



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA
Centro de Ciências Agrárias
Curso de Engenharia de Aqüicultura

**Identificação de Parasitos de Peixes Cultivados e Selvagens em
Mato Grosso do Sul**

Ágata Paseto

Florianópolis/SC

2011



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA
Centro de Ciências Agrárias
Curso de Engenharia de Aqüicultura

**Identificação de Parasitos de Peixes Cultivados e Selvagens em
Mato Grosso do Sul**

Trabalho de Conclusão de Curso
apresentado na disciplina de AQI
5240 no curso de Engenharia de
Aqüicultura para a obtenção do título
de Engenheira de Aqüicultura.

Ágata Paseto

ORIENTADOR: Maurício Laterça Martins
SUPERVISOR: Luis Eduardo Roland Tavares

Florianópolis/SC

2011

FICHA CATALOGRÁFICA

Paseto, Ágata

Identificação de Parasitos de Peixes Cultivados e Selvagens no Mato Grosso do Sul

Relatório de Estágio Supervisionado II

Curso de Engenharia de Aquicultura

Centro de Ciências Agrárias

Universidade Federal de Santa Catarina

Florianópolis /SC – Brasil

52

Agradecimentos

A minha família, Itamar, Célia e Artur, por sempre me apoiarem, pela confiança, incentivo e por todo amor.

A todos os meus familiares e amigos pelo carinho e apoio.

Ao meu orientador Maurício Laterça Martins, pela oportunidade e orientação.

Ao professor Luis Eduardo Roland Tavares pelos ensinamentos, pela paciência e por me receber em seu laboratório.

A Gabi Tomas pelos seus conselhos, ensinamentos, por ter me incentivado a realizar este trabalho e assim ampliar meus horizontes, conhecendo outra linha de pesquisa.

Ao Laboratório AQUOS, Karen, Gabi Hashimoto, Geovana, Samantha, Aline, Jerko, Patricia, Natália, Eduardo pela convivência e pelos momentos descontraídos.

Ao pessoal da UFMS e Laboratório de Parasitologia Veterinária, Fernando Paiva, Luisa, Dani, Priscilla, Ana, Igor, Rafaela, Fernanda, Rech, Átila por me receberem. Enfim agradeço a todos que me ajudaram de alguma forma.

SUMÁRIO

Lista de Figuras	7
Lista de Tabelas.....	8
Resumo.....	9
Capítulo I Identificação de parasitos que acometem peixes de cultivos em Mato Grosso do Sul ..	10
1. Introdução	11
2. Descrição do Local de Estágio:	14
3. Revisão de literatura	15
3.1 Monogenoidea	15
3.2 Cestoda	16
3.3 Nematoda	17
3.4 Acanthocephala	18
3.5 Crustacea	18
3.5.1 <i>Dolops</i> sp.....	19
3.5.2 Copepoditos.....	20
3.5.3 Lernaea	20
4. Materiais e Métodos	22
4.1 Monogenoidea	22
4.2 Cestoda	23
4.3 Nematoda	23
4.4 Acanthocephala	24
4.5 Crustacea	25
5. Resultados e Discussão.....	25
5.1 Monogenoidea.....	26
5.2 Cestoda.....	27
5.3 Nematoda	29

5.4 Acanthocephala	32
5.5 Crustacea	34
5.5.1 <i>Dolops</i> sp.....	34
5.5.2 <i>Lernaea cyprinacea</i>	35
6. Conclusão	37
Capítulo II Atividades desenvolvidas na Base de Estudos no Pantanal.....	38
7. Introdução	39
8. Materiais e Métodos	40
9. Resultados e Discussão.....	40
10. Conclusão.....	42
11. Referências Bibliográficas.....	43
12. Análise Crítica do Estágio.....	52

Lista de Figuras

Figura 1- Híbrido tambacu (<i>C. macropomum</i> x <i>P. mesopotamicus</i>).....	13
Figura 2 – Surubim híbrido (<i>P. reticulatum</i> x <i>P. corruscans</i>).....	13
Figura 3 – Híbrido patinga (<i>P. mesopotamicus</i> x <i>P. brachypomus</i>).....	13
Figura 4 – Base de Estudos do Pantanal.....	14
Figura 5 - Monogenoidea isolado da brânquia de <i>Arapaima gigas</i>	16
Figura 6 - Úlcera em <i>Arapaima gigas</i> com espécimes de <i>Goezia</i>	18
Figura 7 - <i>Dolops carvalhoi</i> coletado em <i>Cichla piquit</i> no rio Paraná, região de Ilha Solteira, Estado de São Paulo.....	20
Figura 8 - <i>Lernaea cyprinacea</i>	21
Figura 9 – Estruturas cestodas.....	28
Figura10 - <i>Spatulifer rugosa</i> a) escolex b) metaescolex e suas proglótides.....	28
Figura 11 – Estruturas nematoda.....	30
Figura 12 - <i>Goezia spinulosa</i> a) comprimento total (2 mm) b) protuberância labial e esôfago (500 micrômetros) c) cauda com sua papila anal (100 micrômetros). d) espinhos (100 micrômetros).....	31
Figura 13 – Estruturas Acanthocephala.....	33
Figura 14 - <i>Echinorhynchus jucundus</i>	33
Figura 15 – <i>Dolops carvalhoi</i>	35
Figura 16 - <i>Lernaea cyprinacea</i> a) copepodito b) fêmea adulta e suas âncoras...36	
Figura 17 - <i>Trypanosoma</i> sp. no sangue circulante de tuvira (<i>Gymnotus</i> aff. <i>inaequilabiatus</i>) do Pantanal, estado do Mato Grosso do Sul. (a-b) Tripomastigota e (d) a fase de divisão submetidos. (c) Tripomastigota observadas após a centrifugação do sangue em tubo capilar (1: glóbulos vermelho; 2: leucócitos; 3 plasma). (e) Aumento de 100x . <i>Trypanossoma</i> observadas através de exame direto por meio de microscopia de contraste de fase.....	41

Lista de Tabelas

Tabela 1: Espécies de peixes analisadas e seus respectivos parasitos identificados.....	25
---	----

Resumo

Este relatório descreve as atividades realizadas durante o período de estágio supervisionado II, no qual se realizou a identificação de parasitos de peixes de diferentes grupos, com importância para a piscicultura de água doce, bem como as atividades desenvolvidas na Base de Estudos do Pantanal. Os peixes analisados foram surubim híbrido (*Pseudoplatystoma reticulatum* x *Pseudoplatystoma corruscans*), híbrido tambacu (*Colossoma macropomum* x *Piaractus mesopotamicus*) e híbrido patinga (*Piaractus mesopotamicus* x *Piaractus brachypomus*). Foram identificadas algumas espécies de parasitos como: *Ameloblastela* sp., *Demidospermus* sp., *Vancleavus* sp, *Spatulifer rugosa*, *Goezia spinulosa*, *Echinorhynchus jucundus*, *Dolops carvalhoi*, *Lernaea cyprinacea*. A garantia de um pescado de qualidade envolve todo um manejo sanitário adequado, onde se pode estabelecer controle dos agentes parasitários que acometem os sistemas de cultivo. Por isso, é de fundamental importância estudos sobre a taxonomia de cada parasito, estabelecendo manejo profilático a ser adotado pelos piscicultores e órgãos fiscalizadores.

Palavra-chave: piscicultura; manejo; parasitos, Pantanal

Capítulo I

Identificação de parasitos que acometem peixes de cultivos em Mato Grosso do Sul

1. Introdução

A aquicultura é uma das formas mais eficazes e sustentáveis para garantir a produção de pescado. De acordo com dados da FAO (2010), mundialmente em 2009 a aquicultura continental foi responsável pela produção de 35 milhões de toneladas e a captura foi de 10 milhões de toneladas, totalizando uma produção de 45 milhões de toneladas.

O Brasil possui 13% das reservas de água doce do mundo e 8,5 mil quilômetros de extensão marítima. Com isso, apresenta seu enorme potencial na área da aquicultura devido à quantidade de espécies que podem ser trabalhadas no país. Segundo o MPA (2010), a produção aquícola no Brasil em 2009 foi de 415.649 toneladas do total, desses, a aquicultura continental corresponde a 337.353 toneladas (81,2%) e a aquicultura marinha com 78.296,4 toneladas (18,8%) do país.

Segundo BOSCARDIN (2008) a produção da aquicultura continental brasileira foi responsável por 67% da produção nacional aquícola ancorada no cultivo de tilápias, carpas e tambaquis que produziram juntos 140 mil toneladas (78% da produção continental). A produção na região Centro-Oeste em 2004 foi equivalente a 18% da produção nacional, alavancada pela produção de tambacu, pacu, tilápia e tambaqui. Porém, observa-se atualmente incremento considerável de pintado (*Pseudoplatystoma* sp.), tambacu (*Colossoma macropomum* ♀ x *Piaractus mesopotamicus* ♂), patinga (*P. mesopotamicus* x *P. brachypomus*) e pacu (*P. mesopotamicus*) na produção aquícola continental na região Centro-Oeste, sendo principalmente cultivados em Mato Grosso do Sul, MS.

A manipulação genética tem sido aplicada nas diversas pisciculturas, a hibridação interespecífica visa produzir animais com melhor desempenho que as espécies parentais, na qual apresenta algumas vantagens como o aumento da taxa de crescimento, resistência a doenças, melhor qualidade da carne e facilidade no manejo (QUAGGIO et al, 2009). No estado de Mato Grosso do Sul algumas espécies híbridas recebem destaques como: o tambacu (Figura 1) (cruzamento de tambaqui – *C. macropomum* e pacu – *P. mesopotamicus*), o surubim híbrido (Figura 2) (cruzamento de cachara – *P. reticulatum* e pintado – *P. corruscans*) e patinga (Figura 3) (cruzamento de pacu – *P. mesopotamicus* e pirapitinga – *P. brachypomus*).

O tambacu é um peixe de importância econômica na aquicultura brasileira, possui rápido crescimento e bom ganho de peso. Apresenta também maior resistência ao estresse e doenças parasitárias se comparado com outras espécies como o pacu e o tambaqui (MARTINS et al., 2002a; TAVARES-DIAS et al., 2007). Sua produção no Brasil em 2009 foi de 18.492 toneladas em 2009 (MPA, 2010).

Os surubins ou pintados (*Pseudoplatystoma* spp.) são peixes de água doce de alto valor comercial, considerados produtos nobres por apresentarem carne saborosa, com baixo teor de gordura e ausência de espinhas intramusculares. São os peixes de maior importância econômica e social em suas regiões de ocorrência (CREPALDI, 2008), como no caso Mato Grosso do Sul.

