaeus, 1758), (GABRIELLI e ORSI, 2000). Lima (2013, p. 392) descreveu uma lista de peixes de água doce do Brasil hospedeiros de *L. cyprinacea* até o ano de 2012, sendo eles: “[...] *Astyanax bimaculatus*, *Colossoma macropomum*, *Ctenopharyngodon idella*, *Cyprinus carpio carpio*, *Franciscodoras marmoratus*, *Hoplias malabaricus*, *Leporinus macrocephalus*, *Leporinus* sp., *Oreochromis niloticus niloticus*, *Pachyurus squamipennis*, *Piaractus mesopotamicus*, *Pimelodus blochii*, *Poecilia sphenops*, *Prochilodus brevis*, *Rhandia sapo*, *Schizodon intermedius* e *Xiphophorus maculatus*.

2.2 EFEITOS PATOGÊNICOS

Os peixes sobreviventes da parasitose por *Lernaea* spp. apresentam lesões tegumentares resultantes da fixação, que podem sofrer ataques secundários por fungos e bactérias. Peixes com infestações maciças apresentam natação errática chocando-se contra as paredes do tanque, sobem a superfície da água e se aglomeram nos vertedouros (MORAES e MARTINS, 2004). Os animais parasitados mostram-se apáticos, com anorexia e hemorragias puntiformes no corpo, perdem o senso da direção e sobem a superfície formando aglomerados (LUQUE, 2004). Segundo Lima (2013), os animais afetados podem ter perda de equilíbrio, natação errática e letárgica, diminuição do apetite ou interrupção da alimentação entre outros sinais clínicos. Segundo FAO (2011), os peixes parasitados tornam-se desnutridos e enfraquecidos, apresentando movimentos natatórios rápidos, se chocam sobre a superfície do substrato que se encontram no viveiro afim de desprender o parasita. Gabrielli e Orsi (2000) descrevem que os principais danos causados pelo parasito nos peixes parece ser nas brânquias provocando hemorragias e necroses, com consequente diminuição da eficiência respiratória.

As fêmeas pós-metamórficas de *Perulernaea gamitanae* provavelmente podem produzir uma anemia primária em peixes (LIMA, 2013). Os copepoditos de *L. cyprinacea* geralmente estão fixados nas brânquias dos peixes, especialmente ciprinídeos e outras espécies (MOREIRA, 2001). Pizzolatti (2000) cita que posteriormente os copepoditos se fixarão e desenvolverão no corpo do hospedeiro. No local de fixação, observa-se aumento da secreção de muco, inflamação, zonas hemorrágicas e ulceradas (Figura 5).

Figura 5 – *Lernaea* spp., inserida da nadadeira caudal de *C. carpio*.



Fonte: CARRIEL, (2014).

De acordo com Lima (2013), em hospedeiros de pequeno porte, os órgãos internos podem ser afetados, e Conroy e Conroy (2004) relatam que as lesões causadas por *Lernaea* spp. tornam difícil a comercialização dos animais.

2.3 DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

A *L. cyprinacea* tem distribuição mundial, normalmente em *Carassius carassius*, embora tenha sido relatada parasitando outras 45 espécies (CABI, 2012). De acordo com a FAO (2014b), as três espécies do gênero *Lernaea* mais prevalentes são *L. polymorpha*, *L. cyprinacea*, *L. ctenopharyngodontis*.

2.3.1 A *Lernaea* spp. no mundo

A *Lernaea* spp. foi amplamente distribuída com a translocação global das carpas, e agora está registrada em 45 espécies de ciprinídeos, bem como outras ordens de peixes como os siluriformes (LIO-PO e SUSAN LIN, 2002). Na Ásia, Europa, América do Norte e Oceania, esse copépodo tem causado danos significativos e intensivos (VALENTIM, 2003).

De acordo com a FAO (2014b), a *Lernaea cyprinacea* é uma espécie oportunista que afeta peixes de diversas famílias e é amplamente distribuída na Eurásia, América do Norte e África do Sul, principalmente via translocação de ciprinídeos para consumo e ornamentais. A *L. cyprinacea* se distribuiu em países como Índia, Nepal, Bangladesh, Tailândia, Malásia, Vietnam, China e Japão (LIO-PO e SUSAN LIN, 2002). A lerneose é generalizada nas províncias de Guangdong, Guangxi e Fujian, China, de acordo com a FAO (2014b) nessas áreas a incidência é alta, a intensidade é grande e a temporada de prevalência é alta. Exemplos de *Lernaea* spp., também estão infectando peixes da Europa Central, América do Norte e Austrália (AMINA, 2009). De acordo com o CABI (2001), a *L. cyprinacea* está presente na Ásia (China, Índia, Filipinas e Tailândia), no continente Africano: Egito; na América do Norte: (Canadá e EUA); na América do Sul: Brasil, e na Europa: (Bulgária, Itália, Federação Russa e Jugoslávia - Sérvia e Montenegro). Espécimes de *Lernaea* spp. foram encontrados na bacia do rio Mashkid, Iran (MALEKZEHI, 2014). *Lernaea* spp. e *Opistholernaea* spp.; os lerneídeos *L. cyprinacea*, *L. hargini*, *L. tilapiae*, y *Opistholernaea* são relatados em diversas espécies de tilápia na África e em Israel (CONROY e CONROY, 2004).

2.3.2 A *Lernaea* spp. no Brasil

A espécie mais conhecida da família Lernaeidae, a *L. cyprinacea* foi introduzida no Brasil junto com a importação de carpas húngaras, onde disseminou-se no ambiente aquático Brasileiro a partir das criações de peixes por volta de 1984 (LIMA, 2013; CEPAN, 2011; LIMA, 2007; LUQUE, 2004; MORAES e MARTINS, 2004; MARTINS, 2004; GABRIELLI e ORSI, 2000).

A *Lernaea* spp. é encontrada em diversas bacias hidrográficas, apresenta baixa especificidade parasitária, podendo ocorrer em espécies nativas ou exóticas de peixes e até mesmo em girinos e rãs (LIMA, 2013). Apesar desses parasitos terem sido introduzidos no Brasil parasitando carpas, existe a possibilidade de estarem parasitando peixes nativos dos rios Brasileiros (GABRIELLI e ORSI, 2000). Escapes acidentais de peixes de cultivo podem viabilizar a disseminação de patógenos e parasitos para o ambiente natural. De acordo Orsi e Agostinho (1999), que estudaram o escape acidental de peixes de cultivos em rios da Bacia do Rio Paraná, concluíram através de levantamento em 38 pisciculturas atingidas por cheias entre janeiro e fevereiro de 1997, que 1.292.000 indivíduos dispersaram-se em rios da região.

No Sul do Brasil, Valentim (2003), na primeira pesquisa Brasileira que comparou protocolos para extração de DNA de *Lernaea* spp., constatou que exemplares de piraputangas (*Brycon* sp.) cultivados no município de Cornélio Procópio, no estado do Paraná, se apresentavam naturalmente infestados pelo parasita. No nordeste do Rio Grande do Sul um estudo relatou o parasitismo por *L. cyprinacea* em *Astianax bimaculatus* provenientes de ambiente natural na cidade de Antônio Prado, em de 20 peixes analisados, cada um apresentava de 12 a 39 parasitas (GALLIO, SILVA E MONTEIRO, 2007).

Em estudo realizado por Magalhães (2006), detectou-se pela primeira vez a presença de lerneose no caracádeo nativo *A. bimaculatus* do riacho Santo Antônio, bacia do Rio Paraíba do Sul, estado de Minas Gerais, sudeste Brasileiro. O mesmo autor acredita que o parasita surgiu do intenso cultivo de peixes de aquário, no maior polo de peixes ornamentais do Brasil. Na mesma região do Brasil, um levantamento de parasitos realizados em piabanhas gênero *Brycon*, provenientes de pisciculturas do norte fluminense do estado do Rio de Janeiro, detectou copépodes do gênero *Lernaea* spp., com prevalência de 31,7 % nos peixes analisados (FERNANDES et al, 2006). Tavares-Dias et al. (2001), analisou a fauna parasitária de 433 espécimes de teleosteos oriundos de “pesque-pagues”, no município de Franca, São Paulo, no período de abril de 1998 e março de 1999, e *L. cyprinacea* apresentou uma carga parasitária

de 2,1% em *P. mesopotamicus*, 15,3% em Tambacu (*C. macropomum* (fêmea) x *P. mesopotamicus* (macho)).

No nordeste do país, Assis, Cavalcante e Brito (2014) analisaram o risco de invasão de invertebrados não comerciais utilizando quatro lojas de aquários de Aracaju, os autores registraram *L. cyprinacea* em todas os estabelecimentos parasitando “peixe-japoneses” *C. auratus*; “cascudo” *hypostomus* sp.; “molinesia negra” *P. sphenops*; “guppy” *P. reticulata* e “Cauda de espada” *X. hellerii*. Há relatos não publicados do Laboratório de Aquicultura da Universidade Federal da Fronteira Sul – UFFS, “guppy” *P. reticulata* adquiridas em lojas de aquário de diferentes localidades do estado apresentaram parasitose por *Lernaea* spp.

2.4 TRANSMISSÃO

A transmissão ocorre através da água ou pela introdução de peixes infectados no ambiente. A movimentação de anfíbios pode estar envolvida na transmissão, ou até mesmo o estágio de náupilo pode ser transportado por pequenas distâncias aderidos na plumagem de aves aquáticas (PIZZOLATTI, 2000).

2.5 DIAGNÓSTICO

As fêmeas adultas podem ser vistas macroscopicamente, copepodidos requerem a utilização de microscópio de dissecação (CABI, 2012). De acordo com a FAO (2011) o diagnóstico ocorre com a observação direta do parasita adulto no corpo do animal doente. O diagnóstico pode ser realizado com observação a olho nu ou com o auxílio de uma lupa, embora fêmeas jovens sem sacos ovígeros sejam mais difíceis de serem visualizadas. Boeger (1999) sugere o diagnóstico através do exame do zooplâncton, com auxílio de uma rede de plâncton com abertura de malha de aproximadamente 100 a 150µm, para avaliar sob a lupa a presença das formas larvais de *Lernaea* spp. nas amostras.

2.6 PROFILAXIA E TRATAMENTOS

A principal profilaxia consiste em não introduzir indivíduos parasitados nas pisciculturas. De acordo com a FAO (2011), a melhor opção de tratamento é a drenagem total, secagem e desinfecção do viveiro com cal viva para eliminar todas as fases do parasita, inclusive o ovo. Para controle da enfermidade o ideal é manter corretas as condições de manejo, além do acompanhamento constante. A desinfecção de redes, puçás ou qualquer outro equipamento utilizado na rotina da piscicultura deve passar por desinfecção. Para desinfecção do material utilizado no manejo dos peixes podemos fazer uso do formol 3% (MARDINI e MARDINI, 2000).

Na ausência de formulações que controlem a parasitose por *Lernaëa* spp. surgem protocolos terapêuticos repletos de incerteza quanto a sua eficácia, impacto ambiental e perfil hematológico dos peixes (MABILIA e SOUZA, 2006). Diversos autores registram o uso de formalina, sal de cozinha e permanganato de potássio, entre outros, no tratamento da *Lernaëa* spp., com sucesso apenas relativo (BOEGER, 1999). O mesmo autor cita tratamentos não publicados com cloro e folhas de eucalipto (*Eucalyptus* spp.) ou pinus (*Pinus* spp.), que ainda precisam ser corretamente avaliados.

Moraes e Martins (2004) recomendam o tratamento com diflubenzuron (200g/1000m³), que pode eliminar até 100% dos parasitos presentes nos peixes. Duas aplicações devem ser feitas num intervalo de 4 a 5 dias, caso contrário há risco de não atingir alguma fase de metamorfose do parasito. A eliminação do parasita requer tratamento durante várias semanas, para quebrar o ciclo evolutivo no estágio larval. Mabilia e Souza (2006) avaliaram o efeito de doses que variam de 0,0mg.L⁻¹ a 1,0mg.L⁻¹ de diflubenzuron sobre alguns parâmetros hematológicos de *R. quelen* em banhos de 24 horas, e concluíram que as doses não apresentaram diferenças significativas na hematologia dos jundiás.

