



Ministério da Ciência, Tecnologia, Inovações e Comunicações  
Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia  
Coordenação de Capacitação  
Divisão Apoio Técnico

**PIBIC**

**2.372**

PROGRAMA DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA DO INPA  
RELATÓRIO FINAL

**ANÁLISE E IDENTIFICAÇÃO DA FAUNA PARASITÁRIA DE TRÊS  
ESPÉCIES PISCÍVORAS DA FAMÍLIA CYNODONTIDAE: *Cynodon gibbus*  
(Agassiz, 1829), *Hydrolicus scomberoides* (Cuvier, 1819) e *Raphiodon vulpinus*  
(Spix e Agassiz, 1829) PROVENIENTES DO LAGO CATALÃO, AMAZONAS –  
BRASIL.**

BOLSISTA: Thais Teodosio da Silva de Oliveira

ORIENTADOR(A): José Celso de Oliveira Malta, Dr.

Relatório Final apresentado ao Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia- INPA. Como parte das exigências do Programa de Iniciação Científica. PIBIC/CNPQ e PAIC/FAPEAM.

Apoio Financeiro:



Realização:



MINISTÉRIO DA  
CIÊNCIA, TECNOLOGIA,  
INOVAÇÕES E COMUNICAÇÕES





## ANÁLISE E IDENTIFICAÇÃO DA FAUNA PARASITÁRIA DE TRÊS ESPÉCIES PISCÍVORAS DA FAMÍLIA CYNODONTIDAE: *Cynodon gibbus* (Agassiz, 1829), *Hydrolicus scomberoides* (Cuvier, 1819) e *Raphiodon vulpinus* (Spix e Agassiz, 1829) PROVENIENTES DO LAGO CATALÃO, AMAZONAS –BRASIL.

### Resumo

É descrita a fauna parasitária de *Cynodon gibbus*, *Hydrolicus scomberoides* e *Raphiodon vulpinus* capturados no lago Catalão. Das espécies parasitas indetificadas, foram adicionadas informações as descrições originais das espécies já descritas. Foram coletados e examinados 28 *C. gibbus*, 06 *H. scomberoides* e 32 *R. vulpinus*. Para *C. gibbus* foram coletados e identificados 131 parasitos pertencentes ao Filo Nematoda: *Anisakis* sp., *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *inopinatus*, *Pseudoproleptus* sp. e *Contracaecum* sp. Para *H. scomberoides* foram identificados 91 indivíduos correspondentes a quatro espécies de Nematoda: *Anisakis* sp., *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *inopinatus*, *Pseudoproleptus* sp. e *Guyanema raphiodini*. Para *R. vulpinus* foram identificados 1605 indivíduos correspondentes a 10 espécies: *Notozothecium lamotheargumedoi* (Monogenoidea), *Clinostomum marginatum* (Digenea), *Quadrigyrus torquatus* (Acantocephala), *Anisakis* sp., *P. (S.) inopinatus*, *Pseudoproleptus* sp., *Contracaecum* sp. (Nematoda), *Ergasilus* sp., *Miracetyma kawa* (Copepoda) e *Anphira branchialis* (Isopoda). *Cynodon gibbus*, *H. scomberoides* e *R. vulpinus* são novos hospedeiros para *C. marginatum*, *Q. torquatus*, *Anisakis* sp., *P. (S.) inopinatus* e *Pseudoproleptus* sp. Considerando que só *Q. torquatus*, *P. (S.) inopinatus* e *G. raphiodini* foram as espécies endoparasitas registradas em fase adulta e as outras em fase larval, pode se concluir que estes três Cynodontideos atuam como hospedeiros finais, intermediários e/ou paratênicos no lago Catalão, destacando assim sua importância para o sucesso do ciclo de vida destes parasitas. Dessa maneira este trabalho tem como objetivo analisar e identificar a composição parasitaria dessas três espécies de peixes da família Cynodontidae: *Cynodon gibbus*, *Hydrolicus scomberoides* e *Raphiodon vulpinus* capturados no lago Catalão. Pois é sabido que as informações obtidas neste trabalho são capazes de trazer um maior conhecimento da biodiversidade da composição e estrutura das comunidades dos parasitos do lago Catalão.

Apoio Financeiro:



Realização:



MINISTÉRIO DA  
CIÊNCIA, TECNOLOGIA,  
INOVAÇÕES E COMUNICAÇÕES



## INTRODUÇÃO

É sabido que a dieta dos peixes influencia fortemente a composição da fauna parasitária dos mesmos. A ocorrência de certas espécies de parasitas em peixes com hábitos alimentares pouco conhecidos pode proporcionar boas pistas para entender a composição da dieta do hospedeiro (Dogiel 1961). As espécies parasitas são componentes onipresentes da maioria dos ecossistemas. Elas ocorrem em praticamente todas as cadeias alimentares e em todos os níveis tróficos. O parasitismo é também cada vez mais reconhecido por um importante papel na estruturação nas comunidades de animais (Marcogliese, 2003).