As doenças parasitárias são um dos problemas mais comuns na aquicultura, pois os parasitos deixam os animais mais susceptíveis a infecções secundárias como bactérias e fungos. Dessa forma, compromete o desempenho zootécnico e a reprodução dos peixes, transmitindo para o ambiente de cultivo os agentes patogênicos e acarretando grandes prejuízos aos produtores (PLUMB, 2001; LIMA & LEITE, 2006). De acordo com NIKOLSKY (1963) a relação parasito/hospedeiro é uma das relações bióticas fundamentais entre os peixes, tanto intra como interespecífica e são relacionadas às condições abióticas como temperatura; a intensidade e a periodicidade de luz; a composição química da água (pH, alcalinidade, condutividade); a disponibilidade de espaço e a frequência de estímulos interferem no aparecimento de enfermidades. No geral a composição da fauna parasitária de peixes depende da localização geográfica do habitat, da estação do ano, das características da água, da fauna presente no habitat (DOGIEL, 1970).

Sendo assim, este trabalho teve como objetivo identificar os parasitos que causam prejuízos às pisciculturas no estado de Mato Grosso do Sul, além de apresentar a metodologia para a identificação de cada tipo de parasito e suas características morfológicas e biológicas. Ainda neste trabalho, são descritas atividades desenvolvidas na Base de Estudos do Pantanal, MS.



Figura 1 - Híbrido tambacu (*Colossoma macropomum* x *Piaractus mesopotamicus*).



Figura 2 - Surubim híbrido (*Pseudoplatystoma reticulatum* x *Pseudoplatystoma corruscans*).



Figura 3 - Híbrido patinga (*Piaractus mesopotamicus* x *Piaractus brachypomus*).

2. Descrição do Local de Estágio:

O estágio foi realizado em Campo Grande, Mato Grosso do Sul, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul (UFMS), Laboratório de Parasitologia Veterinária e em conjunto com a Base de Estudos do Pantanal (BEP).

O Laboratório de Parasitologia Veterinária pertence ao Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, recebe alunos da graduação em Medicina Veterinária, Ciências Biológicas e da pós graduação em Ecologia e Conservação. Possui duas salas que estão disponibilizados os microscópios, estereomicroscópios, estufas, câmara de fluxo laminar, todo o material necessário para as pesquisas desenvolvidas.

A Base de Estudos do Pantanal (Figura 4) está localizada na região denominada Passo do Lontra (Pantanal do Miranda/Abobral), município de Corumbá/MS. Com área construída às margens do rio Miranda, a estrutura possui alojamentos, refeitório, despensa, lavanderia, casa de máquinas com gerador de energia, energia elétrica rural, laboratórios, salas de aula, sala para biblioteca.

As atividades desenvolvidas na BEP são de ensino, extensão e pesquisa. A graduação realiza suas aulas práticas a campo e a pós graduação desenvolve seus projetos de dissertação. Desta forma, sua infra-estrutura atende alunos, para coleta de dados das suas pesquisas, docentes da UFMS e conveniados, que fornecerão subsídios para um melhor conhecimento da estrutura e funcionamento dos ecossistemas pantaneiro.



Figura 4 – Base de Estudos do Pantanal.

3. Revisão de literatura

As parasitoses em peixes têm aspectos diferentes que dependem do habitat, o qual pode ser de ambiente natural ou de cultivo (OBIEKEZIE & TAEGER, 1991). A ação parasitária de diferentes espécies de parasitos, principalmente aqueles que causam lesões ou até grandes mortalidades em seus hospedeiros, tem sido objeto de estudo principalmente em peixes de interesse econômico. No entanto, o estudo da fauna parasitária dos peixes de água doce é de grande importância, não só pelo aspecto econômico, mas também pelo que representa para a saúde pública, pois podem ser portadores de zoonoses (LOM & DYKOVÀ, 1992).

Os peixes em pisciculturas são passíveis de serem infectados por numerosas espécies de parasitos, que podem ocorrer em sua superfície chamados ectoparasitos ou nos órgãos internos os endoparasitos. Suas dimensões também variam podendo observá-los microscopicamente ou macroscopicamente, dependendo do parasito (PAVANELLI et al, 2002).

Sendo assim, foram abordadas as principais características e metodologia para as identificações dos grupos de parasitos que acometem os peixes cultiváveis de Mato Grosso do Sul.

3.1 Monogenoidea

As enfermidades causadas por monogenoidea (Figura 5) estão entre as mais importantes para a piscicultura, pois geram surtos de mortalidade, principalmente nos animais cultiváveis (PAVANELLI et al., 1998). São ectoparasitos do grupo dos platelmintos hermafroditas, com ciclo de vida direto, no qual pode completar todo o seu ciclo de vida em um único hospedeiro, parasitando brânquias, superfície corpórea e fossas nasais (THATCHER, 1991; PAVANELLI et al., 2002). Caracterizam-se pela presença de um aparelho para a fixação localizado geralmente na parte posterior do corpo, o haptor. Essa estrutura geralmente é achatada e freqüentemente apresenta-se em forma de disco, podendo ser dotado ainda de estruturas esclerotizadas como âncoras, barras e ganchos e em alguns gêneros, pode ter ventosas, pinças e lóculos (THATCHER, 2006).

Macroscopicamente, o principal sintoma a ser observado é a intensa produção de muco na superfície corporal e nas brânquias dos peixes. Microscopicamente provocam nas brânquias hiperplasia celular e em alguns casos fusão das lamelas branquiais, que dependendo da intensidade parasitária pode impedir a troca gasosa, dificultando a respiração e levando os animais à morte (JERÔNIMO et al, 2011).

Os monogenóideos parasitos de peixes de água doce pertencem na sua grande maioria a duas famílias: Dactylogyridae (ovíparos) e Gyrodactylidae (vivíparos). Esses parasitos possuem alta especificidade parasitária, sua transmissão é através da forma infectante conhecida como oncomiracídio, que são larvas recém eclodidas. Os ovos formam massas peculiares devido à presença de filamentos polares com ganchos, aumentando sua flutuação na coluna da água e assim permite maior probabilidade do contato com o hospedeiro (PAVANELLI et al, 1998; LUQUE, 2004).



Figura 5 : Monogeneoidea isolado da brânquia de *Arapaima gigas*.
Fonte: ONO, 2011

3.2 Cestoda

Os cestóides apresentam corpo segmentado, ausência do trato digestivo, alimenta-se dos nutrientes pré-digeridos pelo hospedeiro e são exclusivamente endoparasitas. São vermes de corpo comprido e achatado, podendo ter de poucos milímetros a vários metros de comprimentos (PIRES, 2011).

A Ordem Proteocephalidea, conhecidos como “tênias dos peixes” é o grupo mais característico dos cestóides, tendo como hospedeiro definitivo os peixes teleósteos de água doce. Seu ciclo de vida é indireto e com dois hospedeiros

intermediários. O hospedeiro intermediário é sempre um microcrustáceo e o definitivo pode ser peixes, aves, mamíferos, inclusive o homem (PAVANELLI et al, 1998).

Os cestóides possuem na região anterior o escólex adaptado a adesão no hospedeiro, constituído por ventosas, acetábulo, bótrias e botrídias, além do rostelo, ganchos e probóscides. Possuindo também o estróbilo constituído por um conjunto de proglotes ou anéis (PAVANELLI et al, 1998).

Os vermes adultos localizados no intestino de seus hospedeiros podem causar uma irritação no local de fixação do escólex com um aumento na produção de muco nos peixes. As formas larvais provocam hemorragia temporária, seguida por, uma reação inflamatória encapsulando na parede intestinal e assim diminui a capacidade do animal absorver os nutrientes (THATCHER, 2006).

3.3 Nematoda

Os nematóides são fáceis de serem identificados devido ao seu formato cilíndrico com as extremidades afiladas. São dióicos com dimorfismo sexual, apresentam o ciclo indireto com a participação de copépodes planctônicos como hospedeiros intermediários (LUQUE,2004). Os peixes podem ser parasitados por nematóides adultos ou por larvas. Na fase adulta parasitam principalmente o tubo digestivo dos peixes, porém podem ser encontrados em todos os órgãos e estruturas de seus hospedeiros. As larvas podem se encistar na musculatura, mesentério e órgãos em geral (PAVANELLI, 1998).

O dano causado aos peixes vai depender da espécie do parasita, do órgão parasitado e do número de indivíduos. Os nematóides se alojam no intestino com a possibilidade de ocorrer úlcera e perfuração gástrica (Figura 6), podendo causar anemia. A prevenção é evitar o contato desses peixes de cultivo com crustáceos que podem ser vetores desses parasitas (THATCHER, 2006; SANTOS & MORAVEC 2009).

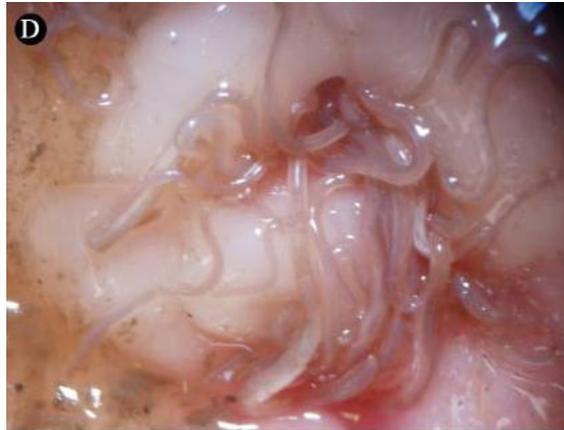


Figura 6 : Úlcera em *Arapaima gigas* com espécimes de *Goezi*

Fonte: SANTOS & MORAVEC, 2009.

3.4 Acanthocephala

Os acantocéfalos são endoparasitas obrigatórios. Possui a probóscide retrátil composta de ganchos ou espinhos que variam para cada espécie, a cavidade do corpo é pseudoacelomada e não possuem boca ou trato digestivo. São parasitos com dimorfismo sexual, as fêmeas são maiores que o macho da mesma espécie e as formas larvais parasitam seu hospedeiro intermediário os crustáceos e seu hospedeiro definitivo acaba sendo os peixes (THATCHER, 2006).

A patogenia vai depender da espécie, do número e do tamanho do parasita, além do porte do hospedeiro. Esses parasitas se alojam no intestino absorvendo os nutrientes do animal, em alguns casos é possível observar sintomas de desnutrição (PAVANELLI et al, 1998).

3.5 Crustacea

Os crustáceos estão entre os mais importantes causadores de doenças aos peixes de água doce cultiváveis e também aos peixes selvagens. Além de possuírem um grande número de espécies de parasitas, chamam a atenção por serem visíveis de imediato e apresentam diversas formas e tamanho. (PAVANELLI et al, 1998). São parasitos altamente modificados cujos apêndices

orais e natatórios transformam-se em potente órgão de fixação no hospedeiro (LUQUE, 2004).

Os crustáceos parasitas constituem um grupo de animais onde se verificam acentuadas variações morfofisiológicas que permitem dividir esses indivíduos em vários subgrupos, dos quais os principais são os copépodes, branquiúros e isópodes (THATCHER, 2006).

