

CAPÍTULO 16

INFECÇÕES POR ACANTOCÉFALOS: UM PROBLEMA PARA A PRODUÇÃO DE PEIXES

Edsandra Campos Chagas¹
Patrícia Oliveira Maciel
Sandro Loris Aquino-Pereira

INTRODUÇÃO

O aumento na produção e comercialização de organismos aquáticos no Brasil é uma realidade, entretanto, o destaque deve ser dado ao crescimento na criação de espécies nativas como o tambaqui (*Colossoma macropomum*), pacu (*Piaractus mesopotamicus*), pirapitinga (*Piaractus brachypomus*), tambacu (fêmea *C. macropomum* e macho *P. mesopotamicus*), tambatinga (fêmea *C. macropomum* e macho *P. brachypomus*), que juntas apresentaram, uma produção de 206.776,5 toneladas em 2011 (MPA, 2013). Destaca-se, ainda, que com a intensificação dos sistemas de produção adotados no Brasil, os fatores como altas densidades de estocagem, manipulação dos peixes, alterações na qualidade da água e o estado nutricional podem contribuir para um quadro de estresse crônico nos peixes, com consequências ao seu sistema imunológico, o que pode favorecer a disseminação de patógenos e culminar na perda parcial ou total da produção (Woo, 2006; Xu et al., 2012).

Os peixes podem apresentar enfermidades de diversas origens em sistemas de criação intensiva, com destaque para as doenças parasitárias (Martins et al., 2010; Pádua et al., 2013; Moreira et al., 2013; Valladão et al., 2014). Entre os principais grupos de parasitos que causam doenças em pisciculturas brasileiras estão os protozoários, mixosporídeos, crustáceos e helmintos, que ao encontrarem condições favoráveis, proliferam-se causando doenças

Chagas et al. Infecções por acantocéfalos: um problema para a produção de peixes. In: Tavares-Dias, M. & Mariano, W.S. (Org.). Aquicultura no Brasil: novas perspectivas. São Carlos, Editora Pedro & João, 2015.

(Martins et al., 2001; Tavares-Dias et al., 2001; 2009; Portz et al., 2013). Dentre os helmintos, os acantocéfalos vêm chamando a atenção dos piscicultores em razão das altas infestações registradas na região Norte do Brasil.

Os acantocéfalos que parasitam os peixes pertencem às classes Palaeacanthocephala, Eoacanthocephala e Polyacanthocephala (Amin, 1985; 1987). Destaca-se que nos peixes cultivados no Brasil os principais gêneros encontrados são: *Echinorhynchus*, *Neoechinorhynchus* e *Polyacanthorhynchus* (Eiras et al., 2010). *Echinorhynchus briconi* é um acantocéfalo encontrado em matrinxãs (*Brycon amazonicus*) criados em sistema de cultivo intensivo em canal de igarapé e em tanques-rede (Andrade, 2000; Malta et al., 2009), *Neoechinorhynchus buttnerae* no cultivo de tambaquis e seus híbridos (Malta et al., 2001; Silva et al., 2013) e *Polyacanthorhynchus macrorhynchus* em criações intensivas de pirarucu (*Arapaima gigas*) (Marinho et al., 2013). Entretanto, com potencial de infecção ainda existe o registro na natureza de *Polyacanthorhynchus rhopalorhynchus* para pirarucu e *Echinorhynchus jucundum* para pirapitinga (Eiras et al., 2010).

Acantocéfalos são o menor grupo de parasitos conhecido, com aproximadamente 1.100 espécies (Bush et al., 2001), sendo que mais da metade das espécies são endoparasitos de peixes que ocorrem em animais da natureza e cultivo (Nickol, 2006). São raros os relatos de parasitoses por acantocéfalos em peixes de cultivo (Noga, 2010) e os poucos relatos da literatura registram a ausência de danos aos hospedeiros parasitados (Malta et al., 2001; Nickol, 2006; Pavanelli et al., 2008), principalmente quando em baixas infestações (Tonguthai, 1997). Contudo, achados recentes têm demonstrado que existem reações severas por parte do hospedeiro às agressões provocadas pelos parasitos no lúmem intestinal que lesam a mucosa ou penetram na parede intestinal (Dezfuli et al., 2008a; Sanil et al., 2011). Da mesma forma, sugeriu-se que os peixes têm o crescimento comprometido pela parasitose (Taraschewski et al., 1990), ou mesmo tornam-se mais susceptíveis aos manejos comuns de uma produção aquícola (Maciel et al., 2008). Este

capítulo tem objetivo de sinalizar aos pesquisadores, técnicos do setor aquícola e produtores quanto à importância sanitária de infecções por acantocéfalos em cultivos de peixes no Brasil, partindo-se principalmente dos achados em pirarucus, matrinxãs, tambaquis e seus híbridos sob criação intensiva e de outras espécies em ambiente natural.

BIOLOGIA E CICLO DE VIDA DO PARASITO

Acantocéfalos adultos têm geralmente coloração branca, creme (Bush et al., 2001) ou amarela-alaranjada (Sanil et al., 2011), contudo dependendo do conteúdo intestinal dos hospedeiros podem mudar um pouco sua coloração (Bush et al., 2001) (Figura 1). O tamanho varia de menos de 1,0 mm a 60,0 cm, de acordo com a espécie (Bush et al., 2001).



Figura 1. Acantocéfalos de coloração esbranquiçada como *Neoechinorhynchus buttnerae* parasito de *Colossoma macropomum* (A) ou amarelada como *Tenuiproboscis* sp. parasito de *Lutjanus argentimaculatus* (B) (Fonte: A. Maciel, P.; Sanil, B. et al., 2011).

Os acantocéfalos apresentam adaptação a uma diversidade de classes de vertebrados, tanto terrestres quanto aquáticos (Kennedy, 2006). O ciclo de vida deste grupo é indireto e está baseado na cadeia trófica sendo necessário um artrópode como hospedeiro intermediário, e um vertebrado como hospedeiro definitivo, contudo, hospedeiros paratênicos podem estar presentes (Santos et al., 2013). A variedade de hospedeiros contribui para a maior dispersão destes parasitos nos ecossistemas aquáticos (Santos

et al., 2013). Confirmando tal fato, Lacerda et al. (2009) descreveram a ocorrência *Neoechinorhynchus* (*Neoechinorhynchus*) *paraguayensis* no estômago e intestino posterior de larvas de peixes corvinas (*Pachyurus bonariensis* e *Plagioscion ternetzi*), sendo este o primeiro registro de infecção em larvas de peixes por esses endoparasitos.

Os parasitos adultos localizam-se no intestino delgado de seus peixes hospedeiros, onde se reproduzem e vivem em média um ano (Santos et al., 2013). Algumas espécies escolhem porções específicas do intestino, como *Echinorhynchus* sp. na porção anterior (Malta et al., 2009) e *Dentitruncus truttae* que habitam as porções anterior e média (Dezfuli et al., 2008a), enquanto a região posterior do intestino é alvo de *Tenuiproboscis* sp. (Sanil et al., 2011). Juvenis e adultos de *Neoechinorhynchus buttnerae* (Figura 2) foram encontrados tanto no intestino anterior, quanto no médio e posterior em alta infecção (Maciel et al., 2008).

A ausência de tubo digestório é uma adaptação dos parasitos adultos (Santos et al., 2013) que apresentam poros e canais na camada de cutícula do corpo que indicam que os nutrientes são absorvidos por meio dessas aberturas ao invés da superfície corporal, por meio do contato direto do parasito com a mucosa intestinal do hospedeiro (Cleave, 1952). Este fato contribui para que muitas espécies realizem migrações pelo intestino em resposta à disponibilidade de alimento (Bush et al., 2001).