Utilizado comercialmente com fins agrícolas, o inseticida Dimilin® (diflubenzuron) tem seu uso regulamentado para controle de pragas que atingem culturas de milho, tomate, algodão, trigo, citros e soja, atuando interferindo na deposição de quitina, um dos principais componentes da cutícula dos insetos (ADAPAR, 2014).

Dantzger (2013) revelou que o diflubenzuron é um composto nocivo a organismos aquáticos, como algas, microcrustáceos e peixes, pois ocasionam alterações nas enzimas dos organismos, representado em peixes por estresse oxidativo.

Em pesquisa que avaliou os efeitos do inseticida Dimilin® em parâmetros histológicos do peixe “curimbatá” *P. lineatus*, revelou que ocorreram alterações histológicas no fígado da espécie, como o aumento do volume nuclear e celular, degeneração citoplasmática e nuclear,

vacuolização nuclear e estagnação biliar (MADUENHO et al., 2007). Tais princípios podem representar um comprometimento na saúde dos peixes.

De acordo com Moreira (2001), o tratamento para adultos e formas livres pode ser feito com cloreto de sódio, e o uso de várias drogas como, por exemplo, compostos organofosforados. Pavanelli, Eiras e Takemoto (2008) recomendam o uso de cloreto de sódio para tratar lerneose numa concentração de 5% durante 1 a 2 minutos pelo período de 3 dias.

É comum a utilização de compostos organofosforados em pisciculturas para tratamentos de doenças. Os inseticidas organofosforados estão entre os biocidas mais usados para controlar infestação de parasitas nos peixes de cultivo, destacam-se o “Paration Metílico” e o triclorfon que agem por inibição da acetilcolinesterase (AChE), que é uma enzima das sinapses neuronais e neuromusculares, cuja a inibição acentuada mata os parasitas (SANTOS et al., 2011). De acordo com Pizzolatti (2000) esses tratamentos são efetivos, porém, devido ao desconhecimento da biodegradabilidade dos organofosforados seu tratamento é proibido em alguns países.

O uso de triclorfon (Masoten®), em função da susceptibilidade das espécies e do quadro clínico apresentado pelos peixes, é necessário antes de fazer o tratamento, realizar um ensaio com alguns exemplares (PIZZOLATTI, 2000). Guimarães e Callil (2008) testaram se o tratamento contra parasitos de peixes utilizando o organofosforado triclorfon (Masoten ®) alterou o comprimento total e a taxa de crescimento do peso de *O. niloticus*. Os resultados mostraram que a diferença entre o controle e o tratamento não foram significativos.

A concentração de 0,1mg/L de triclorfon na água resulta em uma concentração de 0,0410mg/kg no músculo branco de pacus (*P. mesopotamicus*), sendo necessário um período de 50 dias para a eliminação de 95% do triclorfon do tecido dos peixes (LOPES et al, 2006). A resolução do CONAMA n°. 357 (BRASIL, 2005) não dispõem informações sobre as concentrações de organofosforados em águas de classe II (destinadas à aquicultura e atividades de pesca), somente sobre inseticidas “malation” e “paration”, cujas concentrações permitidas são 0,1µg/L e 0,04µg/L, respectivamente.

Venturini (2010) avaliou a toxicidade aguda de *P. mesopotamicus* expostos a concentração sub-letal de triclorfon (8mg/L⁻¹, 10% da CL50; 96h) e concluiu que a formulação MASOTEN® foi mais tóxico para a espécie do que o triclorfon em outras formulações para diferentes espécies de peixes (Tabela 1).

Tabela 1- Valores de CL50; 96h de espécies de peixes expostas ao triclorfon.

Espécie	Valor da CL50;96h	Autores
<i>Cyprinus carpio</i>	15 mg L ⁻¹	Hashimoto et al. (1982)
<i>Procambarus clarkii</i>	0,73 mg L ⁻¹	Cebrian et al. (1991)
<i>Oreochromis niloticus</i>	21,7 mg L ⁻¹	Alkahem et al. (1998)
<i>Cherax destructor</i>	0,093 mg L ⁻¹	Qin e Dong (2004)
<i>Oryzias latipes</i>	17,6 mg L ⁻¹	Yoshimura e Endoh (2004)
<i>Piaractus mesopotamicus</i>	0,19 mg L ⁻¹	Mataqueiro et al. (2008)
<i>Cichlasoma urophthalmus</i>	17,2 mg L ⁻¹	Flores-Nava e Vizcarra-Quiroz (2008)
<i>Colossoma macropomum</i>	0,82 mg L ⁻¹	Rocha (2009)
<i>Piaractus mesopotamicus</i> (jovem)	0,07 mg L ⁻¹	Presente trabalho

Fonte: VENTURINI (2010).

As respostas dos organismos aquáticos dependem da formulação do pesticida, do tempo e das características da espécie em tratamento.

Alguns estudos com extratos de *Pinus* sp. tem demonstrado eficácia contra *Lernaea* spp. Tóro (2003), avaliou a atividade de resina de *Pinus elliottii* contra *L. cyprinacea* “in vitro”, os resultados mostraram que frações do óleo de vapor e de clorofórmio da resina em concentrações de 0,5ppm foram eficazes. O mesmo estudo mostrou que a toxicidade aguda (DL50) de resina bruta para *Leporinus* sp., com idade de 1 mês foi estabelecida em 200ppm, o que garante sua utilização segura.

A eficácia de doramectina administrado via oral e via parenterais contra infecções de *L. cyprinacea* foi estudada em carpas. Hemaprasanth et al. (2008) sugere que a incorporação de doramectina em alimentos para peixes na dosagem de 1mg/kg é adequado para o tratamento do parasita, porém necessita estudos mais detalhados quanto a toxicidade e o impacto ambiental.

Mahmoude e Hermiz (1973) em experimento com o controle de *L. cyprinacea*, concluiu que a eliminação completa do parasita foi conseguida através da utilização de 0,8:10.000 de formalina e 0,3 a 1ppm de Dipterex. O mesmo estudo mostrou que o Dipterex® deu um efetivo controle nos parasitos após quatro tratamentos bissemanais a uma taxa de 1ppm.

2.7 HISTOPATOLOGIA

A histologia de tecidos é uma excelente ferramenta para auxiliar no diagnóstico de animais parasitados. Alterações histológicas representam marcadores dos efeitos cumulativos de agressões exógenas sobre um determinado organismo (FERREIRA, 2004). Tais alterações podem ser mensuradas através da constatação e quantificação da morfologia e função celular, atividade de proliferação, eliminação de substâncias como secreções granulares ou grânulos intracitoplasmáticos, bloqueio da atividade celular até degeneração e morte (BUENO GUIMARÃES, 1999). As análises de brânquias e epiderme são importantes para analisar a reação causada na anatomia do animal frente o parasitismo por *Lernaea* spp.

A brânquia é um órgão de vital importância para peixes. Chavichiolo (2009, p. 604) descreve a multifuncionalidade das brânquias “[...] este órgão é responsável pelas trocas gasosas, processos de osmorregulação, equilíbrio ácido-básico, transporte e excreção de ácidos nitrogenados e ainda função sensorial na degustação”. As seguintes estruturas compõem as brânquias: arcos branquiais, filamentos, também denominados lamelas primárias e lamelas, denominadas secundárias, “[...] quatro arcos branquiais estão presentes em cada lado da faringe e duas fileiras de filamentos têm origem em cada um dos arcos branquiais e estão unidas por uma estrutura comum contínua ao arco branquial, onde se localizam músculos e nervos, o septo interbranquial” (FERNADES e MORON, 2014, p. 205). Revestindo o arco branquial, os rastros, os filamentos branquiais e as regiões interlamelares encontra-se o epitélio branquial (MACHADO, 1999). Esse epitélio é estratificado composto por diversos tipos celulares. O epitélio interlamelar (Figura 1A) presente na lamela primária contém diferentes tipos de células “[...] pavimentosas (CPV) rica em mitocôndria ou cloreto (CRM ou CC), mucosa (CM), ‘rodlet’ (CR), indiferenciada (CI) e neuroepitelial (CN), (FERNADES e MORON, 2014, p. 209). Os mesmos autores afirmam que o epitélio do filamento é estratificado e a camada de células externa, em contato direto com a água é constituída por células pavimentosas (>90%) e as células indiferenciadas se localizam próximo à membrana basal.

As lamelas secundárias ou lamelas respiratórias são estruturas em forma de meia lua, que partem lateralmente ao longo dos filamentos branquiais e são responsáveis pelas trocas gasosas. Segundo Fernandes e Moron (2014) o epitélio lamelar contém duas camadas de células apoiadas na membrana basal e formam uma membrana delgada que separa o meio externo do sangue. A camada interna é constituída por células indiferenciadas e a camada

externa em contato com o meio aquático é constituída principalmente por células pavimentosas. Quando ocorre o comprometimento das lamelas secundárias ocorre uma diminuição da área de troca gasosa na respiração do animal. O tegumento compreende três camadas principais, representados pela epiderme, a derme (*corium*) e o tecido subcutâneo ou hipoderme. A epiderme pode ainda ser dividida em camada exterior (cobertura), a camada mediana e a camada basal (estrato germinativo). O tecido subcutâneo encontra-se abaixo da derme e é ocupado, principalmente por células adiposas (DAUOD, AL-AAMERI e AL-NAKEEB, 2009). Sado et al (2014, p. 13) descreve que em teleósteos “[...] a epiderme de teleósteos apresenta células especializadas na produção de um muco (glicoprotéico), que além da função protetora mecânica apresenta função hidrodinâmica, minimizando o atrito da água com a superfície do corpo durante a locomoção. Algumas espécies de peixe supostamente produzem e armazenam em células localizadas na epiderme (células ‘club’) substância de alarme que quando liberada na água induz respostas defensivas em coespecíficos (SANCHES, 2011).

3 MATERIAIS E MÉTODOS

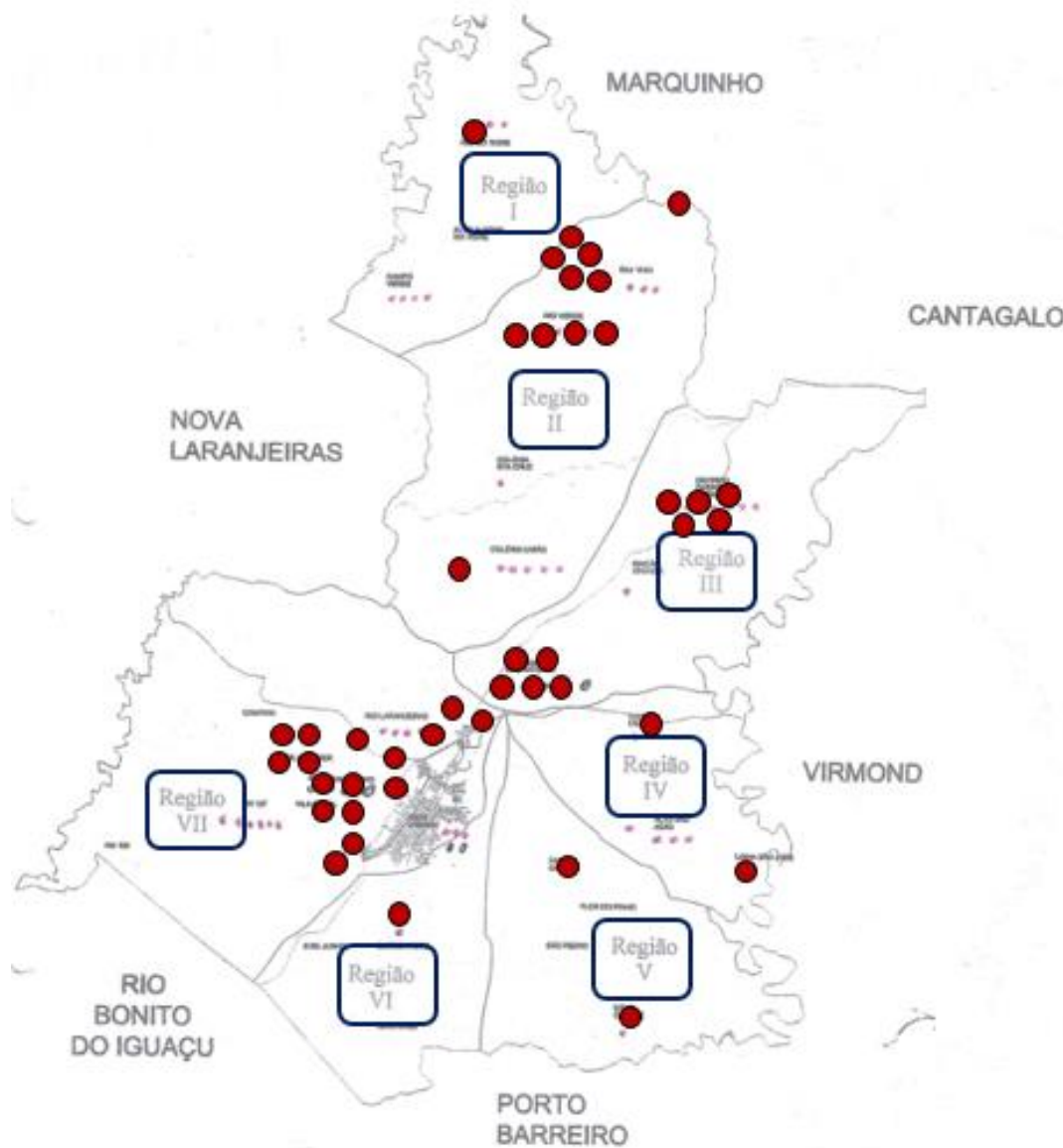
A PEIXELAR possui 63 produtores associados, entretanto até o momento do levantamento apenas 43 tinham cultivos de peixes. O levantamento foi realizado através de visitas às 43 propriedades rurais associadas à PEIXELAR no período de 22 de setembro a 14 de outubro de 2014.