Segundo THATCHER (1991, 2006) e PAVANELLI et al. (1998), os principais danos que os crustáceos podem causar nos peixes são ações nas brânquias como impedir a circulação branquial, com necrose e destruição de áreas importantes desse órgão; no tegumento e músculo, a intensidade de ação vai depender da quantidade de parasitas presentes e da forma de fixação, podem provocar destruição da epiderme, derme e músculo, além de viabilizar a penetração de fungos e bactérias; nos órgãos internos, a compressão das gônadas pode provocar castração e conseqüente redução do plantel, de forma geral podem representar perda de peso, associada a uma redução do nível de lipídios, redução na taxa de crescimento e alterações no comportamento.

O diagnóstico dos crustáceos parasitos adultos pode ser realizado macroscopicamente e os copepoditos para serem visualizados, é necessário o auxílio do estereomicroscópio (JERÔNIMO et al, 2011).

3.5.1 *Dolops* sp.

A maioria das espécies do grupo do branquiúros pertence ao gênero *Argulus* (providos de ventosas) e ao gênero *Dolops* (providos de ganchos), conhecidos como “piolhos de peixe”. São caracterizados por apresentar uma carapaça ovóide ou foliácea, e o formato achatado. No hospedeiro estão localizados na superfície do corpo, nadadeiras e brânquias. A ação patogênica destes parasitas é devida à presença de poderosas mandíbulas, equipadas com estilete usado para perfuração. Os parasitas, ao se alimentarem, introduzem o estilete no tegumento dos hospedeiros e inoculam enzimas digestivas que, além de serem tóxicas, têm ação citolítica, provocando ulcerações nos peixes (EIRAS, 1994; MARTINS, 1998; PAVANELLI et al., 2002).

O *Dolops* sp.(Figura 7) possui baixa especificidade parasitária, seu ciclo de vida é direto, os ovos são depositados no substrato e após 10 a 15 dias surgem

os jovens crustáceos com forma semelhante ao adulto, capazes de sobreviver fora do hospedeiro por vários dias (NOGA, 1996).

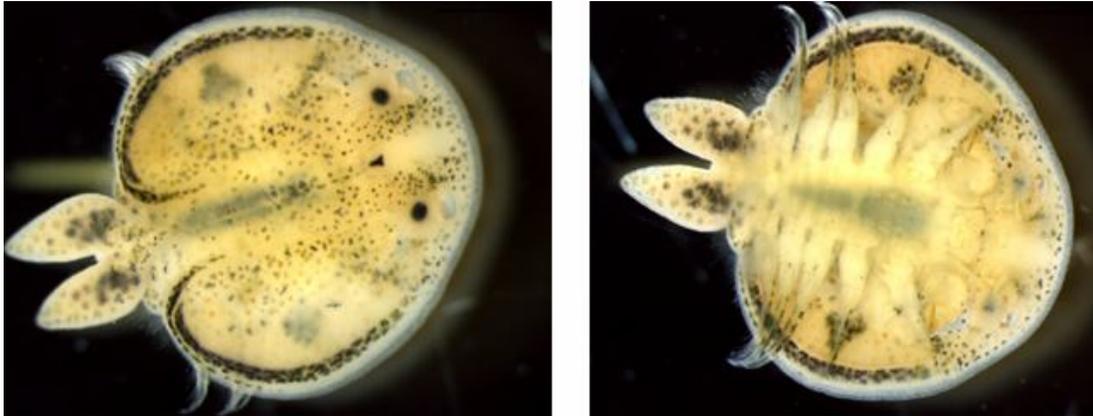


Figura 7 ; *Dolops carvalhoi* coletado em *Cichla piquit* no rio Paraná região de Ilha Solteira, Estado de São Paulo. Fonte: FRANCESCHINI, 2009

3.5.2 Copepoditos

As formas intermediárias do ciclo de vida dos crustáceos parasitos, denominados de copepoditos infectantes, também são parasitas. Normalmente são encontrados em épocas mais frias e com o aumento da temperatura tornam-se adultos e visíveis. Os peixes infestados pela fase adulta apresentam suas formas infectantes na pele, nas narinas e principalmente nas brânquias que tem a função respiratória comprometida. O surgimento de infecções bacterianas decorrente das lesões causadas pelo parasito e o quadro de anemia agravam o quadro clínico e aumentam as taxas de mortalidade (JERÔNIMO et al, 2011).

3.5.3 Lernaea

Lernaea cyprinacea (Figura 8) é importante agente que acomete peixes cultivados e selvagens, causando grandes mortalidades em pisciculturas. Foi introduzida no Brasil com carpas importadas da Hungria, e hoje se encontra em grande parte dos cultivos e parasita várias espécies de peixes nativos das pisciculturas (PAVANELLI et al, 1998).

BOEGER (1999) descreve esta espécie com a cabeça reduzida quando comparada ao restante do corpo e é onde se localiza os órgãos dos sentidos e a

boca. A porção após a cabeça é modificada em forma de âncora que serve para a fixação do parasito no hospedeiro. O restante do corpo é tubular e as fêmeas apresentam freqüentemente dois sacos de ovos alongados fixos aos poros genitais.

Seu ciclo de vida apresenta vários estágios de vida livre na fase planctônica. É na fase de copepodito que acontece a procura de um novo hospedeiro. Entretanto, é na fase de copepodito VI que atingem a maturidade sexual. Após a cópula o macho morre e a fêmea se fixa ao peixe iniciando-se o crescimento dos órgãos cefálicos em forma de âncora (fêmea metamórfica). As infestações são mais freqüentes na primavera e no verão, nas outras estações é mais comum achar os copepoditos e fêmeas premetamórficas (CECCARELLI, 1988; MARTINS, 1998).

Estes parasitos são conhecidos em muitas pisciculturas como “verme âncora” devido a sua forma e modo de fixação. São encontrados na superfície do corpo dos peixes, em especial na base das nadadeiras. As graves lesões pela penetração das âncoras podem provocar fortes hemorragias, levando a processos anêmicos (THATCHER, 2006; PAVANELLI et al, 1998).

Segundo COLLA (1996) as infestações decorridas por esse parasito podem levá-los a rasparem seu corpo nas laterais e fundo dos tanques de cultivo, na tentativa de tirar o parasito, causando letargia e dificuldade de manter o equilíbrio.

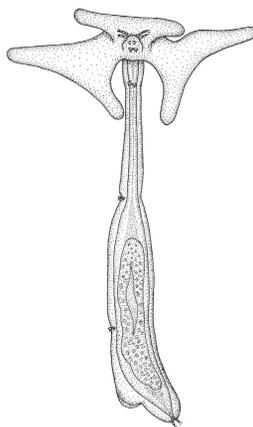


Figura 8: *Lernaea cyprinacea*. Fonte: THATCHER, 2006

4. Materiais e Métodos

As coletas de material biológico foram realizadas em dois ambientes distintos: piscicultura comercial e pesque pague. O híbrido tambacu (*C. macropomum* x *P. mesopotamicus*) e surubim híbrido (*P. reticulatum* x *P. corruscans*) em piscicultura comercial, (21°59'47,39"S e 54°48'34,50"O) na região de Itaporã - MS e em Pesque Pague (22°17'01,33"S e 54°45'57,37"O), surubim híbrido (*P. reticulatum* x *P. corruscans*) e híbrido patinga (*P. mesopotamicus* x *P. brachypomus*) situado no município de Dourados - MS, ambas realizadas no período de janeiro de 2010 a junho de 2011.

Após captura dos peixes, foram sacrificados por aprofundamento anestésico com solução de benzocaína 50 mg/L, procedeu-se a inspeção externa do tegumento seguida de necropsia e observação macroscópica dos órgãos e cavidade celomática para visualização de parasitos. As brânquias, o intestino e o estômago foram banhados com água a temperatura de 60°C, posteriormente fixados em formalina 10%. Para a observação e quantificação dos parasitos os órgãos foram visualizados com auxílio de estereomicroscópio.

Os parasitos presentes no tegumento dos peixes foram colhidos e fixados em álcool 70% para posterior identificação.

Para a identificação dos parasitos seguiu-se a metodologia, de acordo com o grupo do parasita.

4.1 Monogenoidea

Para a identificação dos monogenóideos são preparadas lâminas com uma pequena gota de Grey & Wess, clarificador que facilita visualização das estruturas e importante para a identificação. As lâminas preparadas secam rapidamente, porém a clarificação dos espécimes só acontece de 1 a 2 dia após a preparação da lâmina (AMATO et al, 1991).

4.2 Cestoda

Para a identificação e estudo morfológico dos cestodas realizou-se a metodologia de AMATO et al. (1991) com uma seqüência de coloração de helmintos pelo Carmin, processo regressivo. Esse processo consiste corar em excesso para depois remover o corante com o diferenciador, é um processo rápido e controlável, pois permite a remoção das partículas de corante que normalmente ficam aderidas à superfície dos helmintos.

As etapas para a coloração dos cestodas são:

- Primeiramente colocados em etanol 70 °GL por 15 minutos
- Corante Carmin por tempo variável
- Etanol 70°GL para uma lavagem rápida
- Etanol 70°GL clorídrico a 0,5% por tempo variável
- Etanol 70 °GL por 15 minutos
- Etanol 90° GL por 15 minutos
- Etanol absoluto 1 por 15 minutos
- Etanol absoluto 2 por 15 minutos
- Creosoto de Faia por tempo variável (no caso ficaram 24 horas).

O tempo em cada etapa pode variar de acordo com a espessura do espécime. Após o processo de clarificação os parasitos são montados em lâminas permanentes com Bálsamo do Canadá e posteriormente são analisados em microscopia óptica para a identificação das estruturas que caracterizam as espécies.

4.3 Nematoda

Os parasitos nematóides foram clarificados em lactofenol de Amann de acordo com a metodologia proposta por HUMASON (1971) e montados nas lâminas com lamínulas, para posterior observação em microscópio analisando suas estruturas para a identificação.

4.4 Acanthocephala

Para a identificação desses parasitos, primeiramente são separados os que estão com a probóscide evertida e para isso é necessário colocar em água destilada fria ou na geladeira antes de fixar para everter a probóscide. Depois de separados são levados para um banho ultrassônico para auxiliar na limpeza, principalmente da probóscide, pois a visualização dos ganchos é essencial para sua identificação. Esse banho foi realizado duas vezes por 3 minutos, trocando o álcool 70%.

O processo realizado foi o mesmo que os cestodas, de acordo com a metodologia de AMATO et al. (1991) pelo processo regressivo dos helmintos.

As etapas para a coloração dos acanthocephala são:

- Primeiramente colocados em etanol 70 °GL por 15 minutos
- Corante Carmin por tempo variável
- Etanol 70°GL para uma lavagem rápida
- Etanol 70°GL clorídrico a 0,5% por tempo variável
- Etanol 70 °GL por 15 minutos
- Etanol 90° GL por 15 minutos
- Etanol absoluto 1 por 15 minutos
- Etanol absoluto 2 por 15 minutos
- Creosoto de Faia por tempo variável (no caso ficaram 24 horas).

O tempo em cada etapa pode variar de acordo com a espessura do espécime. Após o processo de clarificação os parasitos são montados em lâminas permanentes com Bálsamo do Canadá e depois são analisados em microscópio para a identificação das estruturas e da espécie.