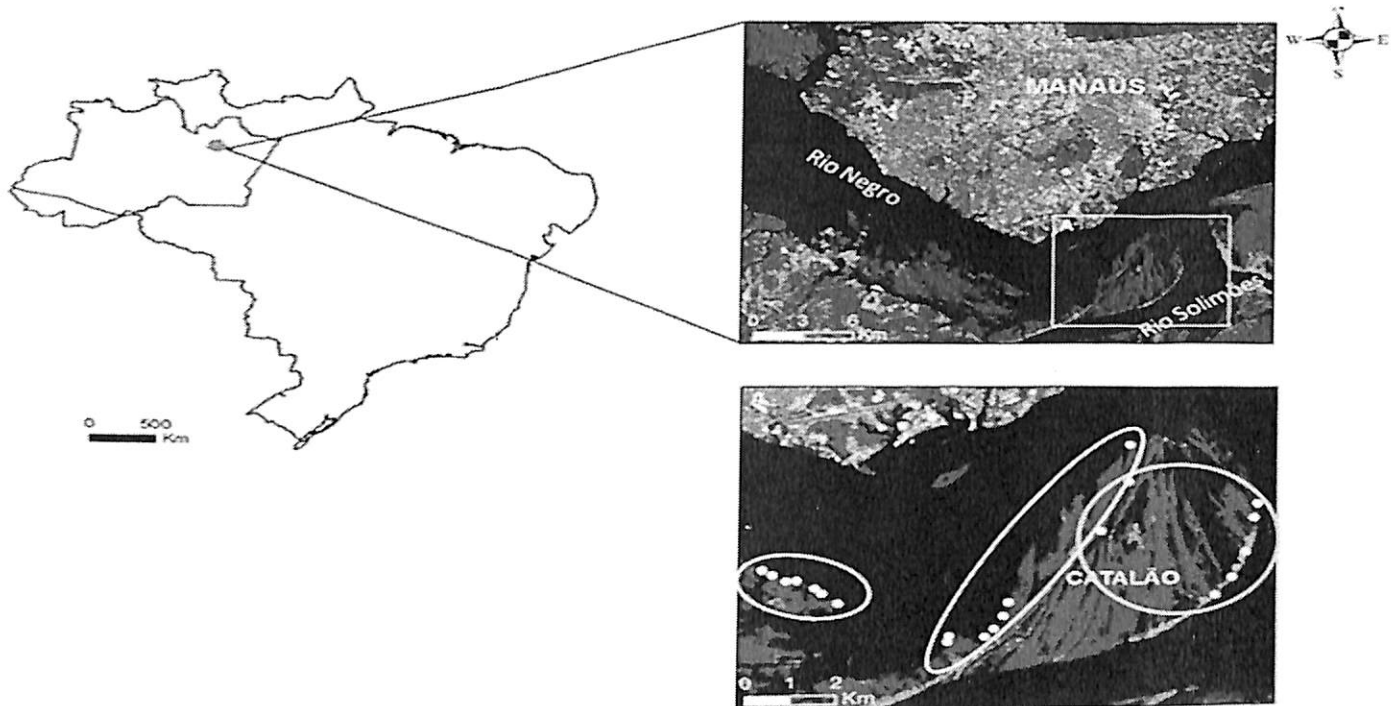
Em estudos de cadeias alimentares e ecossistemas, a despeito do fato de que elas podem regular as populações de hospedeiros e influenciar a estrutura da comunidade. No entanto, a própria natureza do parasitismo torna uma adequada e apropriada indicadora de estresse ambiental, da cadeia alimentar e da biodiversidade (Marcogliese 2003). *Cynodon gibbus* (Agassiz, 1829), *Hydrolicus scomberoides* (Cuvier, 1819) e *Raphiodon vulpinus* Spix & Agassiz, 1829 são predadores que se alimentam predominantemente de peixes e ocasionalmente de invertebrados. Suas presas são hospedeiras intermediárias de várias espécies parasitas (Lucena e Menezes 1998).

Cada espécie hospedeira intermediária e definitiva é responsável pela existência de várias espécies parasitas (Marcogliese, 2003). As três espécies de peixes abordadas neste estudo ocorrem no lago Catalão indicando a importância ecológica destes predadores neste ambiente aquático. Dessa maneira este trabalho tem como objetivo analisar e identificar a fauna de metazoários parasitas das três espécies da família Cynodontidae: *Cynodon gibbus*, *Hydrolicus scomberoides* e *Raphiodon vulpinus* capturados no lago Catalão.

É possível compreender que a ausência de parasitas de um hospedeiro em um habitat particular indica que um ou mais dos hospedeiros requeridos para completar seu ciclo de vida, não estão presentes naquele local (Overstreet *et al.* 1997). Uma espécie parasita que é transmitida em grandes quantidades através dos caminhos tróficos reflete a densidade dos hospedeiros intermediários naquele ambiente (Overstreet *et al.* 1997).

## MATERIAL E MÉTODOS

O lago Catalão ( $3^{\circ}10'04''\text{S}$  e  $59^{\circ}54'45''\text{W}$ ) localiza-se próximo ao município de Iranduba, no estado do Amazonas, distante cerca de 10 km da cidade de Manaus. Ele está situado na várzea do rio Solimões, próximo de sua confluência com o rio Negro (Figura 2). A região do lago Catalão é formada por uma série de “lagos” interconectados que durante os períodos de cheia formam uma unidade contínua, e nos períodos de seca isolam-se ou até mesmo secam completamente (Vale 2003).



**Figura 2.** Imagem Landsat da região do lago Catalão formada por uma série de “lagos” interconectados – Amazonas – Brasil, 2007. Círculo da esquerda destaca os pontos de água preta, o do meio os pontos de água mista e da direita os de água branca. (Elaborada por Juliana Peixoto).  
**Fonte:** Lopes *et al.* 2011).

Os peixes foram capturados com redes de espera, dispostas aleatoriamente. O tempo de permanência das redes na água será aproximadamente de 10 horas por lago, período diurno, com duas despescas ao longo deste tempo. Os peixes foram identificados em campo. Logo após a captura os peixes foram examinados: a superfície do corpo; a base das nadadeiras; a cavidade branquial; a cavidade bucal; a cavidade anal e brânquias a procura de ectoparasitas. Quando encontrados foram

coletados, fixados e conservados de acordo com o grupo pertencente para identificação no Laboratório de Parasitologia de Peixes (LPP) do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA).