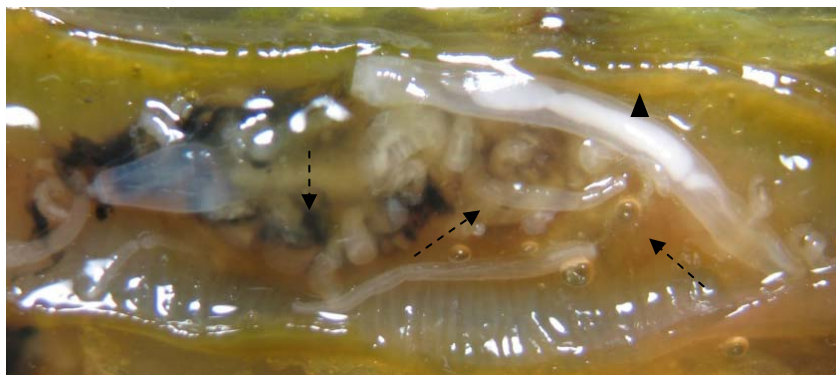


Figura 2. Juvenis (seta pontilhada) e adultos (cabeça da seta) de *Neoechinorhynchus buttnerae* do intestino de *Colossoma macropomum* (Fonte: Maciel, P.).

Os parasitos adultos parecem regular sua própria densidade populacional através de competição intraespecífica por espaço no hospedeiro vertebrado (Brasil-Sato & Pavanelli, 1999; Santos et al., 2013). A disposição de *N. buttnerae* adultos em grupos de 11 a 19 indivíduos na seção circular do intestino foi considerada uma estratégia para sobreviver às altas infestações (Malta et al., 2001). A cópula ocorre 24 horas após a infecção (Muzzall & Rabalais, 1975) e para a maioria das espécies de acantocéfalos a produção de ovos se inicia de 4 a 8 semanas após a infecção e continua pelos 2 meses seguintes (Nickol, 2006).

Ovos fertilizados são liberados nas fezes e permanecem no ambiente até serem ingeridos por um artrópode, geralmente crustáceos (anfípodos, copépodes, isópodes ou ostracoides) no ambiente aquático (Nickol, 2006; Santos et al., 2013). Fora esse breve momento, não existem estágios livres do parasito no meio ambiente (Thatcher, 2006). Segundo esses últimos autores, os ovos maduros apresentam quatro camadas de membranas protetoras, e em algumas espécies prolongamentos que têm a função de fixação aos substratos do ambiente tornando-os mais disponíveis para os hospedeiros intermediários. Ainda, internamente, o ovo abriga a larva acantor que é a fase infectante para o hospedeiro intermediário. A larva não se desenvolve no interior do ovo até que este seja predado (Thatcher, 2006). Depois de eclodida a larva penetra na parede intestinal do artrópode e se aloja na hemocele onde se desenvolve até cistacanto (Nickol, 2006; Santos et al., 2013) (Figura 3). Comprometimento reprodutivo e depressão do sistema imune são observados em hospedeiros intermediários anfípodes infectados (Dezfuli et al., 2008b; Cornet et al., 2009), e mudanças de cor ou comportamento de hospedeiros intermediários são responsáveis por aumentar a taxa de transmissão do parasito por torná-lo mais susceptível à predação (Nickol, 2006; Kaldonski et al., 2007; Santos et al., 2013). No ambiente natural, a transmissão está mais relacionada com a disponibilidade de hospedeiros intermediários viáveis para predação, e com a diversidade de hábito

alimentar dos hospedeiros definitivos do que com a densidade de peixes no ecossistema (Brasil-Sato & Pavanelli, 1999).

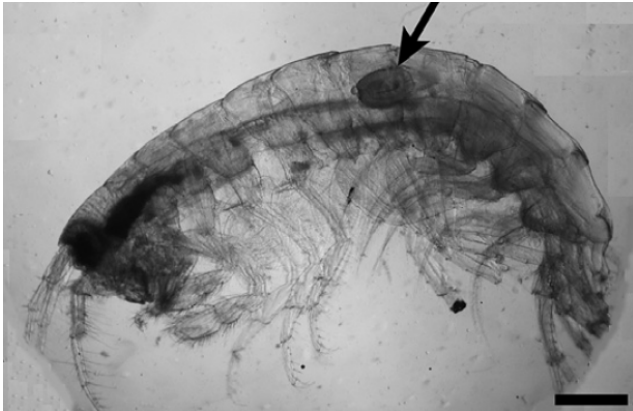


Figura 3. Fêmea de anfípode *Echinogammarus tibaldii* com um cistacanto (seta) de *Polymorphus minutus* na hemocele. Barra: 1,0mm (Fonte: Dezfuli et al., 2008b).

O cistacanto é a forma infectante para o hospedeiro definitivo. Contudo, quando o ovo é ingerido por um vertebrado hospedeiro paratênico, a larva cistacanto habita regiões extra-intestinais, pois atravessa a parede intestinal e se encista na cavidade do corpo, porém, não sofre nenhum desenvolvimento até alcançarem o hospedeiro definitivo (Nickol, 2006; Santos et al., 2013). Os peixes funcionam como hospedeiros definitivos ou paratênicos, e no segundo caso, por isso podem ser encontradas larvas de acantocéfalos encistados no mesentério (Thatcher, 2006). A transmissão pós-cíclica, ou seja, quando parasitos adultos são transmitidos de um hospedeiro definitivo para outro definitivo é relatada para poucas espécies de acantocéfalos de peixes (Nickol, 2006). Informações sobre hospedeiros intermediários de acantocéfalos de peixes foram disponibilizadas por Schmidt (1985) e na Tabela 1. Detalhes do desenvolvimento e da morfologia das fases de algumas espécies de acantocéfalos durante o ciclo de vida são descritos por Santos et al. (2013).

Tabela 1. Hospedeiros intermediários de acantocéfalos de peixes.

Espécies de parasitos	Hospedeiros intermediários		Referências
	Espécie	Grupo	
<i>Pomphorhynchus laevis</i> e <i>Polymorphus minutus</i>	<i>Gammarus pulex</i>	anfípode	Kaldonski et al. (2007)
<i>Dentitruncus truttae</i> e <i>Echinorhynchus truttae</i>	<i>Echinogammarus tibaldii</i>	anfípode	Dezfuli et al. (2008b)
<i>Polymorphus minutus</i> e <i>Echinorhynchus truttae</i>	<i>Gammarus pulex</i>	anfípode	Fielding et al. (2003)
<i>Acanthocephalus lucii</i>	<i>Asellus aquaticus</i>	isópode	Benesh & Valtonen (2007)
<i>Paratenuisentis ambiguus</i>	<i>Gammarus tigrinus</i>	anfípode	Morozinska-Gogol (2008)
<i>Acanthocephalus rhinensis</i>	<i>Echinogammarus tibaldii</i>	anfípode	Dezfuli et al. (2012)

PATOLOGIA, HISTOPATOLOGIA E ALTERAÇÕES FISIOLÓGICAS

Os efeitos patogênicos de acantocéfalos adultos decorrem da ação mecânica do parasito ao fixar sua probóscide na parede intestinal, e tais efeitos podem ser amplificados devido ao deslocamento dos parasitos nos locais de infecção (Santos et al., 2013). Embora alguns autores indiquem pouca resposta inflamatória por parte dos tecidos do hospedeiro, outros relatam forte reação com comprometimento de todo o canal alimentar. Esta aparente contradição tem correlação com a profundidade de penetração da probóscide, segundo Kabata (1985) e Dezfuli et al. (2002), que desencadeia quatro graus de severidade da parasitose:

1. A probóscide penetra apenas no epitélio intestinal. A reação do hospedeiro é insignificante ou inexistente;
2. A penetração atinge as camadas de tecido conjuntivo subepitelial, mas não consegue alcançar o músculo subjacente. A resposta é largamente confinada a infiltração de células granulares;

3. A probóscide chega à camada muscular do intestino. A reação envolve a infiltração de fibroblastos e a formação de nódulos fibrosos na parede intestinal;
4. A probóscide perfura a parede do intestino e muitas vezes torna-se rodeada por uma cápsula de multi-camadas (fibroblástica e colagenosa). Nesses casos Thatcher (2006) menciona a ocorrência de peritonite em consequência da perfuração intestinal.