4.5 Crustacea

O processamento dos crustáceos ocorreu da seguinte forma: primeiramente foram lavados em álcool 70 °GL, montados em lâmina com o ácido láctico (clarificador) para melhor visualização das estruturas em microscópio.

5. Resultados e Discussão

As três espécies de peixes analisadas apresentaram parasitos de diferentes grupos, causando lesões macroscópicas e microscópicas nos órgãos dos animais (Tab. 1).

Tabela 1: Espécies de peixes analisadas e seus respectivos parasitos identificados.

		PARASITOS				
Espécies de Peixes	Local de Coleta	MONOGENEA	CESTODA	NEMATODA	ACANTOCEPHALA	CRUSTACEA
Híbrido Tambacu	Piscicultura Comercial			<i>Goezia sp.</i>	<i>Echinorhynchus jucundus</i>	Copepodito (<i>Lernaea</i>), <i>Lernaea cyprinacea</i> , <i>Dolops carvalhoi</i>
Híbrido Patinga	Pesque Pague			<i>Goezia spinulosa</i>	<i>Echinorhynchus jucundus</i>	<i>Dolops carvalhoi</i>
Surubim Híbrido	Piscicultura Comercial	<i>Vancleavus sp.</i> , <i>Ameloblastela sp.</i> , <i>Demidospemus sp.</i>				Copepodito (<i>Lernaea</i>), <i>Lernaea cyprinacea</i> , <i>Dolops carvalhoi</i>
Surubim Híbrido	Pesque Pague		<i>Spatulifer rugosa</i>			Copepodito (<i>Lernaea</i>), <i>Dolops carvalhoi</i>

5.1 Monogenoidea

Desta classe foram identificados três gêneros de monogenóideos de surubim híbrido em piscicultura comercial.

Vancleavus sp. (Kritsky, Thatcher & Boeger, 1986) de acordo com THATCHER (2006) apresenta seu corpo fusiforme; tegumento liso; olhos ausentes; órgão copulatório composto por male copulatory organ (MCO) e peça acessória; MCO em formato de J (“J-shaped”); conferindo 14 ganchos com distribuição ancyrocephaline (4 ganchos dorsais e 10 ventrais); raízes bem definidas; barra ventral ligeiramente em forma de V ou em forma de bastonete com projeção anterior; projeção dorsal é ausente e barra dorsal em forma de bastonete. São parasitas das brânquias de Siluriformes, mais comum em Pimelodidae. KRITSKY, THATCHER & BOEGER (1986) identificaram *V. cicinnus* em *Phractocephalus hemiliopterus* (Pimelodidae); *V. fungulus* em *Pseudoplatystoma fasciatum* (Pimelodidae); *V. janauacaensis* em *Pterodoras granulosus* (Doradidae); *V. platyrhynchi* em *Hemisorubim platyrhynchos* (Pimelodidae).

Demidospermus sp. (Suriano, 1983), de acordo com THATCHER (2006) apresenta corpo fusiforme; tegumento liso; gônadas tandem (alinhas verticalmente); germário anterior ao testículo; órgão copulatório composto por MCO e peça acessória; MCO em forma de J, um pouco reto, ligeiramente curvo, espiralado; com ditribuição ancyrocephaline (4 ganchos dorsais e 10 ventrais); pares de âncoras ventrais e dorsais presente; a barra ventral é fortemente em forma de V sem projeção anterior ou posterior e a barra dorsal fortemente em forma de V com projeção posterior. Espécies deste gênero foram encontradas parasitando peixe siluriforme, *Iheringichthys labrosus*, a partir da planície de inundação do alto rio Paraná por FRANÇA et al. (2003). Foram descritas a partir de hospedeiros siluriformes da Argentina e mais recentemente no Brasil. Isto indica especificidade do gênero de acordo com a ordem do peixe. Desse gênero foram encontradas oito espécies diferentes parasitando peixes da família Pimelodidae, Heptapteridae, Loricariidae e Auchenipteridae (COHEN & KOHN, 2008).

MENDOZA-PALMERO & SCHOLZ (2011) relatam outro gênero encontrado na família Pimelodidae, que é *Ameloblastella* sp. Kritsky, Mendoza-Franco & Scholz, 2000 com cinco espécies encontradas em catfish

Os monogenóideos provocam elevadas mortalidades em peixes principalmente jovens, sendo de difícil controle, pois é uma enfermidade que somente pode ser identificada por técnica de microscopia, tornando difícil o diagnóstico a ser realizado sem o uso de equipamentos adequados. Os parasitos quando colonizam as brânquias fixam-se mediante ganchos especiais localizados em sua extremidade posterior e se alimentam mediante raspado e sucção de células epiteliais, muco e sangue (CARNEVIA, 1993).

5.2 Cestoda

A espécie de cestoda identificada foi *Spatulifer rugosa* (Figura 9) em surubim híbrido coletado em pesque pague.

De acordo com a descrição de REGO (2002), a espécie *S. rugosa* apresenta proglotes mais ou menos retangulares, musculatura regular, delimitando córtex e medula. Possui seu metaescolex bem desenvolvido, “collar-like”, escolex cônico com ventosas geralmente visíveis não encobertas pelas dobras do metaescolex. Ventosa uniloculada, gônadas, útero, vitelária cortical, testículos numerosos.

A partir de um estudo da fauna parasitária de cachara (*Pseudoplatystoma fasciatum*) do rio Aquidauana, Pantanal Sul Mato-grossense, foram identificadas algumas espécie de cestoda entre elas *S. rugosa* (CAMPOS et al, 2008). LOPES (2009) também identificou essa espécie em sua pesquisa de composição e estrutura da comunidade parasitária associada às espécies do gênero *Pseudoplatystoma* na região da Amazônia e conclui que as espécies representativas para *P. fasciatum* são *Nomimoscolex* sp. e *Spatulifer rugosa*.

Spatulifer rugosa foi descrita em *P. tigrinum* e *P. fasciatum*, da Amazônia (WOODLAND, 1935) e para *P.fasciatum*, do Mato Grosso (REGO, 1989). De acordo com REGO (1989), esse parasito parece ser comum em espécies de peixes pimelodídeos. Essa diversidade de espécies na fauna de endoparasitos de *P. fasciatum*, é provavelmente explicada pelo seu hábito alimentar carnívoro (SANTOS et al., 2003).

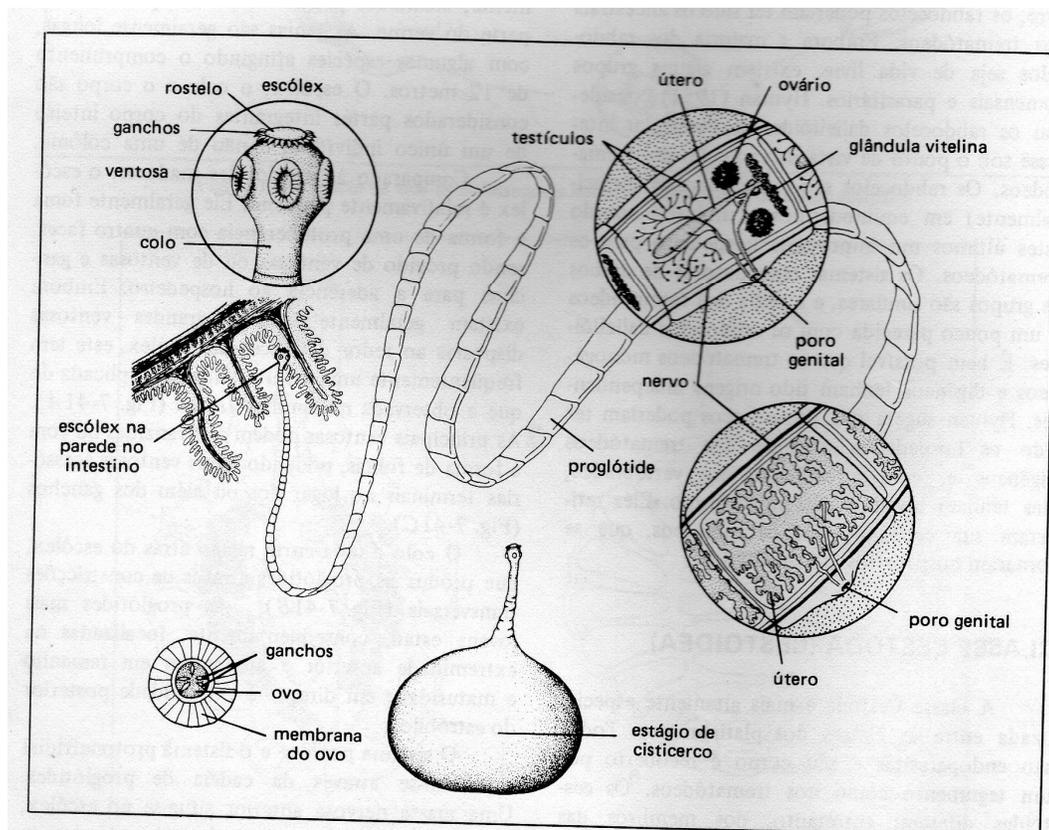


Figura 9: Estruturas dos cestodos. Fonte: BARNES, 1984



Figura 10: *Spatulifer rugosa* a) escólex b) metascolex e suas proglótides.

5.3 Nematoda

Os parasitos deste grupo foram identificados como *Goezia spinulosa* (Figura 10) em híbrido de patinga no ambiente de pesque pague e *Goezia* sp. em híbrido de tambacu da piscicultura comercial.

O gênero *Goezia* apresenta algumas características como à cutícula com uma série de anéis notáveis, um corpo estriado constituído por espinhos. Outro fator determinante para a sua identificação é a protuberância dos lábios que possuem tamanhos iguais. Os machos têm uma cauda cônica prolongada, a cloaca e um apêndice, já as fêmeas com a cauda cônica sua extremidade termina em pequenos espinhos. Apresenta também algumas estruturas como: o esôfago, ceco intestinal, ventrículo, apêndice ventricular, as papilas. São parasitas de peixes e répteis aquáticos (MORAVEC, 1998).

Para a conclusão da espécie *G. spinulosa*, além de todas as características ditas anteriormente, observou-se uma única papila na região anterior próximo a cloaca. E chegamos à conclusão que o outro nematoda tratava-se de outra espécie de *Goezia*, pois apresentava características diferentes como espinhos menores, mas não foi possível a visualização das estruturas internas dos espécimes que coletados para este estudo.

Os espécimes de *G. spinulosa* apresentaram um comprimento médio de 17,39 mm (Figura 5).

Goezia spinulosa se localiza no estômago e os seus hospedeiros onde foram encontrados são *Arapaima gigas* (pirarucu), *Astronotus ocellatus* (Oscar), *Micropterus salmoides* (Achigã), *Pseudoplatystoma corruscans* (pintado) (MORAVEC, 1998). De acordo com VICENTI et al. (1985) as seguintes espécies também apresentaram esse parasita como: *Leporinus copelandii*, *Leporellus vittatus*, *Astyanx schubarti*, *Galeocharax knerii*, *Salminus maxillosus*, *Hoplias malabaricus*, *Pimelodus maculatus*, acara – açu.