**Monogenoidea:** a coleta dos espécimes iniciou-se no campo, onde as brânquias foram colocadas em água aquecida a 70° C e depois completada com formol 5%. Posteriormente, no “Laboratório de Parasitologia de Peixes” do INPA, a brânquia foi colocada em placa de Petri. Cada arco branquial foi individualizado cortando as extremidades dorsal e ventral e coberto com água. Cada filamento foi examinado sob microscópio estereoscópico e com o auxílio de pincéis e finos estiletes os espécimes de Monogenoidea foram coletados e fixados em formol 5%.

Para o estudo das características morfológicas e anatômicas dos órgãos internos dos espécimes de Monogenoidea foram feitas lâminas permanentes utilizando o método de Tricrômico de Gomori. Cada espécime foi colocado em água por alguns minutos; os exemplares foram transferidos para uma pequena gota de corante no centro de uma placa de Petri para a coloração por 1 a 3 minutos; inundou-se a placa de Petri com etanol absoluto e foram adicionadas algumas gotas de água para diferenciar; os espécimes foram transferidos para outra placa de Petri contendo etanol absoluto para desidratar por 1 a 5 minutos. Finalmente foram colocados em creosoto de faia para clarificar e depois foram montados no bálsamo do Canadá (Amato *et al.* 1991).

Para o estudo das características morfológicas e anatômicas das estruturas esclerotizadas (ganchos, âncoras e barras do haptor e órgão copulatório masculino) dos espécimes de Monogenoidea foram feitas lâminas permanentes utilizando o método de Gray & Wess e Hoyer (Amato *et al.* 1991).

**Digenea:** para a coleta foram examinados o trato digestivo a procura de adultos; as brânquias, o fígado, o tegumento, o mesentério, a cavidade e o humor vítreo a procura de metacercárias encistadas ou livres (Eiras *et al.* 2006). Cada órgão foi colocado em uma placa de Petri, aberto, coberto com soro fisiológico 0,85% e o conteúdo examinado sob microscópio estereoscópico (Amato *et al.* 1991).

As espécies de Digenea encontradas foram coletadas com pincéis finos, estiletes e fixadas com ou sem compressão em AFA (95 partes de etanol 70° GL, 3 partes de formalina comercial (37-

40%) e 2 partes de ácido acético glacial). Quando submetidas à compressão em AFA, o tempo variou de 24 até 48 horas.

Na compressão o digenético morto foi montado em gota de soro fisiológico entre lâmina e lamínula. Foram passadas gotas de AFA de um lado para o outro da lamínula e, ao mesmo tempo, retirando-se a água do outro lado com um pedaço de papel de filtro. Em seguida as lâminas montadas foram dispostas em uma placa de Petri grande onde foi adicionado AFA até cobrir totalmente as lâminas e com um peso em cima do 31 espécime durante 24 a 48 horas. Terminada a compressão, os parasitos foram retirados e conservados em AFA e depois de dez horas foram transferidos para álcool 70% (Thatcher 1993).

Para o estudo das características morfológicas e anatômicas das espécies de Digenea foram feitas lâminas permanentes utilizando o método de Carmim Alcoólico de Langeron. Os digenéticos foram colocados em etanol 70° GL por 15 minutos. A seguir passaram para corar no Carmim em tempo variável e foi feita uma lavagem rápida em etanol a 30° GL e imediatamente colocados em álcool clorídrico a 0,5% por tempo variável para diferenciá-los. A seguir passaram por desidratação em etanol a 70o GL, 80o GL, 90o GL e dois banhos de álcool absoluto por 15 minutos cada. Finalmente foram clarificados em Eugenol e montados entre lâmina e lamínula em bálsamo do Canadá (Amato *et al.* 1991; Eiras *et al.* 2006).

**Acanthocephala:** o intestino do hospedeiro foi retirado, posto em placa de Petri, aberto e adicionado água destilada. Os acantocéfalos, quando encontrados, foram coletados com finos pinceis e estiletos, com o cuidado necessário para que a probóscide não se rompa. Os espécimes de acantocéfalos foram resfriados em refrigerador por aproximadamente 24 horas, em água destilada, para que a probóscide fique estendida, em seguida foram fixados em AFA, conservados em etanol 70% (Amato *et al.* 1991).

Lâminas permanentes foram feitas para o estudo das características dos espécimes de acantocéfalos, para tanto, utilizar-se-á o método de Carmim Alcoólico de Langeron. A identificação das espécies foi feita baseada nas características morfológicas, o tamanho e forma do corpo e da probóscide, disposição e número de espinhos no tronco, número de ganchos na probóscide, comprimento dos lemniscos, tamanho e posição dos testículos, camadas na parede do receptáculo, número de núcleos, tamanho e forma do ovo, (Golvan 1969; Thatcher 2006).

**Nematoda:** para a coleta dos espécimes o trato digestivo foi aberto e colocado em placa de Petri, coberto com água destilada. Os nematóides encontrados foram coletados com pincéis finos, estiletes e pinças. Também foram examinadas as cavidades do corpo como a órbita ocular a procura de nematóides adultos, o mesentério e intestino atrás de larvas e adultos. Os órgãos foram colocados separadamente em placas de Petri contendo solução salina a 0,85% (Moravec 1998).

Os espécimes de Nematoda encontrados foram transferidos para outra placa de Petri contendo solução salina a 0,85%, para a limpeza dos parasitos com auxílio de pincéis e estiletes. Os exemplares foram transferidos para frascos contendo etanol 70° GL aquecido a 60° C com glicerina a 5%, onde foram conservados (Amato *et al.* 1991).