Estudos têm sugerido que alguns acantocéfalos produzem toxinas, liberadas para os tecidos do hospedeiro através de poros presentes nos ganchos da probóscide (Kabata, 1985). O fato das espécies que apresentam poros nos ganchos provocarem uma resposta inflamatória mais vigorosa do que aqueles que não possuem parece corroborar esta hipótese (Kabata, 1985).

Além da penetração da probóscide, a oclusão do lúmen do intestino pode ocorrer, especialmente quando o peixe é pequeno e a intensidade de infecção alta (Sanil et al., 2011). A perda de peso, o retardo do crescimento e até mesmo a mortalidade dos hospedeiros também foram registradas (Kabata, 1985; Tonguthai, 1997; Amim et al., 2013).

Os estudos histopatológicos da infecção por acantocéfalos em peixes demonstram desenvolvimento de inflamação local e generalizada do trato digestivo. Essa parasitose pode induzir a migração de várias células inflamatórias para o local da infecção, e um dos tipos mais comuns de células associadas a infecções parasitárias entéricas em peixes são os mastócitos, conhecidos também como células granulares eosinofílicas (Sfacteria et al., 2015). Em peixes *Barbus barbuis* e *Silurus glanis* naturalmente infectados com o acantocéfalo *Pomphorhynchus laevis* as células imunes predominantes no local da inflamação em ambos os hospedeiros foram os mastócitos, associados a fibroblastos, encontrados próximos aos capilares do intestino, sugerindo a migração de mastócitos através da corrente sanguínea (Dezfuli et al., 2011).

A presença do acantocéfalo *Dentitruncus truttae* no trato digestório de *Coregonus lavaretus* induziu hiperplasia e hipertrofia

das células mucosas intestinais. Neste estudo, nos peixes infectados, os mastócitos foram mais abundantes do que em peixes não infectados, sugerindo a migração dessas células e sua intensa degranulação no local da infecção (Dezfuli et al., 2009).

Alterações causadas por acantocéfalos *Longicollum pagrosomi* em *Pagrus major* (Kim et al., 2011) e por *Pomporhynchus kashmiriensis* em *Schizothorax esocinus* (Irshadullah & Mustafa, 2012), são necrose parcial do tecido conjuntivo, fibras musculares e colágeno do intestino; tendo sido observado ao redor do parasito a destruição das vilosidades e revestimentos epiteliais.

Sanil et al. (2011) descreveram manifestações patológicas do acantocéfalo *Tenuiproboscis* sp. no pargo do mangue (*Lutjanus argentimaculatus*), um peixe altamente valorizado ao longo da costa sudoeste da Índia, onde foram observadas grandes infecções com parasitos na região posterior do intestino, quase bloqueando o lúmen (Figura 4). Os acantocéfalos não produziram quaisquer efeitos nocivos visíveis na saúde geral dos animais. No entanto, estudos histopatológicos revelaram alterações patológicas graves e os danos mecânicos causados pelos acantocéfalos destruíram totalmente a arquitetura dos tecidos intestinais (Figura 5). As mesmas manifestações podem ocorrer com outras espécies de acantocéfalos e de hospedeiros.

No Brasil, Martins et al. (2001) relataram prevalência de 83,3% de *Neoechinorhynchus curemai* parasitando curimatá (*Prochilodus lineatus*) do reservatório de Volta Grande (MG). A análise histopatológica revelou completa descamação do epitélio intestinal com severa hiperplasia e hipertrofia das células caliciformes, forte reação inflamatória na submucosa, deslocamento de feixes, associado a edemas, bem como infiltração mononuclear e eosinofílica.

Rodrigues et al. (2012) demonstraram que acantocéfalos do gênero *Neoechinorhynchus* encontrados no intestino de *Plagioscion squamosissimus* provocaram alterações significativas no epitélio intestinal, nas camadas mucosa, submucosa e muscular, além de

induzir a formação de infiltrado leucocitário ao redor do ponto da ancoragem da probóscide (Figura 6).

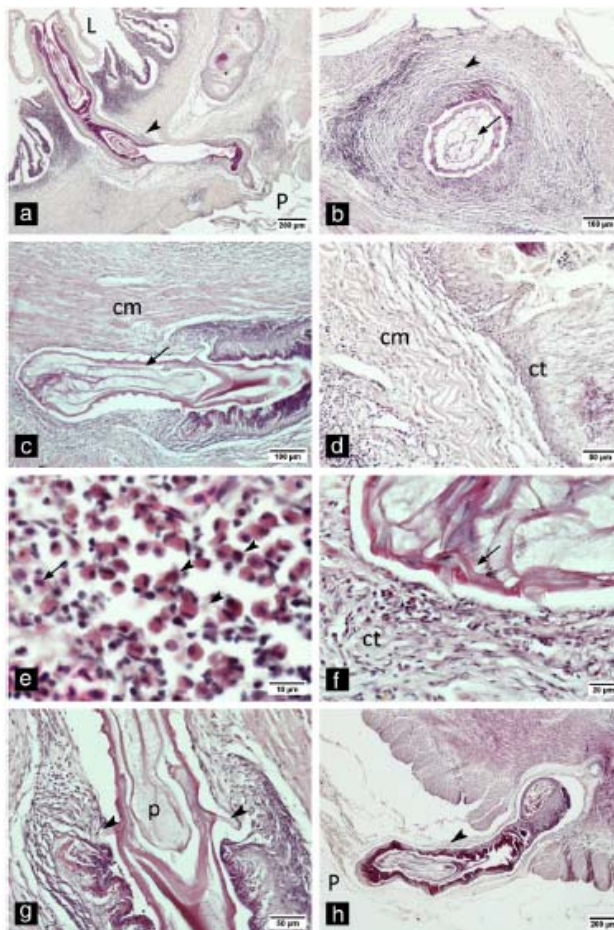


Figura 4. (a) Parasito penetra a parede do intestino (L - Lúmen, P - cavidade peritoneal); (b) probóscide do parasito (seta) cercado por uma cápsula de tecido conjuntivo (cabeça de seta); (c) visão ampliada da probóscide que mostra a formação de tecido conjuntivo (cm - músculos circulares); (d) secção de cápsula de tecido conjuntivo (cm - músculos circulares, ct - cápsula do tecido conjuntivo); (e) linfócitos, granulócitos e fibroblastos no local da inflamação; (f) tegumento intacto da região anterior da probóscide (seta) colocado entre a cápsula de tecido conjuntivo; (g) espinhos nas probóscide ancoradas fortemente em torno do tecido conjuntivo e (h) probóscide fechada no revestimento de tecido conjuntivo projetada-se na cavidade peritoneal (Fonte: Sanil et al., 2011).

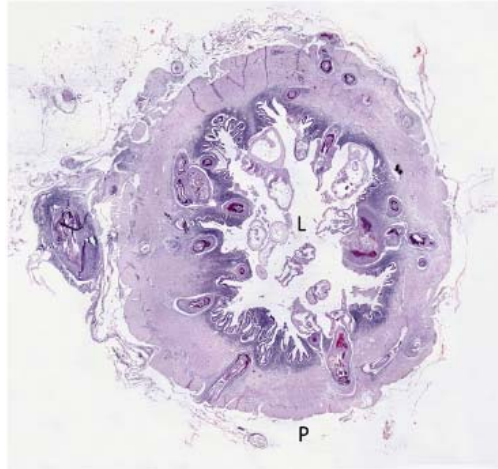


Figura 5. Imagem reconstruída da secção transversal da intestino que mostra a extensão de danos nos tecidos para as dobras intestinais e as camadas musculares, notar que apenas uma pequena porção de vilosidades permanece intacta. L - Lumen, P - peritônio. (Fonte: Sanil et al., 2011).