3.1 VISITAS À CAMPO

As comunidades de Laranjeiras do Sul visitadas foram Gramadinho, Rio Verde, Rio do Tigre, Rio Anteiro, BR 158 Km 127, BR 158 Km 01, Linha São José, Campo Mendes, Rio Cachoeira, Boa Vista, Criciúma, Colônia Santo Antônio, Faxinal Grande, Herval Grande, Barro Preto, Passo Liso, Pedreira, Invernada Grande, BR 277 Km 452, BR 277 Km 455, Linha do Posto Wátio e Torre da Telepar. As visitas abrangeram todas as regiões de Laranjeiras do Sul (Figura 6).

O trabalho foi realizado em conjunto com a Secretaria de Agricultura de Laranjeiras do Sul, que disponibilizou uma Médica Veterinária, um motorista, um automóvel e combustível para as 43 visitas. A equipe contou com no mínimo três pessoas em cada visita, coleta e análise. O produtor foi informado quanto à dinâmica e objetivo do levantamento e dependendo do resultado da pesquisa as propostas que seriam encaminhadas futuramente junto à PEIXELAR.

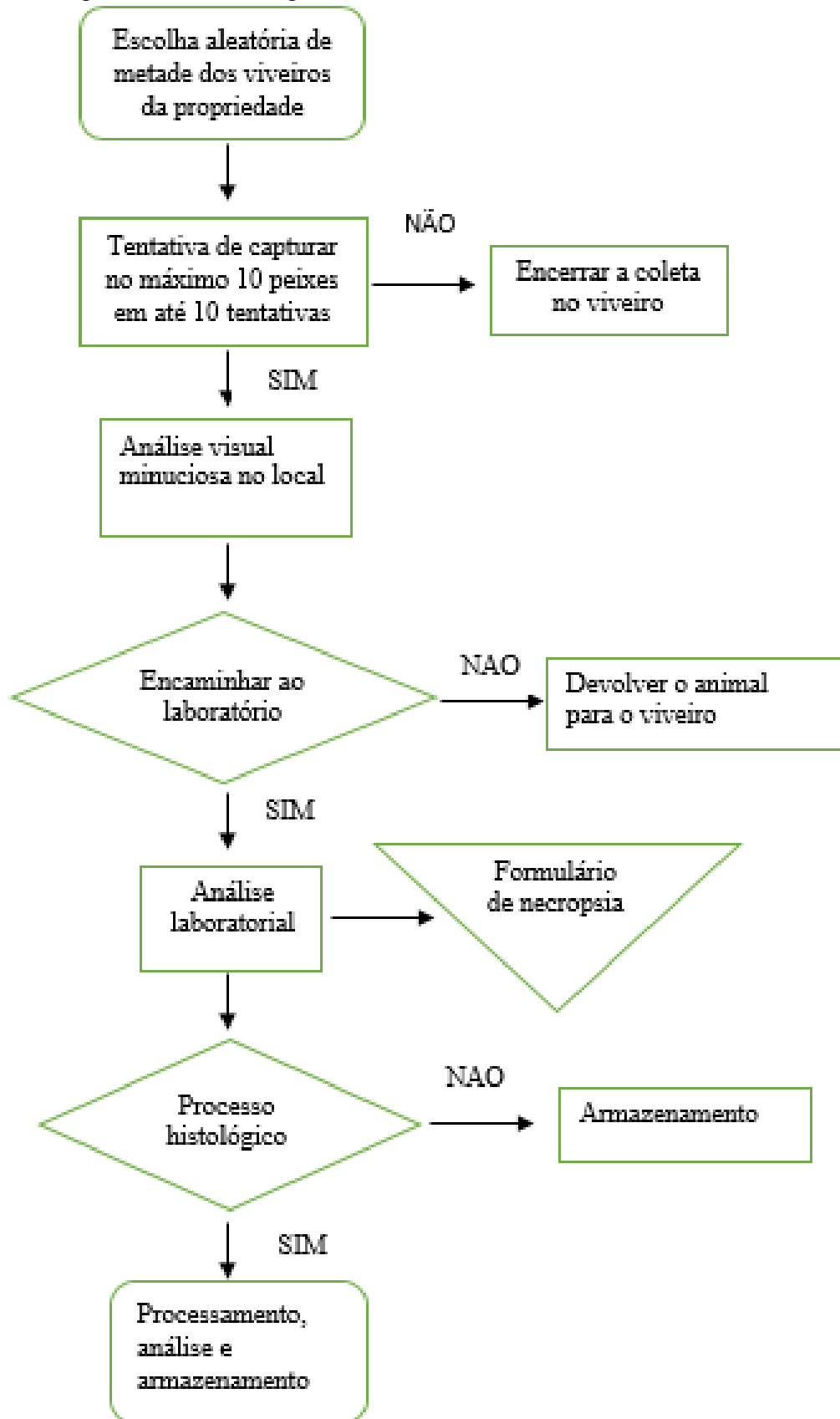
Figura 6 - Mapa de Laranjeiras do Sul ilustrando com um retângulo as sete regiões e em círculos as 43 propriedades visitadas.



Fonte: Adaptado da Secretária de Agricultura do município de Laranjeiras do Sul – PR.

Em cada propriedade foram coletadas amostras de peixes de metade dos viveiros, escolhidos aleatoriamente. Foram feitas tentativas de capturar, com auxílio de tarrafa, dez peixes de cada viveiro selecionado, quando os peixes não eram capturados após dez tentativas encerrava-se a coleta no viveiro. Quando capturados os animais eram analisados no local, caso não apresentassem sinais clínicos sugestivos de parasitose por *Lernaea* spp. eram devolvidos ao viveiro, se apresentasse eram encaminhados ao laboratório para confirmação de diagnóstico, armazenamento ou processo histológico (Figura 7).

Figura 7 – Fluxograma da metodologia de análise.



Fonte: CARRIEL, (2014).

A contenção dos animais pode ser física ou química, onde na física faz-se a utilização das mãos ou de algum equipamento, na química utiliza-se tranquilizantes ou anestésicos (RENAQUA, 2013). Não foi utilizado contenção química (anestésicos), pois poderia haver influência no desligamento do parasito do corpo do animal. Para contenção física utilizamos as mãos protegidas por luvas descartáveis e de tricô, bandejas brancas de polietileno, que possibilitam uma superfície plana e higienizável adequada à manipulação dos animais e amostras, e balde plástico de fácil higienização (Figura 8). Os materiais como tarrafas, bandejas, luvas, baldes foram higienizados em hipoclorito de sódio na concentração de 15ml/L a cada visita. No local os animais foram mantidos em baldes com água do próprio viveiro enquanto se procedia a análise visual minuciosa (Figura 9).

Figura 8 - Análise a campo.



Fonte: CARRIEL, 2014.

Figura 9 - Análise visual minuciosa a campo.



Fonte: CARRIEL, 2014.

Para diagnóstico da *Lernaea* spp., as fêmeas adultas podem ser vistas macroscopicamente e os copepoditos requerem uso de microscopia (MOREIRA, 2001). Quando não detectados sinais clínicos de parasitose por *Lernaea* spp. os animais eram devolvidos ao ambiente. Quando detectado o parasita *Lernaea* spp. encerrava-se a coleta e o animal parasitado era encaminhado ao laboratório de aquicultura da Universidade Federal da Fronteira Sul.

Quando eram visualizados sinais clínicos sugestivos de parasitose por *Lernaea* spp. ou dúvida, o animal também era coletado e encaminhado ao laboratório de aquicultura para análise. Nos casos de encaminhamento da amostra ao laboratório foi realizada a eutanásia do animal por secção da medula espinhal. Para coleta de peixe para análise, o ideal é que os peixes sejam transportados vivos em sacos plásticos com água e oxigênio. Nesse caso, pela dificuldade em transportar um cilindro de oxigênio os animais foram eutanasiados e embalados individualmente em sacos plásticos, separados do gelo com papel para evitar a ação de queimadura pelo resfriamento.

Para análise laboratorial foi seguido o modelo de análise proposto por Eiras, Takemoto e Pavanelli (2006), que sugerem uma análise macroscópica inicial de tegumento, brânquias, narinas, boca, olhos e nadadeiras, seguido por raspados do tegumento e brânquias para visualização em microscópio e retirada de brânquias para visualização em estereomicroscópio. Para coleta de lerneídeos torna-se difícil remove-los sem modificar a âncora.

Os utensílios utilizados foram tesoura, lâminas de bisturi, pinças, frascos de vidros, formol 10% e álcool 70%. As amostras encaminhadas ao laboratório apresentavam aderidos a face exterior do frasco uma etiqueta adesiva que com identificação numérica correspondente ao formulário de necropsia.

3.2 PROCESSAMENTO HISTOLÓGICO

Após a análise laboratorial, os fragmentos selecionados nas análises foram submetidos ao processamento histológico. O processo histológico ocorreu com fixação em formalina tamponada por 24 horas, transferência para álcool 70%, desidratação em série alcoólica em

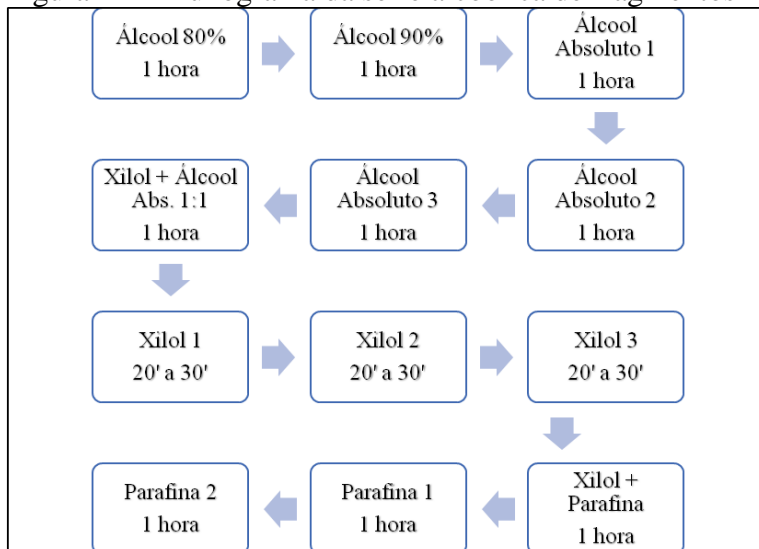
concentração crescente (álcool 80%, 90%, 95% e absoluto), (Figura 10), diafanização e clarificação em xilol, inclusão em parafina líquida mantida em estufa a 56°C (Figura 11).