Para estudo das características morfológicas e anatômicas, os espécimes de Nematoda foram clarificados, utilizando Lactofenol entre lâmina e lamínula (Moravec 1998). Para aqueles espécimes de Nematoda cuja identificação necessitava observar as estruturas cefálicas foram feitos cortes da extremidade anterior do nematóide. Estes foram clarificados com lactofenol, lavados em água, desidratados em etanol 100%, colocados em creosoto e montados em bálsamo do Canadá entre lâminas e lamínulas.

**Copepoda:** para a coleta dos espécimes foram examinadas as nadadeiras, as narinas e os filamentos branquiais. As brânquias dos hospedeiros foram retiradas, colocadas em placas de Petri, cobertas com água e cada filamento examinado sob microscópio estereoscópio. Todos os copépodes coletados foram fixados e conservados em formol 5% ou álcool 70% (Malta 1993a; 1994a; 1994b; Malta e Varella 1996; Varella 1994; Varella e Malta 1995; 2001).

Para o exame das fossas nasais, sob estereomicroscópio com iluminação superior e inferior, cada cavidade olfativa foi submetida a uma sequência de lavagens consecutivas com jatos de água de uma pisseta. Posteriormente foram expostas por incisão da pele circundante e novas lavagens foram feitas até a retirada total do muco e examinadas minuciosamente. A seguir a roseta olfativa foi retirada, lavada sucessivamente e cada dobra examinada. A água utilizada em cada lavagem foi cuidadosamente examinada a cada procedimento. Todos os espécimes coletados foram fixados e conservados (Varella, 1994; Varella e Malta 1995; 2001).

Para o estudo da morfologia dos espécimes de Copepoda foram feitas lâminas permanentes a partir de montagem total dos exemplares pelo método do fenol-bálsamo. Cada copépode se estivesse em solução aquosa (formol 5%) foi colocado em álcool 70% por no mínimo cinco minutos. A seguir

transferidos para solução corante Eosina e Orange-G até atingirem coloração de intensidade equivalente ao de um chá forte (mantidos nesta solução de 3 a 10 minutos) (Malta 1993a; 1994a; 1994b; Malta e Varella 1996).

Posteriormente os copépodes foram colocados em fenol puro (cristais de fenol liquefeitos em álcool 95%) para diafenizar, desidratar e descolorir o excesso durante alguns segundos. Em seguida transferidos para creosoto de faia ou para Eugenol para interromper o processo de descoloração, montados no bálsamo do Canadá entre lâmina e lamínula, rotuladas e colocadas em estufa a 56° C para secar (Malta 1993; 1994a; 1994b; Malta e Varella 1996; Varella 1994; Varella e Malta 1995; 2001).

**Isopoda:** a coleta dos indivíduos foi feita examinando a superfície externa do corpo, nadadeiras, cavidade bucal e branquial, parede interna do opérculo e aberturas no abdômen dos hospedeiros foram examinadas. Os isópodes encontrados foram coletados com pincéis finos, estiletos e pinças, e fixados e conservados em etanol 70° GL glicerinado a 10%. Para o estudo de Isopoda os apêndices foram dissecados com estiletos, clarificados com fenol puro e lâminas provisórias foram feitas (Malta e Varella 2000).

Os desenhos foram feitos a partir de montagens totais de exemplares em lâminas permanentes e provisórias. Utilizou-se uma câmara clara acoplada ao microscópio de luz com contraste de fase Olympus BH-2 e Zeiss Axioscope 2 plus e os parasitas foram desenhadas com canetas Naquim e posteriormente digitalizados. Algumas pranchas foram originais e outras foram de diferentes autores. Quando o caso, a referência correspondente foi mencionada.

A morfometria dos indivíduos foi feita utilizando uma ocular micrométrica acoplada ao microscópio de luz. Todas as medidas foram apresentadas em milímetros (mm)

A identificação das espécies foi baseada nos trabalhos originais de descrição das espécies e com o auxílio de especialistas. Monogenoidea: Cohen e Kohn (2008), Digenea: Travassos *et al.* (1969), Nematoda: Moravec (1998) e Copepoda: Malta (1993; 1994); Malta e Varella (1996) e Isopoda: Thatcher (2006).

Os índices parasitários da prevalência (P), Intensidade (I); Intensidade média de infecção (IMI) e a abundância (A) foram calculados e analisados de acordo com Bush *et al.* (1997). Coeficiente de prevalência ou prevalência (%): relação entre o número de hospedeiros parasitados divididos pelo número de hospedeiros examinados, multiplicados por 100:



### A. Prevalência (%)

$$P = \frac{NP}{NE} \times 100$$

NP = número de peixes infectados por uma determinada espécie de parasita.

NE = número total de peixes examinados.

### B. Intensidade; expresso como variação numérica (número total de parasitos encontrados).

Índice de intensidade média ou intensidade média: mede a quantidade média de parasitismo só entre os hospedeiros parasitados:

### C. Intensidade média (IM)

$$IM = \frac{Nsp1}{NPsp1}$$

Nsp1 = número de indivíduos de uma determinada espécie parasita.

NPsp1 = número de peixes infectados por uma determinada espécie parasita.

Índice de abundância ou abundância = número médio de parasitas encontrados para o total de hospedeiros examinados:

### D. Abundância média ou densidade relativa: expresso como variação numérica

$$AM = \frac{NTP}{NPE}$$

NTP = número total de parasitos de uma determinada espécie.

NPE = número total de peixes examinados (parasitados e não parasitados) na amostra.

A análise do conteúdo estomacal foi realizada por observação direta na lupa. Agrupando cada item alimentar correspondente a cada categoria. A relação entre a diversidade e riqueza de parasitas e o comprimento dos hospedeiros foi analisado com o pacote estatístico Bioestat 5.0 utilizando a o Coeficiente de correlação de Spearman.