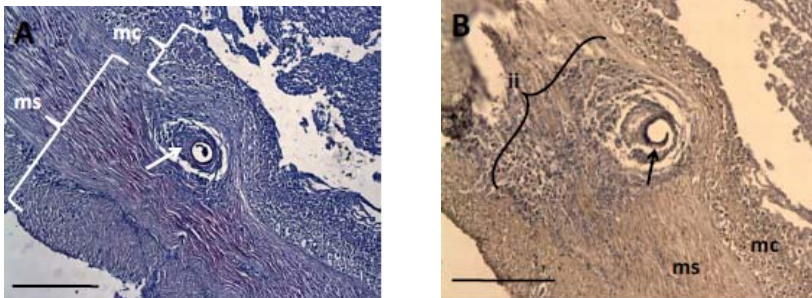


Figura 6. Corte histológico da parede intestinal de *Plagioscion squamosissimus*, evidenciando o ponto de ancoragem do acantocéfalo *Neoechinorhynchus* sp. na parede do intestino. (A) Região do colo do parasito (seta branca) inserido na camada muscular (ms) do intestino, provocando deslocamento da camada mucosa (mc). (B) Os ganchos cefálicos (seta preta) perfuram a mucosa (mc) e estendem-se até a camada muscular (ms) do intestino. Presença de grande infiltrado inflamatório (ii) na camada muscular, circundando o helminto. Escala: 200µm; Hematoxilina e Eosina (Fonte: Rodrigues et. al., 2012).

Em *P. mesopotamicus* foram relatadas alterações histopatológicas intestinais devido ao parasitismo por *Echinorhynchus jucundus* (Ferraz de Lima et al., 1989; Faria et al., 2014). Ferraz de Lima et al. (1989), observaram reação inflamatória

com células mononucleares e hemorragias no epitélio intestinal. Faria et al. (2014) relataram alterações patológicas na mucosa intestinal tais como perda do tecido epitelial de revestimento dos vilos, próximos aos parasitos, além de infiltrações de células mononucleares e células granulocíticas eosinofílicas na lâmina própria intestinal. De forma semelhante em tambaquis (*Colossoma macropomum*) parasitados por *Neoechinorhynchus* sp., foi observada descamação, compressão e desaparecimento das vilosidades na mucosa, infiltração celular leucocitária na submucosa e espessamento da camada muscular (Matos et al., 2014).

Infecções parasitárias também podem causar alterações hematológicas e metabólicas que comprometem a saúde dos animais cultivados. Belo et al. (2013) observaram menor número de trombócitos em curimatás (*Prochilodus lineatus*) infectados com *N. curemai*, o que pode ser explicado pelo recrutamento dessas células para as lesões hemorrágicas causadas pelo parasito na parede intestinal, sendo observado também maiores contagens absolutas e relativas de monócitos quando comparado aos peixes não infectados. Ocorrência de monocitose em curimatás parasitados por *N. curemai* também foi relatada por Ranzani-Paiva et al. (2000). Infecção por *Echinorhynchus jucundus* causaram hipoproteinemia e hipoalbuminemia, além da diminuição nos valores séricos de colesterol e glicose de *P. mesopotamicus* (Faria et al., 2014).

LEVANTAMENTO DE OCORRÊNCIAS EM PISCICULTURAS COMERCIAIS DAS REGIÃO NORTE E NORDESTE DO BRASIL

Em cultivo de tambaqui (n=72; 299,59 g e 20,27 cm), o primeiro relato de acantocefalose foi feito em 2001, quando peixes de barragens no município de Itacoatiara, estado do Amazonas, foram diagnosticado na fase de recria, pois haviam parados de se alimentar e começaram a morrer. Pois a alta infestação de *Neoechinorhynchus buttnerae* foi responsável pela oclusão parcial e total do trato intestinal, prejudicando a capacidade de absorção e competindo diretamente com o alimento ingerido (Malta et al.,

2001). Em 2008, novos casos foram registrados também em alevinos de tambaqui ($n=800$; $19,7\pm 5,4$ g; $8,1\pm 1,0$ cm) oriundos do mesmo município, os quais morreram após manejo de transporte (Maciel et al., 2008).

Nova ocorrência de acantocéfalos no cultivo de tambaquis foi observada na fase de engorda, em 2014, em pisciculturas localizadas nos municípios de Rio Preto da Eva e Manacapuru, Estado do Amazonas, quando os peixes apresentaram oclusão e perfuração do trato intestinal. Até o momento somente se tem conhecimento da ocorrência de *N. buttnerae* parasitando tambaquis, a mesma espécie que acomete os seus híbridos (Tabela 2).

No estado de Rondônia, acantocéfalos também foram encontrados em tambaquis provenientes de pisciculturas da região do Vale do Jamari, que compreende nove municípios e representa o principal polo produtivo do estado. Foi observado que mais de 7% dos peixes encontravam-se parasitados por *Neoechinorhynchus* sp., e esses peixes eram oriundos de pisciculturas dos municípios de Alto Paraíso, Rio Crespo, Cacaulândia, Machadinho, Cajubim e Ariquemes (Oliveira, 2014). Há também registro de ocorrência de acantocéfalos em tambaquis criados no estado do Maranhão (Tabela 2).

Em tambacus (*Colossoma macropomum* x *Piaractus mesopotamicus*) cultivados no estado do Amapá foi feito o primeiro relato da infestação por *N. buttnerae*, quando foram coletados 77 espécimes do parasito, com uma prevalência de 12,5% e intensidade média de 18,5 parasitos/hospedeiro (Silva et al., 2013). Também há ocorrência de acantocéfalos em outros híbridos como a tambatinga (Tabela 2).

Em criações de pirarucu (*Arapaima gigas*), na fase de engorda, foi feito o primeiro registro de alta infestação de acantocéfalos *Polyacanthorhynchus macrorhynchus* no estado do Amapá (Marinho et al., 2013).

O aumento de casos de acantocéfalose em peixes cultivados na região Norte do Brasil é preocupante e, possivelmente, pode ser decorrente da intensificação dos sistemas produtivos sem o emprego de boas práticas de manejo sanitário. Em razão da baixa ocorrência

dessa parasitose, na maioria dos casos, em peixes cultivados no Brasil, são escassos os estudos sobre medidas de controle eficazes.

Tabela 2. Principais relatos da ocorrência de acantocéfalos em peixes de cultivo nas regiões Norte e Nordeste do Brasil. P= Prevalência, IM: Intensidade média

Localidades	Hospedeiros	Espécie de parasito	P (%)	IM	Referências
Itacoatiara (AM)	<i>Colossoma macropomum</i>	<i>Neoechinorhynchus buttnerae</i>	100	125,3	Malta et al. (2001)
Itacoatiara (AM)	<i>Colossoma macropomum</i>	<i>Neoechinorhynchus buttnerae</i>	100	69,2	Maciel et al. (2008)
Rio Preto da Eva (AM)	<i>Colossoma macropomum</i>	<i>Neoechinorhynchus buttnerae</i>	26,7	173,7	Aquino-Pereira et al. (2014)
Manacapuru (AM)	<i>Colossoma macropomum</i>	<i>Neoechinorhynchus buttnerae</i>	100	-	Comunicação pessoal
Vale do Jamari (RO)	<i>Colossoma macropomum</i>	<i>Neoechinorhynchus buttnerae</i>	7,3	-	Oliveira (2014)
Estado do aranhão	<i>Colossoma macropomum</i>	<i>Neoechinorhynchus buttnerae</i>	-	-	Comunicação pessoal
Macapá (AP)	Tambatinga	<i>Neoechinorhynchus buttnerae</i>	2,8	1,2	Dias et al. (2015)
Macapá (AP)	Tambacu	<i>Neoechinorhynchus buttnerae</i>	4,4	15,4	Silva et al. (2013)
Macapá (AP)	<i>Arapaima gigas</i>	<i>Polyacanthorhynchus macrorhynchus</i>	95,0	28,2	Marinho et al. (2013)

DIAGNÓSTICO, TRATAMENTO E PREVENÇÃO

O sucesso no controle das enfermidades depende da sua identificação por métodos rápidos e eficientes de diagnósticos. O método de diagnóstico mais utilizado é realizado por meio da avaliação post-mortem dos peixes, quando os parasitos adultos são encontrados no trato intestinal (Eiras et al., 2006; Noga, 2010). Em observações a fresco em microscópio ou estereomicroscópio (lupa) é possível identificar a principal característica do parasito que é a probóscide com espinhos (Figura 7). A espécie do parasito deve ser identificada para correlação com a patogenicidade do agente. Exame coproparasitológico também é um meio para detecção dos ovos nas fezes (Nickol, 2006), contudo, na maioria dos casos não é viável para pisciculturas. O diagnóstico imunológico ainda não está disponível para esta parasitose (Nickol, 2006).