O nematóide *G. spinulosa* foi encontrada no estômago e no intestino de *A. gigas* na Amazônia, Brasil. Observaram-se algumas características descritas na espécie tais como o poro excretor, fasmídios no macho e quatro papilas pós anais. Este nematóide parece ser um dos parasitos mais patogênicos de *Arapaima gigas* que são responsáveis por uma elevada taxa de mortalidade de alevinos. Uma das fontes de infecção de alevinos de pirarucu cultivados em

tanques é o fitoplâncton contaminado nas proximidades do local e para isso é necessário medidas preventivas para evitar a contaminação (SANTOS & MORAVEC, 2009).

SANTOS et al (2008), registrou no estado de Mato Grosso no rio Araguaia no *A. Gigas* o parasito *G. spinulosa* na região do estômago. Os parasitos do filo nematoda, em geral não apresentam grau elevado de patogenia, mas quando estão com uma intensidade alta do parasito podem apresentar atrofia, necrose, fibrose, hemorragia, letargia deixando o peixe susceptível a doenças (VIANA et al, 2009).

Em *Pseudoplatystoma punctifer* também foi encontrado o *G. spinulosa*, em uma pesquisa realizada em um mercado no Ceasa em Manaus no período de maio e setembro de 2005 (LOPES et al, 2009). E foi estudado também a diversidade parasitária do rio Paraná encontrando essa mesma espécie de nematoda no *P. corruscans* (CHEMES & TAKEMOTO 2011). Já em *Leporinus friderici* (piauí-três-pintas) coletado na planície de inundação do alto rio Paraná no Brasil foi encontrado no estômago e no ceco intestinal (GUIDELLI et al, 2006).

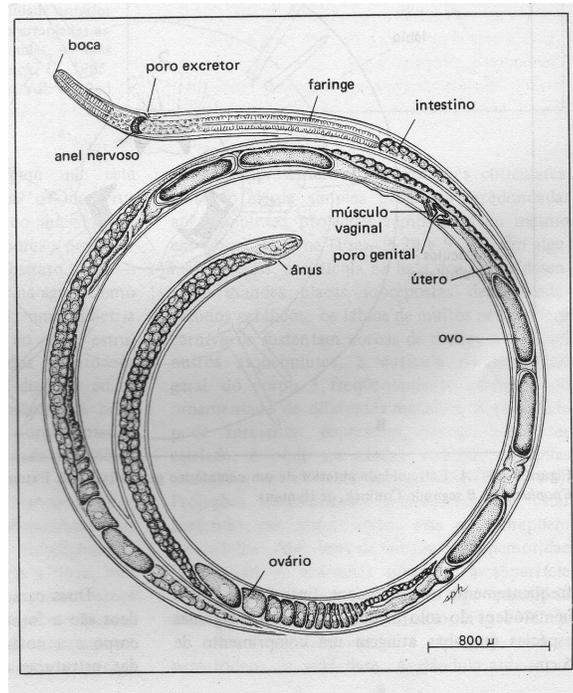


Figura 11: Estruturas dos nematodas. Fonte: BARNES, 1984.



Figura 12: *Goezia spinulosa*. a) comprimento total. b) protuberância labial e esôfago c) cauda com sua papila anal. d) espinhos.

5.4 Acanthocephala

Foi identificado no híbrido tambacu de piscicultura comercial e híbrido de patinga no pesque pague *Echinorhynchus jucundus* (Figura 11).

Algumas características são observadas para a identificação dos acantocéfalos como: tamanho e forma do corpo; tamanho e forma da probóscide; forma, tamanho e número dos ganchos; tamanho do receptáculo; forma e número de camadas no comprimento do lemnisco; tamanho e posição dos testículos; a glândula de cimento seu tamanho, sua forma e os ovos seu tamanho e forma (THATCHER, 2006).

A espécie identificada apresentou 14 fileiras de ganchos; um receptáculo duplo; lemniscos alongados; testículos mais ou menos ovais *in tandem*; a glândula de cimento é alongada (4-6) e o macho com bolsa copuladora.

Foram medidos os ganchos apicais apresentando em média 103,256 micrômetros e os ganchos basais uma média de 79,1 micrômetros. Observando que os ganchos apicais são maiores e os basais menores.

Echinorhynchus jucundus foi descrito primeiramente por Travassos, 1923, apresentando comprimento de 13 mm nos machos e fêmeas com 26 mm e largura de 2 mm nos machos e 4 mm nas fêmeas, considerado como sendo de porte médio, apresenta ainda corpo com cutícula levemente rugosa, a porção cefálica é mais grossa que a genital. Probóscide cilíndrica bem desenvolvida possuindo cerca de 16 a 17 séries obliquas de 14 ganchos cada. Nos machos os testículos são localizados na porção mediana do corpo medindo 0,89mm de comprimento por 0,68mm largura, as fêmeas possuem órgão reprodutor situado na ultima parte do corpo com ovejeter com 1,145 mm de comprimento, os ovos são alongados e medem 0,155mm de comprimento por 0,021mm de largura (MACHADO FILHO, 1948).

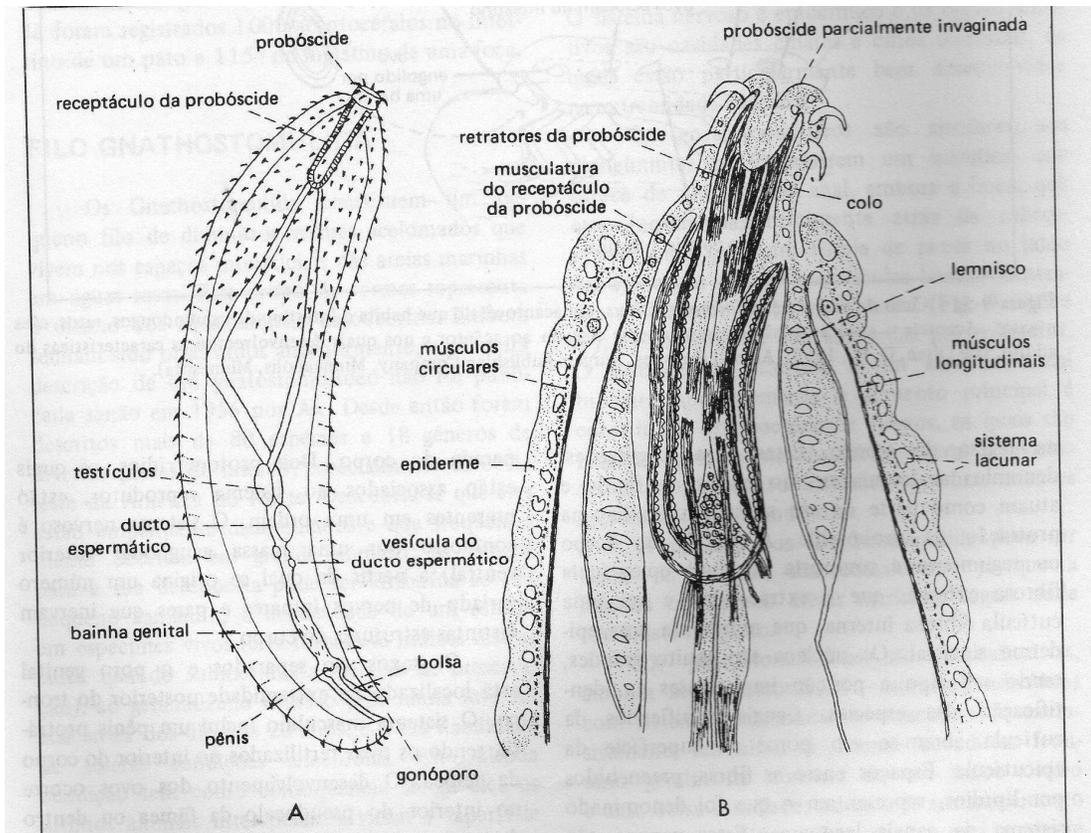


Figura 13: Estruturas Acanthocephala. Fonte: BARNES, 1984.



Figura 14: *Echinorhynchus jucundus*.

5.5 Crustacea

Entre os parasitos da classe Crustacea foram identificados: *Lernaea cyprinacea* e copepodito de *Lernaea* em híbrido de tambacu e surubim híbrido; *Dolops carvalhoi* em híbrido de tambacu, híbrido de patinga e surubim híbrido.

5.5.1 *Dolops* sp.

Algumas características são observadas para identificação dos argulídeos como tamanho; forma e cor; número de pernas cobertas pela carapaça; forma das maxilas; e a forma e o número de dentes superiores. A espécie identificada apresenta a primeira maxila simples armada com garras (ganchos), placa basal da segunda maxila é armada com três dentes, os lobos abdominais de comprimento médio é geralmente um pouco mais comprido que a parte larga, presença do sino abdominal profundo e uma carapaça ventral sem espinhos. Chegando a conclusão que a espécie identificada é *Dolops carvalhoi* (Figura 12) (THATCHER, 2006).

No caso de *Dolops* a agressão é severa, pois seu aparelho de fixação é dotado de ganchos. Os traumas causados nos tecidos favorecem o aparecimento de infecções secundárias e nos locais agredidos, observa-se pontos hemorrágicos com hipersecreção de muco. As brânquias parasitadas apresentam hiperplasia e hipertrofia do epitélio de revestimento e de células mucosas, além, de focos necróticos nos locais agredidos (THATCHER, 2006; PAVANELLI et al, 2002).

D. carvalhoi foi descrita por LEMOS DE CASTRO (1949), com base em seis exemplares de *Rhaphiodol vulpinus* (Agassiz, 1829) parasitando as brânquias, coletados no estado de Mato Grosso.

De acordo com THATCHER (2006) *D. carvalhoi* possui alguns hospedeiros como: *Rhaphiodon vulpinus*, *Pseudoplatystoma fasciatum*, *P. tigrinum*, *Phractocephalus hemiliopterus*, *Colossoma macropomum*, *C. bidens* e *Pellona castelnaeana*.



Figura 15 : *Dolops carvalhoi*.

5.5.2 *Lernaea cyprinacea*

Foram identificados copepoditos de *Lernaea* (Figura 13) em uma fase jovem (4 a 5), pois sua antena termina em ganchos.

As características para a identificação da *Lernaea cyprinacea* (Figura 13) foram determinadas por possuir quatro âncoras na região anterior e as mesmas são largas, freqüentemente ramificadas com poro genital perto da extremidade posterior, com a quarta perna traseira sobre o corpo (THATCHER, 2006).

BASTOS et al. (1996) estudaram a *L. cyprinacea* em tambaquis (*C. macropomum*) de cativeiro. A lesão provocada apresentava hemorragia discreta e limitada no ponto de fixação. A análise histopatológica apresentou infiltração leucocitária mononuclear e neovascularização com intensa hemorragia nos tecidos ao redor da área de fixação de *L. cyprinacea*.