## RESULTADOS E DISCUSSÃO

Para *C. gibbus* foram identificados 131 espécimes do filo Nematoda, divididos em quatro espécies e larvas não identificadas que parasitavam o estômago, fígado, intestino e cecos pilóricos dos hospedeiros (Figura 1). Os índices parasitários são apresentados na tabela 1

Apoio Financeiro:

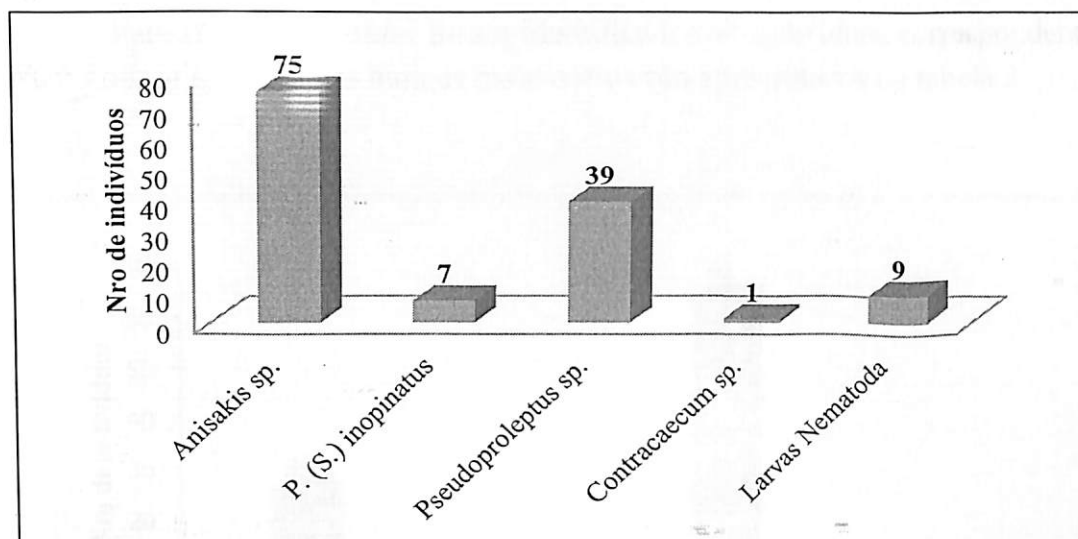


Realização:



MINISTÉRIO DA  
CIÊNCIA, TECNOLOGIA,  
INOVAÇÕES E COMUNICAÇÕES



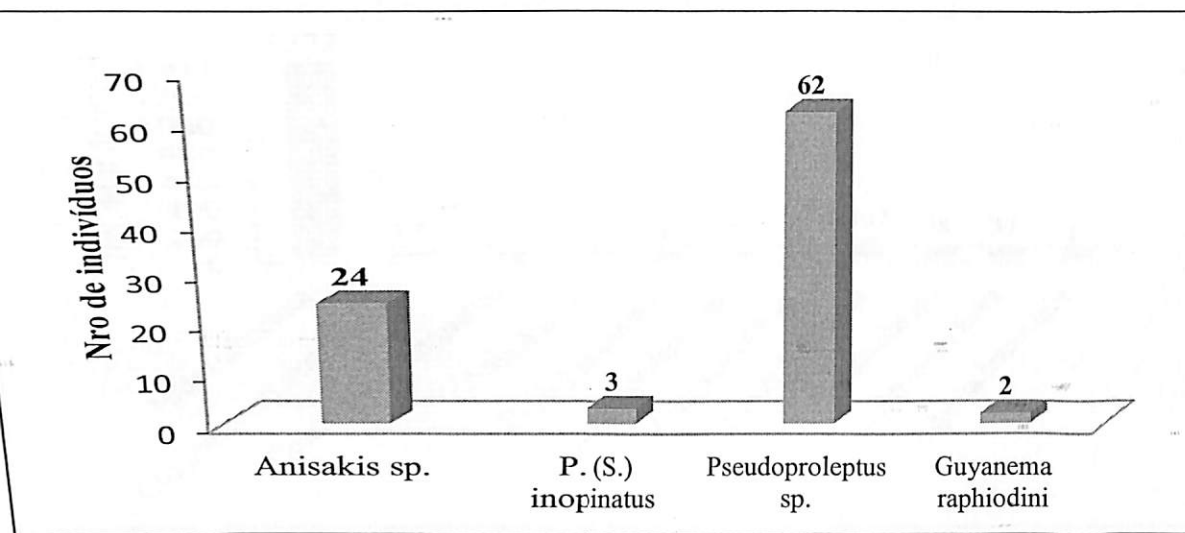


**Figura 1.** Espécies parasitas identificadas em *Cynodon gibbus* (Agassiz,1829) capturados no lago Catalão

**Tabela 1.** Índices parasitários das espécies parasitas identificadas em *Cynodon gibbus*, capturados no lago Catalão. Onde PA = peixes analisados, PP = peixes parasitados, P% = prevalência, I = intensidade, Im = intensidade média e Am = abundância média.

Espécies parasitas	PA	PP	P%	I	Im	Am
<i>Anisakis</i> sp.	28	21	75.00	75	3.57	2.68 ± 2,87
<i>P. (S.) inopinatus</i>	28	5	17,86	7	1.40	0.25 ± 0,59
<i>Pseudoproleptus</i> sp.	28	3	10.71	39	13.00	1.39 ± 5,04
<i>Contracaecum</i> sp.	28	1	3.57	1	1.00	0.04 ± 0,19
Larvas Nematoda	28	3	10.71	9	3.00	0.32 ± 1,19

Para *H. scomberoides* foram identificados 91 indivíduos correspondentes a quatro espécies de nematoda (Figura 2). Os índices parasitários são apresentados na tabela 2.