Figura 10 - Série alcóolica de fragmentos de tecido com *Lernaea* spp.



Fonte: CARRIEL, (2014).

Figura 11 – Fluxograma da série alcóolica de fragmentos fixados em formalina por 24 horas.



Fonte: CARRIEL, (2014).

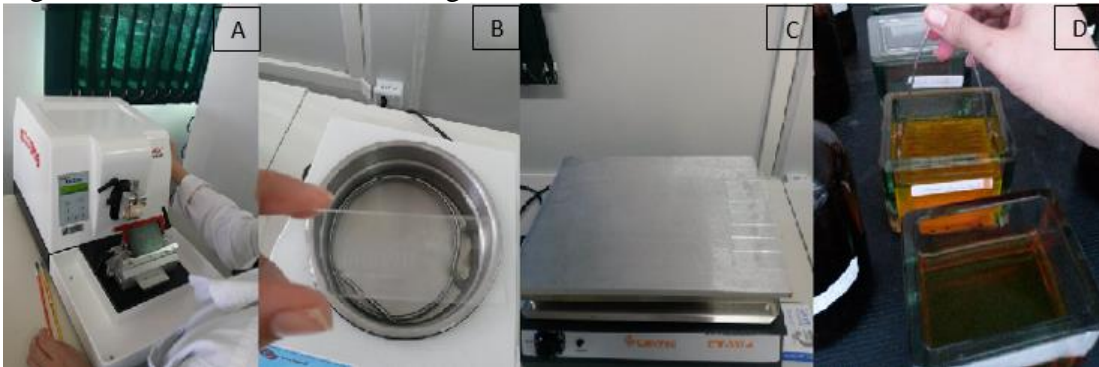
Em seguida ocorreu a montagem de blocos em temperatura ambiente (Figura 12). Posteriormente os blocos foram acoplados em micrótomo para realização de cortes em 5µm, para a montagem em lâmina histológica, coloração com hematoxilina e eosina (Figura 13); e montagem final com resina histológica e lamínula (Figura 14).

Figura 12 – Montagem de blocos em parafina.



Fonte: CARRIEL, (2014).

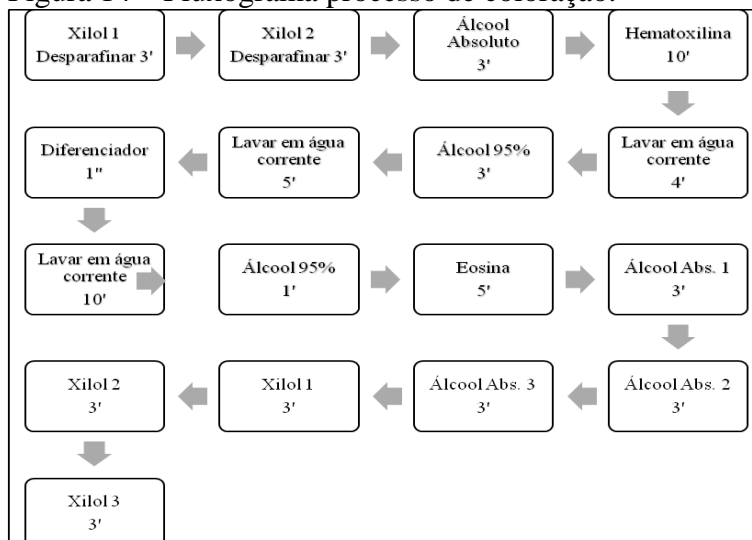
Figura 13 – Processamento histológico.



Fonte: CARRIEL, (2014).

Legenda: 13A corte dos blocos de parafina em micrótomo na espessura de 5 μ m; 13B cortes em banho-maria; 13C; secagem em chapa aquecedora; 13D processo de coloração.

Figura 14 – Fluxograma processo de coloração.



Fonte: CARRIEL, 2014.

Com a montagem das lâminas histológicas será possível analisar a reação inflamatória causada no local de inserção no tecido causada por parasitas, visualizar em microscópio a zona de necrose onde o parasita se insere na musculatura, podendo se estender até a lâmina epitelial e tecido conjuntivo, assim como células responsáveis pela resposta à reação inflamatória.

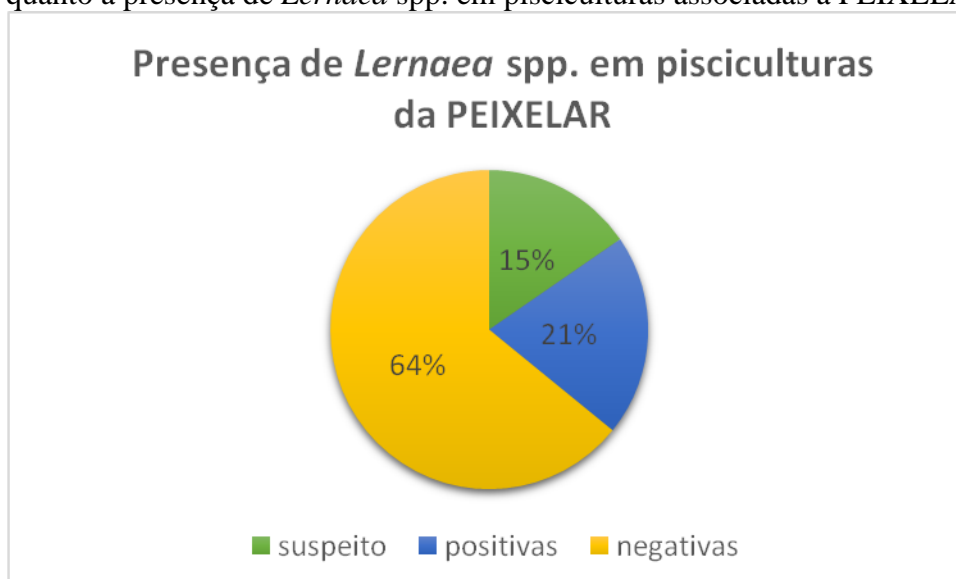
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Foram visitadas 43 propriedades rurais associadas à PEIXELAR, que representam a totalidade dos associados que possuem atualmente cultivo de peixes. Tais propriedades estão distribuídas em todas as regiões do município de Laranjeiras do Sul.

4.1 PRESENÇA DE *LERNAEA* SPP. NAS PROPRIEDADES DA PEIXELAR.

Das 43 propriedades visitadas foram capturados peixes em 39 destas. Foi diagnosticado 8 propriedades com presença de *Lernaea* spp. em peixes de cultivo, que representa 21% das 39 propriedades onde foram coletados peixes (Gráfico 1). Em 6 propriedades, o diagnóstico foi dado como suspeito, pois 5 dos produtores suspeitos relataram ter passado por problemas sanitários com características de *Lernaea* spp. e um dos seis suspeitos utilizava a captação de água de um vizinho que possui infestação por *Lernaea* spp. no cultivo. Foram consideradas negativas quanto à presença do parasito 25 propriedades.

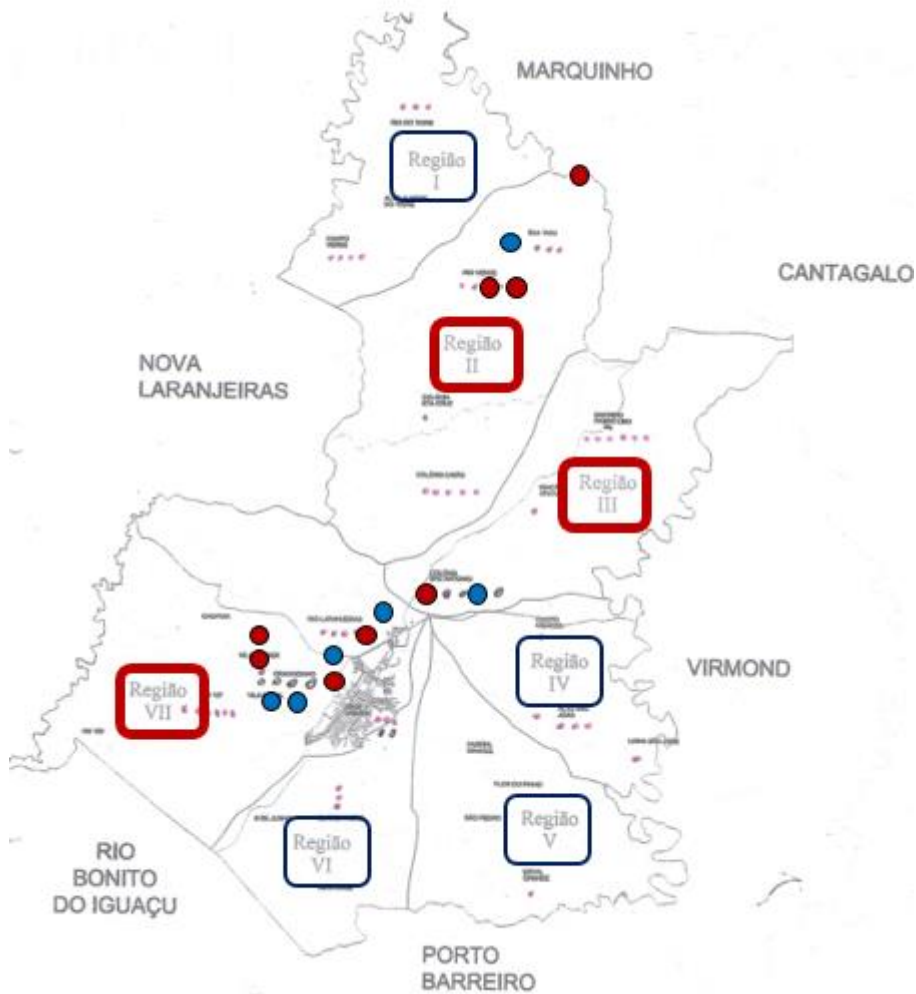
Gráfico 1- Percentual de propriedades identificadas como negativas, positivas e suspeitas quanto a presença de *Lernaea* spp. em pisciculturas associadas a PEIXELAR – PR.



Fonte: CARRIEL, (2014).

Das sete regiões visitadas de Laranjeiras do Sul, ocorreram *Lernaea* spp. em três delas, com maior frequência na região IV, seguido pela região II e III (Figura 15).

Figura 15 - Mapa do município de Laranjeiras do Sul identificando regiões positivas e suspeitas quanto a presença de *Lernaea* spp.

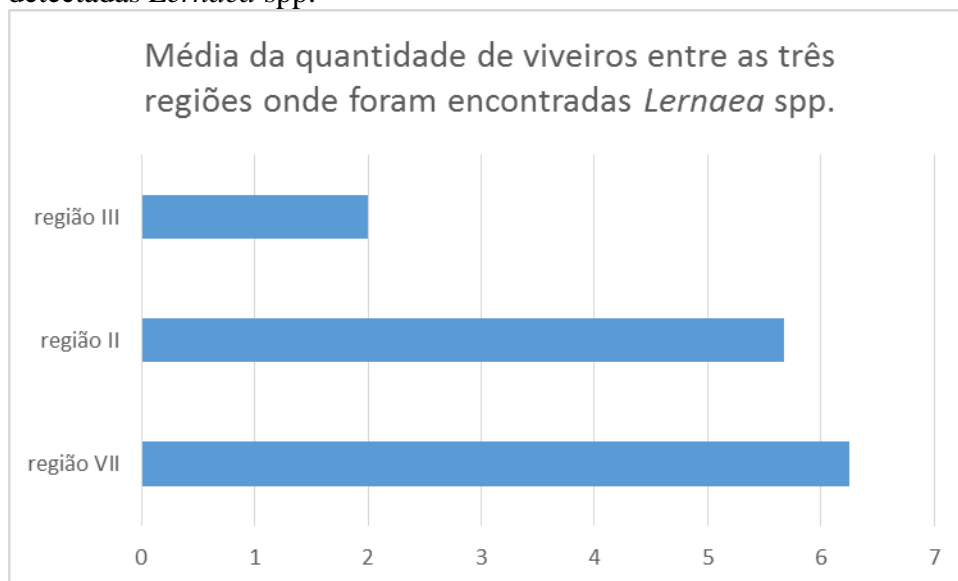


Fonte: Adaptado da Prefeitura Municipal de Laranjeiras do Sul (2014).