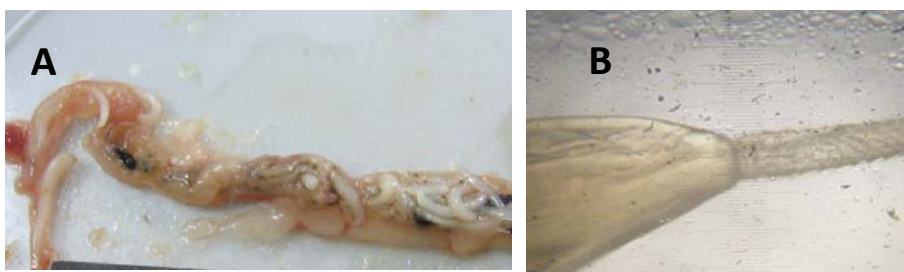


Figura 7. Acanthocéfalos adultos no intestino de *Colossoma macropomum* (A) e probóscide com espinhos de *Echinorhynchus briconi* parasito de *Brycon amazonicus* (B) (Fonte: A. Patrícia Maciel; B. Aquino-Pereira, S.).

Para o controle de uma enfermidade deve-se atuar em duas frentes, uma delas, o tratamento propriamente dito da doença e outra na prevenção, tanto evitando a entrada quanto reduzindo ou eliminando as chances de reinfecção. A literatura referente ao tratamento de acanthocéfalos de peixes é escassa e quando existente é divergente. Por isso relatamos os levantamentos realizados, indicando pontos positivos e negativos e possibilidades para as espécies nativas.

Em truta arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*), Nakajima et al. (1975) testaram o uso de bithionol, pamoato de piruvina e iodato de diametazina em banhos de 24 horas na concentração de 10 mg/L no controle de *Acanthocephalus opsariichthydis*. Porém, como os resultados não foram satisfatórios. Portanto, isso reforça que o melhor controle está na eliminação dos hospedeiros intermediários. Kabata (1985) registra o tratamento do bacalhau (*Gadus morhua*) com o bithionol, como aditivo alimentar, a 20.000 mg/L, em uma única aplicação eliminando 84,0% de uma população de *Echinorhynchus* sp. Kabata (1985), Thatcher (2006) e Eiras et al. (2008) indicam o óxido de Di-N-Butil Estanho. O primeiro autor registrou que o produto foi utilizado para combater infecções por *Pomporhynchus* sp. misturando-se à ração de 3 a 5 mg/kg de peixe, com três aplicações, em dias consecutivos com sucesso. Já o segundo autor registrou que o produto deve ser misturado à ração a 0,3% do peso vivo por um a cinco dias. E o terceiro autor indicou a mistura do produto à ração

na dose de 25g/100 kg de peixe por 3 dias. Contudo, Taraschewski et al. (1990) testaram esse produto *in vitro* contra os acantocéfalos *Neoechinorhynchus rutili* e *Echinorhynchus truttae* e não encontraram resultados satisfatórios.

No controle de acantocéfalos *Pallisentis nagpurensis*, o uso de tolzan (oxiclozanida) na concentração de 0,04 mM apresentou eficácia satisfatória. Este produto inibe a absorção de glicose, a geração anaeróbica de ATP pelo parasito, assim como interfere no metabolismo das proteínas, resultando na imobilização e morte do acantocéfalo (Kumari, 2006). Para truta arco-íris, os químicos loperamida e niclosamida foram avaliados *in vivo* na dose de 50 mg/kg durante três dias consecutivos, por via oral de forma forçada usando um meio de um pélete de ração. Observou-se que uso de loperamida apresentou 100% de eficácia no controle dos acantocéfalos *N. rutili* e *E. truttae*, enquanto a niclosamida não apresentou a mesma eficácia e foi considerada altamente tóxica para os peixes (Taraschewski et al., 1990).

A loperamida é um analgésico narcótico e seu mecanismo de ação é estimular a contração do músculo intestinal (Booth & Donald, 1992). A ação da loperamida causou prejuízos letais aos parasitos, como severo inchaço e encolhimento da extremidade posterior do tronco, bem como danos às mitocôndrias dos parasitos (Taraschewski et al., 1990). Uma desvantagem do método de tratamento utilizado é a aplicação em larga escala. Como o teste foi experimental a dose exata do medicamento foi administrada para cada animal pela via oral forçada. Seria necessário realizar outros estudos para avaliar a aplicação da dose indicada fazendo a incorporação do medicamento à ração e administrando para um lote maior de animais, de forma a validar o uso do tratamento em escala de produção.

A loperamida parece não causar maiores danos ao hospedeiro e a invertebrados aquáticos (Taraschewski et al., 1990). De acordo com os autores o medicamento não causou danos fisiológicos em *Oncorhynchus mykiss* quando expostos ao medicamento em banho de imersão na dose eficaz, e da mesma

forma não provocaram a morte de caramujos *Lymnae astagnalis* e *Anisus vortex*, isópodes *Asellus aquatius* e larvas de libélula (Anisoptera).

Em peixes ornamentais tropicais, recomenda-se o uso quimioterápicos indicados para nematoides para eliminar acantocéfalos. As formas de tratamento são: niclosamida em banho longo de 200 a 300 mg/100 L por 24 a 36 horas e em banho curto de 3 a 5g/L por 3 a 6 horas, e em ambas dosagens, repetir o tratamento após 2 a 3 semanas. Na ração indica-se adicionar 50 mg de niclosamida/100g de dieta de 5 a 7 dias. Já o mebendazol foi indicado para ser incorporado na ração, 100 a 200 mg/100 g de dieta por cinco a sete dias (Bassleer, 2011).

Apesar de todos esses quimioterápicos serem utilizados no tratamento de acantocéfalos em outros países, no Brasil não há nenhum parasiticida recomendado para esta finalidade, visto que o primeiro e único produto registrado no Brasil, a base de triclorfon, teve o registro suspenso. Entretanto, é sabido que o uso de quimioterápicos e antibióticos na aquicultura brasileira é uma prática comum, e, portanto, pode-se considerar que grande parte dos empreendimentos aquícolas vem atuando de forma irregular, colocando em risco a cadeia produtiva devido a riscos ambientais e de saúde pública. De acordo com a maioria dos autores a prevenção à exposição ao parasito é o melhor método de limitar as infecções por acantocéfalos. Este método corresponde a controlar os potenciais hospedeiros intermediários na água (Nickol, 2006), com uso de organofosforados, tendo o conhecimento que o uso destes produtos pode causar problemas ambientais (Tonguthai, 1997). Malta et al. (2001) indicaram o sacrifício e incineração dos lotes contaminados. Por isso, a entrada de acantocéfalos em propriedades piscícolas pode sair muito caro para o produtor, uma vez que o tratamento medicamentoso em larga escala ainda não é uma realidade.