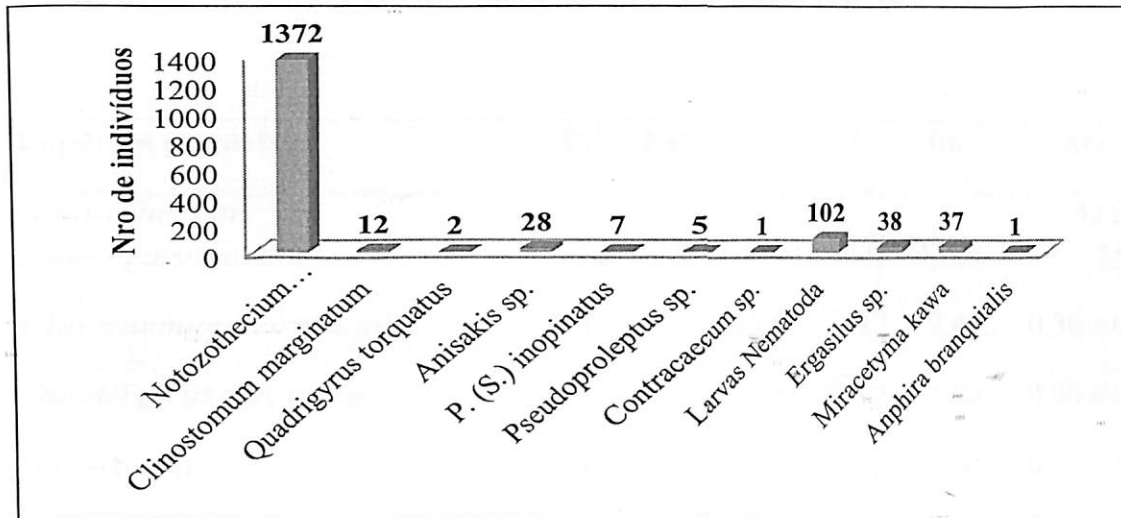


**Figura 2.** Espécies parasitas identificadas em *Hydrolicus scomberoides* (Cuvier, 1819) capturados no lago Catalão

**Tabela 2.** Índices parasitários das espécies parasitas identificadas em *Hydrolicus scomberoides* capturados no lago Catalão. Onde PA = peixes analisados, PP = peixes parasitados, P% = prevalência, I = intensidade, Im = intensidade média e Am = abundância média.

Espécies parasitas	PA	PP	P%	I	Im	Am
<i>Anisakis</i> sp.	6	5	83.33	24	4.80	4.00 ± 2,45
<i>P. (S.) inopinatus</i>	6	2	33.33	3	1.50	0.50 ± 0,84
<i>Pseudoproleptus</i> sp.	6	4	66.67	62	15.50	10.33 ± 9,48
<i>Guyanema raphiodini</i>	6	2	33.33	2	1.00	0.33 ± 0,52

Para *R. vulpinus* foram identificados 1605 indivíduos correspondentes a 10 espécies e larvas não identificadas de Nematoda (Figura 3). Os índices parasitarios são apresentados na tabela 3.



**Figura 3.** Espécies parasitas identificadas em *Raphiodon vulpinus* Spix & Agassiz, 1829 capturados no lago Catalão

**Tabela 3.** Índices parasitários das espécies parasitas identificadas em *Raphiodon vulpinus* capturados no lago Catalão. Onde PA = peixes analisados, PP = peixes parasitados, P% = prevalência, I = intensidade, Im = intensidade média e Am = abundância média.

Espécies parasitas	PA	PP	P%	I	Im	Am
<i>Notozothecium lamoarhogumedoi</i>	32	32	100.00	1372	42.88	42.88 ± 35,76
<i>Clinostomum marginatum</i>	32	5	15.63	12	2.40	0.38 ± 0,99
<i>Quadrigyryrus torquatus</i>	32	2	6.25	2	1.00	0.06 ± 0,25
<i>Anisakis</i> sp.	32	5	15.63	28	5.60	0.88 ± 2,84
<i>P. (S.) inopinatus</i>	32	7	21.88	7	1.00	0.22 ± 0,43
<i>Pseudoproleptus</i> sp.	32	4	12.50	5	1.25	0.16 ± 0,45
<i>Contracaecum</i> sp.	32	1	3.13	1	1.00	0.03 ± 0,18
Larvas Nematoda	32	13	40.63	102	7.85	3.19 ± 7,44
<i>Ergasilus</i> sp.	32	13	40.63	38	2.92	1.19 ± 1,93
<i>Miracetyma kawa</i>	32	15	46.88	37	2.47	1.16 ± 1,89
<i>Anphira branquialis</i>	32	1	3.13	1	1.00	0.03

*Notozothecium lamoarhogumedoi*, Cohen & Kohn, 2008 foi citado pela primeira vez parasitando as brânquias de *R. vulpinus* do rio Paraná, Brasil (Cohen e Kohn 2008). Neste trabalho *N. lamoarhogumedoi* também ocorreu nas brânquias de *R. vulpinus* do lago Catalão. Este é o segundo registro de *N. lamoarhogumedoi* em *R. vulpinus* e foi ampliado sua distribuição geográfica para o estado do Amazonas.

Espécies de *Notozothecium*, Cohen & Kohn, 2008 foram citadas para peixes da ordem Characiformes (Characidae, Serrasalminidae) (Cohen e Kohn 2008). *Notozothecium*

*lamotheargumedoi* é muito específico, somente foi citado para *R. vulpinus*, é a única espécie de *Notozothecium* citada para um peixe da família Cynodontidae. Para o Brasil foram citadas três espécies: *Clinostomum marginatum*, *C. dentrucatum* Braunn 1899 e *C. heluans* Braunn, 1899 (Travassos *et al.* 1969).