Legenda: retângulos vermelhos: regiões onde foram detectada a presença de *Lernaea* spp., com círculos vermelhos as localidades onde foram encontradas *Lernaea* spp. e em círculos azuis as propriedades suspeitas.

Comparando as três regiões onde foram detectadas parasitoses por *Lernaea* spp. a região IV apresenta atividade piscícola com maior desenvolvimento comparado as demais regiões. Nessa localidade a média de viveiros em produção é de 6,25 seguidos por 5,67 da região II e 2 da região III, todos com densidades indeterminadas de produção (Gráfico 2).

Gráfico 2- Média de viveiros com produtividade nas regiões II, III e VII onde foram detectadas *Lernaea* spp.



Fonte: CARRIEL, (2014).

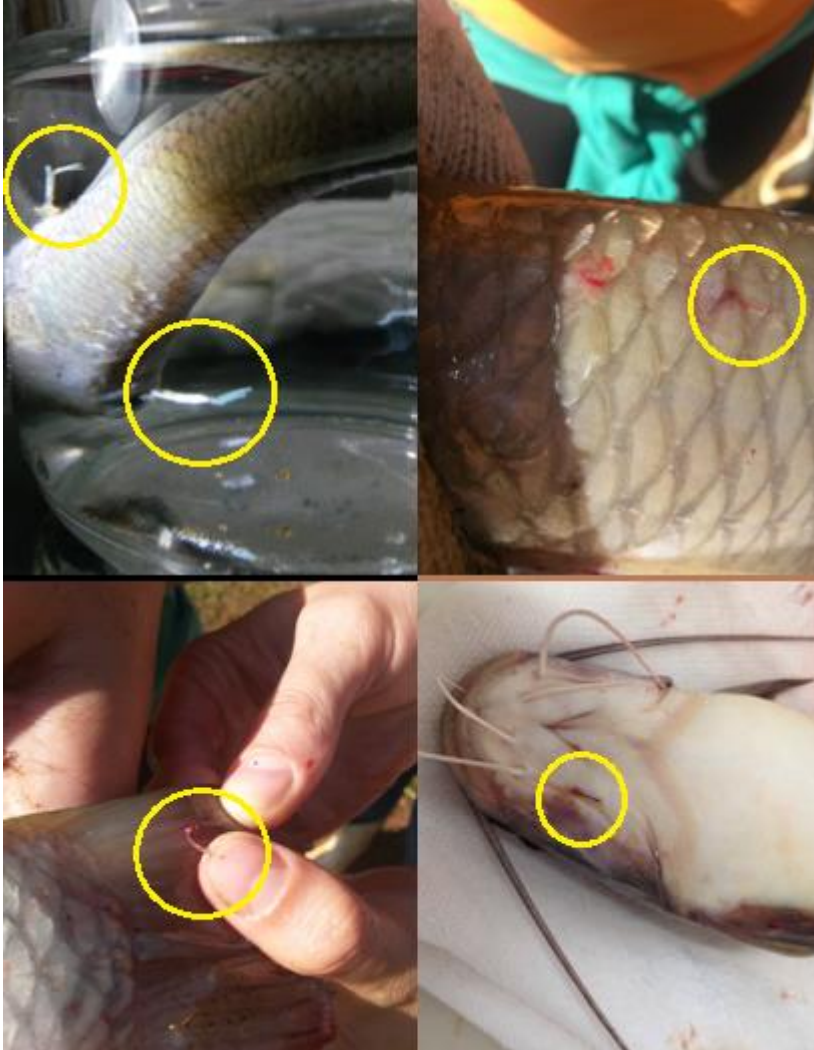
Das 25 propriedades negativas para presença do parasita, todas possuem viveiros construídos em nascentes, e dez dessas possuem apenas 1 viveiro, o que diminui as chances de contaminação por *Lernaea* spp. via abastecimento.

Das 6 pisciculturas consideradas suspeitas, em 1 delas o produtor capta água para abastecer os viveiros de um córrego que passa por uma propriedade vizinha que possui *Lernaea* spp. instalada no cultivo. Dos 5 proprietários que relataram terem passado por problemas sanitários compatíveis com as características de *Lernaea* spp., um deles realizou tratamentos com sal diretamente na água do viveiro, repetindo o processo trimestralmente, seguindo sugestões de um site de aquarismo na internet. Outro proprietário despescou o viveiro, consumiu e vendeu alguns peixes e realocou os demais em um viveiro de dimensão superior, nessa propriedade não conseguimos capturar nenhum peixe em dez tentativas. O terceiro produtor não realizou nenhuma atividade para profilaxia ou tratamento e manteve os animais em um viveiro isolado dos demais, nesse viveiro foram capturados somente alguns lambaris (*Astianax* sp.). O quarto produtor realizou um tratamento e não teve novamente até o momento problemas com *Lernaea* spp., e um quinto produtor não realizou nenhuma medida profilática ou tratamento e encontra o parasita instalado no sistema.

Das 8 propriedades diagnosticadas como positivas, foi coletado 1 exemplar de peixe parasitado de cada propriedade e encaminhado ao laboratório de Aquicultura da Universidade Federal da Fronteira Sul. Todo o material coletado está depositado na coleção de

Ictioparasitologia do Laboratório de Aquicultura da Universidade Federal da Fronteira Sul, e alguns foram submetidos ao processamento histológico (Figura 16).

Figura 16 - Animais parasitados com *Lernaea* spp.



Fonte: CARRIEL, (2014).

Foram trazidos para análise em laboratório as seguintes espécies de peixes tilápia (*O. niloticus*), carpa (*C. carpio*), lambari (*Astianax* sp), tambacu (*C. mocropomum* (F) x *P. brachypomus* (M)), mandi (*Pimelodus* spp.), jundiá (*Rhandia* sp.), piau (*Leporinus* sp.). Foram realizadas quatorze análises no laboratório de aquicultura de sete espécies de peixes (Figura 17).

Figura 17 – Quadro das análises de sete espécies de peixes analisadas no laboratório de aquicultura para presença de *Lernaea* spp.

Análise número	Espécie	Nome Comum	Parasita	Patogenia
1	<i>O. niloticus</i>	Tilápia	Não Encontrado	Ferimentos
2	<i>Rhamdia</i> sp.	Jundiá	<i>Lernaea</i> spp.	Ferimentos
3	<i>Oreochromis niloticus</i>	Tilápia	Não Encontrado	Lesão Intestinal
4	<i>C. carpio</i>	Carpa	<i>Lernaea</i> spp.	Ferimentos
5	<i>Rhamdia</i> sp.	Jundiá	<i>Lernaea</i> spp.	Ferimentos
6	<i>Leporinus</i> sp.	Piau	<i>Lernaea</i> spp.	Ferimentos
7	<i>C. carpio</i>	Carpa	Não Encontrado	Ferimentos
8	<i>C. carpio</i>	Carpa	<i>Lernaea</i> spp.	Sem ferimentos
9	<i>Pimelodus</i> spp.	Mandi	Não Encontrado	Ferimentos
10	<i>C. macropomum</i> (F) x <i>P. mesopotamicus</i> (M)	Tambacú	<i>Lernaea</i> spp.	Ferimentos
11	<i>Astianax</i> spp.	Lambari	Não Encontrado	Ferimentos
12	<i>C. carpio</i>	Carpa	<i>Lernaea</i> spp.	Ferimentos
13	<i>O. niloticus</i>	Tilápia	Não Encontrado	Ferimentos
14	<i>C. macropomum</i> (F) x <i>P. mesopotamicus</i> (M)	Tambacú	<i>Lernaea</i> spp.	Ferimentos

Fonte: CARRIEL, (2014).

Durante o período de levantamento da *Lernaea* spp. (22 de setembro de 2014 a 14 de outubro de 2014), de acordo com dados do projeto de extensão “Identificação e Organização do Sistema Produtivo de Piscicultores da Região de Laranjeiras do Sul: Aspectos Associados ao Manejo, Monitoramento Ambiental, Controle Sanitário e Controle do Sistema de produção” que analisou semanalmente parâmetros de qualidade de água de quatro propriedades com cultivo de peixes, a temperatura média no mês de setembro foi de 22,1°C, e em outubro a temperatura média da água foi de 23,71°C. Considerando que a faixa ótima do ciclo de vida de *Lernaea* spp. varia de 26°C a 28°C (MOREIRA, 2001), seria oportuno que novos levantamentos fossem realizados nos períodos do ano onde a temperatura da água em Laranjeiras do Sul atinge valores mais altos. Em estudo realizado por Gabrielli e Orsi (2000) a dispersão de *L. cyprinacea* na região norte do Paraná teve maiores incidências parasitárias durante os meses de setembro a março.

Dados não publicados do projeto de extensão “Identificação e Organização do Sistema Produtivo de Piscicultores da Região de Laranjeiras do Sul: Aspectos Associados ao Manejo, Monitoramento Ambiental, Controle Sanitário e Controle do Sistema de Produção”, ocorridos na mesma época do presente levantamento registraram a ocorrência de *Lernaea* spp. em três pisciculturas que não pertencem a PEIXELAR. Seria conveniente um levantamento que abrangesse todas as pisciculturas de Laranjeiras do Sul.

Foram detectados organismos compatíveis com o protozoário *Epistylis* sp. associado a *Lernaea* spp. semelhante ao que descreve FAO (2014b). Valentim (2003) ao examinar em microscópio entereoscópico fêmeas adultas de *Lernaea* spp., coletadas de piraputangas (*Brycon* sp.) naturalmente parasitadas, observou que a maioria apresentava tecido exógeno ao redor do pescoço, os quais foram identificados como fungo, com o auxílio do microscópio ótico.

Em quatro propriedades não foi possível capturar os peixes através metodologia utilizada, seria interessante em novos levantamentos a utilização de uma amostra maior por viveiro, afim de aumentar as chances de capturar mais amostras.

Fatores como falta de quarentena nas propriedades, transporte inadequado; contaminação da água de abastecimento; falta de higienização dos equipamentos; animais submetidos ao estresse e facilidade de adaptação do parasito as condições ambientais da região, contribuem para infestações parasitária por *Lernaea* spp.

Durante as coletas e análise visual foram detectados animais com sinais clínicos de outras doenças, porém, não foram coletados materiais para análise em laboratório.

No laboratório foram retirados os parasitos e tecidos do hospedeiro para fixação em formalina tamponada por 24 horas e preservação em álcool 70% (Figura 18), o armazenamento feito em frascos de vidro devidamente identificados com um número correspondente a um formulário de necropsia (Anexo 1), onde constam dados da espécie hospedeira, nome comum, data, local, parasito, quantidade e número do formulário (EIRAS, TAKEMOTO e PAVANELLI, 2006).

Figura 18 - *Lernaea* spp. preservadas em álcool 70% visualizadas em estereomicroscópio.



Fonte: CARRIEL, (2014).

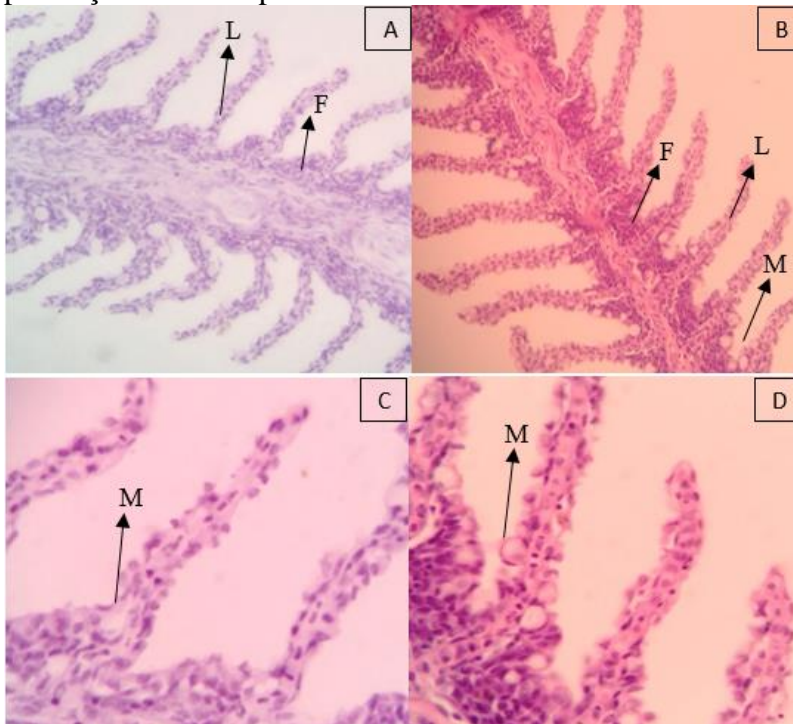
4.2 RESULTADOS HISTOLÓGICOS.