A ocorrência de acantocéfalos no cultivo de tambaqui e seus híbridos é uma realidade em pisciculturas do Estado do Amazonas desde 2001 e em decorrência de altas infestações uma medida que

vem sendo adotada mais recentemente em algumas pisciculturas da região consiste no rodízio de espécies, alternando ciclos de produção entre tambaqui e matrinxã, ou outra espécie, visando com isso quebrar o ciclo de vida do parasito, uma vez que estes são espécie-específicos. O tratamento e a prevenção só são possíveis com a realização do diagnóstico correto e precoce da doença. Como as transferências de peixes entre pisciculturas é a forma mais factível de transmissão, principalmente por meio de alevinos e peixes jovens, é essencial a realização do diagnóstico das formas jovens. Como a maioria das infecções é assintomática, ou seja, as alterações clínicas nos peixes não são perceptíveis, é necessária a avaliação de amostragem dos lotes nas pisciculturas. As mortalidades após algum manejo devem ser investigadas, pois a imunossupressão ocorre principalmente nas altas infecções (Maciel et al., 2008). Assim, medidas preventivas devem ser adotadas mesmo quando a infestação ainda for baixa.

De forma geral, algumas medidas conhecidas como boas práticas de manejo são recomendadas para minimizar a ocorrência de doenças na criação, tais como: conhecer a procedência dos alevinos e realizar quarentena a cada lote adquirido, proceder a desinfecção dos equipamentos utilizados nos viveiros, monitorar os parâmetros de qualidade da água durante o cultivo, fornecer alimentação de qualidade e adequada para cada fase de vida dos peixes, acompanhar o desempenho dos peixes e as alterações comportamentais e evidências físicas de enfermidades, e na ocorrência de mortalidade nos tanques de criação deve-se retirar rapidamente os peixes mortos, pulverizá-los com cal virgem e enterrá-los (Izel et al., 2014).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Como a disponibilidade de hospedeiros intermediários infectados, o fechamento do ciclo de vida dos acantocéfalos é facilitado (Brasil-Sato & Pavanelli, 1999), e o estresse causado nos animais diminui sua resistência à ocorrência de outras doenças. A patogenicidade dos parasitos, em geral, é dependente de dois

fatores, a carga parasitária e a capacidade de penetração do parasito nos tecidos do hospedeiro. As alterações histopatológicas e fisiológicas causadas por algumas espécies de acantocéfalos indicam que danos são provocados aos peixes, ainda que sinais clínicos externos não sejam facilmente percebidos

Na aquicultura, a patogenicidade dos acantocéfalos tem sido subestimada, conseqüentemente não tem motivado o desenvolvimento de medidas de controle específicas. Isso, ocorre possivelmente em função dos registros marcando a não preocupação com esse grupo de parasitos, assim a ocorrência de acantocéfalos em cultivos de pirarucus, tambaquis e seus híbridos vem sendo negligenciada. Este cenário contribuiu para que a parasitose tenha aumentado sua área de ocorrência nos últimos anos, como na região Norte, possivelmente por meio do transporte de alevinos de pisciculturas que fazem reprodução, alevinagem e/ou recria. Essa parasitose é hoje responsável por um fator silencioso da redução de produtividade e mortalidade de peixes nas criações. Portanto, é importante destacar que a implementação de medidas preventivas que minimizem a reprodução desses parasitos e/ou sua disseminação na propriedade ou entre pisciculturas, é o ponto mais importante a ser considerado antes, durante e após o ciclo de cultivo.

REFERÊNCIAS

- AMIN, O.M. Classification. In: CROMPTON, D.W.T.; NICKOL, B.B. (Ed.). Biology of the Acanthocephala. Cambridge: Cambridge University Press, p. 27-72, 1985.
- AMIN, O.M. Key to the families and subfamilies of Acanthocephala, with the erection of a new class (Polyacanthocephala) and a new order (Polyacanthorhynchida). Journal of Parasitology, 73:1216-1219, 1987.
- AMIN, O.M.; HECKMANN, R.A.; HALAJIAN, A.; EL-NAGGAR, A.M.; TAVAKOL, M. The description and histopathology of *Leptorhynchoides polycristatus* n. sp. (Acanthocephala: Rhadinorhynchidae) from sturgeons, *Acipenser* spp. (Actinopterygii: Acipenseridae) in the Caspian Sea, Iran, with emendation of the generic diagnosis. Parasitology Research, 112: 3873–3882, 2013.
- ANDRADE, S.M.S. Monitoramento da auna parasitológica e das condições de manejo do matrinxã *Brycon cephalus* (Günther, 1869) em sistema de cultivo intensivo em canal de igarapé no estado do Amazonas. 100f. Dissertação (Mestrado em

Biologia de Água Doce e Pesca Interior). Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus/AM, 2000.

AQUINO-PEREIRA, S.L.; CHAGAS, E.C.; BOIJINK, C.; MAJOLO, C.; BRANDÃO, F.R.; FUJIMOTO, R.Y. Levantamento parasitário de tambaqui (*Colossoma macropomum*) criado em pisciculturas do município de Rio Preto da Eva (AM) no período das chuvas. In: XIII ENCONTRO BRASILEIRO DE PATOLOGISTAS DE ORGANISMOS AQUÁTICOS Aracaju. p. 244, 2014.

BASSLEER, G. Guia Prático de Doenças de Peixes Ornamentais Tropicais e de Lagos (e de camarões ornamentais). 1ª. ed. Westmeerbeek, Belgium: Bassleer Biofish, 2011.

BELO, M.A.A.; SOUZA, D.G.G.; FARIA, V.P.; PRADO, E.J.R.; MORAES, F.R.; ONAKA, E.M. Haematological response of curimbas *Prochilodus lineatus*, naturally infected with *Neoechinorhynchus curemai*. Journal of Fish Biology, 82:1403-1410, 2013.

BENESH, D.P.; VALTONEN, T. Effects of *Acanthocephalus lucii* (Acanthocephala) on intermediate host survival and growth: implications for exploitation strategies. Journal of Parasitology, 93:735-741, 2007.

BOOTH, H.; DONALD, L. E. Farmacologia e Terapêutica em Veterinária. 6ª. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1992.

BRASIL-SATO, M. C.; PAVANELLI, G. C. Ecological and reproductive aspects of *Neoechinorhynchus pimelodi* Brasil-Sato & Pavanelli (Eoacanthocephala, Neoechinorhynchidae) of *Pimelodus maculatus* Lacepede (Siluroidei, Pimelodidae) of the Sao Francisco River, Brazil. Revista Brasileira de Zoologia, 16: 73-82, 1999.

BUSH, A.O.; FERNÁNDEZ, J.C.; ESCH, G.W.; SEED, R. Acanthocephala: the thorny-headed worms. In: BUSH, A.O.; FERNÁNDEZ, J. C.; ESCH, G. W.; SEED, R. (Ed.). Parasitism. The diversity and ecology of animal parasites. Cambridge: Cambridge University Press, p.197-214, 2001.

CLEAVE, H.J.V. Some host-parasite relationships of the Acanthocephala, with special reference to the organs of attachment. Experimental Parasitology, 1:305-30, 1952.

CORNET, S.; FRANCESCHI, N.; BAUER, A.; RIGAUD, T.; MORET, Y. Immune depression induced by acanthocephalan parasites in their intermediate crustacean host: Consequences for the risk of super-infection and links with host behavioral manipulation. International Journal for Parasitology, 39:221-229, 2009.

DEZFULI, B. S.; CASTALDELLI, G.; BO, T.; LORENZONI, M.; GIARI, L. Intestinal immune response of *Silurus glanis* and *Barbus barbus* naturally infected with *Pomphorhynchus laevis* (Acanthocephala). Parasite immunology, 33:116-123. 2011.