Em peixes amazônicos *C. marginatum* (Rudolphi, 1819) foi registrada encistada nas brânquias de *Cichla monoculus* Spix e Agassiz, 1831 (Thatcher, 1981; Paredio 2013); na pele e nadadeiras de *Crenicichla* sp. (Thatcher 1981); na musculatura de *S. insignis*(Jardine, 1841); nas brânquias de *Pterophyllum scalare* Schultze, 1823 (Alves *et al.* 2001), na musculatura de *P. nattereri* (Morais *et al.* 2011)

E na cavidade visceral, olho, cavidade branquial, narinas, intestino e fígado de *Acestrorhynchus falcirostris* (Cuvier, 1819) (Dumbo, 2014). Neste trabalho metacercárias de *C. marginatum* parasitavam a cavidade branquial de *R. vulpinus*. A presença de *C. marginatum* em diferentes espécies de peixes e em diferentes órgãos indica baixa especificidade desta espécie pelo segundo hospedeiro intermediário e pelo órgão de fixação.

*Quadrigyus torquatus*, Van Cleave, 1920, foi citado parasitando *Cichla monoculus* Agassiz, 1831, *Hoplias malabaricus* (Bloch, 1794), *Leporinus lacustris* Amaral Campos, 1945 e *Pimelodus maculatus* Lacepède, 1803 (Eiras *et al.* 2010). Em espécies de *Acestrorhynchus*, *Q. torquatus* foi citado parasitando *A. lacustris* (Carvalho *et al.* 2003) e *A. falcirostris* (Dumbo 2014). Neste trabalho este parasita é citado pela primeira vez parasitando um peixe da família Cynodontidae: *R. vulpinus*.

Em peixes predadores é comum encontrar espécies de Nematoda imaturas principalmente larva L3, que permanecem nos hospedeiros por períodos mais ou menos prolongados sem sofrer alterações e os peixes desempenham o papel de hospedeiros paratênicos. É frequente observar peixes parasitados por quantidades elevadas de larvas nas superfícies dos órgãos viscerais.

Estes hospedeiros paratênicos são consumidos pelos hospedeiros definitivos que podem ser outros peixes ou outros vertebrados como répteis, aves e/ou mamíferos, onde as larvas L3 passam para a forma adulta (Smith e Wootten 1978).

No presente trabalho foram registradas sete espécies endoparasitas, das quais *Anisakis* sp., *P. (S.) inopinatus* e *Pseudoproleptus* sp. parasitavam os três hospedeiros estudados, o qual indica a abundância deste parasita e facilidade para transmitir suas formas infectantes nos três hospedeiros estudados no lago Catalão.

*Miracetyma kawa* é a única espécie de Copepoda citado que parasita as brânquias de *R. vulpinus*. Esta espécie foi descrita dos rios Marmoré, Guaporé e Jamari no estado de Rondônia, Brasil (Malta 1993). Neste trabalho *M. kawa* foi identificado parasitando as brânquias de *R. vulpinus* provenientes do lago Catalão, ampliando assim sua distribuição geográfica para o estado do Amazonas.

Neste trabalho *Ergasilus* sp. ocorreu parasitando as brânquias e fossas nasais de *R. vulpinus*. Neste trabalho é registrada a primeira vez que uma espécie do gênero *Ergasilus* parasita ambos órgãos do seu hospedeiro.

*Anphira branchialis* Thatcher, 1993 foi citado na Amazônia para *P. nattereri* (Thatcher 1993; Carvalho *et al.* 2004; Vital *et al.* 2011; Moraes 2011, Tavares-Dias *et al.* 2015), *S. spilopleura* *Serrasalmus* sp. (Thatcher 1993, Tavares-Dias *et al.* 2015). Neste trabalho *A. branchialis* é registrada pela primeira vez parasitando as brânquias de *R. vulpinus*, sendo um novo hospedeiro para esta espécie parasita.

O registro de um único indivíduo parasitando *R. vulpinus* leva a suspeitar que pode ter sido uma infecção acidental. Ou talvez que este parasita esta encontrado os recursos necessários em um peixe de uma família diferente. Mais estudos relacionados ao parasitismo de cynodontídeos por branchiuros podem ser realizados com a finalidade de detectar mais casos de parasitismo por estes organismos.

## CONCLUSÃO

*Cynodon gibbus*, *H. scomberoides* e *R. vulpinus* são novos hospedeiros para *C. marginatum*, *Q. torquatus*, *Anisakis* sp., *P. (S.) inopinatus* e *Pseudoproleptus* sp. Considerando que só *Q. torquatus*, *P. (S.) inopinatus* e *G. raphiodini* foram as espécies endoparasitas registradas em fase adulta e as outras em fase larval, é possível concluir que estes três Cynodontideos atuam como hospedeiros finais, intermediários e/ou paratênicos no lago Catalão, destacando assim suas importância para o sucesso do ciclo de vida destes parasitas. A fauna parasitária registrada nestes peixes, os posicionam no meio de cadeia alimentar. Assim, são predadores de peixes de pequeno porte e presa de outros vertebrados com nível trófico superior no lago Catalão. Dessa maneira foi estabelecido a execução do principal objetivo deste trabalho, que era sobretudo o conhecimento da biodiversidade da composição e estrutura das comunidades dos parasitos e seus hospedeiros intermediários e definitivos no lago Catalão.