Foram realizados cortes histológicos de brânquia e pele de *R. quelen* parasitados e não parasitados.

4.2.1 Cortes histológicos de brânquias.

Brânquias de animais da espécie *R. quelen*, parasitadas e não parasitadas por *Lernaea* spp., foram processadas para posterior análise histológica e suas estruturas foram comparadas. As brânquias parasitadas apresentam regiões mantendo estrutura histológica padrão, com lamelas respiratórias individualizadas e epitélio respiratório delgado, indicando manutenção da função respiratória local. Porém foi observado um aparente aumento do número de células de muco entre as células do epitélio respiratório (Figura 19). As células secretoras de muco nas brânquias são descritas como células grandes e similares às encontradas na pele dos teleósteos (PERERA, 1993).

Figura 19 – Histologia de *R. quelen* não parasitada e parasitada com *Lernaea* spp. e com presença de células produtoras de muco.

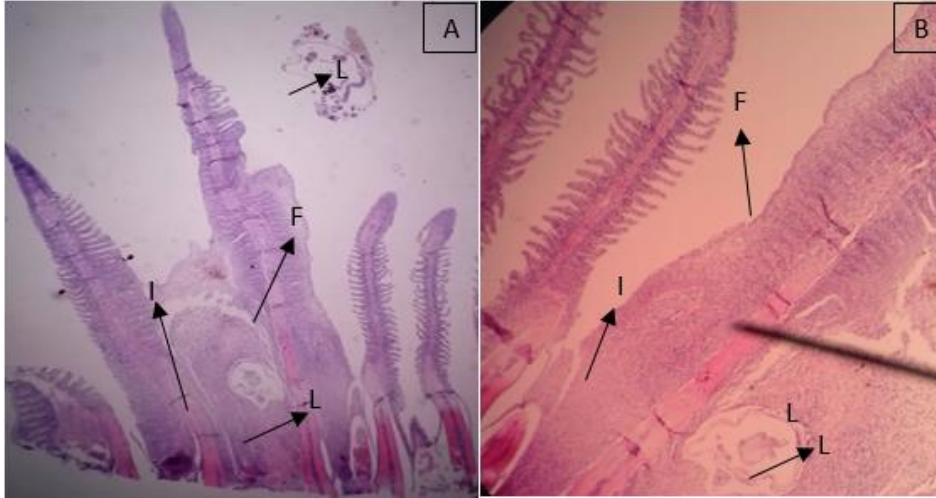


Fonte: CARRIEL (2014).

Legenda: 19A: brânquia de indivíduo *R. quelen* não parasitado por *Lernaea* spp., setas (F) filamento branquial e (L) lamelas respiratórias, aumento 100X; 19B: brânquia de indivíduo parasitado por *Lernaea* spp., setas (F) filamento, (L) lamelas e (M) células de muco, aumento 100X. 19C: ampliação de lamelas respiratórias de animal não parasitado, (M) células de muco aumento 1000 x; 19D: Ampliação de lamela respiratória de animal parasitado (M) célula de muco, aumento 1000 x. Coloração H.&E.

Foram encontrados parasitos (*Lernaea* spp.) inseridos na base dos filamentos branquiais. As lesões branquiais causadas pela inserção das ancoras do parasita causaram inflamação representada por uma infiltração leucocitária, hiperplasia e consequente fusão das lamelas secundárias (Figura 20).

Figura 20 - Brânquia de *R. quelen* parasitadas por *Lernaea* spp.



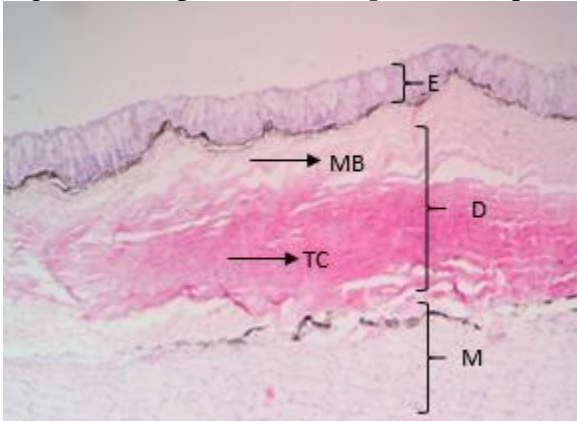
Fonte: CARRIEL, (2014).

Legenda: Setas (L) *Lernaea* spp.; (I) Inflamação; (F) Fusão das lamelas secundárias. Coloração H.&E. Aumento 40x.

4.2.2 Estrutura histológica do tegumento de *R. quelen*.

A estrutura histológica do tegumento de *R. quelen* foi analisada, identificando-se uma epiderme formada de epitélio estratificado, apoiada em uma derme composta de tecido conjuntivo denso, uma hipoderme composta de tecido adiposo, seguido de tecido muscular estriado esquelético (Figura 21).

Figura 21 – Epiderme de *R. quelen* não parasitada por *Lernaea* spp.

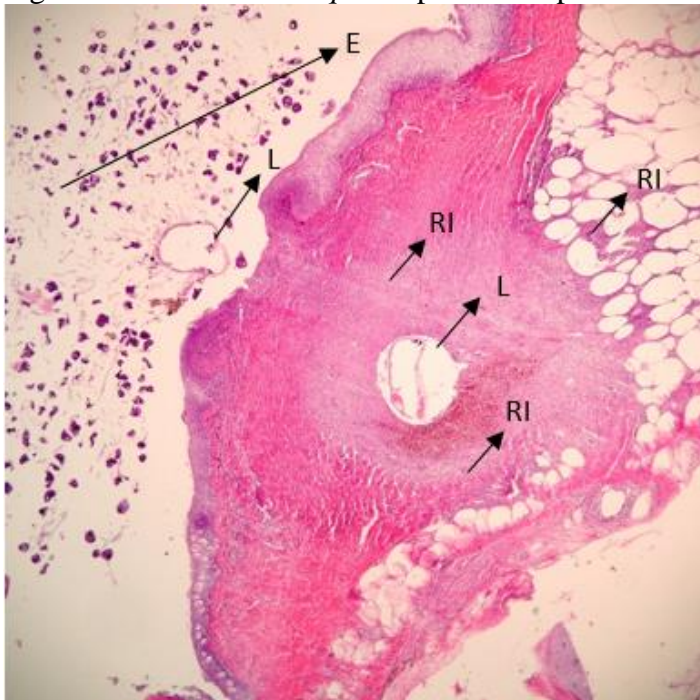


Fonte: CARRIEL, (2014).

Legenda: (E) Epitélio; (D) Derme; (M) Músculo; Setas: (MB) Membrana Basal; Tecido Conjuntivo; Coloração H.&E., aumento 40 x.

Em análise histopatológica do tegumento de *R. quelen* parasitado por *Lernaea* spp. identificou-se edema causado pela inserção do parasita no tecido animal alterando a estrutura anatômica em função de uma inflamação. O parasita causou alterações estruturais na epiderme, derme e hipoderme com perda da camada epitelial na região de inserção do parasita e presença de leucócitos em torno da inserção da ancora e regiões periféricas. Observa-se, também, a presença de *Epistylis* sp. parasitando *Lernaea* spp. (Figura 22).

Figura 22 - Tecido de *R. quelen* parasitado por *Lernaea* spp.

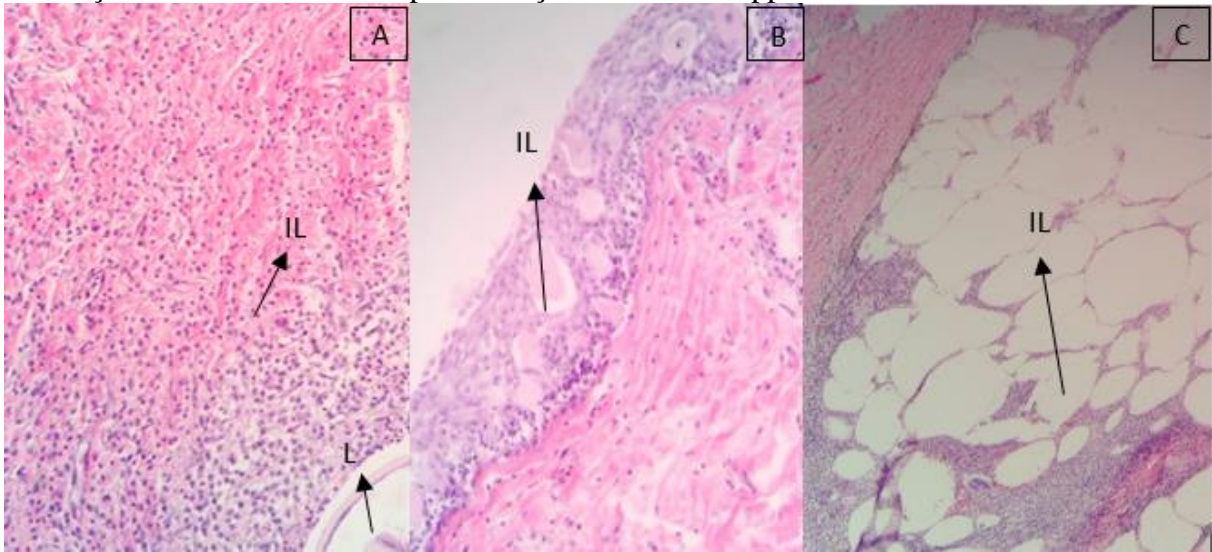


Fonte: CARRIEL, (2014).

Legenda: Corte transversal de *Lernaea* (L); com Reação Inflamatória (RI) no epitélio, tecido conjuntivo, tecido adiposo e presença do parasita *Epistylis* sp. (E) em torno do corte de *Lernaea* spp. localizada fora do tecido. ; Coloração H.&E., aumento 40 x.

Em uma ampliação das regiões periféricas à inserção do parasita, observa-se o tecido epitelial com infiltração leucocitária, o tecido conjuntivo com infiltração leucocitária e desestruturação das fibras colágenas e tecido adiposo com infiltração leucocitária (Figura 23), porém, não foi observada reação inflamatória na musculatura dos animais analisados.

Figura 23- Tecido epitelial (E) do tegumento de *R. quelen* com desestruturação celular e infiltração leucocitária causada pela inserção de *Lernaea* spp.

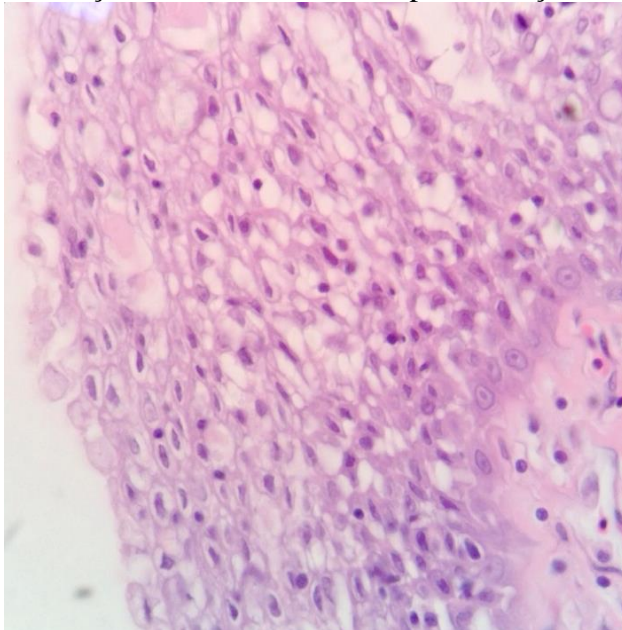


Fonte: CARRIEL, (2014).