GABRIELLI & ORSI (2000) realizaram o estudo sobre a dispersão de *L. cyprinacea* na região norte do estado do Paraná, o parasito que possui forma alongada, região cefálica modificada, medindo de 3,7 mm a 13,4 mm de comprimento. Nesse mesmo estudo observou-se que as maiores incidência parasitárias ocorrem nos meses com as temperaturas mais altas no caso foram de setembro a março e levantado alguns fatores da infestação por esse parasito como: lotes de peixes contaminados adquiridos pelos produtores e conseqüentemente a falta de quarentena nas propriedades; o transporte

inadequado dos peixes entre propriedades sem nenhum controle sanitário; a contaminação da água de abastecimento; facilidade de adaptação do parasito as condições ambientais da região.

Lernaea cyprinacea é encontrada parasitando diversas espécies de peixes, tambaqui (*C. macropomum*), pacu (*P. mesopotamicus*), híbrido tambacu (*P. mesopotamicus* x *C. macropomum*), carpa comum (*C. carpio*), piaçu (*L. macrocephalus*), mandi (*P. clarias*), peixe sapo (*Rhandia sapo*), matrinxã (*B. cephalus*), lambari (*Astianax sp*), traíra (*H. malabaricus*), tilápia (*O. niloticus*), carpa capim (*Ctenopharyngodon idella*) (FIGUEIRA & CECCARELLI, 1991, BASTOS *et al.*, 1996, FORTES *et al.* 1998, BENETTON & MALTA, 1999, MARTINS *et al.*, 2000, TAVARES-DIAS *et al.*, 2001, MARTINS *et al.*, 2002b, SCHALCH & MORAES, 2005).



Figura 16 : *Lernaea cyprinacea*. a) copepodito. b) fêmea adulta e suas âncoras apontadas pelas setas.

6. Conclusão

Com o desenvolvimento da aquicultura a sustentabilidade da atividade e os riscos que os organismos cultiváveis estão submetidos, principalmente aqueles representados pelas enfermidades, constituem uma preocupação crescente pelos piscicultores. Sendo assim, é de fundamental importância identificar os agentes patogênicos para assim garantir a qualidade sanitária desses animais, tornando-se necessárias melhorias nas práticas de manejo, aumentando o conhecimento da patologia desses organismos bem como o diagnóstico, tratamento e prevenções.

Capítulo II

Atividades desenvolvidas na Base de Estudos no Pantanal

7. Introdução

O Pantanal é um dos maiores ecossistemas alagáveis do planeta, formado por depósitos sedimentares de origem relativamente recente (PONCE & CUNHA, 1993). Devido a sua história geomorfológica, a sua localização as margens de três grandes domínios fitogeográficos e a influência dos seus principais rios, o Pantanal resulta em diversidades de fisionomia e habitat, sendo muito variável em suas sub-regiões (CUNHA & JUNK, 1999). As formações florestais que ocorrem no Pantanal são as matas ribeirinhas, os capões, as cordilheiras e as formações monotípicas (paratudal, caradanzal, acurizal) (PRANCE & SCHALLER, 1982).

As espécies de peixes tropicais de água doce possuem uma grande diversidade nas características morfológicas, fisiológicas, ecológicas e nos padrões do ciclo de vida. Em relação ao período reprodutivo, a grande variedade de estratégias permite alcançar sucesso em distintos ambientes, adaptando-se tanto às condições bióticas (disponibilidade de alimento e pressão de predação), quanto às abióticas (temperatura, fotoperíodo e oxigênio disponível), sendo que ambas variam amplamente no tempo e no espaço (VAZZOLER, 1996).

Os parasitos de peixes constituem um excelente modelo para estudos sobre a ecologia de comunidades. A possibilidade de obter numerosas réplicas e de quantificar a totalidade dos parasitos que estão distribuídos em diversos habitats (locais de infecção) facilitam a detecção de padrões da dinâmica populacional e de relacionamentos interespecífico (ROHDE, 1991).

Os peixes apresentam os maiores índices de infecções por parasitoses, pois o habitat aquático facilita a propagação, a reprodução e o ciclo de vida da maioria dos agentes patogênicos (MALTA, 1984).

Tripanosomas são flagelados da ordem Kinetoplastida, parasitas de uma grande variedade de hospedeiros, com ampla distribuição geográfica (WOO e BLACK, 1984). É um importante parasito de sangue, linfa, tecidos ou cavidades de todas as classes de vertebrados (OLSEN, 1974). O diagnóstico parasitológico direto da tripanossomíase é baseado na detecção de formas tripomastigotas sanguíneas pelo exame microscópico de amostras de sangue fresco ou esfregaço sanguíneo. As lâminas coradas permitem a caracterização do parasito, enquanto que o exame a fresco permite observar e detectar sua motilidade (CHIARI, 1992).

O objetivo desta etapa do estudo foi coletar peixes de diferentes pontos do rio Vermelho localizado na região Passo do Lontra (Pantanal do Miranda/Abobral), município de Corumbá/MS, e analisar esses peixes quanto a tripanossomíase.

8. Materiais e Métodos

Foram coletados 17 peixes em quatro pontos ao longo do rio Vermelho e os demais pontos, no sentido rio Vermelho ao rio Miranda. Os animais foram identificados e numerados, depois foi coletado o sangue dos peixes, através da punção caudal 0,8 – 0,3 ml de sangue e transferidos para tubos contendo 20 microlitros de sangue. O material foi levado para o laboratório na Base de Estudos do Pantanal onde foi observado hemólise em oito tubos (oito peixes diferentes).

A partir das amostras de sangue que não sofreram hemólise foram confeccionados esfregaços e realizados exames usando a técnica descrita por WOO (1970) que consiste em preencher o tubo capilar com sangue até $\frac{3}{4}$ da sua altura; fechando uma das extremidades na chama de uma lamparina ou massa de modelar, colocando o capilar em uma centrífuga apropriada por 10 minutos em 10.000 rpm. Para visualização dos parasitos, utiliza-se microscópio e observa-se o capilar na fase de transição do sangue (camada leucocitária), por possuírem flagelos é possível detectar sua movimentação no capilar.

9. Resultados e Discussão

Neste estudo não foi detectado o hemoparasito *Trypanossoma* sp. onde torna-se necessário realizar mais coletas afim de obter mais amostras de peixes para um próximo estudo.

PÁDUA et al. (2011), fez o primeiro registro de *Trypanosoma* sp. (Protozoa: Kinetoplastida) em tuvíra no Pantanal, Mato Grosso do Sul, obteve uma taxa de prevalência de 80%, por meio do exame a fresco e da centrifugação do sangue em capilar como método de diagnóstico deste parasito (Figura 14).

Os cascudos são amplamente parasitados por *Trypanosoma* spp. nas regiões do Estado de Mato Grosso do Sul: Pantanal do Miranda-Abobral,

caracterizada como ambiente lântico, e Serra da Bodoquena, caracterizada como lótico (POMINI et al, 2005).

Alguns trabalhos documentaram a ocorrência de *Trypanosoma* em espécies de ambiente natural, como *Trypanosoma guairaensis* causando infecção em *Megalancistrus aculeatus* (EIRAS et al., 1989), *Trypanosoma nupelianus* causando infecção em *Rhinelepis aspera* (EIRAS et al., 1990), *Trypanosoma limae* infectando trairão *Hoplias lacerdae* (LOPES et al., 1996) e *Trypanosoma platanusi* encontrado na tainha *Mugil platanus*(RIBEIRO et al., 1996).

Assim, avaliações hematológicas são de grande importância para o estudo sanitário de uma população e da qualidade do ambiente, podendo compreender determinadas relações entre parasitos/hospedeiros e o ecossistema em que vivem (ALMOSNY & SANTOS, 2001; ALMOSNY & MONTEIRO, 2007).

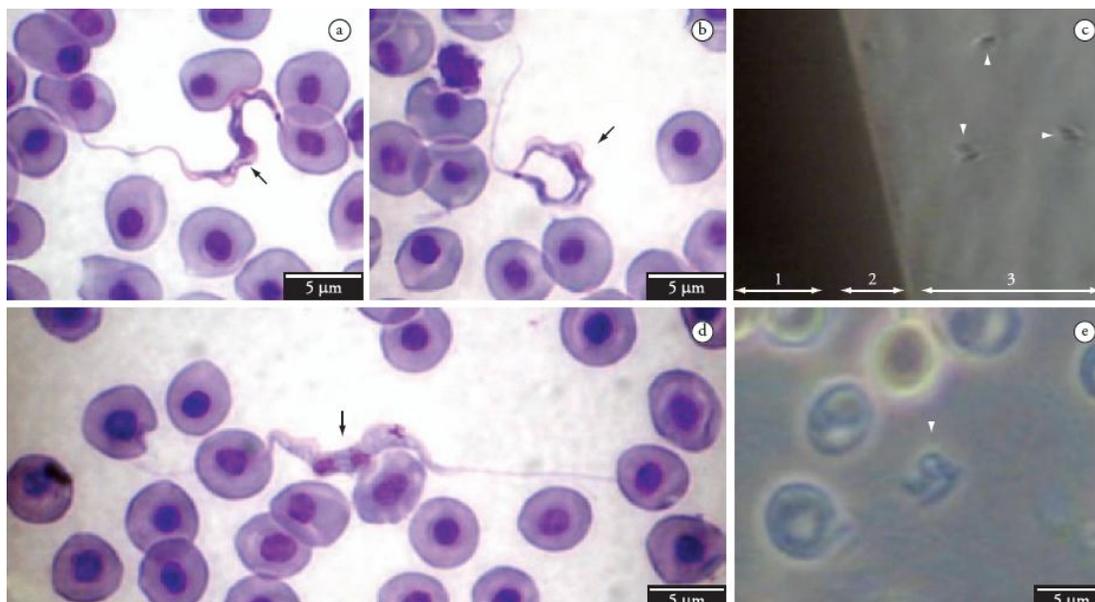


Figura 17: *Trypanosoma* sp. no sangue circulante de tucunaré (*Gymnotus* aff. *inaequilabiatus*) do Pantanal, estado do Mato Grosso do Sul. (a-b) Trypomastigota e (d) a fase de divisão submetidos. (c) Tripomastigota entobservadas após a centrifugação do sangue em tubo capilar (1: glóbulos vermelho; 2: leucócitos; 3 plasma). (e) Aumento de 100x . Trypanossoma observadas através de exame direto por meio de microscopia de contraste de fase. Fonte: PADUA et al. 2011.

10. Conclusão

A região do Pantanal compreende um sistema bastante rico, onde as condições ambientais favorecem o estabelecimento de grande variedade de fauna e flora, assim o estudo das interações entre os organismos é fundamental para o melhor entendimento dos fenômenos que contribuem para a manutenção desta diversidade.