DEZFULI, B.S.; GIARI, L.; SIMONI, E.; BOSI, G., MANERA, M. Histopathology, immunohistochemistry and ultrastructure of the intestine of *Leuciscus cephalus* (L.) naturally infected with *Pomphorhynchus laevis* (Acanthocephala). Journal of Fish Diseases, 25:7-14, 2002.

DEZFULI, B.S.; GIOVINAZZO, G.; LUI, A.; GIARI, L. Inflammatory response to *Dentitruncus truttae* (Acanthocephala) in the intestine of brown trout. Fish & Shellfish Immunology, 24:726-733, 2008a.

DEZFULI, B.S.; LUI, A.; GIOVINAZZO, G.; GIARI, L.B.S. Effect of Acanthocephala infection on the reproductive potential of crustacean intermediate hosts. *Journal of Invertebrate Pathology*, 98:116–119, 2008b.

DEZFULI, B.S.; LUI, A.; SQUERZANTI, S.; LORENZONI, M. Confirmation of the hosts involved in the life cycle of an acanthocephalan parasite of *Anguilla anguilla* (L.) from Lake Piediluco and its effect on the reproductive potential of its amphipod intermediate host. *Parasitology Research*, 110:2137-2143, 2012.

DEZFULI, B.S.; SZEKELY, C.; GIOVINAZZO, G.; HILLS, K.; GIARI, L. Inflammatory response to parasitic helminthes in the digestive tract of *Anguilla anguilla* (L.). *Aquaculture*, 296:1-6, 2009.

DIAS, M.K.R.; NEVES, L.R.; MARINHO, R.G.B.; PINHEIRO, D.A.; TAVARES-DIAS, M. Parasitism in tambatinga (*Colossoma macropomum* x *Piaractus brachypomus*, Characidae) farmed in the Amazon, Brazil. *Acta Amazonica* 45 (2): 231-238, 2015.

EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R.M.; PAVANELLI, G.C. Métodos de estudo e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes. 2ª. ed. Maringá: Universidade Estadual de Maringá, 2006.

EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R.M.; PAVANELLI, G.C. Diversidade dos parasitas de peixes de água doce do Brasil. Maringá: Clichetec, 2010.

FARIA, V.P.; BELO, M.A.A.; MORAES, A. C.; PRADO, J. R.; FOZ, E. P. Alterações sérico enzimáticas em pacus (*Piaractus mesopotamicus*) naturalmente parasitados pelo acantocéfalo *Echinorhynchus jucundum*. In: XIII ENCONTRO BRASILEIRO DE PATOLOGISTAS DE ORGANISMOS AQUÁTICOS. Aracaju. p. 238, 2014.

FERRAZ DE LIMA, C.L. B.; FERRAZ DE LIMA, J.A.; CECCARELLI, P.S. Ocorrência de acantocéfalos parasitando pacu, *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887 (Pisces: Serrasalmidae) em piscicultura. *Boletim Técnico do CEPTA*, 2:43-51, 1989.

FIELDING, N.; MACNEIL, C.; DICK, J.T.A.; ELWOOD, R.W.; RIDDELL, G.E.; DUNN, A. M. Effects of the acanthocephalan parasite *Echinorhynchus truttae* on the feeding ecology of *Gammarus pulex* (Crustace: Amphipoda). *Journal of Zoology*, 261: 321-325, 2003.

IRSHADULLAH, M.; MUSTAFA, Y. Pathology induced by *Pomporhynchus kashmiriensis* (Acanthocephala) in the alimentary canal of naturally infected Chirruh snow trout, *Schizothorax esocinus* (Heckel). *Helminthologia*, 49:11-15, 2012.

IZEL, A. C. U.; CRESCÊNCIO, R.; O’SULLIVAN, F. L.; CHAGAS, E. C.; BOIJINK, C. L. Cultivo de tabaqui no Amazonas. 1ª ed. Brasília: Embrapa, 2014.

KABATA, Z. Diseases caused by worms—II—Nematoda and Acanthocephala. In: KABATA, Z. (Ed.). *Parasites and diseases of fish cultured in the tropics*. London & Philadelphia: International Development Research Council, p. 201-226, 1985.

KALDONSKI, N.; PERROT-MINNOT, M-J.; CÉZILLY, F. Differential influence of two acanthocephalan parasites on the antipredator behaviour of their common intermediate host. *Animal Behaviour*, 74:1311-1317, 2007.

KENNEDY, C. *Ecology of the acanthocephalan*. Cambridge; New York: Cambridge University Press, 2006.

KIM, S.; LEE, J. S.; KIM, J.; OH, M.; KIM, C.; PARK, M. A.; PARK, J. J. Fine structure of *Longicollum pagrosomi* (Acanthocephala: Pomphorhynchidae) and intestinal histopathology of the red sea bream, *Pagrus major*, infected with acanthocephalans. *Parasitology Research*, 109:175-184, 2011.

KUMARI, Y.S. Effect of tolzan on carbohydrate metabolism and protein metabolism of an acanthocephalan parasite *Pallisentis nagpurensis* parasitising the fresh water fish *Channa striatus*. *Bulletin of Pure & Applied Sciences-Zoology*, 25:13-18, 2006.

LACERDA, A.C.F.; SANTIN, M.; TAKEMOTO, R.M.; PAVANELLI, G.C.; BIALETZKI, A.; TAVERNARI, F.C. Helminths parasitizing larval fish from Pantanal, Brazil. *Journal of Helminthology*, 83:51-55, 2009.

MACIEL, P.O.; AFFONSO, E.G.; ONAKA, E.M. Infestação massiva por *Neoechinorhynchus* sp. (Acanthocephala: Neoechinorhynchidae) em tambaquis, *Colossoma macropomum*, jovens de piscicultura de Itacoatiara-AM, Brasil. In: X ENCONTRO BRASILEIRO DE PATOLOGISTAS DE ORGANISMOS AQUÁTICOS, Búzios, Rio de Janeiro, 2008.

MALTA, J.C.O.; ANDRADE, S.M.S.; AQUINO-PEREIRA, S.L.; TAVARES-DIAS, M.; VARELLA, A. M. Parasitos do matrinxã *Brycon amazonicus* Spix & Agassiz, 1829 (Characidae: Bryconinae) na Amazônia central. In: TAVARES-DIAS, M. (Org.). Manejo e Sanidade de peixes em cultivo. Macapá: Embrapa Amapá, p.425-437, 2009.

MALTA, J.C.O.; GOMES, A.L.; ANDRADE, S.M.S.; VARELLA, A.M.B. Infestações maciças por acantocéfalos, *Neoechinorhynchus buttnerae* Golvan, 1956, (Eoacanthocephala: Neoechinorhynchidae) em tambaquis jovens, *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) cultivados na Amazônia Central. *Acta Amazonica*, 31: 133-143, 2001.

MARINHO, R. G. B.; TAVARES-DIAS, M.; DIAS-GRIGÓRIO, M. K. R.; NEVES, L. R.; YOSHIOKA, E. T. O.; BOIJINK, C. L.; TAKEMOTO, R. M. Helminthes and protozoan of farmed pirarucu (*Arapaima gigas*) in eastern Amazon and host-parasite relationship. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 65:1192-1202, 2013.

MARTINS, M.L.; MARCHIORI, N.; NUNES, G.; RODRIGUES, M.P. First record of *Trichodina heterodentata* (Ciliophora: Trichodinidae) from channel catfish, *Ictalurus punctatus* cultivated in Brazil. *Brazilian Journal of Biology*, 70:637-44, 2010.

MARTINS, M.L.; ONAKA, E.M.; MORAES, F.R.; FUJIMOTO, R.Y. Mebendazole treatment against *Anacanthorus penilabiatu*s (Monogenea, Dactylogyridae) gill parasite of cultivated *Piaractus mesopotamicus* (Osteichthyes, Characidae) in Brazil. Efficacy and hematology. *Acta Parasitologica*, 46:332-336, 2001.