Legenda: 24A- Tecido epitelial, 24B- tecido conjuntivo denso e 24C- tecido adiposo, com presença do parasita *Lernaea* spp. (L) e Infiltração Leucocitária (IL). Coloração H.&E., aumento 400X.

As alterações teciduais do epitélio, na região de inserção do parasita, são mais intensas, com perda da estrutura padrão e ausência de tipos celulares (Figura 24).

Figura 24 - Tecido epitelial (E) do tegumento de *R. quelen* com desestruturação celular e infiltração leucocitária causada pela inserção de *Lernaea* spp.

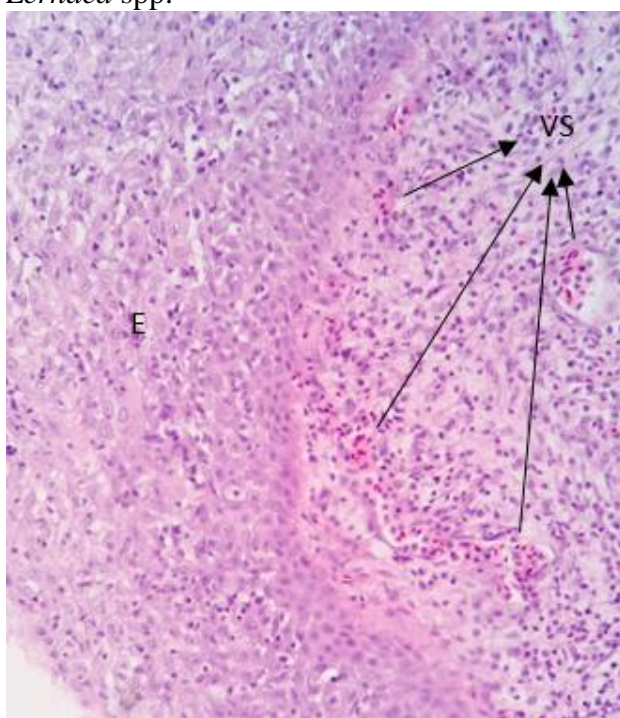


Fonte: CARRIEL, (2014).

Legenda: Aumento 1000X. Coloração H.&E.

Na área ao redor da inserção do parasita houve uma neovascularização e presença de hemorragia (Figura 25).

Figura 25 – Neovascularização e hemorragia no epitélio de *R. quelen* causada pela inserção de *Lernaea* spp.



Fonte: CARRIEL, (2014).

Legenda: Setas (VS) vasos sanguíneos; (E) epitélio. Aumento 1000x. Coloração H.&E.

A organização histológica das brânquias segue padrão já descrito para teleósteos, as análises apresentaram, conforme descrito por Machado (1999) a presença do epitélio branquial, respiratório, células pavimentosas, células secretoras de muco e células de cloreto.

O aumento das células de muco, hiperplasia e consequente fusão das lamelas respiratórias são alterações estruturais das brânquias, que causam uma diminuição da eficiência respiratória. As células secretoras de muco são normalmente encontradas nos filamentos, mas o muco pode ser encontrado sobre o epitélio respiratório em peixes expostos a situação de estresse, sugerindo que as camadas de muco proteja as superfícies lamelares contra agentes infecciosos, tóxicos e partículas em suspensão (PEREIRA, 1993)

A organização histológica do tegumento de *R. quelen* apresenta mesma estrutura descrita por Faisal et al. (1988) que descreve que a penetração do parasita foi circundada por uma cápsula de tecido conjuntivo fibroso e células inflamatórias, com extensa dilatação de vasos sanguíneos e hemorragia.

A presença de *Lernaea* spp., causou efeitos profundos na estrutura histológica encontrada, demonstrando uma reação inflamatória local, indicando uma tentativa de combater a penetração do parasita no tecido do hospedeiro. A perda da camada epitelial torna-se uma porta de entrada de agentes agressores secundários oportunistas (LIMA, 2013; MORAES e MARTINS, 2004; LUQUE, 2004;).

As análises demonstram resultados compatíveis com os obtidos por Bastos (1995) que descreve infiltrações leucocitárias mononucleares e neovascularização com intensa hemorragia ao redor dos apêndices de fixação dos parasitas.

Em nenhuma das análises a reação inflamatória contra o parasita chegou a atingir a musculatura, como foi demonstrado por Sarmiento e Rodriguez (2013), que dentro do músculo estriado o parasito foi rodeado por uma fina cutícula homogênea eosinofílica (formação de tecido granulomatoso ao redor do parasito).

5 CONSIDERAÇÕES FINAIS

A *Lerneae* spp. é um parasita exótico de peixes e encontra-se mundialmente distribuído, inclusive em Laranjeiras do Sul. Diante dos prejuízos causados por *Lernaee* spp. é necessário estar atento as práticas preventivas de manejo para diminuir as chances do parasita se desenvolver no ambiente de cultivo. Em todas as propriedades é importante desenvolver medidas preventivas através das práticas de manejo orientadas por Engenheiro de Aquicultura ou profissional da área que reduzam o estresse dos animais e conseqüentemente a susceptibilidade a inúmeras outras doenças.

A histologia mostrou que a *Lernaee* spp. reduz a área branquial de troca gasosa diminuindo a eficiência respiratória e causa inflamações na epiderme que podem direcionar o investimento energético adquirido pelo hospedeiro para combater a inflamação causada pelo parasita. Portanto, a *Lernaee* spp. influencia negativamente no crescimento, através da redução da oferta de oxigênio dissolvido no ambiente aquático e do redirecionamento energético para funções vitais e não para o crescimento. Isso representa um entrave para a produção, visto que o objetivo das pisciculturas aqui tratadas é produzir proteína animal através de uma ração de qualidade para atingir um crescimento ideal para obtenção de retorno econômico. A *Lernaee* spp. pode dispersar-se sem controle, portanto a participação da Secretaria Municipal de Agricultura como órgão público, da PEIXELAR e do projeto de extensão como representante de órgão público de ensino foi de fundamental importância no desenvolvimento desse levantamento e estudo, pois a partir destes resultados os participantes poderão discutir e regulamentar normas que previnam a dispersão da *Lernaee* spp. e outros parasitos.

A realização desse trabalho contribuiu grandemente para a formação, através de práticas de extensão à campo e análises laboratoriais permitiu complementar a teoria adquirida no decorrer do curso e conquistar novos conhecimentos práticos e teóricos.

REFERÊNCIAS

- ADAPAR. **Agência de Defesa Agropecuária do Paraná**. DIMILIN. Disponível em <<http://www.adapar.pr.gov.br/arquivos/File/defis/DFI/Bulas/Inseticidas/DIMILIN.pdf>>. Acesso em 10 de outubro de 2014.
- AMINA, I. El-Mansy. On the Occurrence of adult female of lernaea species (Crustacea: Copepoda) parasitic on the goldfish *Carassius auratus* (Linnaeus) in some commercial aquaria in Egypt. **Egypt J. Aquat. Biol. & Fish.** V.13, n. 1, p. 7-36. 2009.
- ASSIS, Daniel Aves Silveira. CAVALCANTE, Sidney Sales. BRITO, Marcelo Fulgencio Guedes. Comércio de Aquarismo como potencial dispersor de invertebrados não-nativos no nordeste do Brasil. **Neotropical Biology and Conservation.** 9 (2), p. 115-119. 2014.
- AVENANT-OLDEWAGE, Anemariè. *Lernaea cyprinacia* and Related Species. In: WOO, Patrick.; BUCHMAN K. **Fish Parasites, Pathobiology and Protection.** 400p. 2011.
- BASTOS, Paula Aparecida Martins Borges. **Aspectos histopatológicos de infestação por *Lernaea* sp. (Crustacea: Copepoda) em Tambaqui (*Colossoma macropomum*, Cuvier, 1818).** Tese mestrado. Universidade Federal fluminense. Niteroi, RJ 1995.
- BRASIL. CONSELHO NACIONAL DO MEIO AMBIENTE – CONAMA. Resolução n°. 357 de 17 de março de 2005. Publicada no DOU n° 053, de 18/03/2005.
- BRASIL. Ministério da pesca e Aquicultura. MPA. **Boletim estatístico pesca e aquicultura.** 60 p. 2011.
- BRASIL (2013). Ministério da pesca e Aquicultura. MPA. **Produção.** Disponível em <<http://www.mpa.gov.br/index.php/aquicultura/producao>. 2013> Acesso em 10 de setembro de 2014.
- BOEGER, Walter. A. *Lerneae*: Biologia e Prevenção. **Panorama da Aquicultura.** Paraná. pp. 32-36. ed. Nov dez 1999.
- BUENO GUIMARÃES, H. M. **Avaliação da resposta da *Rana catesbeiana* frente as variações ambientais: determinação das condições ideais de manutenção em biotério e das respostas dos poluentes aquáticos.** São Paulo, SP. 180p. (Dissertação de mestrado) Faculdade de medicina, USP, 1999.
- CABI. Cookies on Invasive Species Compendium. *Lernaea cyprinacea*. 24 de julho de 2012. Disponível em <<http://www.cabi.org/isc/datasheet/77259>>. Acesso em 19 de setembro de 2014.
- CANTO, Manuel; VALDEZ, Carlos Mascarenhas. **Dicionário Espanhol Português.** Lisboa 1864. Disponível em <<http://books.google.com.br/books?id=WBUTAAAAYAAJ&pg=PA1018&lpg=PA1018&dq=lerneideos&source=bl&ots=GFJmAz97mX&sig=zbGzZb5uVXRxOecZHmDBXDDonQ&hl=pt->

BR&sa=X&ei=0c4mVOvjNPHisASmoICgBA&ved=0CCoQ6AEwAg#v=onepage&q=lernei deos&f=false> Acesso em 27 de setembro de 2014.

CHAVICHIOLO, Fabiana. Histologia: ferramenta relevante para estudos em peixes cultivados. In: TAVAREZ-DIAS, Marcos (Org.). **Manejo e Sanidade de peixes em Cultivo**. Embrapa Amapá. 2009. p. 602-624.

CENTRO DE PESQUISAS AMBIENTAIS DO NORDESTE (CEPAN). **Espécies Exótica Invasoras no Nordeste do Brasil**. 99 p. 2011.

CONROY, Gina; CONROY David A. Patología de Tilapia: Una Reseña General. In: RANZANI-PAIVA, Maria. José. Tavares; TAKEMOTO, Ricardo Massato; LIZAMA, Maria de los Angeles Perez. **Sanidade de Organismos Aquáticos**. Editora varela, pp. 121-141, São Paulo, 2004.

DANTZGER, Darlene Denise. Avaliação da toxicidade de diflubenzuron e p-cloroanilina em indicadores bioquímicos de organismos não alvos aquáticos. **SBU Biblioteca Digital da UNICAMP** (2013). Disponível em <<http://www.bibliotecadigital.unicamp.br/document/?code=000907831>>. Acesso em 10 de outubro de 2014.

DAUOD, Hussain A. M.; AL- AAMERI, Rana; AL-NAKEEB, Gazwa. Histological Struture of the integument in *Mystus pelusius* (Solander). **Journal of Madent Alelem College**. v.1, n.1. 2009.

EIRAS, Jorge da Costa; TAKEMOTO, Ricardo Massato.; PAVANELLI, Gilberto Cesar. **Métodos de Estudo e Técnicas Laboratoriais em parasitologia de peixes**. 2. ed., rev., ampl. Maringá. Eduem, 2006. 199 p.

EMATER. **Instituto Paranaense de Assistência Técnica e Extensão Rural**. Projeto Piscicultura. Disponível em <http://www.emater.pr.gov.br/modules/conteudo/conteudo.php?conteudo=70>. Acesso em 15 de setembro de 2014.

FAISAL, M.; EASA, M. SHALABY, S. I.; IBRAIM, M. M. **Epizootcs of *Lernaea cyprinacea* (Copepoda: Lernaeidae) in importad cyprinids to Egypt**. **Tropenlandwirt**. v.89, pp. 131-141, 1988.