11.Referências Bibliográficas

ALMOSNY, N.R.P.; SANTOS, L.C. Laboratory Support in wild Animal Medicine. In: FOWLER, M.E.; CUBAS, Z.S. (Ed.). **Biology, medicine and surgery of South American wild animals**. Iowa: Iowa State University. cap.43, p.500-504. 2001.

ALMOSNY, N.R.P.; MONTEIRO, A.O. **Patologia Clínica**. In: CUBAS, Z.S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO DIAS, J.L. (Ed.). Tratado de animais selvagens. São Paulo: Roca, cap.59, p.939-966. 2007.

AMATO, J.F.R.; BOEGER, W.A.; SUZANA, B.A. Protocolos para laboratório – coleta e processamento de parasitos de pescado. Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. 1991.

BARNES, R.D. Zoologia de Invertebrados. Quarta edição. Gettysburg College Pennsylvania. 1984.

BASTOS, P.A.M.B; SÃO CLEMENTE, S.C; LIMA, F.C. Aspectos anatomo-patológicos da parasitose de *Lernaea cyprinacea* (Crustacea:Copepoda) em tambaqui (*Colossoma macropomum*, Cuvier, 1818). **Ver. Bras. Ciênc. Vet.**, 3(1): 15-21. 1996.

BENETTON, M. L. F. N; MALTA J. C. O. Morfologia dos estágios de nauplius e copepodito I de *Perulernea gamitanae* THATCHER & PAREDES, 1985 (Crustácea:Cyclopoida: Lernaeiadae), parasita do tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818), (Osteichthyes: characidae) cultivados em laboratório. **Acta Amazônica**, v.29, p.97-121, n.1 1999.

BOEGER, W. A. *Lerneae*: Biologia e prevenção. Paraná : **Panorama da Aquicultura** , ed. Novembro/dezembro. p.32- 36. 1999.

BOSCARDIN, N. R. Produção Aqüícola In: OSTRENSKY, A; BORGHETTI, J.R., SOTO, D. (org.). **Aqüicultura no Brasil: o desafio é crescer**. Brasília, p.27-72, 2008.

CAMPOS, C.M.; FONSECA, V.E.; TAKEMOTO, R.M.; MORAES, F.R. Fauna parasitária de cachara *Pseudoplatystoma fasciatum* (Siluriforme: Pimelodidae) do rio Aquidauana, Pantanal Sul Mato-grossense, Brasil. **Acta Sci. Biol. Sci.** Maringá, v. 30, p. 91-96, n.1. 2008.

CARNEVIA, D. Enfermedades de los peces ornamentales. **Agrovet S.A.**, 319 p.1993.

CECCARELLI, P.S. Susceptibilidade à infestação de *Lernaea* (Copepoda: Lernaeidae) Linnaeus em diferentes espécies de peixes cultivados no CEPTA e testes de infestação no pacu *Piaractus mesopotamicus* em laboratório. **Boletim Técnico do CEPTA**, v.1, p. 31-35, n. 2, 1988.

COHEN, S.C.; KOHN, A. New data on species of *Demidospermus* (DACTYLOGYRIDAE: MONOGENEA) parasitizing fishes from the reservoir of the Itaipu Hydroelectric power station, Parana state, Brazil, with new synonymies. **Rev. Bras. Parasitol. Vet.**, 17, 167-170, 3. 2008.

COLLA, N.C. Lerneose. Itajaí. **Epagri**, (apostila). 15 p.1996

CUNHA, S.N.; W.J. JUNK. Composição florísticas de capões e cordilheiras: localização das espécies lenhosas quanto ao gradiente de inundação no Pantanal de Poconé, MT – Brasil. Anais do Simpósio sobre recursos naturais e sócio-econômicos do Pantanal 2. Corumbá, MS. Manejo e Conservação. **Embrapa Pantanal**. 535p. 1999.

CHEMES, S.B.; TAKEMOTO, R.M. Diversity of parasites from Middle Paraná system freshwater fishes, Argentina. **International Journal of Biodiversity and Conservation**. v. 3(7), p. 249–266, 2011.

CHIARI, E. Diagnostic tests for Chagas diseases – **Parasitological diagnosis**. In: Chagas Disease (American trypanosomiasis): its impact on transfusion an clinical medicine. Brasil. São Paulo. 271pp.1992.

CREPALDI D.V. Ultra-sonografia em surubins (*Pseudoplatystoma corruscans*): avaliação de parâmetros reprodutivos e características de carcaça. 59f. Dissertação (Doutorado em Zootecnia) – Universidade Federal de Minas Gerais, **Escola de Veterinária**, Belo Horizonte, 2008.

DOGIEL, V.A. Ecology of the parasites of freshwater fishes. In: V.A. Dogiel, G.K. Petrushevski & Y.I. Polyansky (eds), **Parasitology of fishes**. Olivier & Boyd, London, p.1-47, 1970.

EIRAS, J.C.; REGO, A.A.; PAVANELLI, G.C. *Trypanosoma gairaensis* sp. n. (Protozoa, Kinetoplastida) parasita de *Megaloancistrus aculeatus* (Perugia, 1891) (Pices, Loricariidae). **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**, 84(3): 389-392. 1989.

EIRAS, J.C.; REGO, A.A.; PAVANELLI, G.C. *Trypanosoma nepelianus* sp. n. (Protozoa, Kinetoplastida) parasitizing *Rhinelepis aspera* (Osteichthyes, Loricariidae) from Paraná river, Brazil. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**, 85(2): 183-184. 1990.

EIRAS, J. C. **Elementos de Ictioparasitologia**. Fundação Eng. Antônio de Almeida, Porto, 339p., 1994.

FAO. **The State of World Fisheries and Aquaculture**. Roma: Sofia, 2010.

FIGUEIRA L. B.; CECARELI, P. S. Observações sobre a presença de ectoparasitos em pisciculturas tropicais do interior (CEPTA E REGIÃO). **Boletim Técnico**, Pirassununga, v.4, p.57-65, n. 1. 1991.

FORTES, E.; *et al.* *Lernaea cyprinacea* Linnaeus, 1758 (Crustacea, Copepoda) parasitando peixes de água doce da grande Porto Alegre, RS, Brasil. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**, v.20, p.64-65, n.2. 1998.

FRANCESCHINI, L.; SENO, M.C.Z.; ZAGO, A.C.; SILVEIRA, R.V.; SILVEIRA, A.N. Primeira ocorrência de ectoparasitas do gênero *Dolops* (Crustacea, Branchiura) em *Cichla piquiti* (Perciformes: Cichlidae) procedentes do Rio Paraná, Brasil.

FRANÇA, J. G.; ISAAC, A.; PAVANELLI, G. C.; TAKEMOTO, R. M. Dactylogyridae (Monogenea) from the gills of *Iheringichthys labrosus* (Osteichthyes: Pimelodidae) from the upper Paraná river floodplain, Brazil, with the proposal of *Pseudovanclaveus* n. g. **Systematic Parasitology**, v. 54, , p. 25-31, n. 1. 2003.

GABRIELLI, M.A.; ORSI, M.L. Dispersão de *Lernaea cyprinacea* (Linnaeus) (Crustacea, Copepoda) na região norte do estado do Paraná, Brasil. Departamento de Biologia Animal e Vegetal, Centro de Ciências Biológicas, Universidade Estadual de Londrina. Paraná. **Revta bras. Zool.** 17 12l: 395 – 399. 2000.

GUIDELLI, G.M.; TAVECHIO, W.L.; TAKEMOTO, R.M.; PAVANELLI, G.C. Fauna de Metazoários Parasitas de duas Espécies de *Leporinus* (Characiformes,

Anostomidae) da planície de inundação do Alto rio Paraná, Brasil. *Acta Scientiarum (UEM)*, v. 28, p. 281-290. 2006.

HUMASON, GL. **Animal tissue techniques**. San Francisco: W.H. Freeman and Company. 641p. 1971.

JERÔNIMO, G.T.; GONÇALVES, E.L.T.; MARTINS, M.L. **Principais parasitoses em tilápia cultivada em Santa Catarina**. 2011.

KRITSKY, D.C., BOEGER, W.A. & THATCHER, V.E. Neotropical Monogenea. 9. Status of *Trinigyrus* HANEK, MOLNAR & FERNANDO, 1974 (Dactylogyridae) with descriptions of two new species from loricariid catfishes from the Brazilian Amazon. - **Proc. Biol. Soc. Wash.** **99**(3): 392-398. 1986.

LEMONS DE CASTRO, A. Contribuição ao conhecimento dos crustáceos argulídeos do Brasil (B ranchiura: Argulidae), com descrição de uma nova espécie. **Bol. Mus. Nac. Zool.**, n.s., Rio de Janeiro, 93: 1-8. 1949.

LIMA, L.C.; LEITE, R.C. Boas coletas garantem bons diagnósticos. **Panorama da Aquicultura**. v.16, n.96, p.24-29. 2006.

LOPES, R. A. ; ALBUQUERQUE, S. ; CARRARO, A. A. ; SATAKE, T. ; RIBEIRO, D. ; BRENTAGANI, L. G. ; SALA, M. A. Tripanossomos de peixes brasileiros. XI *Trypanosoma limae* sp. n. encontrado no trairão Hoplias L. Ribeiro 1908 (Pisces, Erythrinidae), capturado no rio Comandante Fontoura, estado do Mato Grosso, Brasil. **Revista Regional de Ciências**, 6(1): 239- 242. 1996.

LOPES, L.P.C.; VARELLA, A.M.B.; MALTA, J.C.O.DE. Metazoan parasites of *Pseudoplatystoma punctifer* (Linnaeus,1766) and *Pseudoplatystoma tigrinu* (Spix e Agassiz,1829) (Siluriformes:Pimelodidae) of the Central Amazon Basin, Brazil. **Biologia Geral e Experimental**. Volume 9. Número 2. Manaus. 2009.

LOM, J.; DYKOVÁ, I. Mixosporidia (phylum Myxozoa). In: Lom J. & Dyková I. (eds). *Protozoan parasites of fishes*. **Developments in aquaculture and fisheries science**. v.26. Amsterdam: Elsevier, p.159-235, 1992.

LUQUE, J.L. Biologia, Epidemiologia e Controle de Parasitos de Peixes. XIII Congresso Brasileiro de Parasitologia Veterinária e I Simpósio Latino-Americano de Rickettsioses. Ouro Preto, MG. **Rev. Bras. Parasitol. Vet.**, v.13, suplemento 1, p. 161-165. 2004.

MACHADO FILHO, D.A. "Echinorhynchidae" do Brasil. Três espécies novas de "Echinorhynchus" Zoega in Mueller, 1776 e redescrição de "Echinorhynchus jucundus" Travassos, 1923. **Revista Brasileira de Biologia**, Rio de Janeiro, p.265-273, 1948.

MALTA, J.C.O. Os peixes de um lago de várzea da Amazônia Central (Lago Janauacá, Rio Solimões) e suas relações com os crustáceos ectoparasitas (Branchiura: Argulidae). **Acta Amazonica** 14(3-4): p.355-372. 1984.