## REFERÊNCIAS

- Amato, J.F.R.; Boeger, W.A.; Amato, S. B. 1991. *Protocolos para laboratório coleta e processamento de parasitas do pescado*. Imprensa Universitária, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil. 81 p
- Bush, A.O.; Lafferty, K.D.; Lotz, J.M.; Shostak, A.W. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *The Journal of parasitology*, 575-583.
- Castelo, F.P. 1984. Ocorrência de *Clinostomum marginatum* Rudolphi, 1819" Yellow-Spot Disease" em filé de jaraqui (*Semaprochilodus insignis* (Jardine, 1841)). *Acta amazonica*, 14: 325-326.
- Cohen, S.C.; Justo, M. C. N.; Kohn, A. 2013. South American Monogenoidea parasites of fishes, amphibians and reptiles. Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq). Sao Paulo, Brazil. 659pp.



Cohen, S.C.; Kohn, A. 2008. Una especie nueva del género *Notozothecium* (Monogenea, Dactylogyridae), parásita de *Rhaphiodon vulpinus* (Cynodontidae, Characiformes) del río Paraná, estado de Paraná, Brasil. *Revista mexicana de biodiversidad*, 79: 95-98.

Dogiel, V.A. 1961. Ecology of the parasites of freshwater fishes. *Parasitology of fishes*, 8: 1-47.

Dumbo, J.C. 2014. *Espécies de metazoários parasitos de Acestorhynchus falcirostris (Cuvier, 1819) (Characiformes: Acestorhynchidae) de lagos de várzea da Amazônia Central*. Dissertação de Mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus. 150p.

Eiras, J.C.; Takemoto, R.M.; Pavanelli, G.C.; Adriano, E.A. 2010. *Diversidade dos parasitas de peixes de água doce do Brasil*. Maringá: Clichetec, Brasil. 2389p.

Lucena, C.A.; Menezes, N.A. 1998. A phylogenetic analysis of *Roestes* Günther and *Gilbertolus* Eigenmann, with a hypothesis on the relationships of the Cynodontidae and Acestorhynchidae (Teleostei: Ostariophysi: Characiformes). *Phylogeny and Classification of Neotropical Fishes*, 10: 261-278.

Malta, J.C.O. 1993. *Miracetyma kawa* sp. nov. (Copepoda, Poecilostomatoida, Ergasilidae) from Freshwater Fishes of the Brazilian Amazon. *Acta Amazonica*, 23: 251-259.

Marcogliese, D.J. 2003. Food webs and biodiversity: are parasites the missing link. *Journal of Parasitology*, 89: 106-113.

Morais, A.M.; Varella, A.M.; Fernandes, B.M.M.; Fernandes, B.M.; Malta, J.C. 2011. *Clinostomum marginatum* (Braun, 1899) and *Austrodiplostomum compactum* (Lutz, 1928) metacercariae with zoonotic potential on *P. nattereri* (Kner, 1858) (Characiformes: Serrasalminidae) from central Amazon, Brazil. *Neotropical Helminthology*, 5: 8-15.

Morais, A.M. 2011. *Biodiversidade de parasitos da piranha vermelha Pygocentrus nattereri (Kner, 1858) (Characiformes: Serrasalminidae) e sua avaliação como bioindicadores na Amazônia Central*. Tese de Doutorado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Amazonas. 234 p.

Moravec, F. 1998. *Nematodes of freshwater fishes of the Neotropical Region*. Academia, Publishing House of the Academy of Sciences of the Czech Republic, 473 p.

Overstreet, R.M. 1997. Parasitological data as monitors of environmental health. *Parassitologia*, 39: 169-175.

Santana, H.S. 2014. *A fauna parasitária de Cichla monoculus (Spix & Agassiz, 1831) (Perciformes: Cichlidae) de lagos de várzea da Amazônia Central, Brasil*. Dissertação de Mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus. 65 p.

Smith, J.W.; Wootten, R. 1978. *Anisakis* and anisakiasis. *Advances in parasitology*, 16: 93-163.

Tavares-Dias, M.; Dias-Júnior, M.B.F.; Florentino, A.C.; Silva, L.M.A.; Cunha, A.C.D. 2015. Distribution pattern of crustacean ectoparasites of freshwater fish from Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 24: 136-147.

Thatcher, V.E. 1981. Patologia de peixes da Amazonia brasileira, 1: Aspectos gerais. *Acta Amazonica*, 11: 125-140.

Thatcher, V.E. 2006. Amazon Fish Parasites. In: Adis, J.; Arias, J.R.; Rueda-Delgado, G.; Wantzen, K.M. (Eds.). *Aquatic Biodiversity in Latin America: 2nd edition*, Pensoft Publishers, Praga. 508 p.

Apoio Financeiro:



Realização:



MINISTÉRIO DA  
CIÊNCIA, TECNOLOGIA,  
INOVAÇÕES E COMUNICAÇÕES



Thatcher, V.E. 1993. *Anphira branchialis* gen. et sp. nov. (Crustacea, Isopoda, Cymothoidae) a gill cavity parasite of piranhas (*Serrasalmus* spp.) in the Brazilian Amazon. *Acta Amazonica*, 23: 297-307.

Varella, A.M.B. 1992. *Copépodos (Crustacea) parasitas das fossas nasais de peixes, coletados na região de Rondônia, Brasil*. Dissertação de Doutorado, Instituto de Biociências do Campus de Rio Claro, Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", Rio Claro, São Paulo. 105 p.

Vital, J.F.; Varella, A.M.B.; Porto, D.B.; Malta, J.C. 2011. Sazonalidade da fauna de metazoários de *Pygocentrus nattereri* (Kner, 1858) no lago Piranha (Amazonas, Brasil) e a avaliação de seu potencial como indicadora da saúde do ambiente. *Biota Neotropica*, 11: 199-204.

Zar, J. H. (1998). Spearman rank correlation. *Encyclopedia of Biostatistics*. John Wiley & Sons, Ltd. New York, 456 pp.