MATOS, L.V.; OLIVEIRA, M.I B.; GOMES, A.L.S.; SILVA, G.S.S. Alterações morfológicas em juvenis de tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) associadas à infecção maciça pelo acantocéfalo intestinal *Neoechinorhynchus* sp. In: XIII ENCONTRO BRASILEIRO DE PATOLOGISTAS DE ORGANISMOS AQUÁTICOS, Aracaju. p. 279, 2014.

MINISTÉRIO DA PESCA E AQUICULTURA- MPA. Boletim estatístico da pesca e aquicultura 2011. Brasília, DF, 2013.

- MOREIRA, C. B.; HASHIMOTO, G.S.O.; ROMBENSO, A.N.; CANDIOTTO, F.B.; MARTINS, M.L.; TSUZUKI, M.Y. Outbreak of mortality among cage-reared cobia (*Rachycentron canadum*) associated with parasitism. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 22: 588-591, 2013.
- MOROZINSKA-GOGOL, J. The first record of *Paratenuisentis ambiguous* (Acanthocephala, Tenuisentidae) in Poland. *Oceanologia*, 50:275-279, 2008.
- MUZZALL, P. M.; RABALAIS, F. C. Studies on *Acanthocephalus jacksoni* Bullock, 1962 (Acanthocephala: Echinorhynchidae). I. Seasonal periodicity and new host records. *Proceedings of the Helminthological Society*, 42:31-34. 1975.
- NAKAJIMA, K.; OTA, T.; EGUSA, S. Some aspects of the parasitism and the susceptibility of some chemicals of the adult of the spiny-headed worms found in two year old rainbow trout kept at Somegai trout experimental station. *Fish Pathology*, 10:48-52, 1975.
- NICKOL, B.B. Phylum Acanthocephala. In: WOO, P.T.K. (Ed.). *Fish Diseases and Disorders, Volume 1: Protozoan and Metazoan Infections*. Canadá: University of Guelph, p. 444-465, 2006.
- NOGA, E. J. *Fish Disease: Diagnosis and Treatment*. 2ª. ed. Iowa Staty University: Library of Congress Catalogin. 2010.
- OLIVEIRA, S.R.K.S. Estudo da endofauna parasitária do tambaqui, *Colossoma macropomum*, em pisciculturas do Vale do Jamari – RO. 46f. Dissertação (Mestrado Profissional em Produção Animal). Universidade Camilo Castelo Branco, Descalvado, SP, 2014.
- PÁDUA, S.B.; ISHIKAWA, M.M.; VENTURA, A.S.; JERONIMO, G.T.; MARTINS, M.L.; TAVARES, L.E. Brazilian catfish parasitized by *Epistylis* sp. (Ciliophora, Epistylididae), with description of parasite intensity score. *Parasitology Research*, 112: 443-446, 2013.
- PAVANELLI, G.C.; EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R.M. Doenças de peixes. Profilaxia, diagnóstico e tratamento. 3ª ed. Maringá: Eduem, 2008.
- PORTZ, L.; ANTONUCCI, A.M.; UEDA, B.H.; DOTTA, G.; GUIDELLI, G.; ROUMBEDAKIS, K.; MARTINS, M.L.; CARNIEL, M.K.; TAVECHIO, W.L.G. Parasitos de peixes de cultivo e ornamentais. In: PAVANELLI, G. C.; TAKEMOTO, R. M.; EIRAS, J. C. (Ed.). *Parasitologia de peixes de água doce do Brasil*. Maringá: Eduem, p. 85-114, 2013.
- RANZANI-PAIVA, M.J.T.; SILVA-SOUZA, A.T.; PAVANELLI, G.C.; TAKEMOTO, R.M. Hematological characteristics and relative condition factor (Kn) associated with parasitismo in *Schizodon borelli* (Osteichthyes: Anostomidae) and *Prochilodus lineatus* (Osteichthyes: Prochilodontidae) from Paraná River, Porto Rico region, Paraná, Brazil. *Acta Scientiarum*, 22: 515-521, 2000.
- RODRIGUES, R.A.R.; MELO, F.T.V.; SANTOS, J.N.; GIESE, E.G. Estudo histopatológico do intestino de *Plagioscion squamosissimus* parasitado por Acanthocephala, no baixo rio Guamá, Belém-PA. In: *Anais do 10º Seminário Anual de Iniciação Científica da UFRA*, p. 1-4., 2012.

- SANIL, N.K.; ASOKAN, P.K.; JOHN, L.; VIJAYAN, K.K. Pathological manifestations of the acanthocephalan parasite, *Tenuiprobooscis* sp. in the mangrove red snapper (*Lutjanus argentimaculatus*) (Forsskål, 1775), a candidate species for aquaculture from Southern India. *Aquaculture*, 310:259-266, 2011.
- SANTOS, C.P.; MACHADO, P.M.; SANTOS, E.G.N. Acanthocephala. In: PAVANELLI, G. C.; TAKEMOTO, R.M.; EIRAS, J.C. *Parasitologia. Peixes de Água Doce*. Maringá, Eduem, p.353-370, 2013.
- SCHMIDT, G.D. Development and life cycles. In: CROMPTON, D.W. T.; NICKOL, B.B. (Ed.). *Biology of the Acanthocephala*. Cambridge: Cambridge University Press, p. 273–305, 1985.
- SFACTERIA, A.; BRINESB, M.; BLANKC, U. The mast cell plays a central role in the immune system of teleost fish. *Molecular Immunology*, 63:3-8, 2015.
- SILVA, R.M.; TAVARES-DIAS, M.; DIAS, M.W.R.; DIAS, M.K.R.; MARINHO, R.G. B. Parasitic fauna in hybrid tambacu from fish farms. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 48:1049-1057, 2013.
- TARASCHEWSKI, H.; MEHLHORN, H.; RAETHER, W. Loperamid, an efficacious drug against fish-pathogenic acanthocephalans. *Parasitology Research*, 76:619-623, 1990.
- TAVARES-DIAS, M.; LEMOS, J.R.G.; MARTINS, M.L.; JERÔNIMO, G.T. Metazoan and protozoan parasites of freshwater fish from Brazil. In: TAVARES-DIAS, M. (Org.). *Manejo e sanidade de peixes em cultivo*. Macapá, AP, p. 469-494, 2009.
- TAVARES-DIAS, M.; MORAES, F.R.; MARTINS, M.L.; KRONKA, S.N. Fauna parasitária de peixes oriundos de pesque-pagues do município de Franca, São Paulo, Brasil. II. Metazoários. *Revista Brasileira de Zoologia*, 18:81-95, 2001.
- THATCHER, V.E. 2006. *Amazon Fish Parasites*. 2ª. ed. Sofia: Pensoft Publishers.
- TONGUTHAI, K. Control of freshwater fish parasites: a Southeast Asian Perspective. *International Journal for Parasitology*, 21:1185-1191, 1997.
- VALLADÃO, G.M.R.; GALLANI, S.U.; PÁDUA, S.B.; MARTINS, M.L.; PILARSKI, F. *Trichodina heterodentata* (Ciliophora) infestation on *Prochilodus lineatus* larvae: a host-parasite relationship study. *Parasitology*, 141:662-669, 2014.
- WOO, P.T.K. *Fish Diseases and Disorders*. Volume 1: Protozoan and Metazoan Infections. 2ª. ed. Canadá: University of Guelph, 2006.
- XU, D.; SHOEMAKER, C.A.; MARTINS, M.L.; PRIDGEON, J.W.; KLESZIUS, P.H. Enhanced susceptibility of channel catfish to the bacterium *Edwardsiella ictaluri* after parasitism by *Ichthyophthirius multifiliis*. *Veterinary Microbiology*, 158:216-219, 2012.