MARTINS, M. L. Doenças infecciosas e parasitárias de peixes. **Boletim Técnico do centro de Aquicultura da UNESP**, n. 3, 66p. 1998.

MARTINS, M. L.; MORAES, F.R.; FUJIMOTO, R.Y.; ONAKA, E.M.; NOMURA, D.T.; SILVA, C.A.H.; SCAHLCH, S.H.C. Parasitic infections in cultivated freshwater fishes a survey of diagnosed cases from 1993 to 1998. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, São Paulo, v.9, p.23-28,n.1. 2000.

MARTINS,M.L.; MORAES,F.R; FUJIMOTO, D.T; NOMURA; J. FENERICK Jr. Respostas do híbrido tambacu (*Piaractus mesopotamicus* HOLBERG, 1887 macho X *Colossoma macropomum* CUVIER, 1818 fêmea) a estímulos simples ou consecutivos de captura. **Boletim do Instituto da Pesca**, v. 28, p. 195-204n. 2. 2002a.

MARTINS, M. L.; ONAKA, E.M.; MORAES, F.R.; BOZZO, F.R.; MELLO, A.; PAIVA, F.C.; GONÇALVES, A. Recent studies on parasitic infections of freshwater cultivated fish in the State of São Paulo, Brazil. **Acta Scientiarum**, Maringá, v.24, p.981-985, n.4. 2002b.

MENDOZA-PALMERO, C.A; SCHOLZ, T. New species of Demidospermus (Monogenea: Dactylogyridae) of Pimelodid catfish (Siluriformes) from Peruvian Amazonia and the reassignment of *Urocleidoides Lebedevi* Kritsky and Thatcher, 1976. **American Society of Parasitologists**. 97 (4). p. 586-592. 2011.

MORAVEC, F. Nematodes of Freshwater Fishes of the Neotropical Region. **Institute of Parasitology**. Academia of Sciences of the Czech Republica. República Checa. 1998.

MPA. Ministério da Pesca e Aquicultura. **Boletim Estatístico da Pesca e Aquicultura**. Brasil 2008 e 2009. Capítulo 4. p46, 2010.

NOGA, E.J. Fish Disease. Diagnosis and Treatment. St. Louis. 1996.

NIKOLSKY, G.V. **The ecology of fishes**. London: Academic Press, 352p. 1963.

OBIEKEZIE, A.I.; TAEGER, M. Mortalities in hatchery reared fry of the african catfish, *Clarias gariepinus* (Burchell) *Gyrodactylus groschafti* Ergens, 1973. **Bulletin of the European Association of Fish Pathology**, v.11, p. 82-85, 1991.

OLSEN, O.W. **Animal Parasites – their life cycles and ecology**. 3rd ed. University Park Press, Baltimore, Maryland. 562 pp. 1974.

ONO, E.A., A produção de pirarucu no Brasil: uma visão geral. **Panorama de Aquicultura**. v.21.p.43.n.123.

PÁDUA, S.B.; ISHIKAWA, M.M.; SATAKES, F.; JERÔNIMO, G.T.; PILARSKI. First record of *Trypanosoma* sp. (Protozoa: Kinetoplastida) in tuvira (*Gymnotus* aff. *inaequilabiatus*) in the Pantanal wetland, Mato Grosso do Sul State, Brazil. **Revista Brasileira Parasitologia Veterinária**. Jaboticabal, v. 20, p. 85 – 87, n. 1. 2011.

PAVANELLI, G.C.; EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R.M. Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento. Eduem. Maringá. 1998.

PAVANELLI, G. C.; EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R. M . **Doenças de Peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento**. Maringá: Eduem, 2^a ed., 305 p. 2002.

PIRES, E. M.. Parasitologia Zootécnica Platelminhos (classes Trematoda e Cestodas) de Importância Zootécnica. Universidade Federal de Mato Grosso. Campus Universitário de Sinop. MT. 2011.

POMINI, E.; SOARES, A.R; PAIVA, F.; FROEHLICH, O. Ocorrência e prevalência de *Trypanosoma* spp. GRUBY (Protozoa, Kinetoplastida, Trypanosomatidae) em cascudos (Ostariophysi, Siluriformes, Loricariidae) em duas regiões do Estado de Mato Grosso do Sul.. In: VI Congresso de Ecologia do Brasil, Caxambu, SP. Anais do VI Congresso de Ecologia do Brasil. São Paulo, SP : Ecological Society of Brazil - **Sociedade de Ecologia do Brasil**, 2005.

PONCE, V.M & C.N. CUNHA. Vegetated earthmounds in tropical Savannas of Central Brazil: a synthesis with special reference to the Pantanal do Mato Grosso. **Journal of Biogeography**, 20: 219-225. 1993.

PLUMB, J.A. Overview of warm-water fish diseases. In: LIM, C.; WEBSTER, C.D. (Ed.). **Nutrition and fish health**. New York: Food Product Press. p. 1-9. 2001.

PRANCE, G.T.; SCHALLER, G.B.. **Preliminar study of some vegetation types of the Pantanal**, Mato Grosso, Brazil. *Brittonia*, 34: 228-251. 1982.

QUAGGIO, A.D.N.V; HASHIMOTO, D.T; VOLTOLIN, T.A; SENHORINI, J.A; FORESTI, F; BORTOLOZZI, J; PORTO-FORESTI, F. Estudo da Hibridação Interespecífica em espécies no gênero *Brycon* (Characidae, Bryconidae). Instituto de Biociências de Botucatu – UNESP. Resumos do 55^o **Congresso Brasileiro de Genética**. SP. 2009.

REGO, A.A. Cestóides proteocefalídeos de “cachara”, *Pseudoplatystoma fasciatus* (L) (Pisces, Pimelodidae) de Mato Grosso. Mem. I. **Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 84, supl. 4, p. 455-461, 1989.

REGO, A.A. Cestóides proteocefalídeos parasitas de *Pseudoplatystoma* (Pisces, Pimelodidae) da América do Sul. **Rev. bras. Zootecias**. Juiz de Fora v. 4, p. 269-282, n 2. Dez.p. 269-282. 2002.

RIBEIRO, R. D. ; PAIVA, M. J. T. R. ; ISHIKAWA, C. M. ; LOPES, A; SATAKE, T. ; ALBUQUERQUE, S. ; CARRARO, A. A.. Tripanossomos de peixes brasileiros. VI *Trypanosoma platanusi* sp. n. encontrado na tainha *Mugil platanus* Günther, 1880 (Pisces, Mugilidae), capturado na região estuarino-lagunar de Cananéia, estado de São Paulo, Brasil. **Revista Brasileira de Biologia**, 56(2): 263-267. 1996.

ROHDE, K. 1991. **Intra- and interspecific interactions in low density populations in resource-rich habitats**. *Oikos* 60: 91-104.

SANTOS, S.M.C. et al. Helminthos em peixes do Pantanal Sul-Matogrossense: primeira expedição do Programa Pantanal. **Bol. Tec. Cepta**, Pirassununga, v. 16, p. 15-26, 2003.

SANTOS CP, MORAVEC F. *Goezia spinulosa* (Nematoda: Raphidascaerididae), a pathogenic parasite of the arapaima *Arapaima gigas* (Osteichthyes). **Institute of**

Parasitology. Laboratório de Avaliação e Promoção da Saúde Ambiental, Instituto Oswaldo Cruz-Fiocruz, Rio de Janeiro, RJ, Brazil. 2009.

SANTOS, S.M.C.; CECCARELLI, P.S; LUQUE, J.L. Helmitos Parasitos do Pirarucu, *Arapaima gigas* (SCHINZ, 1822) (OSTEOGLOSSIFORMES: ARAPAIMIDAE), no rio Araguaia, estado de Mato Grosso. Departamento de Parasitologia Animal. **Instituto de Veterinária.** Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. 2008.

SCHALCH, S.H.C.; MORAES, F.R. Distribuição sazonal de parasitos branquiais em diferentes espécies de peixes em pesque-pague do município de Guariba-SP, Brasil. **Revista Brasileira Parasitologia Veterinária**, v.14, p.141-146,n.4. 2005.

TAVARES- DIAS, M.; MARTINS, M.L.; MORAES, F.R. Fauna parasitária de peixes oriundos de “pesque-pague”, do município de Franca, São Paulo. I. Protozoários. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, v.18, p.67-79, 2001.

TAVARES-DIAS, M.; MORAES, F.R; ONAKA, E.M; REZENDE, P.C.B. Changes in blood parameters of hybrid tambacú fish parasitized by *Dolops carvalhoi* (Crustacea, Branchiura), a fish louse. **Veterinarski Arhiv** 77 (4): 355-363. 2007.

THATCHER, V. E. **Amazon Fish Parasites.** Amazoniana, v. 11, p.263-571, n. 3-4,1991.

THATCHER,V.E. **Aquatic Biodiversity in Latin America: Amazon Fish Parasites.** Bulgaria: Pensoft, 2ª ed., . 509 p. 2006.

VAZZOLER, A. E. A. M. **Biologia da reprodução de peixes teleósteos: teoria e prática.** Maringá: Eduem, 1996.

VIANA, G.M.; ARAUJO, C.S. DE O; GOMES, A.L.; ANDRADE, S.M.S.DE; TAVARES-DIAS, M.; QUEIROZ, M.N.DE. Endoparasitos de *Arapaima gigas* (SCHINZ,1822) sob condições de cultivo no estado do Amazonas. 61º Reunião Anual da SBPC Amazônia: **Ciência e Cultura.** Universidade Federal do Amazonas, Manaus. 2009.

VICENTI, J.J; RODRIGUES, H.O; GOMES, D.C. Nematóides do Brasil 1º parte: Nematóides de Peixes. **Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro.** 1985.

WIKEL, S. K. Host immunity to ticks. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 41, p. 1-22, 1996.

WOO, P. T .K. The haematocrit centrifuge technique for the diagnosis of African Trypanosomosis. **Acta Tropica**, v.27, n.4, p.384-386, 1970.

WOO, P.T.K.; BLACK, G.A. *Trypanosoma danilewsky*: host specificity and host's effect on morphometrics. **J. Parasitology**, Lawrence, Kansas, **70**: 788-793. 1984.

WOODLAND, W.N.F. Some new Proteocephalids and a Pythobothriid (Cestoda) from the Amazon. **Proc. Zool. Soc.** London. v. 3, p. 619-624, 1935.

12. Análise Crítica do Estágio

No Laboratório de Parasitologia Veterinária da UFMS, foi possível acompanhar as metodologias para a identificação de diferentes grupos de parasitos que causam perdas econômicas nas pisciculturas.

É de fundamental importância a identificação dos parasitos para conhecermos sua taxonomia e sua biologia, adotando um manejo sanitário adequado nas propriedades piscícolas.

Além disso, foi possível acompanhar as atividades desenvolvidas na Base de Estudos do Pantanal, conhecendo outra linha de pesquisa.

O estágio realizado na Universidade Federal de Mato Grosso do Sul foi de fundamental importância para a transmissão de conhecimento, aplicando o aprendizado adquirido ao longo do curso.