FERNANDES, Marisa narciso; MORON, Sandro Estevan. Respiração e Adaptações Respiratórias. In: BALDISSEROTO, Bernardo; CYRINO, José Eurico Possebon; URBINATI, Elisabeth Crisciolo. Orgs. **Biologia e fisiologia de peixes neotropicais de água doce**. Jaboticabal: FUNEP; UNESP, 2014. pp. 203- 232.

FERNANDES, Guilherme Quintanilha et al. Levantamento de Parasitos em Infrapopulação de *Brycon insignis* Steindachner, 1876 (PISCES: CHARACIDAE) criada na região norte fluminense, Rio de Janeiro, Brasil. **Ciência Animal Brasileira**. v.7, n.3, pp. 309-313, jul/set, 2006.

FERREIRA, Claudia Maris. Análises Complementares Obtidas a Partir de Testes de Toxicidade Aquática. In: Ranzani-Paiva, M. J. T. TAKEMOTO, R. M.; LIZAMA, M. de los A. P. **Sanidade de Organismos Aquáticos**. Editora varela, p. 273-284. São Paulo, 2004.

FAO. FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. Manual Basico de Sanidad Piscicola. Ministerio de Agricultura e Ganaderia. **FAO Paraguay**. 68p. 2011.

FAO (2014a). FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. **Anuário FAO Pesca e da Aquicultura Statistic 2012**. 105 p. Disponível em <<http://www.fao.org/documents/card/en/c/e533a964-a1a1-4d84-9de0-967eb3fa51e9/>>. Acesso em 10 de setembro de 2014.

FAO (2014b). FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. **FAO**. Mainfishdiseasesandtheircontrol. Disponível em <<http://www.fao.org/docrep/field/003/ac264e/ac264e07.htm>>. Acesso em 29 de setembro de 2014.

GALLIO, Miguel; SILVA, Aleksandro Schafer; MONTEIRO, Silvia Gonzalez. Parasitismo por *Lernaea cyprinacea* em *Astianax bimaculatus* provenientes de um açude no município de Antônio Prado no Rio Grande do Sul. **Acta Scientiae Veterinariae**. 35 (2). P. 209-212. 2007.

GABRIELLI, Mário Artur; ORSI, Mário Luís. Dispersão de *Lernaea cyprinacea* (Linnaeus, 1758) (Crustacea) (Copepoda) na região norte do estado do Paraná Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**. 17 (2): pp.395-399; 2000.

GUIMARÃES, Ana Tereza Bittencurt; CALIL, Patrícia. Growth Evaluation of *Oreochromis niloticus* (Cichlidae: Neopterygii) Exposed to Trichlorfon. **Brazilian Archives of Biology and Technology**. v.51, n.2, pp. 323-332, Mar./Apr. 2008.

HEMAPRASANTH, K. P.; SINGH Ranvinder; SRIDHAR N.; RAGHUNATH, M.R; Efficacy of doramectin against natural and experimental infections of *Lernaea cyprinacea* in carps. **Veterinary Parasitology. SCIENCE DIRECT. ELSEVIER**. 156 (2008). pp.261-269.

KABATA, Z. **Advances in Parasitology**. Academic Press Inc. New York. Vol 19. 1981.

LIMA, Flavia Sicielli. Crustácea. In: PAVANELLI, G. C.; TAKEMOTO, R. M.; EIRAS, J. C. (Org.). **Parasitologia de Peixes de Água Doce do Brasil**. Maringá, Eduem, 2013. pp.371-397.

LIMA, Luciene Correa. **Doenças de Importância Econômica em Piscicultura**. III Seminário de Aquicultura, Maricultura e Pesca. Belo Horizonte. 16 p., 11 a 13 de abril de 2007. Disponível em <<http://www.ebah.com.br/search?q=doen%C3%A7as+de+import%C3%A2ncia+econ%C3%B4mica+em+piscicultura>>. Acesso em 20 de agosto de 2014.

- LIO-PO Gilda D. SUSAN LIM L. H. Infectious Diseases of Warm water Fish and Fresh Water. In: WOO, Patrick. T. K.; BRUNO, David W.; SUSAN L. H. Lim. **Diseases and Disorders of fish in cageculture**. CABI Publishing. University of Malaya. 345p. 2002.
- LOPES, Rui Bessa; PARAIBA, Lourival Costa; CECCARELLI, Paulo Sergio; TORNISIELO, Valdemar Luis. **Bioconcentration of trichlorfon insecticide in pacu *Piaractus mesopotamicus***. CHEMOSPHERE. 2006 Jun;64(1):56-62. Epub 2006.
- LUQUE, J. L. **Biologia, Epidemiologia e Controle de Parasitos de Peixes**. XIII Congresso Brasileiro de Parasitologia veterinária & I Simpósio Latino-Americano de Rickettsioses, CONGRESSO. Ouro Preto, MG, 2004.
- MABILIA, Rodrigo Gasparoto; SOUZA, Silvia Maria Guimarães. Efeito do Tratamento com diflubenzuron na hematologia de jundiás, *Rhandia quelen* (Pimelodidae) infestados por *Lernaea cyprinacea* (Copepoda) em banhos de imersão de 24 horas. **Acta Scientiarum Biological Sciences**. Maringá, v.28, n.2, pp. 159-163. April/Jun. 2006.
- MACHADO, Marcelo Rubens. **Uso de brânquias de peixes como indicadores de qualidade das águas**. UNOPAR. Cienct. Ciênc. Biol. Saúde, Londrina, v.1, n.1, pp. 63-76, out 1999.
- MADUENHO, Lindauva P.; MENDES, Jaqueline P.; MARTINEZ, Claudia P. R. **Efeitos agudos do inseticida dimilin em parâmetros histológicos do peixe *Prochilodus lineatus***. In: VIII CONGRESSO DE ECOLOGIA DO BRASIL. Anais. 23 a 28 de setembro de 2007. Caxambu. MG.
- MAGALHÃES, André Lincoln Barroso. First Record of lernaecosis in a native fish species from a natural environment in Minas Gerais state, Brazil. **Pan-American Journal of Aquatic Sciences**. 1 (1), P. 8-10, 2006.
- MAHMOUD, I. Al-Hamed, HERMIZ, Layla. Experiment on the control of anchorworm (*Lernaea cyprinacea*). Science Direct. **ELSEVIER**. Aquaculture, 2 (1973) pp.45-51.
- MALEKZEHI, Mohammed Hashem. et al. Incidence of *Lernaea* (Crustacea: Copepoda) parasitic in the Mashkid River Basin, Southast of Iran. **International Journal of Aquatic Biology**. pp. 9-13. v2. n1. 2014.
- MARDINI, Carlos Viruez.; MARDINI, Lucia beatriz L. F. **Cultivo de Peixes e seus segredos**. Canoas; ed. ULBRA. 204 p. 2000.
- MARTINS, Mauricio Laterça. Manejo Sanitário na Piscicultura. In: Ranzani-Paiva, M. J. T. TAKEMOTO, R. M.; LIZAMA, M. de los A. P. **Sanidade de Organismos Aquáticos**. Editora varela, pp. 323 – 332. São Paulo, 2004.
- MORAES, Flavio Ruas; MARTINS, Maurício Laterça (2004). Condições predisponentes e principais enfermidades de teleósteos cultivados. In: **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. Cyrino et al. São Paulo. TecArt, pp. 343 – 387.
- MOREIRA, Heden Luiz Marques et al. In: ZIMMERMAM, Sergio (Org.) **Fundamentos da Moderna Aquicultura**. Editora Ulbra. Canoas. 200p. 2001.

- ONAKA, 2009. Principais parasitoses de peixes de água doce do Brasil. In: TAVAREZ-DIAS, Marcos (Org.). **Manejo e Sanidade de peixes em Cultivo**. Embrapa Amapá. 2009 p. 536-601.
- ORSI, Mário L; AGOSTINHO Ângelo, A. Introdução de espécies de peixes por escapes acidentais de tanques de cultivo em rios da Bacia do Rio Paraná, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**. 16 (2): 557-560. 1999.
- PAVANELLI, Gilberto Cesar; EIRAS, Jorce C.; TAKEMOTO, Ricardo M. **Doenças de Peixes, profilaxia, diagnóstico e tratamento**. 3ed. Maringá. EDUEM. 311 p. 2008.
- PIZZOLATTI, Iraê Antônio. **Lernaea cyprinacea Controle e Prevenção em Pisciculturas de águas interiores**. 2000. 48f. Monografia (Especialista em Sanidade Animal). Universidade do Estado de Santa Catarina. Centro de Ciências Agroveterinárias. Lages, 2000.
- PERERA, K. M. L. Ultra structural of the primary Gill lamellae of *Scomber australasicus*. **J. Fish Biol.** v.43, p p. 45-49, 1993.
- RENAQUA. Rede Nacional de Laboratórios do Ministério da Pesca e Aquicultura. **Manual de Coleta**. Brasília, 2013. 67p.
- SADO, Ricardo Yuji; SOUSA, Fernando Carlos de; BEHR, Everton Rodolfo; BALDISSEROTO, Bernardo. Anatomia de Teleósteos e Elasmobrânquios. In: BALDISSEROTO, Bernardo; CYRINO, José Eurico Possebon; URBINATI, Elisabeth Crisciolo. Orgs. **Biologia e fisiologia de peixes neotropicais de água doce**. Jaboticabal: FUNEP; UNESP, 2014. pp.13-37.
- SANTOS, Carlucio Rocha dos; et al. Efeito do Triclorfon (Masoten®) sobre as esterasas de *Oreochromis niloticus*. In: **II SEMINÁRIO DE ECOTOXICOLOGIA AQUÁTICA**. Seminário. Campo dos Goytacazes RJ. 19 a 20 out. 2011.
- SANCHES, Fabio Henrique Carretero. Resposta de Estresse a Substância de Alarme na Tilápia do Nilo. **Tese de mestrado**. FAPESP, Botucatu SP, 2011.
- SARMIENTO, Jonathan; RODRIGUES, Adriana. Lerneosis in *Prochilodus magdalenae* prochilodontidae fingerlings cultivated under laboratory conditions. Ver. **Intropica**. pp. 99-103. Santa Maria, Colombia, diciembre de 2013.
- TAKEMOTO, Ricardo Massato et al. Parasitos de Peixes de Águas Continentais. In: RANZANI-PAIVA, Maria. José. Tavares; TAKEMOTO, Ricardo Massato; LIZAMA, Maria. delos Angeles Perez. **Sanidade de Organismos Aquáticos**. Editora varela, p. 179-198. São Paulo, 2004.
- TAVAREZ-DIAS, Marcos et al. Fauna parasitária de peixes oriundos de “pesque-pagues” do município de Franca, SP, Brasil.II. Metazoários. Ver. **Bras. de Zool.** 18. (sup. 1): pp. 81-95. Curitiba, Jul., 2001.
- TÓRO, Rosa M. et al. Activity of the *Pinus ellittii* resin compounds against *Lernaea cyprinacea* in vitro. Veterinary Parasitology. **SCIENCE DIRECT. ELSEVIER**. 118 (2003), pp.143-149.

VENTURINI, Perri. **Toxicidade aguda e respostas metabólicas e hematológicas do pacu (*Piaractus mesopotamicus*, HOLBERG, 1887) exposto a concentração sub-letal de triclofon e recuperação.** 2010, 90 p. Programa de pós graduação de genética e evolução. São Carlos, 2010.

VALENTIM, Marivone et al. Comparação de protocolos para extração de DNA de *Lernaea* sp. (Copepoda: Cyclopoida). **Acta Scientiarum.** Animal Sciences. Maringá, v.25, n.2, pp.219-222. 2003.

ANEXO 1

**Formulário de Necropsia de Peixes**

Projeto: _____

Nº

Nome do proprietário _____ Data _____
 Endereço _____ telefone _____
 Peixe: Nome científico _____ ; Nome popular _____
 Peso _____ ; Comprimento total _____ ; Comprimento Padrão _____

Peixe Nº	Identificação	Órgão	Agente	Nº

Observações:
