



**MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO**  
**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA-UFRA**  
**MESTRADO EM SAÚDE E PRODUÇÃO ANIMAL NA AMAZÔNIA**

**PAULA FRANCINETE SIMOA RIBEIRO**

**PERFIL HELMINTICOS INTESTINAL DE FRANGOS CAIPIRAS (*Gallus gallus domesticus*) EM MUNICÍPIOS DA MICROREGIÃO DO ARARI, ILHA DE MARAJÓ,  
PARÁ**

**BELÉM-PA**

**2017**

**PAULA FRANCINETE SIMOA RIBEIRO**

**PERFIL HELMÍNTICO INTESTINAL DE FRANGOS CAIPIRAS (*Gallus gallus domesticus*) EM MUNICÍPIOS DA MICROREGIÃO DO ARARI, ILHA DE MARAJÓ,  
PARÁ**

**Dissertação de mestrado apresentada à Universidade Federal Rural da Amazônia, como parte das exigências do Curso de Mestrado em Saúde e Produção Animal na Amazônia: área de concentração Saúde e Meio Ambiente, para obtenção de título de Mestre.**

**Orientadora: Prof<sup>a</sup> Dra. Elane Guerreiro Giese**

**BELÉM-PA**

**2017**

**PAULA FRANCINETE SIMOA RIBEIRO**

**PERFIL HELMÍNTICO INTESTINAL DE FRANGOS CAIPIRAS (*Gallus gallus domesticus*) EM MUNICÍPIOS DA MICROREGIÃO DO ARARI, ILHA DE MARAJÓ, PARÁ**

Dissertação de Mestrado apresentada à Universidade Federal Rural da Amazônia, como parte das exigências do Curso de Mestrado em Saúde e Produção Animal na Amazônia: área de concentração Saúde e Meio Ambiente, para obtenção de título de Mestre.

Orientadora: Prof<sup>a</sup>. Dra. Elane Guerreiro Giese

Aprovada em:

**BANCA EXAMINADORA**

---

Prof<sup>a</sup>. Dra. Elane Guerreiro Giese – Orientador  
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA

---

Prof<sup>a</sup>. Dra. Fernanda Martins Hatano - 1º Examinador  
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA

---

Prof<sup>a</sup>. Dra. Ana Rita de Lima - 2º Examinador  
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA

---

Prof. Dr. Raimundo Nonato Moraes Benigno - 3º Examinador  
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA

---

Prof<sup>a</sup> Dra. ÉRIKA BRANCO – Suplente  
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA

## AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus pelo dom da vida, e por ter permitido que eu concluísse este projeto.

À minha família, pelo apoio e amor a mim dedicados, principalmente meu namorado e parceiro de vida, pela paciência e apoio durante esses anos.

À Universidade Federal Rural da Amazônia, não só pela oportunidade a mim concedida, de ingressar no Mestrado, através do Programa de Pós-Graduação em Saúde e Produção Animal a Amazônia, mas também pelas grandes oportunidades que me foram dadas desde a graduação.

A minha orientadora Prof<sup>a</sup>. Dra. Elane G. Giese, pela orientação, dedicação e apoio a mim prestados durante o curso de mestrado.

Ao membro da banca examinadora, Dr. Raimundo Nonato Moraes Benigno, pelas ajudas e ensinamentos.

Ao Prof. Dr. Fernando Elias Rodrigues da Silva, por te aceitado a me orientar durante o estagio de docência.

Ao Engenheiro de pesca Raul Henrique da Silva Pinheiro, pela orientação e participação no desenvolvimento desse projeto, visando o aprimoramento do mesmo.

Aos meus amigos do Laboratório de Histologia e Embriologia animal, pelo apoio, amizade, ensinamentos repassados e pela dedicação, essenciais para a realização do projeto. Minha eterna gratidão e respeito.

Aos Meus amigos Giovando, Ricardo e ao Biólogo Maxwel, que nunca pouparão esforços para me ajudar, com grande competência e dedicação, amizades que pretendo levar para toda vida.

Ao secretário do PPGSPAA, Jaime Santos, pelas numerosas ajudas burocráticas, sempre se mostrando bastante solícito e atencioso.

Aos animais, onde sem eles não seria possível a realização desse projeto. Meu eterno respeito e admiração à estes seres divinos.

À todos que fizeram parte direta ou indiretamente desse projeto de Mestrado, do qual vou levar sempre comigo as experiências vividas e os ensinamentos adquiridos, primordiais à minha formação pessoal e profissional.

## LISTA DE ILUTRAÇÃO

<b>Figura 1-</b> Mapa da ilha de Marajó Pará/Brasil. ....	13
<b>Figura 2 -</b> Locais de coleta da espécie <i>Gallus gallus domesticus</i> nos Municípios de Soure, Salvaterra e Cachoeira do Arari, pertencentes a Microrregião do Arari, Arquipélago do Marajó.....	21
<b>Figura 3 -</b> Exemplar de Intestino de <i>Gallus gallus domesticus</i> , imerso em solução tampão, no Laboratório de Histologia e Embriologia Animal, ISPA, UFRA.....	22
<b>Figura 4 -</b> Fotomicrografia do <i>Ascaridia galli</i> encontrados em galinha caipira ( <i>Gallus gallus domesticus</i> ) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA.. ....	26
<b>Figura 5-</b> Imagem obtida por microscopia eletrônico de varredura do <i>Ascaridia galli</i> , encontrado em galinha caipira ( <i>Gallus gallus domesticus</i> ) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA. ....	277
<b>Figura 6 -</b> Imagem obtida por microscopia eletrônico de varredura do <i>Ascaridia galli</i> , encontrado em galinha caipira ( <i>Gallus gallus domesticus</i> ) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA.. ....	28
<b>Figura 7 -</b> Fotomicrografia do <i>Heterakis gallinarum</i> encontrados em galinha caipira ( <i>Gallus gallus domesticus</i> ) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA.....	30
<b>Figura 8 -</b> Fotomicrografia do <i>Heterakis gallinarum</i> encontrados em galinha caipira ( <i>Gallus gallus domesticus</i> ) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA.....	31
<b>Figura 9 -</b> Imagem obtida por microscopia eletrônico de varredura do <i>Heterakis gallinarum</i> , encontrado em galinha caipira ( <i>Gallus gallus domesticus</i> ) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA.. ....	32
<b>Figura 10 -</b> Imagem obtida por microscopia eletrônico de varredura do <i>Heterakis gallinarum</i> , encontrado em galinha caipira ( <i>Gallus gallus domesticus</i> ) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA. ....	33
<b>Figura 11 -</b> Imagem obtida por microscopia eletrônico de varredura do <i>Heterakis gallinarum</i> , encontrado em galinha caipira ( <i>Gallus gallus domesticus</i> ) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA.. ....	34
<b>igura 12 -</b> Fotomicrografia da <i>Capillaria obsignata</i> encontrados em galinha caipira ( <i>Gallus gallus domesticus</i> ) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA.....	36
<b>Figura 13 -</b> Fotomicrografia da <i>Capillaria obsignata</i> encontrados em galinha caipira ( <i>Gallus gallus domesticus</i> ) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA.....	38
<b>Figura 14 -</b> Imagem obtida por microscopia eletrônico de varredura da <i>Raillietina cestocillus</i> encontrados em galinha caipira ( <i>Gallus gallus domesticus</i> ) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA.. ....	39
<b>Figura 15 -</b> Fotomicrografia da espécie <i>Raillietina tetragona</i> encontrados em galinha caipira ( <i>Gallus gallus domesticus</i> ) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA.....	41

<b>Figura 16</b> - Imagem obtida por microscopia eletrônico de varredura da <i>Raillietina tetrágona</i> encontrados em galinha caipira ( <i>Gallus gallus domesticus</i> ) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA.. .....	42
<b>Figura 17</b> - Fotomicroscopia <i>Raillietina (Paroniella) magninumida</i> , encontrados em galinha caipira ( <i>Gallus gallus domesticus</i> ) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA.....	44
<b>Figura 18</b> - Imagem obtida por microscopia eletrônico de varredura da espécie <i>Raillietina (Paroniella) magninumida</i> encontrados em galinha caipira ( <i>Gallus gallus domesticus</i> ) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA. ....	45
<b>Figura 19</b> - Fotomicroscopia do Cestoda I encontrados em galinha caipira ( <i>Gallus gallus domesticus</i> ) na microrregião do Arari na Ilha do Marajó-PA.. .....	47
<b>Figura 20</b> - Imagem obtida por microscopia eletrônico de varredura do cestóide encontrados em galinha caipira ( <i>Gallus gallus domesticus</i> ) na microrregião do Arari na Ilha do Marajó-PA. ....	48

## RESUMO

O termo frango caipiras (*Gallus gallus domesticus*), designado a aves alimentadas por produtos naturais, sem aditivos químicos, criadas pelo sistema extensivo ou semi-extensivo, em que as aves têm acesso ao solo e convívio com outras espécies de animais domésticos, sendo portanto, expostas a fatores que proporcionam condições favoráveis para contaminação por parasitos. Desta forma, os helmintos pertencentes ao filo Nematoda e Platyhelminthes (Cestódeos e Trematódeos), utilizam essas aves como hospedeiros, definitivos ou intermediários, para completar seus ciclos. Para identificar o Perfil de Helmintos Intestinal de galinhas caipiras na microrregião do Arari, Ilha de Marajó, foram coletados 23 exemplares em Soure, 19 em Salvaterra e 17 em Cachoeira do Arari; as pesquisas de helmintos foram realizadas por análise do tubo digestório e seu conteúdo, seguido por lavagem dos helmintos em solução fisiológica de NaCl a 0,9% e fixação em solução de álcool etílico (95%), formol (3%) e ácido acético (2%) (AFA). Os helmintos identificados foram montados provisoriamente, entre lâmina e lamínula e analisados, utilizando a técnica de microscopia de campo claro e microscopia eletrônica de varredura, seguido de identificação taxonômica. Foram identificadas três espécies de nematódeos, *Ascaridia galli* (33,89%), *Heterakis gallinarum* (49,15%) e *Capillaria obsignata* (25,42%) e quatro cestódeos, *Raillietina cesticillus* (25,42%), *Raillietina tetragona* (50,84%), *Raillietina magninumida* (8,47%) e cestoda I (18,64%), assim denominado, pois não foi enquadrado em nenhum táxon conhecido. As análises dos dados revelaram alta prevalência (93,22%) de indivíduos que albergavam helmintos. Soure representou o município com mais aves afetadas dentre as localidades estudadas (38,59%). A relação das espécies de parasitas encontrados por municípios de estudo, mostrando *Heterakis gallinarum* como a mais prevalente no município de Soure (69,5%) e *Raillietina tetrágona* em Salvaterra (68,42%) e cachoeira do Arari (64,7%).

**Palavra chave:** Helmintos; *Gallus gallus domesticus*; Marajó; Amazônia.

## ABSTRACT

The term farmed chicken (*Gallus gallus domesticus*), designated to birds fed by natural products, without chemical additives, is created by the extensive or semi-extensive system, where birds have access to the soil and coexistence with other species of domestic animals, exposed to factors that provide favorable conditions for contamination by parasites. In this way, the helminths belonging to the phylum Nematoda and Platyhelminthes (Cestodes and Trematódeos), use these birds as hosts, definitive or intermediary, to complete their cycles. In order to identify the profile of Intestinal Helminths of small hens in Arari microregion, Marajó Island, 23 specimens were collected in Soure, 19 in Salvaterra and 17 in Arari Waterfall; the helminths were analyzed by digestion of the digestive tract and its contents, followed by washing of the helminths in 0.9% NaCl solution and fixation in ethyl alcohol (95%), formaldehyde (3%) and acetic acid (2%) (AFA). The identified helminths were provisionally mounted between lamina and cover leaf and analyzed using light field microscopy and scanning electron microscopy followed by taxonomic identification. Three species of nematodes were identified: *Ascaridia galli* (33.89%), *Heterakis gallinarum* (49.15%) and *Capillaria obsignata* (25.42%) and four cestodes, *Raillietina cesticillus* (25.42%), *Raillietina tetragona*, 84%), *Raillietina magninumida* (8.47%) and morphotype I (18.64%), so named, since it was not classified in any known taxa. Data analysis revealed a high prevalence (93.22%) of individuals harboring helminths. Soure represented the municipality with the most affected birds among the studied localities (38.59%). *Heterakis gallinarum* was the most prevalent species in the municipality of Soure (69.5%) and *Raillietina tetragona* in Salvaterra (68.42%) and Arari waterfall (64.7%).

**.Keyword:** *Gallus gallus domesticus*. Marajó. Amazon.



# SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO .....	10
2 REVISÃO DE LITERATURA .....	11
2.1 Produção Caipira .....	11
2.2 Ilha de Marajó .....	12
2.3 Helmintos de Maior Ocorrência em <i>Gallus gallus domesticus</i> .....	14
2.3.1 <i>Ascaridia galli</i> (Schrank, 1788) Freeborn, 1923 .....	14
2.3.2 <i>Heterakis gallinarum</i> (Gmelin, 1790) .....	14
2.3.3 <i>Capillaria obsignata</i> (Madsen, 1945) Moravec, 1982 .....	15
2.3.4 <i>Raillietina cesticillus</i> (Molin, 1858) .....	15
2.3.5 <i>Raillietina tetrágona</i> (Molin, 1858) .....	16
2.3.6 <i>Raillietina magninumida</i> Jones, 1930 .....	16
2.4 Biota Intestinal de <i>Gallus gallus domesticus</i> no Brasil .....	16
2.5 Importância do Estudo de Helmintos em Galinhas Caipira .....	19
3 OBJETIVO .....	20
3.1 Objetivo Geral .....	20
3.2 Objetivos Específicos .....	20
4. MATERIAL E MÉTODO .....	21
4.1 Caracterização da Amostra .....	21
4.2 Coleta dos Exemplares .....	21
4.3 Processamento e Análise .....	22
4.4 Cálculo de Índice Parasitário .....	23
5. RESULTADOS .....	24
5.1 Identificação da Biota .....	24
5.2 Identificação Taxonômica dos Helmintos Encontrados .....	24
5.3 Índices Parasitários .....	49
5.3.1 De acordo com o sexo do hospedeiro .....	49
5.3.2 De acordo com a procedência dos hospedeiros .....	49
5.3.3 De acordo com as espécies .....	50
6. DISCUSSÃO .....	51
6.1 Morfologia .....	51
6.1.1 <i>Ascaridia galli</i> .....	51
6.1.2 <i>Heterakis gallinarum</i> .....	52
6.1.3 <i>Capillaria obsignata</i> .....	53
6.1.4 <i>Raillietina cesticillus</i> .....	53
6.1.5 <i>Raillietina tetrágona</i> .....	54
6.1.6 <i>Raillietina magninumida</i> .....	54
6.2 Dados Epidemiológicos .....	54
7. CONCLUSÃO .....	58
9. REFERÊNCIAS .....	60

## 1 INTRODUÇÃO

O termo galinha “caipira” é designado á ave alimentada com produtos naturais, pertencente à Ordem Galiformes, família Fasianidae e espécie *Gallus gallus domesticus*, com ampla distribuição em todos os continentes (FUMIHITO et al., 1996; ALBINO et al., 2001; PERRINS, 2003). O consumo mundial da carne aviária tem aumentado, no Brasil este tipo de carne representa 7,52% da carne abatida, aumento de 1,1% em relação ao ano de 2015, considerando-se bovinos, suínos e aves (FAO, 2000; IBGE, 2016).

Os sistemas de produção empregados nas criações de galinhas caipiras são os sistemas semi-intensivo e extensivo, cuja práticas de manejo não são eficientes para manter a qualidade higiênica da criação, havendo maior facilidade das aves se infectarem com helmintos, comprometendo o rendimento dessas aves (MEHLHORN, 1993; SAGRILO et al., 2003). Estes parasitos tornam-se muito frequentes principalmente devido à falta de desconhecimento dos criadores quanto à importância das helmintoses nestes animais (GOMES et al., 2009).

De acordo com Carneiro (2001) os helmintos de maiores prevalências em galinhas caipira pertencem aos Filos Nematoda e Platyhelminthes (Classes Cestódeos e Trematódeos). Em determinadas regiões do Brasil estes helmintos podem apresentar ampla distribuição, enquanto que outras são endêmicas (VIEIRA, 2010).

Estudos de prevalência de helmintos ganham importância no momento em que, na avicultura orgânica e colonial, os animais passam a ter maior acesso a terra, possibilitando completar o ciclo de diversos parasitos. Portanto a expansão da agricultura familiar contribui para o aumento da infecção destas aves, sendo estas criadas de maneira extensiva (FERNANDES, 2008).

Na microrregião do Arari, localizada na Ilha de Marajó, estado do Pará, extremo norte do Brasil, a criação de aves tem grande importância visto que estes animais são empregados como forma de subsistência pelas famílias locais, utilizando tanto na alimentação como para a venda do excedente (BARBOSA, 2005).

A alta carga de parasita gera sérias injúrias intestinais, causando grandes perdas econômicas devido ao retardo de crescimento, caquexia, diarreia, distensão intestinal, diminuição da produção de ovos e aumento na suscetibilidade às outras doenças infecciosas (CARDOZO, 2004; SANTORO et al., 2010).

No Brasil, a portaria 210 de 10 de novembro de 1998 do MAPA, no anexo IX desta portaria apresenta o artigo 232 do Regulamento Industrial de Inspeção Sanitária de Produtos de Origem Animal (RIISPOA) estabelece que os animais caquéticos devem ser rejeitados, sejam quais forem às causas a que esteja ligado o processo de desnutrição. Neste contexto o diagnóstico parasitológico em galinhas caipiras criadas no Brasil carece de dados atualizados nas diversas regiões brasileiras, principalmente pela extensão territorial, diversidade climática

e cultural, bem como pela característica de produção caseira ou de fundo de quintal existente com o objetivo de um tratamento adequado desses animais (SOBRAL et al., 2010)

## 2 REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 Produção Caipira

A galinha doméstica pertencente à Ordem Galliforme e Família Phasianidae, são originárias do Sudeste da Ásia, sendo amplamente difundida no mundo (FUMIHITO et al., 1996). Introduzida no Brasil por volta de 1500, essas aves têm sido usadas para a alimentação, atividades religiosas e entreterimento em diferentes culturas (BARBOSA et al., 2007). Apresentam pequeno tamanho corporal, com plumagens de diferentes cores, com conformação corporal variável e características física, atingido em 4-5 meses peso de mercado de 1-1,5 kg (AINI, 1990).

O sistema de produção de aves de corte caipira é normatizado pelo ofício circular DOI/DIPOA nº007/99, de 19/05/1999, pelo Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento, são denominados frango caipira, frango colonial, frango tipo caipira, frango estilo caipira, frango tipo colonial, frango estilo colonial, todas as aves que tem acesso à área externa após 25 dias de idade, não pode receber promotores de crescimento e ingredientes de origem animal, tendo como idade mínima de abate de 85 dias (BRASIL, 1999).

Conhecido na Europa como Sistema de Produção *Label Rouge*, o frango tipo Colonial/Caipira, tem por objetivo reproduzir ao máximo as condições naturais de vida da ave, com a finalidade de obter alimentos saudáveis, de elevado valor nutricionais e isentos de resíduos químicos, preservando a biodiversidade em que se insere o sistema produtivo (FIGUEIREDO et al., 2001).

As galinhas caipiras apresentam semelhanças com as principais raças que as originaram (*Andalusian, Buff Plymouth Rock, Silver-Spangled Hamburgs, Australorp, Columbian Wyandottes, Assel, Partridge Plymouth Rock e Brown Leghor*), nas quais utilizam os acasalamentos de todas as formas, inclusive consanguíneos, apresentando assim características semelhantes na plumagem, porte e características de carcaça (BARBOSA et al., 2007).

No Brasil as propriedades rurais que apresentam criação de frango caipira representam aproximadamente 80%, em destaque para os pequenos produtores que a praticam como forma de subsistência, fornecendo carne e ovos com uma tonalidade de gema avermelhados (ALBINO et al., 2001; NETO et. al., 2007).

Os alimentos de origem caipira (carne e ovos) são obtidos em curto espaço de tempo, requerendo pouco investimento, boa lucratividade e pouca ou nenhuma agressão ambiental, sendo essencial para suprir as necessidades proteicas do ser humano, além de fornecer renda

para os pequenos agricultores (AINI, et al., 1990; GUERRA et al., 2008; SOUZA et al., 2009).

Os sistemas de produção empregados nas criações de galinhas caipiras são os sistemas extensivos e semi-intensivo, no qual há maior contato com solo, havendo maior facilidade das aves se infectarem com helmintos, produzindo um baixo rendimento; nesse sistema os aspectos reprodutivos, nutricionais e sanitários ficam comprometidos devido suas práticas de manejo não serem eficiente (MEHLHORN, 1993; SAGRILO et al., 2003).

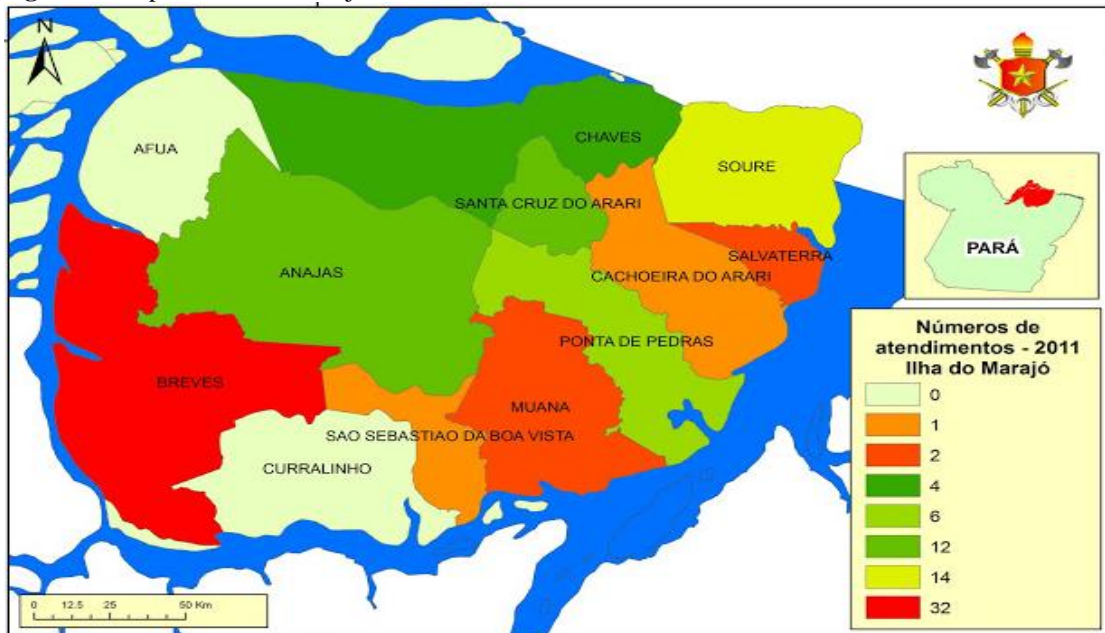
## 2.2 Ilha de Marajó

A ilha de Marajó (0° e 2° S - 48° e 51° W) (figura 1) considerada a maior ilha estuarina do mundo, está localizada na foz do rio Amazonas próximo da linha do equador, situada integralmente ao norte do Estado do Pará, extremo norte do Brasil, a 87 km de Belém, limitada pelos rios Amazonas e Xingu, e ao norte, rios Pará e Tocantins, sendo considerado o maior santuário ecológico do planeta e constitui-se numa das mais ricas regiões do país em termos de recursos hídricos e biológicos (FAUSTINO, 2012).

Estrategicamente encontra-se entre duas capitais: Belém (PA) e Macapá (AP). Entre a ilha e Belém, estende - se uma baía com 18 km de largura, formada pela mistura de água salgada do mar e água doce dos rios, apresentando praia de rio, lagos de todos os tamanhos, furos e igarapés (FAUSTINO, 2002). Dentre os inúmeros rios existentes na Ilha podem ser listados: o rio Amazônas, Pará, Marajó-açú, Rio Cuieiras, Cajuúna, Camará, Jubim, Anajá, Charapucu, Jacaré, Paracauari, Arari, Muaná, Guajará e seus inúmeros afluentes (LISBOA, 2012).

Apresenta uma população de mais de 250.000 pessoas em seu território de 50.000 km<sup>2</sup>, sendo constituída por 12 municípios distribuídos em duas microrregiões: microrregião do Arari formada pelos municípios de Ponta de Pedra, Cachoeira do Arari, Santa Cruz do Arari, Soure, Salvaterra, Muaná e Chaves e a microrregião do Furo de Breves formados pelos municípios de Afuá, Anajás, Breves, São Sebastião de Boa Vista e Currálinhos (BRASIL, 2012).

**Figura 1-** Mapa da ilha de Marajó Pará/Brasil.



**Fonte:** Santos (2011).

O clima da Ilha segundo a classificação de Köppen é do tipo tropical chuvoso, com precipitação média anual de 2.500 mm, umidade relativa em torno de 85%, com pluviosidade distribuída em dois períodos distintos: um de máxima, de janeiro a junho, e outro de mínima, de agosto a dezembro. Temperatura média em torno de 27°C, mínima superior a 18°C e máxima de 36°C (NETO et al., 1991; CARDOSO et al., 2002).

Os solos dessa região são representados pela laterita hidromórfica (IDESP, 1974). No ecossistema de várzea normalmente ocorrem solos com alta porcentagem de matéria orgânica, concentrando fertilidade na sua camada superficial, devido à liberação de nutrientes pela matéria orgânica oriunda da decomposição de material vegetal florestal, bem como à deposição sobre o solo de substâncias minerais e orgânicas em suspensão nas águas barrentas do rio Amazonas (GPTDA, 2012).

As áreas de terra firme são cobertas por solo do tipo latossolo amarelo, encontrando também os podzóis e as lateritas hidromórfica, apresentam baixa fertilidade, devido às condições climáticas da região, além das características físicas, químicas e biológicas do solo (BRASIL, 2007).

A vegetação tem influência direta da hidrografia que define os principais ecossistemas regionais, apresentando basicamente quatro tipos de ecossistemas à área de estudo: a várzea, o igapó, a terra firme e os campos naturais (GPTDA, 2012).

A economia está baseada no extrativismo vegetal e na agricultura, sendo atividade pecuária desenvolvida na parte leste da ilha, em uma área com cerca de 23.000 km<sup>2</sup>, onde o uso de tecnologias é bastante restrito, havendo enorme deficiência de informações sobre o manejo das criações (NETO et al., 2002).

## 2.3 Helmintos de Maior Ocorrência em *Gallus gallus domesticus*

### 2.3.1 *Ascaridia galli* (Schrank, 1788) Freeborn, 1923

Possui corpo alongado, cilíndrico e semi-transparente, de cor amarelado esbranquiçado, afunilando-se para ambas as extremidades. O esôfago com formato triangular, margem dorso-ventral marcada com uma crista contínua ao longo do eixo longitudinal do corpo. Possui presença de três lábios grandes, um dorsal e dois subventral, cada lábio pode ser dividido em três lobos distintos, um mediano no centro, e dois lobos laterais. Os lábios possuem três papilas emparelhadas e dois anfídios na superfície externa e presença de papila cervical (HASSANAIN, 2009; LALCHHANDAMA, 2010).

Os machos ligeiramente menores e mais delgados que as fêmeas; apresenta uma ventosa pré-cloacal, extremidade posterior obliquamente truncada com asa caudal estreita, dois espículos sub-iguais (FORTES, 2004).

As papilas cloacais são dez pares no total, dispostos da seguinte forma: três pares pré-cloacal (1° par na região anterior da ventosa, 2° par no nível da ventosa, 3° par imediatamente posterior a ventosa), um par paracloacal (localizado lateralmente ao nível da cloaca) e seis pares pós-cloacais (1° subventral; 2° e 5° ventrais; 3°, 4°(fasmideo?) e 6° laterais. 1° par pré-cloacal, 5° e 6° pares pós-cloacal. 1° par pré-cloacal, papilas muito pequenas, quase planas, sem base cuticular; 2° par pré-cloacal, paracloacal, 3° papilas pós cloacal, 5° e 6° pós cloacal com o anel cuticular único circundado base; 3° par pré cloacal, 1° e 2° papilas pós-cloacais com base cercada por dois anéis cuticulares (FORTES, 2004; ZHAO et al. 2016).

Nas fêmeas a vulva situa-se no meio do corpo, vagina muscular, dirigida posteriormente a partir da vulva. Dois úteros, um na parte anterior do corpo, o outro na parte posterior. Ovo de formato oval, com casca lisa (ZHAO et al. 2016).

### 2.3.2 *Heterakis gallinarum* (Gmelin, 1790)

Pertence ao Filo Nematoda, Classe Secernentea, Ordem Ascaridida e Família Heterakidae é largamente distribuído pelo mundo (PERMIN e HANSEN, 1998).

*H. gallinarum* possui comprimento do corpo de pequeno a médio, de cor branca; extremidade anterior curvado dorsalmente recoberta com cutícula estriada extremamente fina; duas membranas cuticulares laterais estreitas que se estendem ao longo do comprimento do corpo, bem desenvolvidas em regiões cefálicas e caudais (PHYLLIS e CLAPHAM, 1933).

Na extremidade anterior um par de papilas cervicais. Boca rodeada por três lábios redondos de tamanho igual, dois laterais, um dorsal; cada lábio lateral com duas papilas, um em cada extremidade anterior; lábio dorsal possuindo um par de papilas comparativamente pequenas. O esôfago dividido em três partes, sendo faringe muscular curta, parte média cilíndrica e parte posterior alargada para formar bulbo subglobular (YADAV, 1990).

O bulbo é musculoso e dotado de um aparelho mastigatório cuticular constituído por três válvulas dentadas bem marcadas alternadas com os lábios, que está na posição interlabial. O colo do esôfago possui três fileiras finas de hastes articuladas, colocadas transversalmente. O sistema nervoso é um anel fino localizado na região anterior do corpo, possuindo imediatamente um poro excretor na linha ventral, levando a uma vesícula deitada obliquamente para trás (CLAPHAM, 1933).

Na região final do corpo uma cauda fina e duas asas caudais bem desenvolvidas nos machos, formando um saco incompleto, constituído pelas papilas pedunculadas e cloaca localizada na extremidade caudal. A ventosa precloacal está circundada por uma parede fortemente quitinosa com uma depressão semicircular na extremidade traseira, os espículos são desiguais, o direito mais longo (PILAR, 2002 e TANVEER, et al. 2013). Possui doze pares de papilas, quatro encontradas entre a cloaca e a extremidade caudal, quatro pares pedunculados e dois outros pares localizados perto da cloaca, e os dois últimos pares pedunculados perto da ventosa. Nas fêmeas a vulva localiza-se na bifurcação do útero, e seus ovos possuem forma elíptica e coloração amarelada (PILAR, 2002).

### 2.3.3 *Capillaria obsignata* (Madsen, 1945) Moravec, 1982

*Capillaria obsignata* possui corpo com cutícula branca, com pequena estriação transversal, bandas bacilares presentes, bem desenvolvidas. Boca circular e desguarnecida. Esôfago um pouco mais ou um pouco menos da metade do comprimento do corpo (MADSEN, 1945). Esôfago de estiasoma (esôfago glandular) consistindo num número variável (35 a 43) de esticocitos em sua extremidade anterior do corpo (BARATHIDASAN et al. 2014).

Extremidade posterior do macho apresenta espículo tubular, bem quitinizado, com base alargada e ponta atenuada, pseudobolsa com uma única bainha espicular não espinhosa estriada em grande parte de seu comprimento, uma bolsa membranosa relativamente grande e arredondada, suportada em ambos os lados por uma pequena papila lateral, com ausência de asas caudais, abertura cloacal subterminal (MADSEN, 1945; KAJEROVÁ e BARUS. 2004).

Nas fêmeas a vulva está localizada no meio do corpo, proeminente e ligeiramente posterior à união do esôfago com o intestino, extremidade posterior arredondada, ânus subterminal, e ovos em formato de barril com tampões bipolares proeminentes (TAMARU et al., 2015; PALANIVELU et al., 2016).

### 2.3.4 *Raillietina cestocillus* (Molin, 1858)

Possui escolax em formato globular plano, com rostelo grande, convexo ou esférico, proeminente e achatado que atua como um pistão retrátil no escolax, proporcionando assim uma aderência firme sobre a mucosa está armado com linhas duplas de ganchos em formato de martelo com várias linhas sucessivas de espinhos em escamas; ventosas são

redondas não proeminentes e desarmadas de espinhos (Ferry, 1934; Ba et al., 1995; Fadly, 2008). As

Colo ausente. Segmento anterior aumenta de tamanho até ficarem em forma de funil invertido, ocorrendo uma sobreposição de bordas no seguimento seguinte. Poros genitais alternados irregulares e cápsula ovígera com apenas um ovo (SHAHIN, 2011; BUTBOONCHOO, 2016).

### 2.3.5 *Raillietina tetrágon* (Molin, 1858)

E um cestódeo grande, com escolex pequeno, circundada por quatro ventosas ovais, cada um armado com várias fileiras de espinhos. Rostelo armado com ganchos dispostos em uma ou duas fileiras em forma de martelo, em sua volta pequenas placas de pontas que revestem o tegumento (ALBALADEJO et al. 1995; ILIE et al. 2008; BUTBOONCHOO, 2016).

Colo longo e muito estreito. Segmento maduro mais largo do que longo, poro genital unilateral, localizado primeiroterço lateral do segmento maduro; vagina muscular, luz seminal ciliado e bolsa do cirro oval. Testículos possuem formatos esféricos. Utero dos proglótes gravídicos contém cápsulas ovígeras que abriga 6-12 ovos, contidos no útero (ALBALADEJO et al. 1995; FADLY, 2008; SHAHIN, 2011).

### 2.3.6 *Raillietina magninumida* Jones, 1930

Apresenta escolex de aspecto globuloso, rostelo armado com 150 a 160 ganchos, formando em uma coroa dupla. Ventosas circular armadas com pelo menos dez fileiras de espinhos pequenos (JONES, 1930; FREITAS e COSTA, 1962).

Estróbilo possui inúmeros proglotes cuja forma variam de acordo com sua localização. Aqueles situados mais próximos da região anterior são mais larga do que compridas as da região mediana apresentam dimensões mais ou menos iguais para largura e comprimento e as da região distal são mais compridas do que largas. Poro genital unilateral na metade anterior das proglotes (FREITAS e COSTA, 1962).

A bolsa de cirro é muito grande, fortemente armado, apresentando ganchos que variam de comprimentos. Os testículos variam em número de 13 a 18. Proglotes gravídicos contem numerosas cápsulas ovígeras que possuem um só ovo (JONES, 1930; FREITAS e COSTA, 1962).

## 2.4 Biota Intestinal de *Gallus gallus domesticus* no Brasil

No Brasil em um levantamento de helmintos de galinhas na região de Lages em Santa Catarina, Viero (1984) examinou 205 vísceras de aves, onde foram encontradas



espécies de helmintos: *H. gallinarum*, *Capillaria collaris*, *A. galli*, *C. obsignata*, *R. tetragona*, *R. cesticillus*, *Tropisurus* sp, *Hymenolepis carioca*, *C. annulata*, *Amoeotaenia cuneatus*, *Postharmostomum commutatum*.

Vieira (2010) com o objetivo de avaliar a ocorrência de helmintos em frangos criados no sistema colonial/caipira na região norte do Estado do Paraná, encontrou 21 espécies distribuídas em três táxons. Foram encontrados: *H. gallinarum*, *A. galli*, *Capillaria annatis*, *Capillaria* sp, *Dispharynx spiralis*, *Strongyloides oswaldoi*, *C. obsignata*, *Subulura brumpti*, *Capillaria contorta*, *Tropisurus americanus*, *C. annulata*, *Capillaria collaris*, *C. infundibulum*, *Syngamus trachea*, *Oxyspirura mansoni*, *Physaloptera truncata*, *Tropisurus fissispinus*. *R. tetragona*, *R. cesticillus*, *Raillietina echinobothrida*, *Raillietina* sp, *Hymenolepis carioca* e *P. commutatum*.

Silva et al. (2005) estudando vinte e duas galinhas da Angola, no Laboratório de doenças parasitárias e no Serviço de Anatomia Patológica da Faculdade de Veterinária da Universidade Federal Fluminense (UFF) no Rio de Janeiro, observaram nematódeos do gênero *Ascaridia*, *Raillietina* e *Paratanaisia*. Dentro dos gêneros estudados, foram identificadas as espécies: *Ascaridia numidae*, *Raillietina (Paroniella) magninumida*, *Paratanaisia bragai*.

Pesquisa realizada por Silva et al. (2016) com parasitos de galinhas (*Gallus gallus domesticus*) em diferentes regiões do Estado de São Paulo, foram verificadas espécies de nematódeos (*A. galli*, *Capillaria* sp., *C. hamulosa*, *H. gallinarum*, *O. mansolni*, e *Strongyloides* sp) e cestódeos (*C. infundibulum*, *R. cesticillus*, *A. cuneata*, *Hymenolepis* sp., *R. echinobothrida* e *R. tetragona*) e duas espécies de trematóides a *P. commutatum* e *Z. lunata*.

Carneiro et al. (1979) em trabalho com helmintologia em Goiânia, realizado a partir de 33 aves adultas criadas em fundo de quintal, encontraram a as seguintes espécies: *A. galli*, *H. gallinarum*, *Tetrameres confusa*, *Capillaria* sp., *Strongyloides oswaldoi*, *Raillietina echinobothrida*, *R. tetrágona*, *R. cesticillus*, *Amoeboetaenia sphenoides*, *C. infundibulum*.

A compilação da distribuição dos helmintos em seus locais específicos de infecção no hospedeiro, assim como os estados encontradas no Brasil seguido dos respectivos autores, pode ser visualizada na tabela 1.

**Tabela 1** - Compilação de ocorrência, sitio de infecção, distribuição geográfica e respectivas referências de helmintos intestinais de *Gallus gallus domesticus* no Brasil.

F ILO	CLASSE	PARASITOS	FONTE DE INFECÇÃO	HOSPEDEIRO	LOCALIDADE	AUTOR	
PLATYHELMINTHES	CESTODA	<i>Amoebotaenia sphenoides</i>	Duodeno	Galinhas	SP,ES,GO,BA	Linstow, 1872	
		<i>Coanotaenia infundibulum</i>	Duodeno, Jejunum e Iléu	Galinhas, Peru, Pato	SP,ES,PR,GO	Bloch, 1779	
		<i>Davaineia proglottina</i>	Duodeno	Peru, Pombo	SP,RS,RJ,PR,BA	(Davaine, 1860) Blanchard,1891	
		<i>Hymenolepis cantianiana</i>	Intestino delgado	Galinhas, Perus, Codorna	SP,PR	(Polonio,1860) Ransom, 1909	
		<i>H. carioca</i>	Duodeno e Jejunum	Galinhas, Peru	SP,SC,PR	Magalhães,1898	
		<i>Railletina cestocillus</i>	Duodeno e Jejunum	Galinhas, Peru	SP,ES,GO,SC,MT,BA	Molin, 1858	
		<i>R. echinobothida</i>	Jejunum e Iléu	Galinhas, Peru	SP,ES,GO,RJ,PR,MT,BA	Megnin, 1881	
		<i>R. tetragona</i>	Intestino delgado	Galinhas, Pombo	SP,RJ,SP,ES,GO,SC,MT	Molin ,1858	
		<i>R. magninumida</i>	Duodeno e Jejunum	Galinhas, Pombo, Peru	RJ	Jones, 1930	
	TREMATODA	<i>Postharmostomum commutatatum</i>	Ceco	Galinhas	PR, ES, SP,SC	Macintosh, 1934	
		<i>Prosthogonimus ovatus</i>	Ceco	Galinhas, Aves silvestres	ES,RJ,SP,MT	(Rudolphi, 1803) Luhe, 1899	
		<i>Zygocotyle lunata</i>	Ceco	Galinhas, Marreca	SP,RJ	(Diesing, 1836) Stunkard, 1916	
	NEMATODA	SECERMENTA	<i>Ascaridia lineata</i>	Intestino	Galinhas, Marreca	SP	(Schneider, 1866) Railliet e Henry, 1912
			<i>A. numidae</i>	Jejunum, Ileo	Galinhas, Pato	RJ	(Leiper, 1908) Travassos, 1913
			<i>A. galli</i>	Intestino delgado	Galinhas	RO,RJ, BA,CE, DF, PE, PI,RS, SP, Se, MA, PA, MT, MS, MG, PR .	Schrank, 1788
<i>Capillaria annatis</i>			Intestino grosso	Galinhas	SP, PR	(Schrank 1790) Travassos, 1915	
<i>C. annulata</i>			Intestino grosso	Galinhas	PR,SP,SC	(Freitas e Almeida, 1934) Moravec, 1982	
<i>C. caudinflata</i>			Intestino delgado	Galinhas	RJ	Molin (1858)	
<i>C. bolsata</i>			Intestino delgado	Galinhas	RJ	(Freitas e Almeida, 1934) Moravec,198	
<i>C. collaris</i>			Intestino delgado, Ceco	Galinha, peru, pato, pombo	BA, MA, MG, Pa, PR, PI, RS RJ , SP, SC.	(Linstow, 1873) Skrjabin e Shikhobalova, 1954	
<i>C. columbae</i>			Ceco, Intestino delgado	Galinhas, Pavão, pato	MG, RS, RJ, SP	(Rud, 1819) Graybill,1924	
<i>C. obsignata</i>			Intestino delgado	Galinhas, Peru	BA, PR, RS, RJ, SP, SC,ES	(Madsen,1945) Moravec,1982	
<i>Heterakis brevispiculum</i>			Ceco	Galinhas, Peru	MT, DF, MG, PR ,RS, RJ , RO	Gendre, 1911	
<i>H. gallinarum</i>			Ceco	Galinhas, Peru, aves silvestres	RJ, MG, GO, DF, SP, CE, MT, M S, PR, PE, RS, SC,BA	(Schrank, 1788) Freeborn, 1904	
<i>Strongyloides oswaldoi</i>			Intestino delgado	Galinhas	PR, SP,GO,RJ	Travassos, 1930	
<i>Subulura brumpti</i>			Intestino delgado, Ceco	Galinhas	PI, PR	(Lopez-Neyra, 1922) Cram, 1926	
<i>S. differens</i>			Ceco	Galinhas, Perus, Pato	Pa,PI, RS , RJ	(Sonsino,1890) Railliet e Henry,1913	

Fonte: Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017.

## 2.5 Importância do Estudo de Helmintos em Galinhas Caipira

A cadeia produtiva de frango de corte ocupa posição de destaque na economia brasileira e mundial (COSTA et al., 2015). No Brasil, segundo o IBGE (2016), este tipo de carne representa 7,52% da carne abatida, aumento de 1,1% em relação ao ano de 2015, considerando bovinos, suínos e aves. Em contraste a este crescimento está ocorrendo uma mudança de opinião dos consumidores, no qual os animais arraçoados com produtos de origem animal ou criado com o uso indiscriminado de aditivos químicos tendem a serem cada vez mais recusados (JAENISH, 2000).

No Brasil a ocorrência de helmintos se torna mais relevante devido às aves e os ovos serem usados como meio de subsistência para criadores que praticam a agricultura familiar, mantendo as aves por longos períodos em suas criações (VITA et al., 2014).

Na microrregião do Arari, estado do Pará a criação de aves é utilizada como forma de subsistência pelas famílias locais, sendo parte utilizada no consumo próprio e o excedente é destinado à venda, representando 20% na sua renda. A criação é facilitada pela disponibilidade de mão de obra e os subprodutos gerados com a produção de queijo, que representa 40 a 70% da economia servem de alimento para esses animais (BARBOSA, 2005).

A prevalência de helmintos na avicultura orgânica e caipiras está diretamente ligada ao fato dos animais terem acesso ao solo, facilitando a ingestão de hospedeiros intermediários que participam do ciclo possibilita o fechamento do ciclo dos parasitos, o que leva a infecções maciças por helmintos, quando comparados com a produção intensiva (FERNANDES, 2008; BRANDÃO et al., 2008).

O aumento da carga parasitária assim como o número de aves parasitadas, gera sérias injúrias na mucosa intestinal, causam grandes perdas econômicas devido ao retardo de crescimento, baixa conversão alimentar, diminuição da produção de ovos e aumento na suscetibilidade às doenças infecciosas (CARDOZO et al., 2004).

Neste sentido, os estudos morfológicos dos helmintos parasitos de galinha caipira (*Gallus gallus domesticus*) no campo da parasitologia torna -se de fundamental importância, uma vez que fornece os meios para a classificação das espécies, conseqüentemente provendo uma estrutura que facilite o estudo epidemiológico dos parasitos (MONIS, 1999).

### 3 OBJETIVO

#### 3.1 Objetivo Geral

Estudar a helmintofauna intestinal em relação a aspecto morfológicos e composição da comunidade em *Gallus gallus domesticus* de criação doméstica provenientes de três municípios da Microrregião do Arari, Ilha de Marajó, Pará.

#### 3.2 Objetivos Específicos

- Observar a ocorrência dos helmintos intestinais parasitos *Gallus gallus domesticus*
- Identificar a biota de helmintos intestinais em galinhas caipiras dos municípios de Soure, Salvaterra e Cachoeira do Ararí, Arquipélago de Marajó.
- Adicionar novos dados morfológicos as espécies encontradas nos três diferentes municípios.
- Calcular o índice parasitológicos dos helmintos
- Realizar inquérito epizootiológico relativo à helmintofauna intestinal de galinhas caipira e avaliar sua relação com a ocorrência de helmintos.

## 4. MATERIAL E MÉTODO

### 4.1 Caracterização da Amostra

O presente projeto de pesquisa não envolveu animais vivos, somente vísceras de aves abatidas para consumo por isso foi dispensado de análise pelo Comitê de Ética da Universidade Federal Rural da Amazônia

### 4.2 Coleta dos Exemplos

Foram coletadas amostras em quinze propriedades rurais com avicultura caipira extensiva e semi-intensiva localizada nos municípios de Soure, Salvaterra e Cachoeira do Arari da Microrregião do Arari (figura 2), no Arquipélago de Marajó estado do Pará, por conveniência e com devida autorização dos produtores.

**Figura 2** - Locais de coleta da espécie *Gallus gallus domesticus* nos Municípios de Soure, Salvaterra e Cachoeira do Arari, pertencentes a Microrregião do Arari, Arquipélago do Marajó.



Fonte: Modificado de Movimento Marajó Forte, 2010.

A aquisição dos intestinos de aves adultas abatidas compreendeu o período de agosto de 2015 a agosto de 2016, compondo grupos de 10 exemplares por semestre, para cada município, sendo 59 exemplares o esforço amostral (Tabela 2).

**Tabela 2** - Esforço amostral de hospedeiros obtidos nas pequenas propriedades nos municípios de Soure, Salvaterra e Cachoeira do Arari (Pa).

HOSPEDEIRO	SOURE	SALVATERRA	CACHOEIRA DO ARARI	TOTAL
Fêmea	20	14	12	46
Macho	03	05	05	13
Total	23	19	17	59

Fonte: Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017

As amostras foram acondicionadas e mantidas refrigeradas em recipientes térmicos e transportados ao Laboratório de Histologia e Embriologia Animal, do Instituto da Saúde e Produção Animal da Universidade Federal Rural da Amazônia e análises. Para cada exemplar de hospedeiro foi instituída uma ficha de necropsia (Anexo I).

#### 4.3 Processamento e Análise.

As amostras de intestinos foram dissecadas em esteriomicroscópio para a coleta de helmintos com esclerificação de toda a mucosa. O material coletado de cada segmento intestinal foi depositado placa de Petri, contendo solução tampão (figura 4).

**Figura 3** - Exemplar de Intestino de *Gallus gallus domesticus*, imerso em solução tampão, no Laboratório de Histologia e Embriologia Animal, ISPA, UFRA



Fonte: Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017

Os exemplares de helmintos livre e aderidos na mucosa intestinal foram removidos, lavados em solução fisiológica e fixados com solução fixadora de A.F.A. (2% de ácido acético glacial, 3% de formol a 37% e 95% de álcool etílico a 70%) durante no mínimo 24 horas. Para o processamento dos parasitas foram utilizadas as técnicas descritas por Amato et al. (1991), de acordo com o grupo taxonômico.

Os exemplares da Classe Cestoda, foram fixados em AFA; lavado por 15 minutos com álcool a 70%, corados em Carmim alcoólico, diferenciado em álcool ácido (Etanol 70°GL, clorídrico 0,5%), desidratados em série etanólica, clarificados com Salicilato de

Metila, montados entre lâmina e lamínula com balsamo do Canadá e levados a microscopia de campo claro.

Os exemplares do Filo Nematódeos foram fixados em AFA, e submetidos à desidratação em série etanóica, clarificados com lactofenol e levados a microscopia de campo claro entre lâmina e lamínula.

A análise morfológica dos helmintos fixados, corados ou clarificados foi realizado após montagem provisória ou permanente, entre lâmina e lamínula. As observações foram realizadas por microscopia de campo claro, em microscópio Leica DM2500 com câmara clara, sem zoom. As fotomicrografias foram realizadas no microscópio Leica DM 2500 no LHEA.

Alguns exemplares de helmintos foram processados para a obtenção de imagem em microscopia eletrônica de varredura as amostras colhidas foram fixadas em AFA visando a descrição das características estruturais de superfície do helminto de acordo com a metodologia descrita por Santos et al. (2008) onde os exemplares foram pós fixados em tetroxido de ósmio( $O_5O_4$ ) a 1% por 1h, desidratado em série crescente de etanol 50% por 1h em cada banho, secos ao ponto crítico de  $CO_2$ , montados em suporte metálico e metalizados com ouro paládio, após a preparação, os suportes metálicos foram mantidos em câmara dessecadora.

As análises de estruturas foram realizadas ao microscópio eletrônico de varredura TESCAM modelo VEGA 3, no Laboratório de Microscopia Eletrônica, anexo ao Laboratório de Histologia e Embriologia Animal do ISPA/ UFRA.

Para a identificação de helmintos foram utilizados catálogos, chaves de identificação, livros e artigos científicos com descrições originais e redescrição de espécies, no Laboratório de Histologia e Embriologia Animal do ISPA/ UFRA.

#### 4.4 Calculo de Índice Parasitario

Para análise da distribuição dos helmintos foram calculados média, intensidade parasitária e prevalência que são os mais utilizados segundo (Bush et al., 1997).

## 5. RESULTADOS

### 5.1 Identificação da Biota

Foram encontrados helmintos pertencentes aos do Filo Nematoda e Platyhelminthes (Classe Cestodea). Dentre os cestódeos foram identificadas as espécies com as respectivas prevalências *Raillietina tetrágon*, *Raillietina cesticillus*, *Raillietina magninumida* e cestoda I, assim denominado, pois não foi enquadrado em nenhum táxon conhecido, localizados no intestino delgado e grosso, dos nematódeos encontramos *Ascaridia galli* (Intestino delgado), *Heterakis gallinarum*(ceco) e *C. obsgnata* (Intestino delgado e Ceco) na qual pela primeira vez, foi relatado o nematódeo *Heterakis gallinarum* parasitando *Gallus gallus domesticus* no Brasil.

### 5.2 Identificação Taxonômica dos Helmintos Encontrados

Filo Nematoda (Rudolphi, 1808) Lankester, 1877

Classe Secernenta Rudolphi, 1808

Ordem Ascaridida Skrajabin e Schulz, 1940

Família Ascaridiidae Travassos, 1919.

Gênero *Ascaridia* Dujardin, 1845

Espécie *Ascaridia galli* (Schrank, 1788) Freeborn, 1923

Localização: Intestino delgado

Prevalência: 33,89%

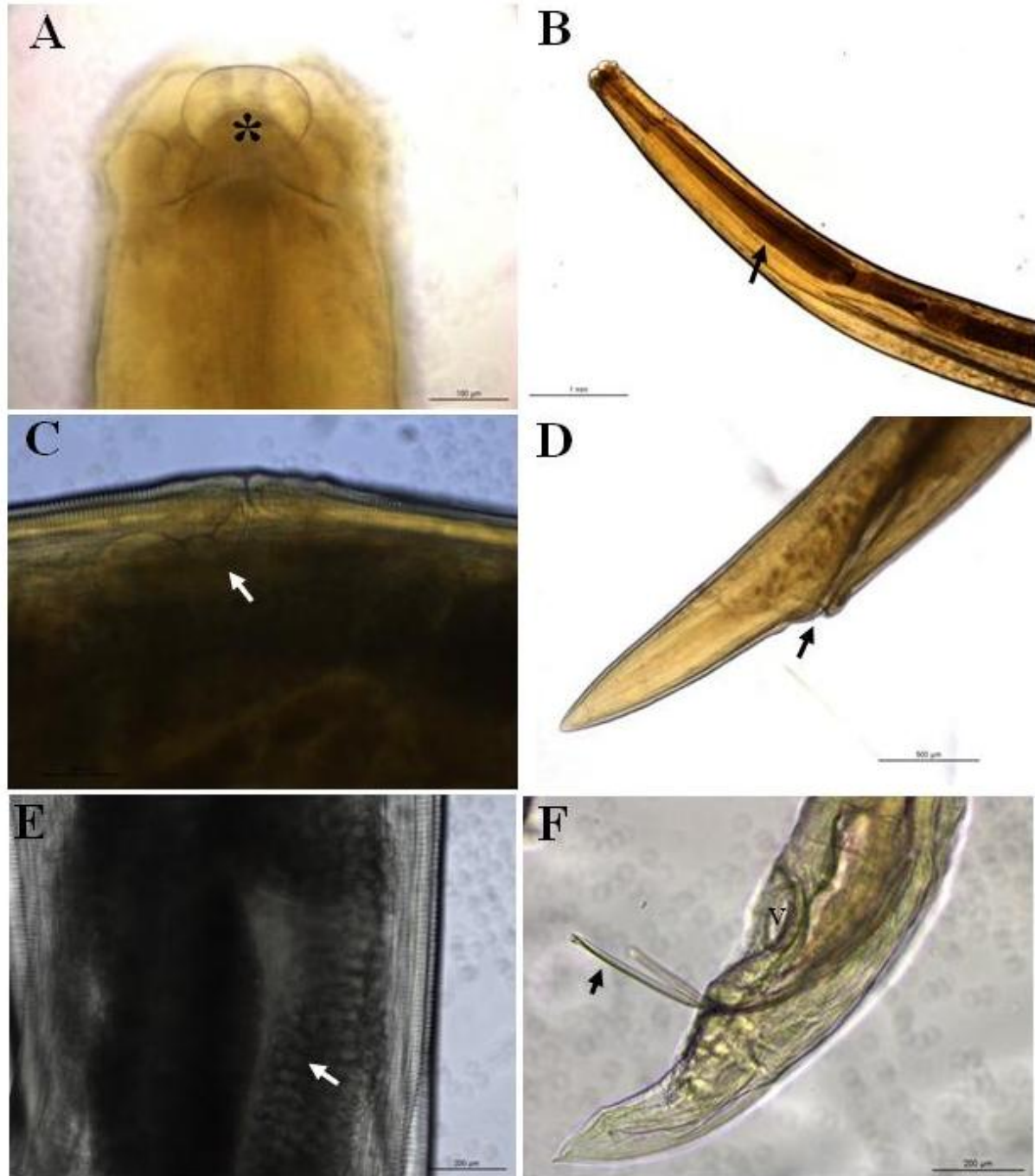
Descrição: **(Figs. 4, 5 e 6)**

Nematoide esbranquiçado, corpo médio a grande, com cutícula distintamente estriada. Extremidade anterior com três lábios trilobados (fig.4A e 5A), aproximadamente igual em tamanho; na margem distal de cada lábio vários músculos cuticulares (fig 6B); lábio dorsal com par de grandes papilas duplas; cada um dos lábios ventro-laterais com uma papila dupla, uma pequena papila e anfídeo. Interlabio ausente. Esôfago em forma de clava (fig. 4B), musculoso, quase tão largo posterior como anteriormente. As asas ventrolaterais muito estreitas, na região caudal da fêmea (fig.6C). Papilas cervicais presentes (fig 6A), situadas posteriores a base dos lábios ventrolaterais. Região posterior de ambos os sexos com ponta pontiaguda (fig 5C e 6E). Os machos apresentam asa caudal pouco desenvolvida; espículos iguais (fig. 4F). Ventosa pré – cloacal saliente, com bordos espessados (fig. 4F e 5B); suas papilas, relativamente grandes, estão localizadas na região caudal do corpo, apresentando dez pares no total, dispostas da seguinte forma: 3 pares pré cloacais (1° par na região anterior da ventosa, 2° par no nível da ventosa, 3° par imediatamente posterior a ventosa), 1 par paracloacal (localizado lateralmente ao nível da cloaca) e 6 pares pós cloacais (1° subventral; 2° e 5° ventrais; 3°, 4° (fasmideo?) e 6° laterais. 1° par précloacal, 5° e 6° pares pós cloacais. 1° par précloacal com papilas muito pequenas, quase planas, sem base cuticular; 2° par



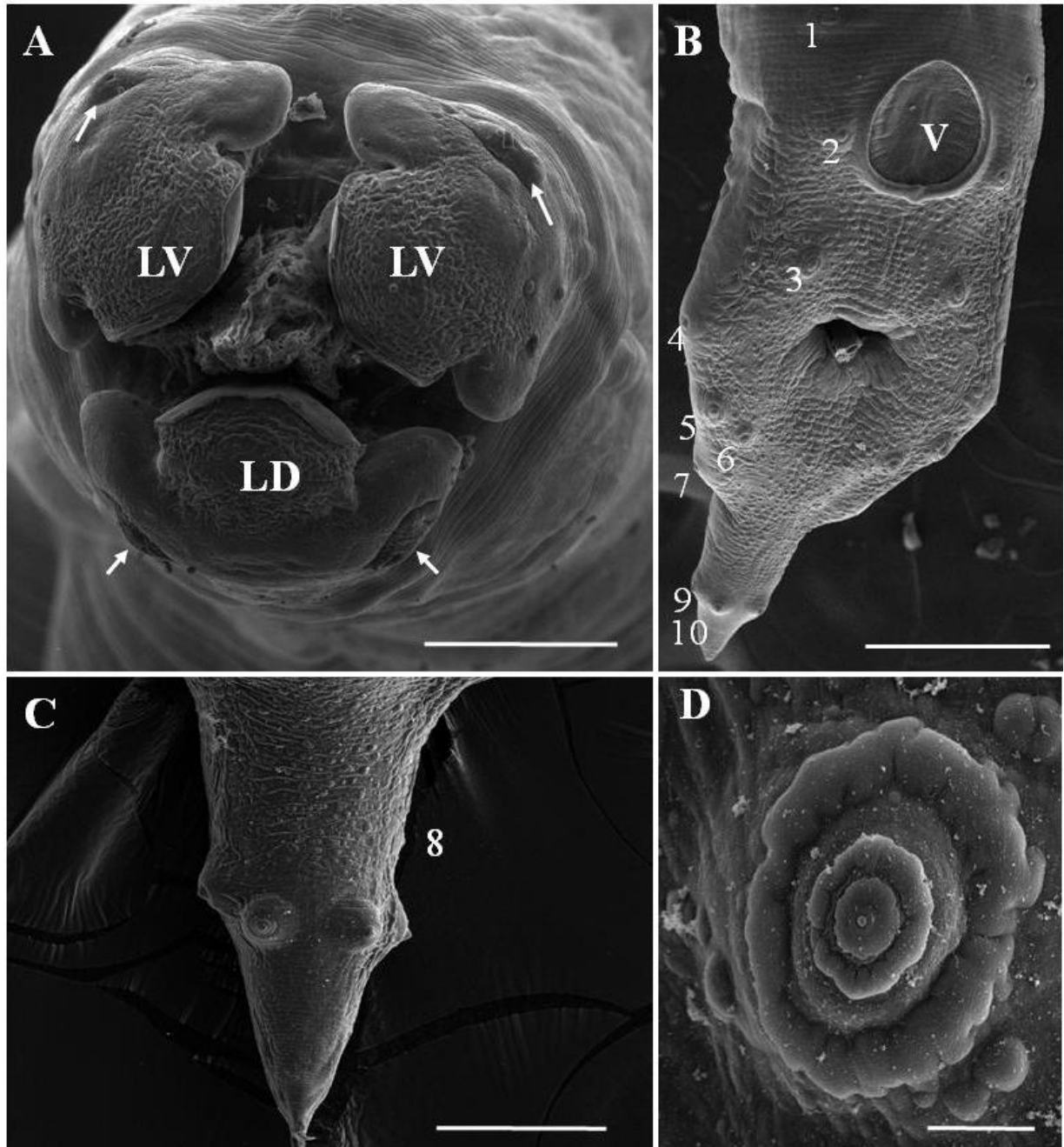
précloacal, paracloacal, 3° papilas pós cloacal, 5° e 6° pós cloacais com o anel cuticular único circundado base; 3° par pré cloacal, 1° e 2 ° papilas póscloacais com base cercada por dois anéis cuticulares; apenas as papilas pós cloacais do quinto par com papilas duplas. Fêmeas com vulva (fig.6D) próxima ao meio do corpo; úteros divergentes (fig.4C), os ovos com casca espessa e lisas, com clara granulação na parte interna (fig.E) e abertura anal na região ventral da cauda (fig.4D e 6C) .

**Figura 4** - Fotomicrografia do *Ascaridia galli* encontrados em galinha caipira (*Gallus gallus domesticus*) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA. Figura A: Região anterior, lábio (\*). Barra=100  $\mu$ m. Figura B: Região anterior, esôfago em forma de clava (seta), Barra= 1mm. Figura C: Região medial, vulva, útero (seta), Barra= 200 $\mu$ m. Figura D: Região posterior da fêmea, ponta pontiaguda, abertura anal (seta), Barra= 500 $\mu$ m. Figura E: Região posterior da fêmea, ovos alongados (seta), Barra=200  $\mu$ m. Figura F: Região posterior do macho, ventosa(V), espículos de comprimentos iguais (seta), Barra=200 $\mu$ m.



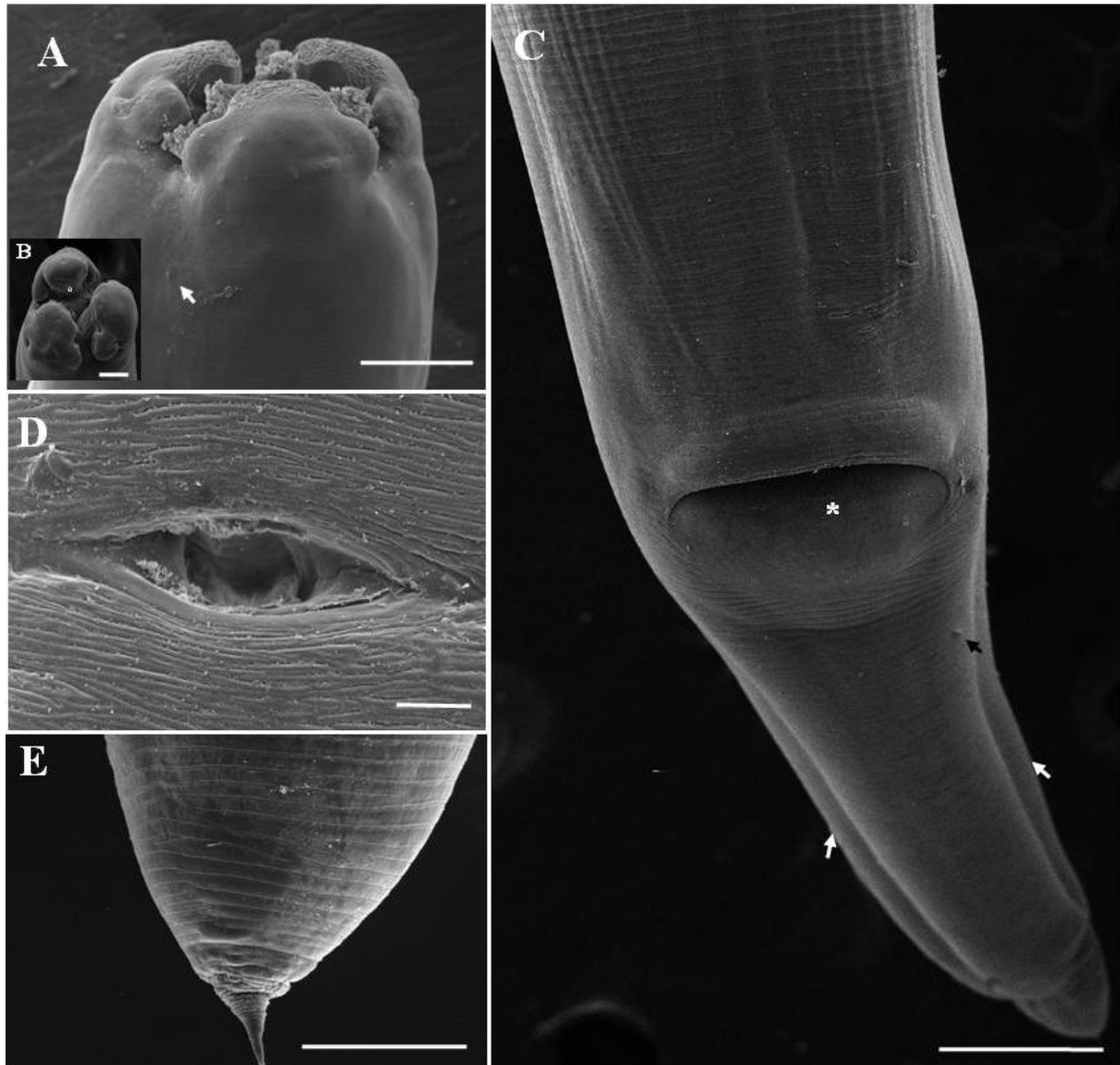
Fonte: Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017

**Figura 5** – Imagens obtidas por microscopia eletrônica de varredura do *Ascaridia galli*, encontrado em galinha caipira (*Gallus gallus domesticus*) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA. Figura A: Região anterior do macho com lábios trilobados, lábio dorsal (LD), lábios ventrais (LV), papilas cabeça labiais (cabeça da seta), Barra= 100µm. Figura B: Região posterior do macho com ventosa (V) e 10 papilas caudais, Barra=200µm. Figura C: Região posterior do macho, extremidade caudal com a oitava papila, Barra=100µm. Figura D: Papila caudal do macho em forma de roseta, Barra=10µm.



Fonte: Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017

**Figura 6** - Imagens obtidas por microscopia eletrônica de varredura do *Ascaridia galli*, encontrado em galinha caipira (*Gallus gallus domesticus*) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA. Figura A: Região anterior da fêmea, papila cervical (seta), Barra=100 $\mu$ m. B: Região anterior da fêmea. Revestimento oral (\*) em cada lábio formando uma única placa com borda ondulada, mas sem separação, Barra= 50 $\mu$ . Figura C: Região posterior da fêmea, abertura anal (\*), asas laterais caudais (seta branca), papila anal(seta preta), Barra=200 $\mu$ . Figura D: Região medial, abertura vulvar, Barra= 50 $\mu$ . Figura E: Região posterior da fêmea, extremidade caudal, Barra= 50 $\mu$ .



Fonte: Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017

Filo Nematoda (Rudolphi, 1808) Lankester, 1877

Classe Secernenta Rudolphi, 1808

Ordem Ascaridida Skrajabin e Schulz, 1940

Familia Heterakidae Railliet e Henry, 1914

Gênero *Heteakis* Dujardin, 1845

Espécie *Heteakis gallinarum* (Gmelin, 1790)

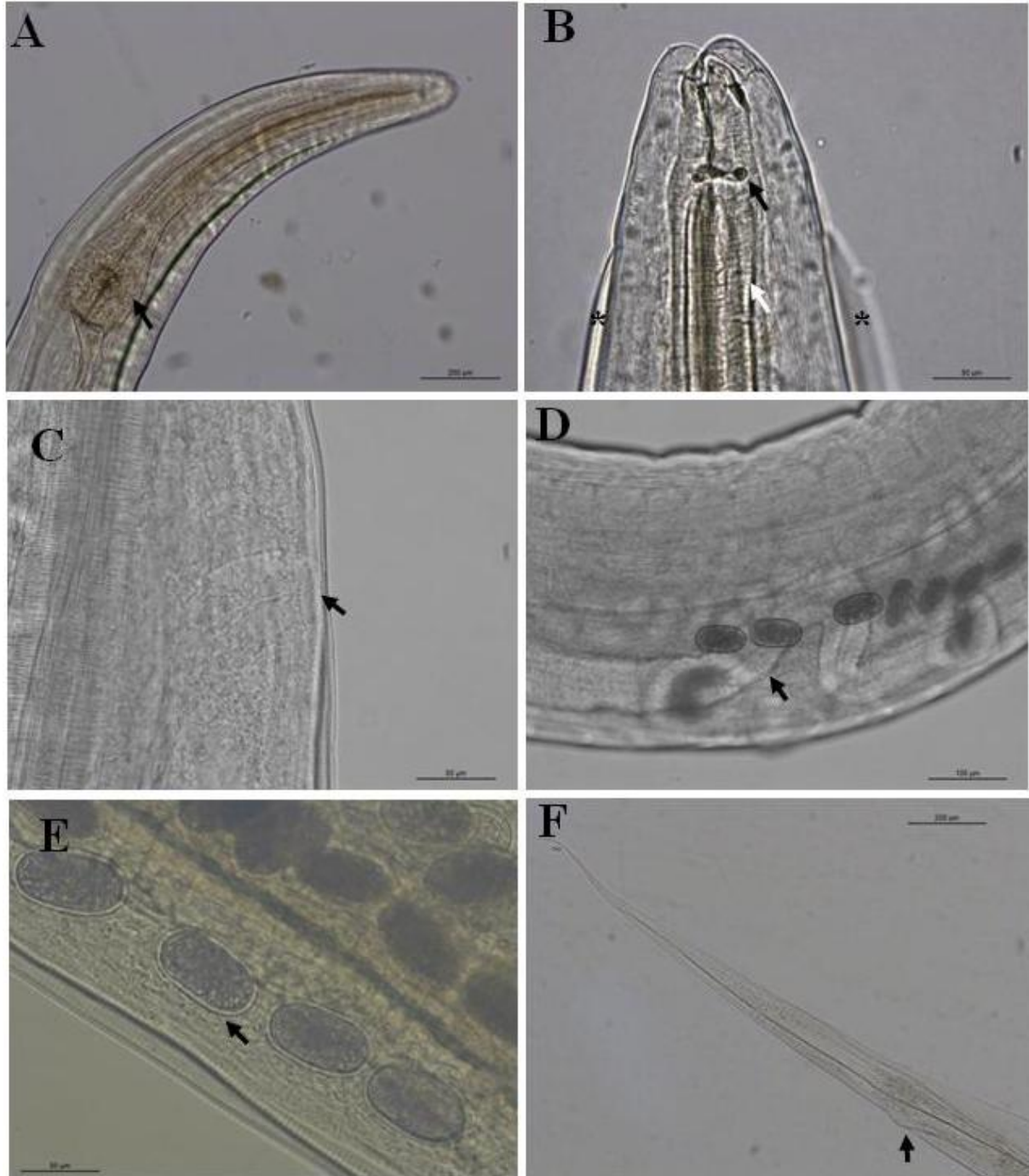
Localização: cecos

Prevalência: 49,15%

Descrição: (Figs.07, 08, 09, 10 e 11)

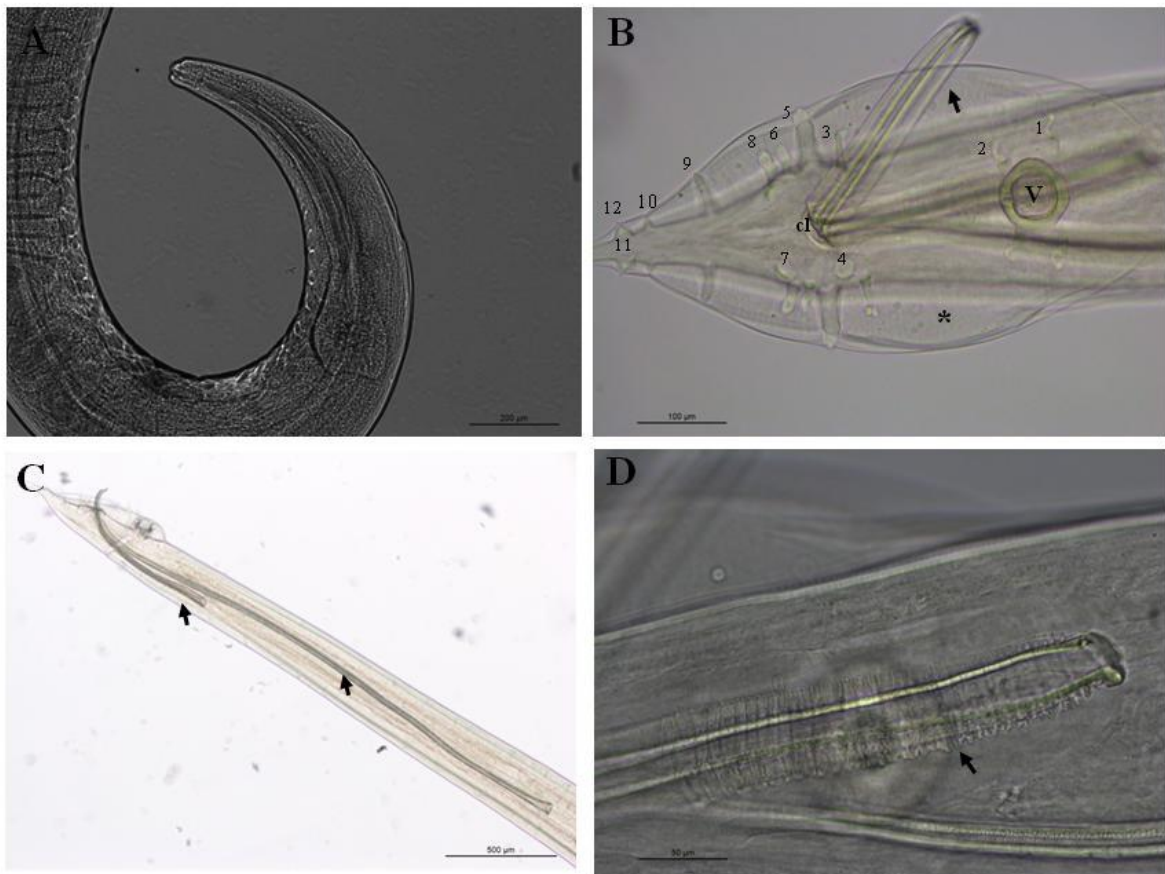
O nematoide apresenta extremidade anterior do corpo é curvada dorsalmente (fig 8A). Presença de estrias transversais cuticulares no corpo. As asas laterais são estreitas (fig. 7B e 09A), relativamente longas em quase todo o comprimento do corpo, iniciadas imediatamente atrás da cabeça; na fêmea, aumentam de largura na região esofágica. Na região cervical as papilas não foram detectadas. Possui três lábios (fig.09B), o lateral com duas papilas de tamanhos diferentes; lábio dorsal possuindo um par de papilas semelhantes na forma e tamanho. Os espaços entre os lábios são cobertos por três interlabios largos e baixos (fig. 09C), com flanges cuticulares profundas, formando as ranhuras interlabiais na base dos lábios (fig.09C). Na superfície interna de cada interlabio apresenta um único dente proeminente e direcionado para frente, similares e muito pequenos (fig. C). Esôfago apresenta dilatação na região posterior, conferindo aspecto de bulbo (fig.7A) e uma estrutura cuticular com revestimento transversalmente estriado (7B). Poro excretor na região cefálica imediatamente atrás do anel nervoso (fig.7C). Papilas cervicais presentes. Nos machos a cloaca está situada no terço final da região caudal (fig. 8B e 10C). A cauda é afunilada e longa (fig. 10A). A asa caudal está bem desenvolvida (fig.8B). Papilas caudais em doze pares (três pares de papilas pré cloacais, dois pares paracloacais e sete pares pós cloacais (fig. 8B e 10A). Os espículos são desiguais em comprimento (fig.8C), no qual o espículo direito é mais longo que o esquerdo, e semelhante na forma. Eles são relativamente robustos, tubular e de uma aparência granulada na sua base (fig.8D), e terminam em pontos simples com ligeira expansão nas raízes. A ventosa apresenta desenvolvido e espessado (fig.8B e 10B). A cauda da fêmea é longa, e vai gradualmente afinando (fig.8F e 11A). O ânus localiza-se na região caudal (fig.11). A vulva está situada um pouco a frente ao meio do corpo. Os lábios da vulva são ligeiramente proeminentes (fig.11B). Tubo uterino divergente (fig.7B). Os ovos são alongados, ovais e espessos (fig.7E).

**Figura 3** - Fotomicrografias do *Heterakis gallinarum* encontrados em galinha caipira (*Gallus gallus domesticus*) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA. Figura A: Região anterior, esôfago em forma de bulbo (seta), Barra= 200µm. Figura B: Região anterior, estrutura cuticular transversalmente estriado revestindo o esôfago (seta branca), dente faringiano (seta preta), asas laterais (\*), Barra= 50µm. Figura C: Região cefálica, poro excretor (seta), Barra=50µm. Figura D: Região medial, útero divergente (seta), Barra= 100µm. Figura E: Região medial com presença de ovos no interior (seta), Barra=50µm. Figura F: Região posterior da fêmea, cauda longa e fina na região final, abertura anal (seta), Barra= 200µm.



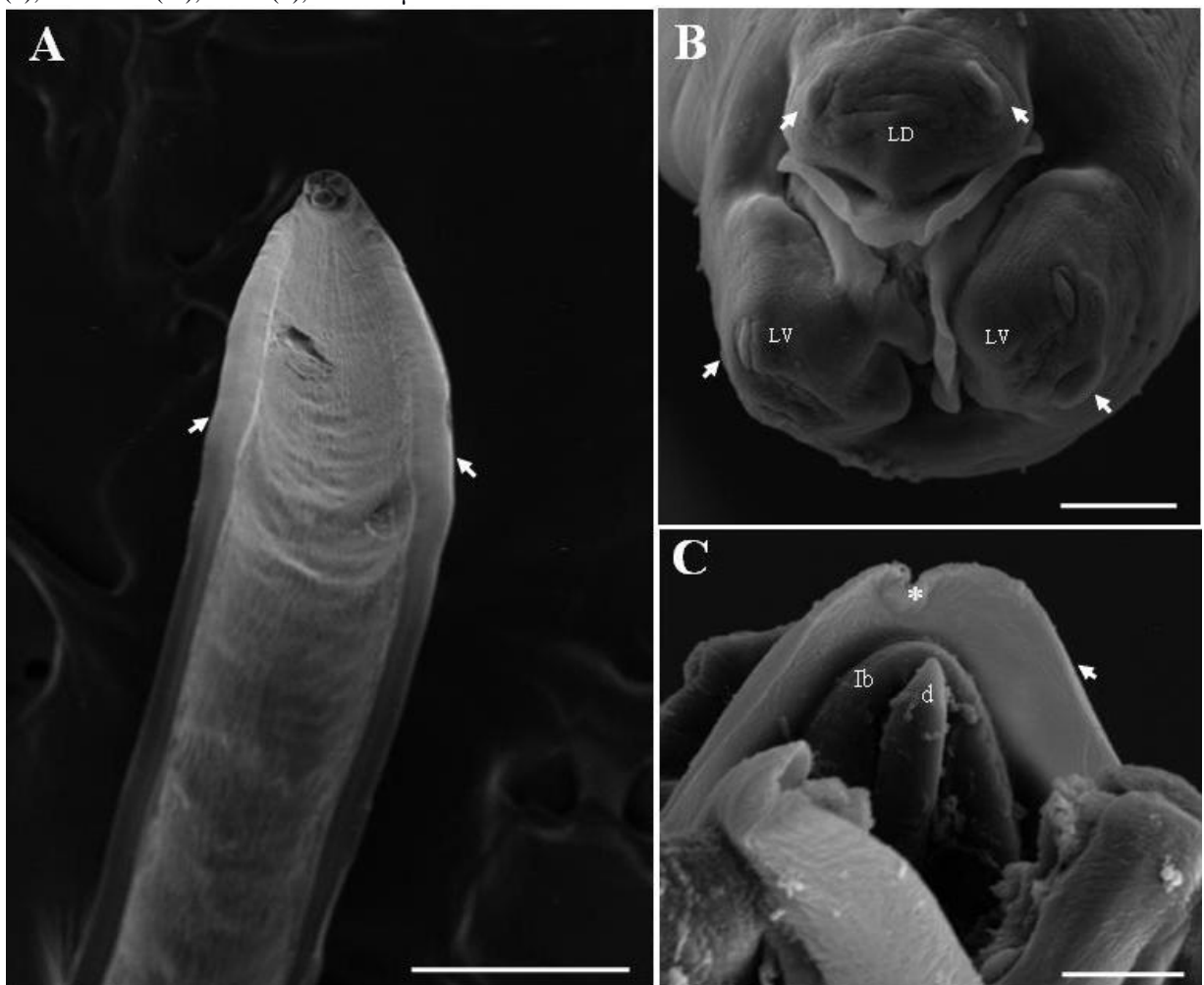
**Fonte:** Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017

**Figura 8** - Fotomicrografias do *Heterakis gallinarum* encontrados em galinha caipira (*Gallus gallus domesticus*) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA. Figura A: Região anterior do macho, com curvatura marcatens, Barra 200  $\mu$ m. Figura B: Região posterior, ventosa (V); cloaca (cl); asas laterais caudais (\*) e doze pares de papilas caudais, espiculo(seta) Barra= 100 $\mu$ m. Figura C: Região posterior do macho, espículos desiguais (seta), Barra= 500 $\mu$ m. Figura D: Região posterior, base do espiculo com aparência granulada (seta), Barra=50  $\mu$ m.



Fonte: Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017

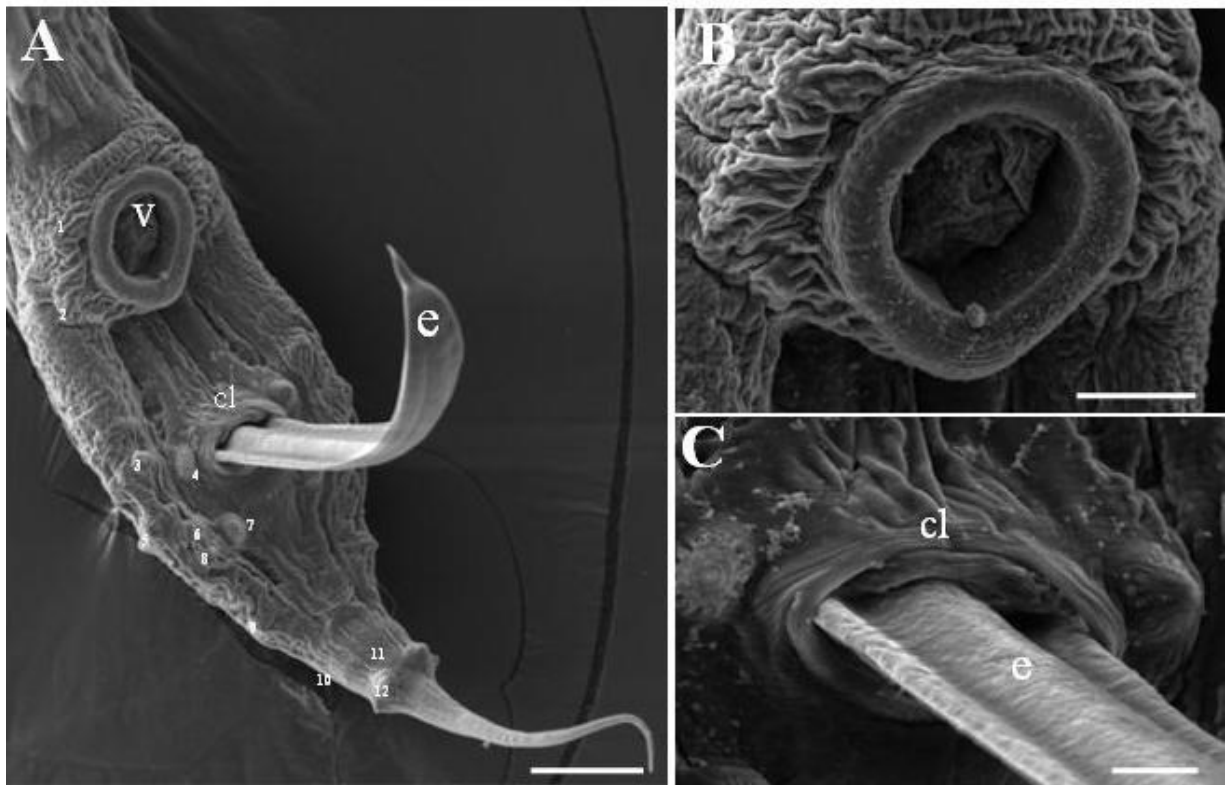
**Figura 9** - Imagens obtida por microscopia eletrônica de varredura do *Heterakis gallinarum*, encontrado em galinha caipira (*Gallus gallus domesticus*) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA. Figura A: Região anterior, asas laterais cervicais (seta), Barra= 200 $\mu$ . Figura B: Região anterior, lábio dorsal (LD), lábio ventral (LV), papilas labiais (setas) Barra=10 $\mu$ . Figura C: Região anterior, Flagelos cuticulares (cabeça da seta), sulco (\*), Interlabio (Ib), dente (d), Barra= 5 $\mu$ .



Fonte: Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017

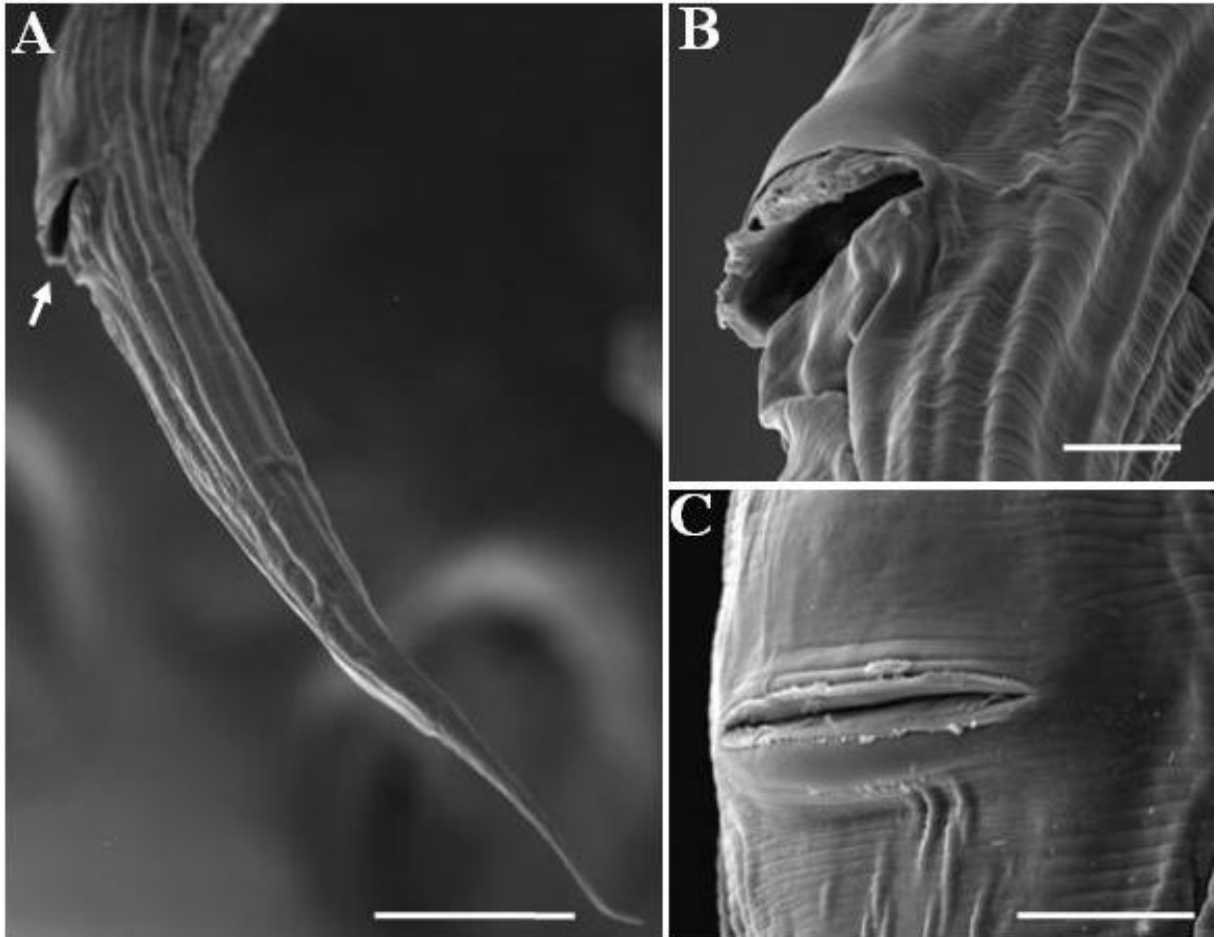


**Figura 10** - Imagens obtidas por microscopia eletrônica de varredura do *Heterakis gallinarum*, encontrado em galinha caipira (*Gallus gallus domesticus*) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA. Figura A: Região posterior do macho, ventosa (V); cloaca (cl); espículo (e) e doze pares de papilas, Barra= 50 $\mu$ m. Figura B: Região posterior, ventosa espessada, Barra= 20 $\mu$ . Figura C: Região posterior, cloaca (cl) e espículo (e), Barra=10 $\mu$ m.



**Fonte:** Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017

**Figura 11** - Imagens obtidas por microscopia eletrônica de varredura do *Heterakis gallinarum*, encontrado em galinha caipira (*Gallus gallus domesticus*) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA. Figura A: Região posterior da fêmea, abertura anal (seta), Barra= 20µm. Figura B: Região posterior, abertura anal, Barra=20 µm. Figura C: Região medial, vulva, Barra=20 µm.



**Fonte:** Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017

Filo Nematoda (Rudolphi, 1808) Lankester, 1877

Classe Secernenta Rudolphi, 1808

Ordem Enoplida Schuurmans, Stekhoven e Deconing, 1933

Família Trichuridae Railliet, 1915

Gênero *Capillaria* Moravec, 1982

Espécie *Capillaria obsignata* (Madsen, 1945) Moravec, 1982

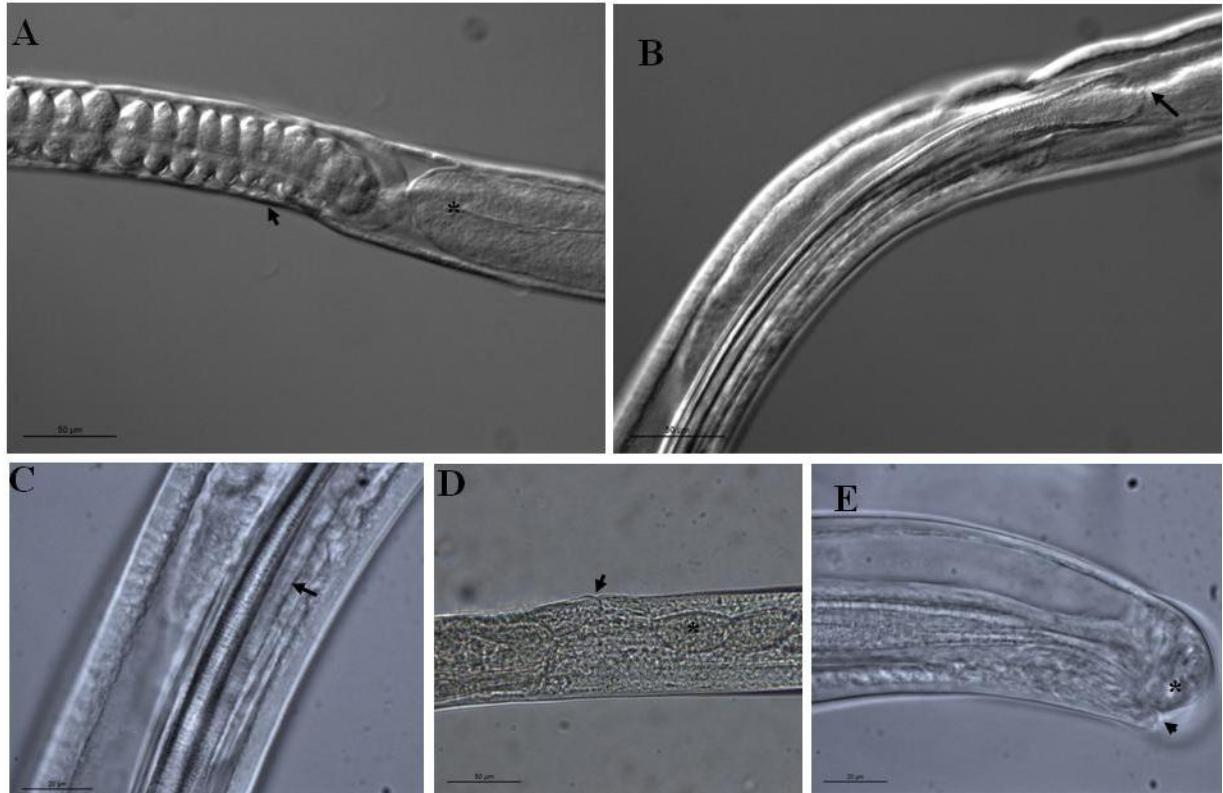
Localização: Intestino delgado e cecos

Prevalência: 25,42%

Descrição: **(Fig.12)**

As espécies analisadas apresentam corpo longo e uniformemente delgado, amarelados, parte posterior mais longa e grossa que a anterior. O esôfago ocupa cerca de metade do comprimento total do corpo, possuíam esôfago *stichosoma* (esôfago glandular) consistindo de um número variável de *stichocytes* em sua extremidade anterior (fig.12A). A abertura da boca é puntiforme e asas cefálicas ausentes. Nos machos a extremidade traseira do corpo arredondada, provida de dois lobos laterais ventrais (fig.12E). O espículo apresenta-se com uma extremidade distal arredondada, enquanto a extremidade proximal é alargada, em forma de remo (fig.12B), recoberto por uma bainha espicular estriada (fig.12C). Ânus na fêmea e abertura da cloaca no macho estão localizados nível subterminal. Em fêmeas a extremidade anterior do corpo é delicada e a extremidade posterior contém a genitália. Abertura vulvar localizado perto da transição entre o esôfago e o intestino (fig.12D). A vagina é dirigida para trás. Os ovos são ovais em forma de tonel ou barril com uma tampa espessa (fig. 12D).

**Figura 12** - Fotomicrografia da *Capillaria obsignata* encontrados em galinha caipira (*Gallus gallus domesticus*) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA. Figura A: Região anterior, esôfago com inúmeros stichosoma (seta); intestino (\*), Barra= 50µm. Figura B: Região posterior, Bainha espicular estriada (seta), Barra= 20µm. Figura C: Região posterior, espículo com extremidade proximal em forma de remo (seta), Barra= 50µm. Figura D: Região mediana da fêmea, vulva (seta), ovos (\*), Barra=50 µm. Figura E: Região posterior, extremidade posterior do corpo arredondada, cloaca localizada a nível subterminal (seta), lobolo lateral (\*), Barra= 20µm.



Fonte: Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017

Filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Classe Cestoda (Van Beneden, 1849)

Ordem Cyclophyllida van Beneden, 1850

Família Davaineidae Fuhrmann, 1907

Gênero *Raillietina* Fuhrmann, 1920

Espécie *Raillietina cesticillus* (Molin, 1858)

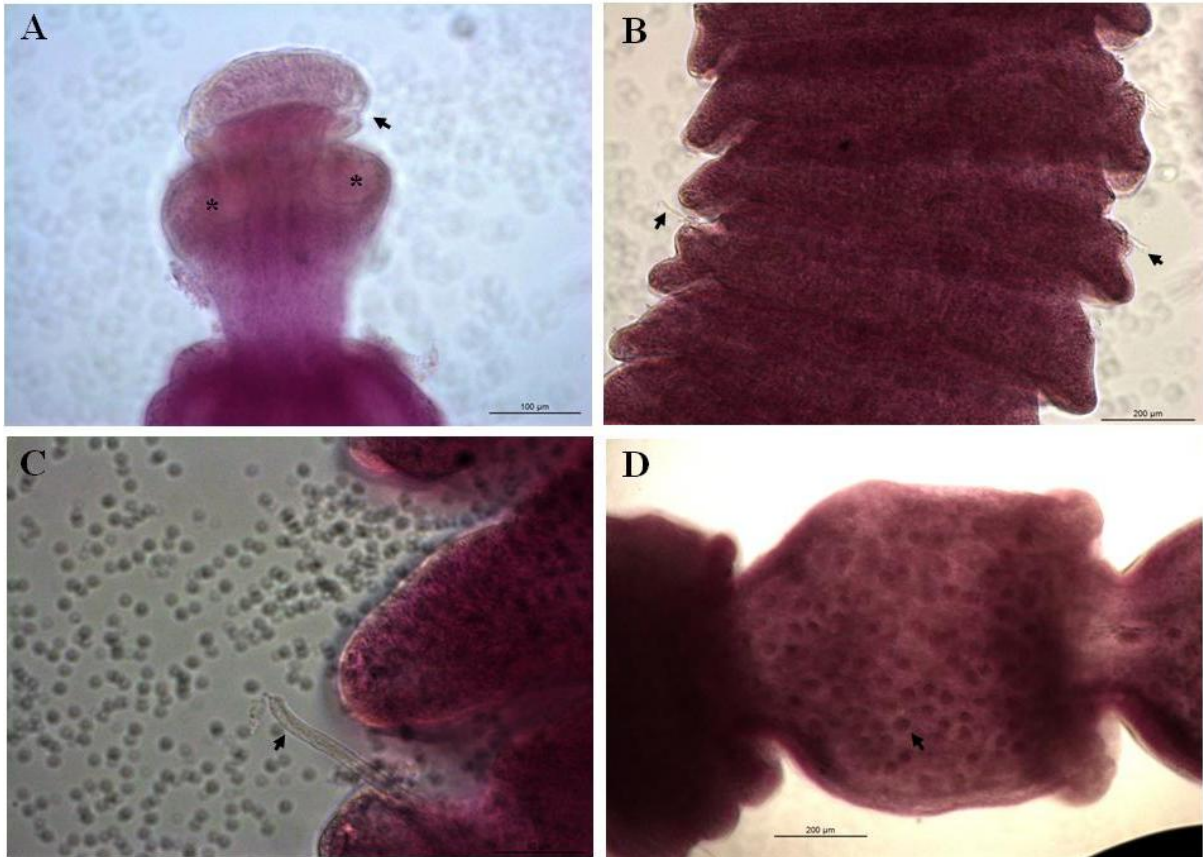
Localização: Intestino delgado

Prevalência: 55,93%

Descrição: (**Figs.13 e 14**)

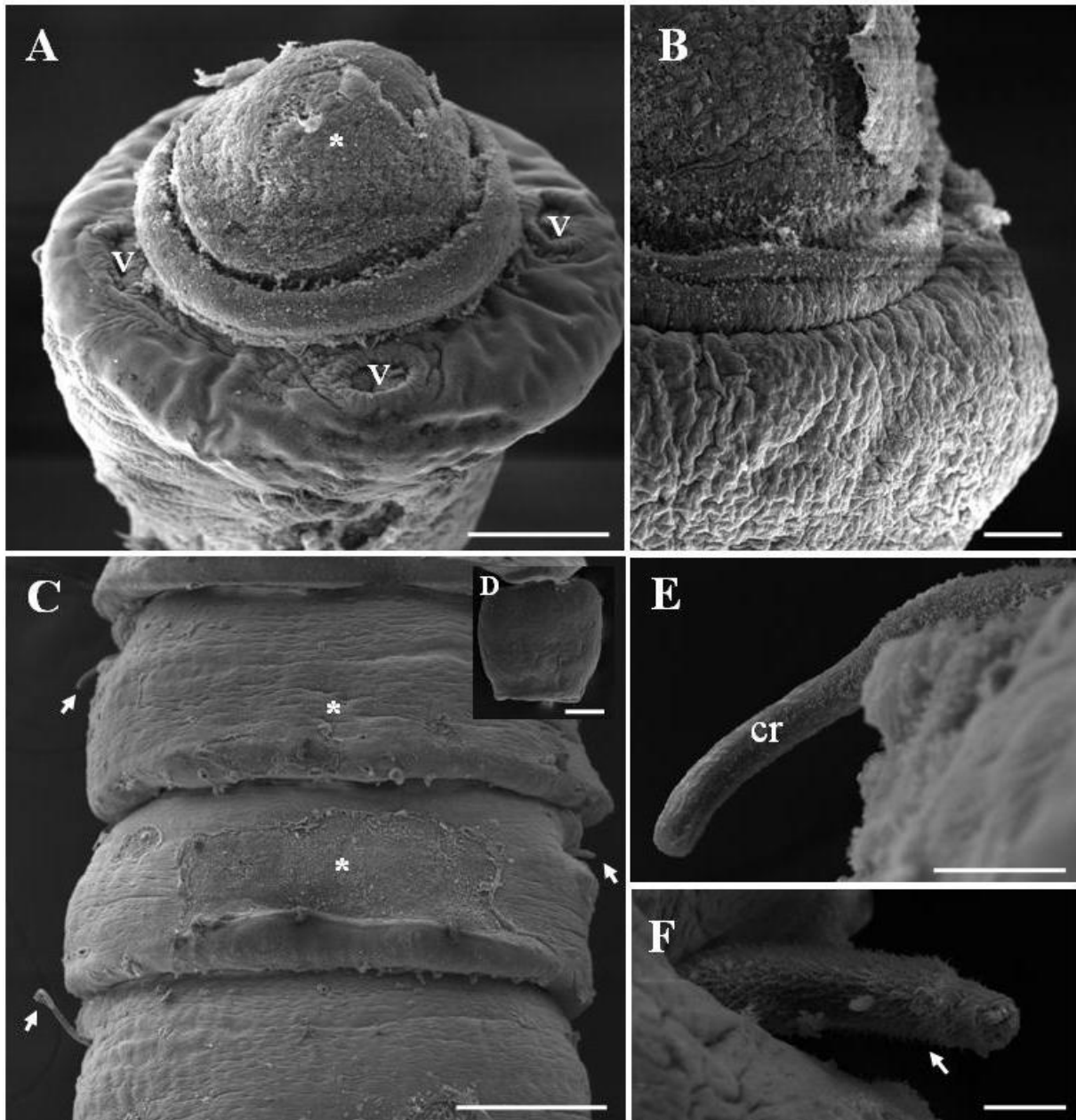
Esta espécie possui escolex arredondado com rostelo bem proeminente, maior no tamanho em relação às ventosas, apresentando ganchos distribuídos em fileiras (fig.14B), ventosas não proeminentes, com formato circular e inermes (fig.13A e 14A); ausência de pescoço, proglotes mais largos do que compridos, borda posterior se sobrepõe à borda anterior do segmento seguinte (fig.13B e 14C), proglotes gravídicos aumentaram de tamanho até se tornarem em forma de funil invertido (fig 13D e 14D), poros genitais alternados irregularmente com posicionamento anterior na porção média de cada margem de segmento (fig.13B e 14C), cirro liso na região distal (fig.14E) e espinhos na região proximal (fig.14F) ; cápsulas ovígeras com um só ovo (fig.13D).

**Figura 13** - Fotomicrografias da *Capillaria obsignata* encontradas em galinha caipira (*Gallus gallus domesticus*) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA. Figura A: Região anterior, escolex arredondado, evidenciando rostelo (cabeça da seta) e ventosas (\*), Barra= 100µm. Figura B: Estróbilo com poro genital alternado, cirro exposto (seta), Barra= 200µm. Figura C: Região lateral, cirro (seta), Barra= 50µm. Figura D: Estrobilo gravídico, ovos encapsulados (cabeça da seta), Barra= 200µm.



Fonte: Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017

**Figura 14** - Imagens obtidas por microscopia eletrônica de varredura da *Raillietina cest icillus* encontrados em galinha caipira (*Gallus gallus domesticus*) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA. Figura A: Escolex arredondado, evidenciando rostelo (\*) e ventosas (V), Barra= 50 $\mu$ . Figura B: Rostelo armado e bem desenvolvido, Barra: 20 $\mu$ m. Figura C: Estróbilo formado por proglotes (\*) com poro genital alternado, cirro exposto (seta), Barra= 20 $\mu$ . Figura D: Estrobilo gravídico, Barra=200 $\mu$ m. Figura E: Cirro (seta) região distal lisa, Barra= 20 $\mu$ m. Figura F: Cirro, espinhos na região proximal da bolsa, Barra= 10 $\mu$ m.



Fonte: Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017

Filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Classe Cestoda (Van Beneden, 1849)

Ordem Cyclophyllida van Beneden, 1850

Família Davaineidae Fuhrmann, 1907

Gênero *Raillietina* Fuhrmann, 1920

Espécie *Raillietina tetrágona* (Molin, 1858)

Localização: Intestino delgado

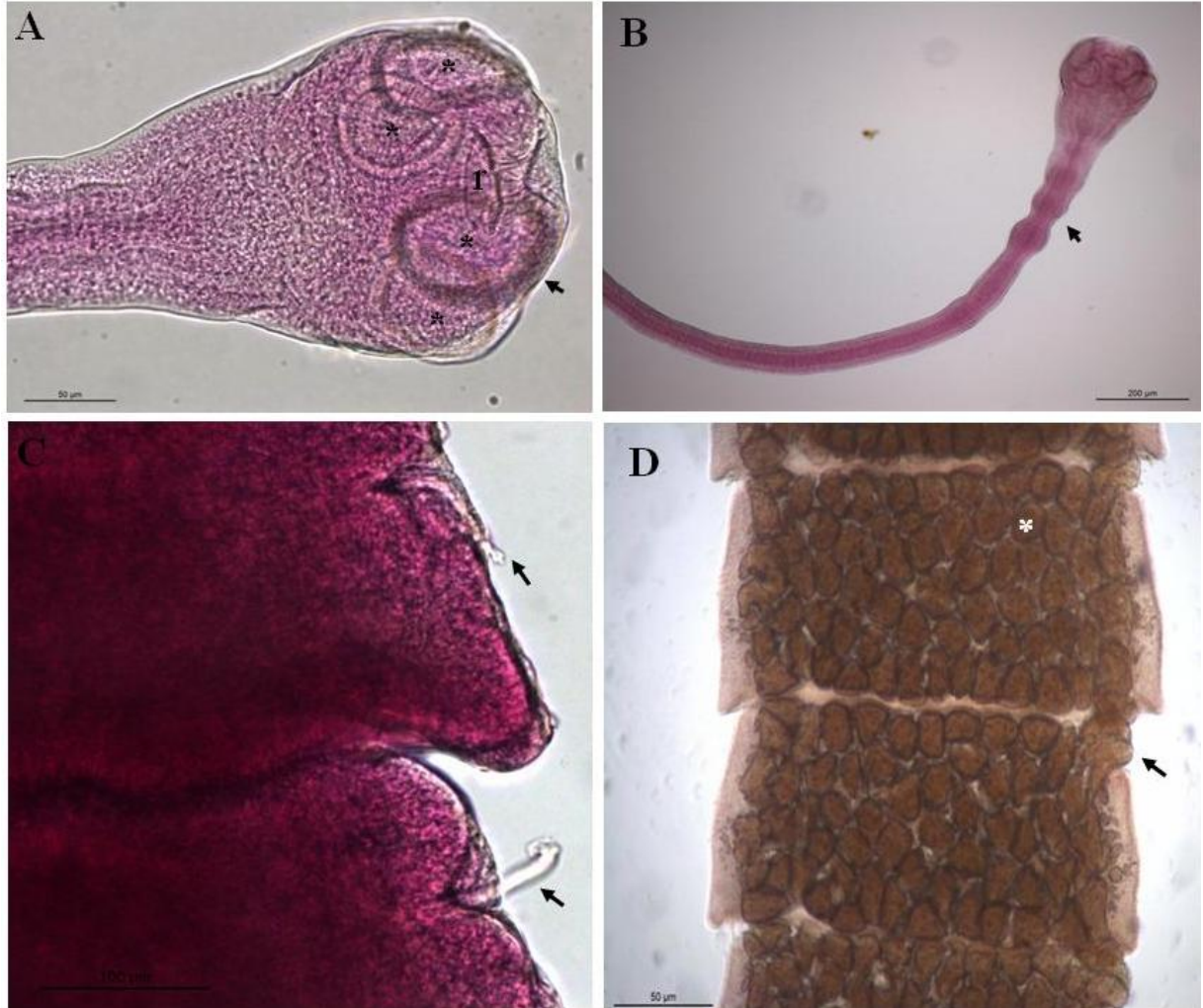
Prevalência da Classe: 55,93%

Descrição: **(Figs.15 e 16)**

O escolex nessa espécie apresenta tamanho pequeno e formato triangular (fig.15A e 16A), bem delimitado do resto do corpo, rostelo redondo e retrátil, armado de ganchos com pequenas placas de pontas que revestem o tegumento (fig. 16B); ventosa oval, armadas com minúsculos espinhos conferindo formação concêntrica (fig.16C). Pescoço muito comprido e estreito (fig.15B). Segmentos anteriores muito curtos e os seguintes subquadrangular com as bordas posteriores se sobrepondo uma sobre as outras. Poro genital unilateral situado na terceira porção anterior na linha lateral dos segmentos (fig. 15C e 15D). Ovos dispostos irregularmente em grupos nas cápsulas ovíferas (fig.15D).

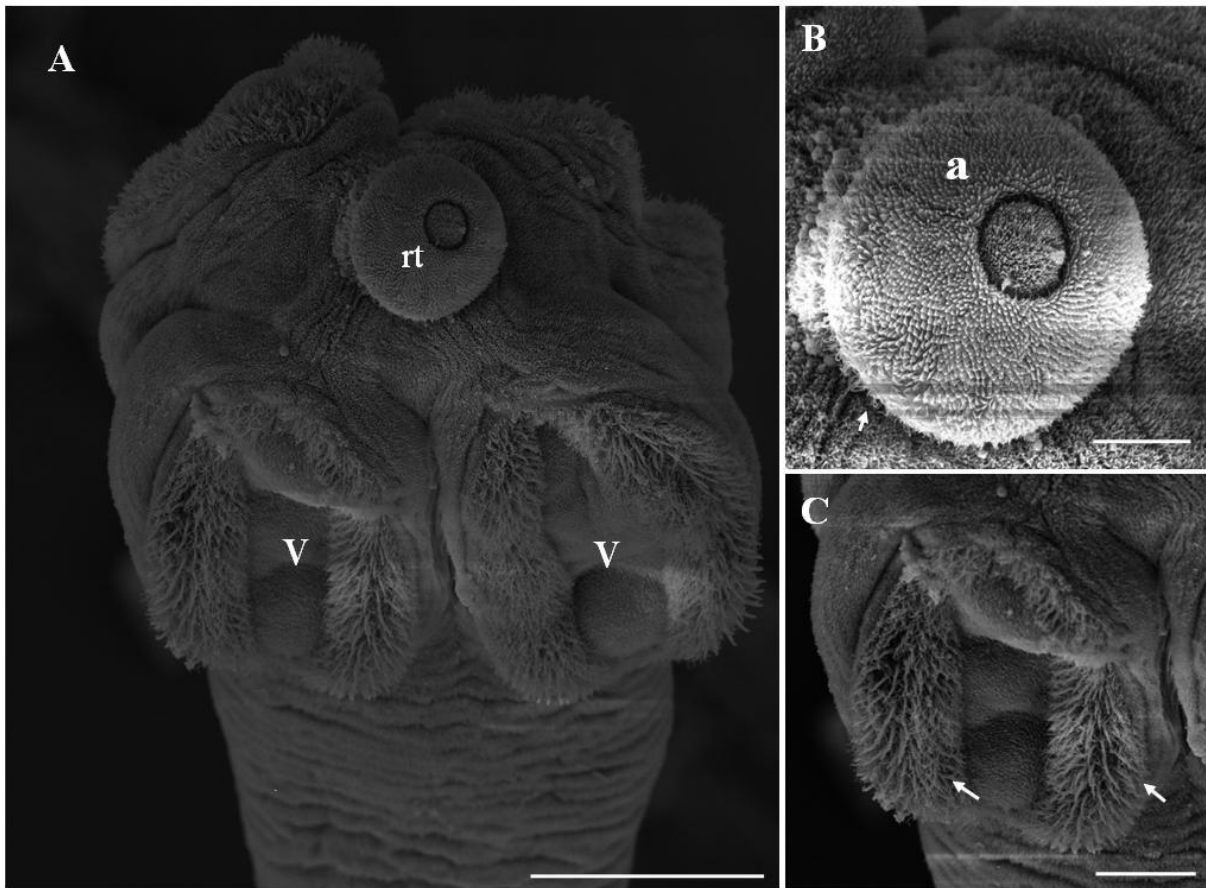


**Figura 15** - Fotomicrografia da espécie *Raillietina tetragona* encontrados em galinha caipira (*Gallus gallus domesticus*) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA. Figura A: Região anterior, escolex com rostelo (1) retrátil repleto de ganchos e ventosa de aspecto oval (\*) armada com espinhos (seta), Barra= 50µm. Figura B: Região anterior, pescoço comprido e delgado (seta), Barra= 200µm. Figura C: Proglotes maduros com poro genital abrindo unilateral (seta), exposição do cirro (seta), Barra= 100µm. Figura D: Proglotes gravidicos com cápsula ovígeras (\*), Barra= 50µm.



Fonte: Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017

**Figura 16** - Imagens obtidas por microscopia eletrônica de varredura da *Raillietina tetrágon*a encontrados em galinha caipira (*Gallus gallus domesticus*) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA. Figura A: Escolex com rostelo (rt) armado e ventosas ovais (V) com pequenos espinhos concentricamente enfileirados, Barra: 50 $\mu$ m. Figura B: Rostelo com ganchos (seta) e pequenas placas de ponta (a), Barra=10 $\mu$ m. Figura C: Ventosa armado com espinhos enfileirados de forma concêntrica (seta), Barra=20 $\mu$ m.



Fonte: Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017

Raillietina (Paroniella) magninumida Janes

Filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Classe Cestoda (Van Beneden, 1849)

Ordem Cyclophyllida van Beneden, 1850

Família Davaineidae Fuhrmann, 1907

Gênero *Raillietina* Fuhrmann, 1920

Espécie *Raillietina (Paroniella) magninumida Jones*, 1930

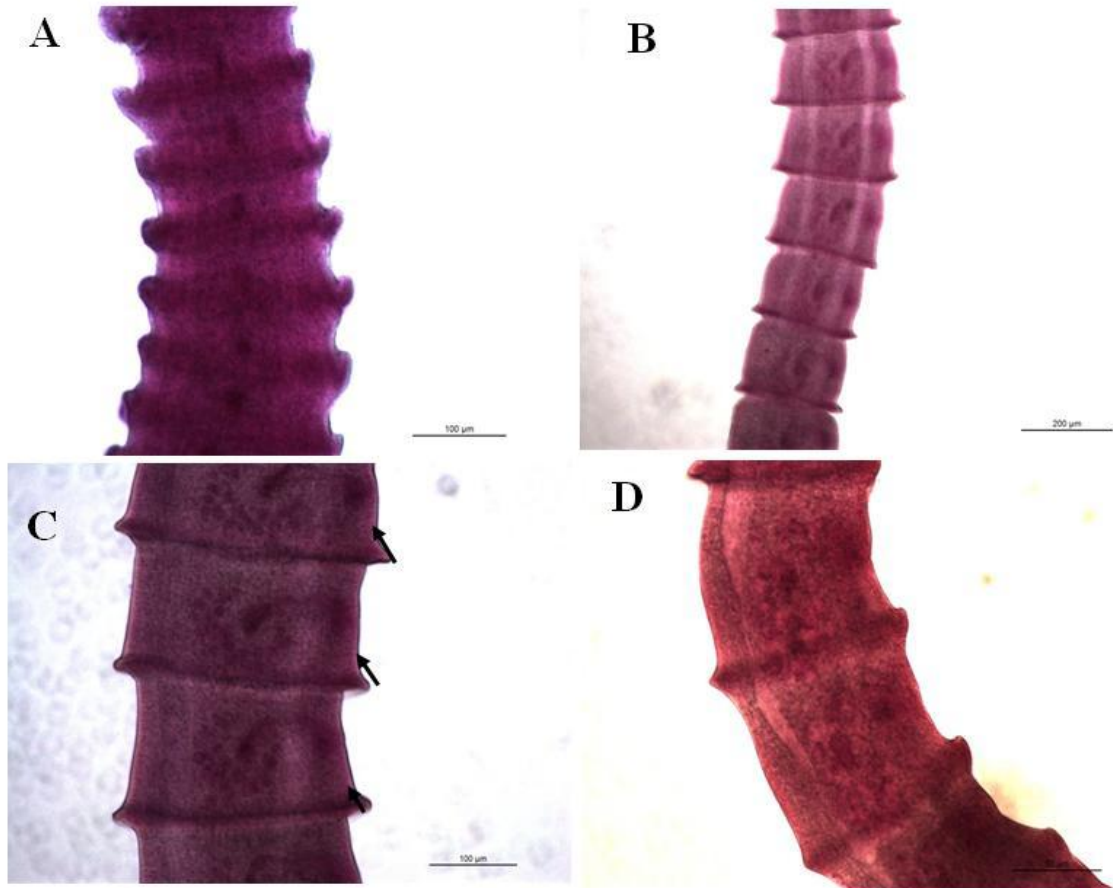
Localização: Intestino delgado

Prevalência da Classe: 55,93%

Descrição: (**Figs. 17 e 18**)

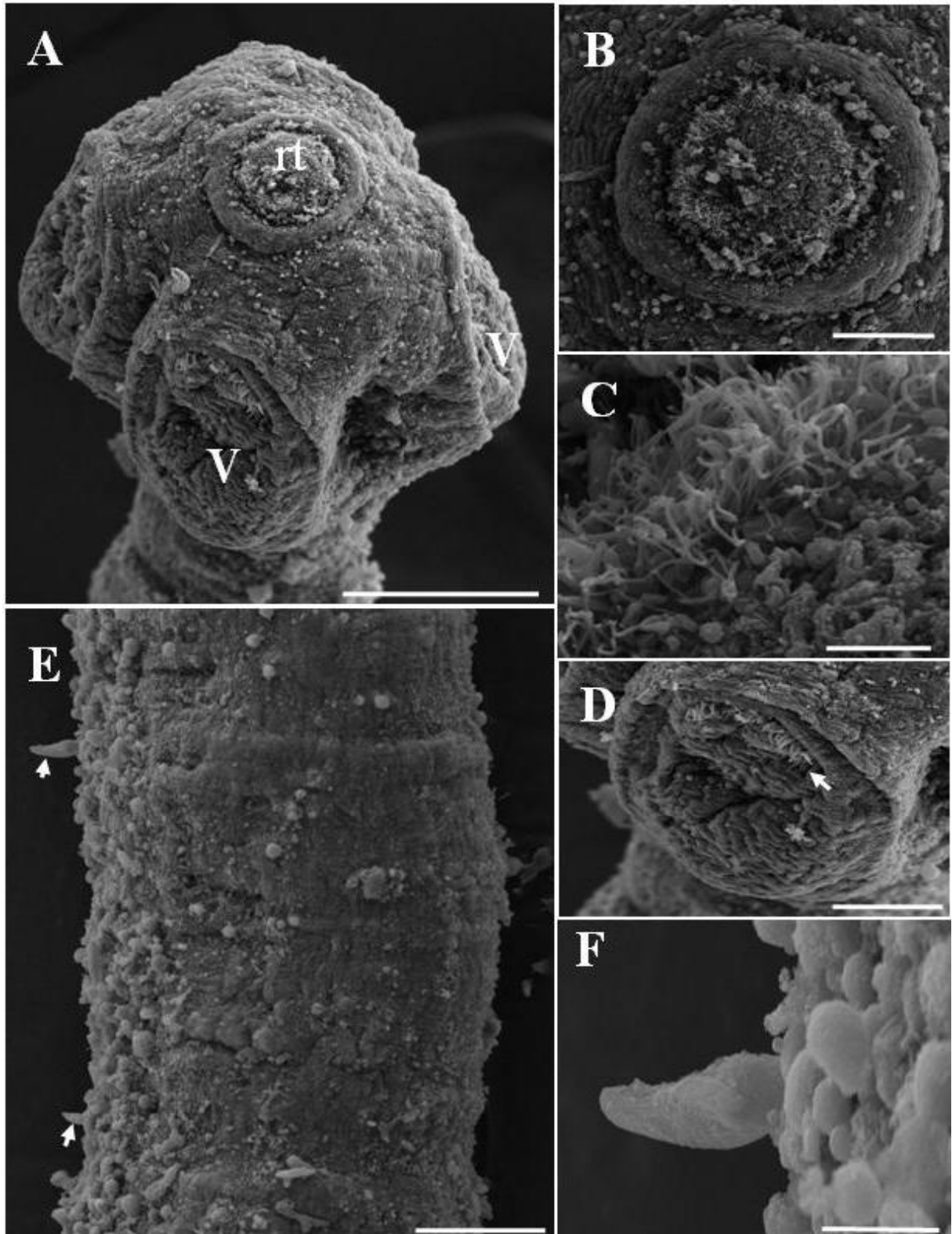
Nessa espécie o escolex apresenta aspecto globuloso (fig.18A), rostelo com ganchos (fig.18B e 18C); ventosas circular armados com espinhos (fig.18D); estróbilos possuem inúmeros proglotes que variam de acordo com sua localização. Os proglotes situados mais próximas da região anterior são mais largos do que compridos (fig.17A); os das regiões medianas apresentam dimensões mais ou menos iguais para largura e comprimento (fig.17B); as da região distal são mais compridas do que largas (fig.17D). Os poros genitais unilaterais na metade anterior dos proglotes (fig.17C e 18E). O cirro apresenta formato oval (fig.18F).

**Figura 17** - Fotomicroscopias *Raillietina (Paroniella) magninumida*, encontrados em galinha caipira (*Gallus gallus domesticus*) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA. Figura A: Proglote imaturos, Barra=100µm. Figura B: Proglote maduro, Barra=200µm. Figura C: Proglote Maduro com poro genital unilateral (seta), Barra=100µm. Figura D: Proglote gravídico, Barra=50µm.



**Fonte:** Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017

**Figura 18** - Imagens obtidas por microscopia eletrônica de varredura da espécie *Raillietina (Paroniella) magninumida* encontrados em galinha caipira (*Gallus gallus domesticus*) na microrregião do Arari na Ilha de Marajó-PA. Figura A: Região anterior, escolex globoso com presença de rostelo (rt) e ventosas (V), Barra=20 $\mu$ m. Figura B: Rostelo, Barra=10 $\mu$ m. Figura C: Ganchos rosteolar, Barra=2 $\mu$ m. Figura D: Ventosa de aspecto circular, com fileiras de ganchos (seta), Barra=20 $\mu$ m. Figura E: Estróbilo com poro genital unilateralmente, com exposição do cirro (seta), Barra= 20 $\mu$ . Figura F: Cirro com formato oval Barra= 5 $\mu$ m.



Fonte: Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017

Filo Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Superclasse Cercomeria Brooks, 1982

Classe Cestoda Van Beneden, 1849

Cestoda I

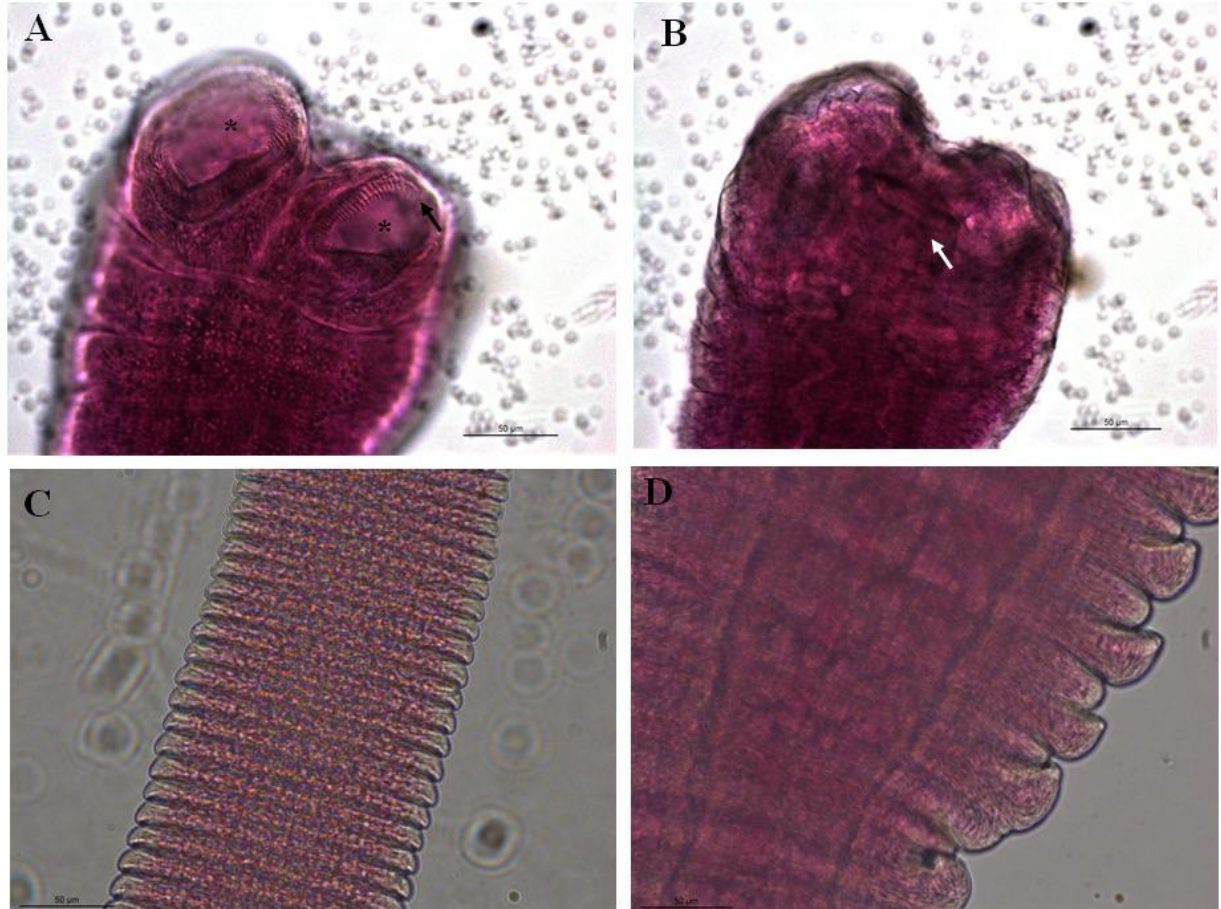
Localização: Intestino delgado

Prevalência da Classe: 55,93%

Descrição: **(Figs.19 e 20)**

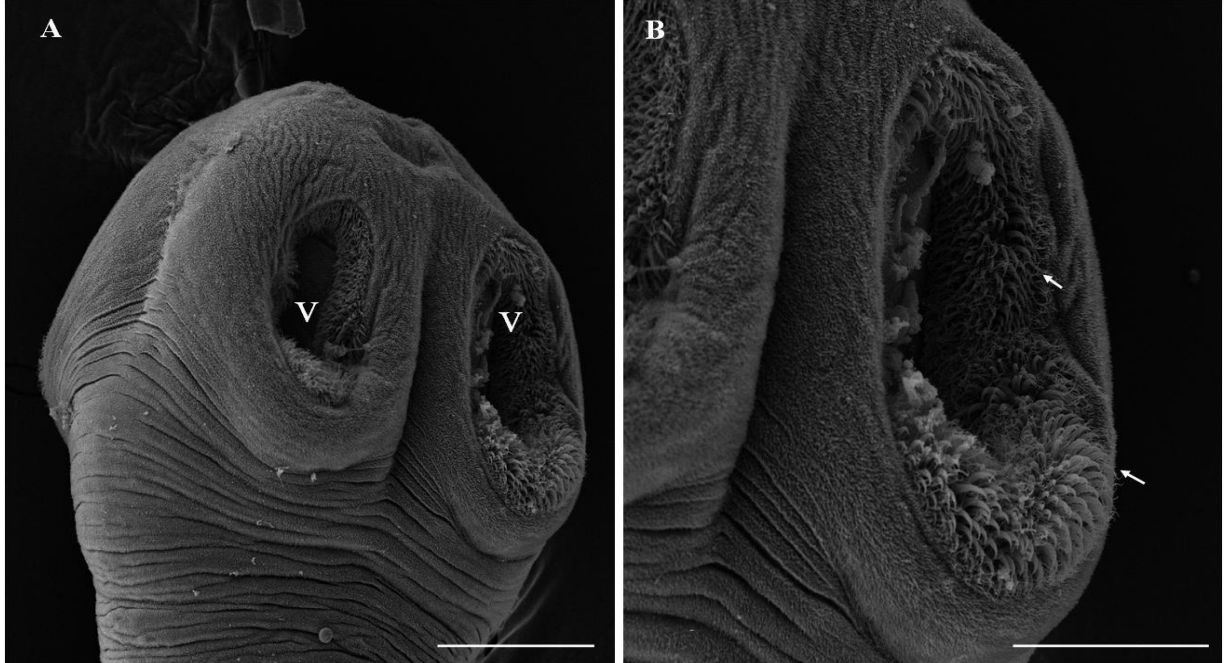
Apresentam escolex pequeno (fig.10A e 20A); rostelo armados com fileiras de ganchos (fig.20B), presença de quatro ventosas bem destacadas, circulares, presença de minúsculos espinhos conferindo formação concêntrica (fig.19A e 20B). Ausência de pescoço. Os primeiros segmentos dos proglotes próximos ao escolex são muito curtos (fig. 19D), aumentando na largura gradativamente até o teço médio do corpo, com posterior redução da largura na região final.

**Figura 19** - Fotomicroscopias do Cestoda I encontrados em galinha caipira (*Gallus gallus domesticus*) na microrregião do Arari na Ilha do Marajó-PA. Figura A: Escolex com ventosa muscular de aspecto oval (\*), presença de fileiras de espinhos (seta), Barra: 50µm. Figura B: Rostelo armado de ganchos (seta), Barra=50µm. Figura C: Estrobilo proximal, Barra=50µm. Figura D: Estrobilo distal, Barra=50µm.



Fonte: Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017

**Figura 20** - Imagens obtidas por microscopia eletrônica de varredura do cestóide encontrados em galinha caipira (*Gallus gallus domesticus*) na microrregião do Arari na Ilha do Marajó-PA. Figura A: Escolex com ausência de rostelo, ventosa muscular de aspecto oval (V) com presença de fileiras de espinhos, Barra: 50 $\mu$ . Figura B: Espinhos enfileirados (seta), Barra=20 $\mu$ m.



Fonte: Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017



### 5.3 Índices Parasitários

#### 5.3.1 De acordo com o sexo do hospedeiro

Das 59 aves examinada, 93,22% apresentaram resultados positivos para alguma espécie de helmintos, sendo 13 machos e 42 fêmeas, correspondendo índice de infecção de 100 e 91,3%. A intensidade de infecção total de infecção foi maior nas fêmeas com 1370 helmintos, contra 431 nos machos, porém a intensidade média de infecção (IMI) e abundância média (AM) de infecção foi maiores nos machos (33,15; 33,15).

#### 5.3.2 De acordo com a procedência dos hospedeiros.

A distribuição dos animais infectados por municípios pode ser visualizada na tabela 3, demonstrando que a maioria dos animais infectados tem procedência respectivamente no município de Soure (95%) seguido de Salvaterra (89%) e Cachoeira do Arari (94%), porém a maior intensidade total de infecção ocorreu em Cachoeira do Arari (657), seguido de Soure (653) e Salvaterra (491). Estes dados estão compilados na Tabela 3.

**Tabela 3** - A intensidade total de infecção (ITI), intensidade média de infecção (IMI), prevalência total (P%) e abundância média (AM) da distribuição dos animais infectados por municípios (Soure, Salvaterra, Cachoeira do Arari) na microrregião do Arari, Ilha de Marajó (Pa).

<b>Municípios</b>	<b>Examinada</b>	<b>Infectada</b>	<b>ITI</b>	<b>IMI</b>	<b>P(%)</b>	<b>AM</b>
<b>Soure</b>	23	22	653	29,65	95,65	28,39
<b>Salvaterra</b>	19	17	491	28,88	89,47	25,84
<b>Cachoeira do Arari</b>	17	16	657	41,06	94,11	38,64
<b>Total</b>	59	55	1801	32,75	93,22	30,52

**Fonte:** Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017

Soure com 95,65% de prevalência apresentou maior índice de prevalência de helmintos seguida por Cachoeira do Arari (94,11%) e Salvaterra (89,47%). Já Cachoeira do Arari se destacou por possuir maior intensidade média de infecção (41,06) e abundância média de infecção (38,64).

### 5.3.3 De acordo com as espécies

Do total de 59 exemplares examinados foram identificadas sete espécies com respectivas prevalências *Raillietina tetrágona* (50,84%), *Raillietina cesticillus* (25,42%), *R. magninumida* (8,47%), cestoda I (18,64%), *Ascaridia galli* (33,89%), *Heterakis gallinarum* (49,15%) e *C. obsgnata* (25,42%).

A espécie *H. gallinarum* foi o nematódeo com maior prevalência, enquanto que a espécie *Raillietina tetragona* foi o cestódeo mais predominante. Os helmintos que apresentaram maior intensidade total de infecção *H. gallinarum* (512 espécimes) e *Raillietina tetragona* (531 espécimes). A intensidade total de infecção (ITI), intensidade média de infecção (IMI), prevalência (P%) e a amplitude média (AM) estão compiladas na Tabela 4.

**Tabela 4** – Dados referentes as espécies de helmintos de *Gallus gallus domesticus*, locais de infecção, intensidade total de infecção (ITI), intensidade média de infecção (IMI), prevalência total (P%) e abundância média (AM) na microrregião do Arari, Ilha de Marajó, identificados no período de agosto de 2015 a março de 2016,

Parasitas	Sítio de Infecção	Infectados	ITI	IMI	P(%)	AM
<i>A. galli</i>	I. delgado	20	93	4,65	33,89	1,57
<i>H. gallinarum</i>	Ceco	29	512	17,65	49,15	8,67
<i>C. obsgnata</i>	I. delgado e ceco	15	87	5,8	25,42	1,4
<i>R. cisticillus</i>	I. delgado e grosso	15	259	17,26	25,42	4,38
<i>R. tetragona</i>	I. delgado e grosso	30	531	17,7	50,84	9
<i>R. magninumida</i>	I. delgado e grosso	05	71	14,2	8,47	1,2
<b>Cestoda I</b>	I. delgado e grosso	11	248	22,54	18,64	4,2

Fonte: Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017

Observamos ainda que a *R. tetragona* causou maior infecção nas aves, da mesma forma que apresentou maior prevalência e abundância média de infecção entre os helmintos encontrados. Já o cestoda I exibiu maior intensidade média de infecção. *R. magninumida* representou menor prevalência e intensidade de infecção.

Dentre as espécies observadas no município de Soure, o *H. gallinarum* (26,08%) com 247 espécimes encontrada, apresentou maior intensidade total de infecção, assim como prevalência, já os municípios de Salvaterra e Cachoeira do Arari obtiveram *R. tetragona* (68,42%, 64,7%) com respectivas espécimes 187 e 204. A intensidade total de infecção (ITI), intensidade média de infecção (IMI), prevalência total (P%), abundância média (AM) estão compiladas na tabela 5.

**Tabela 5** - A intensidade total de infecção (ITI), intensidade média de infecção (IMI), prevalência total (P%), abundância média (AM) da distribuição das espécies de helmintos encontrados por municípios (Soure, Salvaterra, Cachoeira do Arari) na microrregião do Arari, Ilha de Marajó (Pa).

Local	Helmintos	<i>A. galli</i>	<i>Heterakis sp</i>	<i>C. obsignata</i>	<i>R. cestiticus</i>	<i>R. tetragona</i>	<i>R. magninumida</i>	Cestoda I
SOURÉ	Infectados	7	16	9	4	6	2	1
	P(%)	30,43	69,5	39,13	17,39	26,08	8,69	4,34
	IMI	4,14	15,43	8,33	19	23,33	10,5	65
	AM	1,26	10,73	3,26	3,2	6,08	0,91	2,82
SALVATERA	Infectados	7	8	4	5	13	2	6
	P(%)	36,84	42,1	21,05	26,31	68,42	10,52	31,57
	IMI	3,71	15,25	1,75	12	14,38	15	9,83
	AM	1,36	6,42	0,36	3,15	9,84	1,57	3,1
CACHOEIRA DO ARARI	Infectados	6	5	2	6	11	1	4
	P(%)	35,29	26,41	11,76	35,29	64,7	5,88	23,52
	IMI	6,33	28,6	2,5	20,5	18,54	20	31
	AM	2,23	8,41	0,29	7,23	12	1,17	7,29

Fonte: Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), 2017

Soure e Cachoeira do Arari apresentaram maior intensidade média de infecção (IMI) para Cestoda I e Salvaterra para *H. gallinarum*. Abundancia média em soure foi para *H. gallinarum* e Salvaterra e Cachoeira do Arairi para *R. tetragona*.

## 6. DISCUSSÃO

### 6.1 Morfologia

#### 6.1.1 *Ascaridia galli*

O *A. galli* tem sido estudado por muitos autores, incluindo Yamaguti (1935, 1941), Kajerová, et al. (2004), Hassanain et al. (2009) e Lalchhandama (2010), porém o conhecimento de alguns aspectos morfológicos desta espécie ainda é insuficiente. A morfologia do helminto coletado de *Gallus gallus domesticus* apontam para a espécie *A. galli* relatado por Ackert (1940) tendo, o corpo cilíndrico, altamente estendido, coberto com uma cutícula na extremidade anterior e posterior. Diferenças marcantes entre sexos podem ser facilmente diagnosticadas, sendo as fêmeas relativamente mais longas - com extremidade de cauda reta, enquanto que os machos são comparativamente mais curtos com a região final curvada.

Assim como neste trabalho, Yamaguti (1941), Ramadan e Znada (1992) observaram a extremidade anterior com três lábios trilobados de tamanho aproximadamente igual; Ackert (1940) discorda de tal estrutura relatando lábios distintos. Presente trabalho foi observado na região cefálica o lábio dorsal com par de grandes papilas duplas; cada labio ventro-lateral com uma grande papila dupla, uma pequena papila e um anfidio, esôfago relativamente curto, musculoso, quase tão largo posteriormente como anteriormente, corroborando com estudos de Mozgovi (1953) e Zhao, et al. (2016) que relatam estruturas semelhantes.

Ao analisarmos a superfície interna de cada lábio observamos várias placas cuticulares distintas de dentes. Zhao et al. (2016) verificaram na margem distal de cada lábio vários músculos cuticulares, placas e às vezes duas ou três placas cuticulares conectadas juntas para formar uma projeção semelhante a um dente. Mozgovoï (1953) e Lalchhandama (2010) afirmaram que existem pequenos denticulos nos lábios de *A. galli*.

Zhao et al. (2016) observou claramente asa lateral estreita que começa logo após à base dos lábios na região ventrolateral, não observada neste trabalho. Em nossas pesquisas observamos estrutura semelhante à asa na região caudal da fêmea, que inicia imediatamente após a abertura anal.

Kung (1949) e Kajerová et al. (2004) afirmam que caracteres distintivos de *A. galli* para machos estão presentes na parte ventral da extremidade caudal do corpo, onde no presente trabalho foram observados espículos iguais e dez pares de papilas caudais distribuídas da seguinte forma, três pares pré cloacal, um par para cloacal e seis pares pós cloacais estando de acordo com resultados de Hassanain, et al. 2009 e Lalchhandama, 2010.

Ao avaliarmos as fêmeas observamos vulva com formato de fenda, situado no meio do corpo e vagina muscular. Dois úteros, um na parte anterior do corpo, o outro na parte posterior; essas estruturas são citadas por Zhao et al. (2016) ao analisar estruturas de *Ascaridia galli* em pavão (*Pavo muticus* Linnaeus) assim como ovos ovais, sem *plug*, com casca lisa.

### 6.1.2 *Heterakis gallinarum*

Na análise do *Heterakis gallinarum* foi observado boca cercado por três lábios redondos de tamanho igual, dois laterais, um dorsal; cada lábio lateral com duas papilas, uma na extremidade anterior e na direção sua base; lábio dorsal que possui par de papilas comparativamente pequenas, estruturas semelhantes descritas por Yadav, 1990. Este mesmo autor observou esôfago dividido em três partes faringe muscular curta, parte central cilíndrica, e parte posterior aumentada para formar bulbo subglobular com valva trilateral aparelho. Anel de nervo e poro excretor anterior à papila cervical.

Pillar (2002), relata que durante suas análises observou nos machos ventosa circular, com paredes fortemente quitinosas e com uma depressão semicircular na borda posterior. Doze pares de papilas quatro deles estavam entre a cloaca e a extremidade caudal, quatro pares pedunculados e outros dois pares foram localizados perto da cloaca, e os dois últimos pares pedunculados perto da ventosa, assemelhando-se com o presente trabalho. Foi observado também nesta pesquisa espículos iguais na largura e diferentes no comprimento, caudal afinando na direção da extremidade e pontiagudo iguais relatados por TANVEER, 2013.

Foi observado nas fêmeas cauda longa e fina, um par de pequenas papilas caudais presente perto de sua ponta assim como descritos por Pilar, 2002 e Yadav, 1990. Esses

mesmos autores observaram vulva deitado perto do meio do corpo no nível da bifurcação do útero. Vagina altamente muscular. Útero formando várias alças ântero posteriores, dispostas em dois aparentemente ramos opostos. Ovos de casca grossa, elipsoidais, sem tumores, assim como observados neste trabalho.

### 6.1.3 *Capillaria obsignata*

A espécie *Capillaria obsignata*, neste estudo, possui características semelhantes às descritas por Barathidasan et al. (2014), que observaram esôfago do tipo esticosoma (esôfago glandular) constituído por um número variável de esticócitos, localizados na extremidade anterior do corpo.

No presente estudo foi observada, na extremidade caudal do macho, uma bolsa membranosa e arredondada relativamente grande, suportada em ambos os lados por pequenas papilas. Kajerova e Baru (2004) descreveram estruturas semelhantes em seus estudos com *Capillaria obsignata*, relatando ainda um espículo tubular, fino e bem esclerotizado, extremidade proximal do espículo marcadamente mais amplo e arredondado. A bainha espicular era longa, desarmada, com estrias transversais, sendo estas características observadas, também, no presente trabalho, porém discordando com a esclerotização do espículo, esta não observada.

Assim como em estudos de Tanveer (2013) e Tamaru (2015), foram verificadas características morfológicas iguais às do presente estudo, como, na fêmea a posição da vulva aproximadamente no meio do corpo, sem quaisquer anexos, vagina alongada e uma extremidade caudal arredondada com um ânus subterminal. Ovos em formato de barril, com casca espessa e rugosa, bem como tampões bipolares proeminentes (plug).

### 6.1.4 *Raillietina cestocillus*

Com base nas observações, os caracteres morfológicos *Raillietina cestocillus* no atual estudo foram semelhantes aos de Ba et al. (1995), Butboonchoo et al. (2016) e Fadly et al. (2008) onde foram relatados escolex grande e robusto, rostelo achatado com linha dupla de ganchos e quatro ventosas pequenas e ovais, ventosas desarmadas com uma abertura linear. Na presente pesquisa foram observados rostelo hemisférico assim como no trabalho de Shahin et al. (2011), porém não foram identificadas bordas proeminentes cercando o rostelo, estrutura relatada pelo mesmo autor.

Foi observado ausência de colo, proglotes anteriores que aumentam de tamanho até possuírem formato de funil invertido e a borda posterior se sobrepõe à borda anterior do proglote seguinte, semelhantes às estruturas morfológicas descritas por Shahin et al. (2011). Butboonchoo et al. (2016) utiliza a disposição dos poros genitais para a diferenciação das espécies, onde relata alternância irregular dos poros, estando situados na terça anterior de

cada proglote, e cápsulas ovíferas que possuem apenas um ovo, caracteres estes que determinam os helmintos encontrado em nossas pesquisas.

#### 6.1.5 *Raillietina tetragona*

A espécie *Raillietina tetragona*, encontrada no presente estudo, apresentou escolex pequeno e triangular, quatro ventosas ovais, cada uma armada com várias fileiras de espinhos, estruturas estas encontradas também em pesquisas de Albaladejo et al. (1995) e Butboonchoo et al. (2016).

Albaladejo et al. (1995) evidenciou no rostelo uma coroa de ganchos, em sua volta pequenas placas pontiagudas que revestem o tegumento, assim como as encontradas no presente trabalho.

Foram visualizadas também, no atual estudo, características como colo longo e muito estreito, proglotes maduros mais largos do que longos e poros genitais único e unilaterais, localizados no terço anterior lateral do proglotes maduro, caracteres semelhantes aos observados por Shahin et al. (2011). Albaladejo et al. (1995) que relatam proglotes gravídicos repletos de cápsulas ovíferas contendo vários ovos no útero assim como foi verificado no presente trabalho.

#### 6.1.6 *Raillietina magninumida*

A espécie *Raillietina magninumida* foi descrita morfológicamente por Jones (1930), tendo pouca informação científica disponível. No presente estudo foi observado escolex de aspecto globulosa assim como relatado por Freitas e Costa (1962). Jones (1930) descreveu rostelo armado com aproximadamente 150 a 160 ganchos, formando uma coroa dupla, discordando com este trabalho que foi observado maior número de fileiras de ganchos no rostelo. Jones (1930) e Freitas e Costa (1962) concordam com presença de várias fileiras de ganchos na ventosa, assim como descrita neste trabalho.

Foram observados também, nessa pesquisa, estróbilos variando de aspectos morfológicos de acordo com a localização, poro genital localizado unilateralmente, na metade anterior das proglotes, características estas que corroborando com trabalho de Freitas e Costa (1962). Apesar dos estudos de Jones (1930) e Freitas e Costa (1962) relatarem espinhos cobrindo o cirro, não foi visualizado no presente trabalho.

## 6.2 Dados Epidemiológicos

Das cinquenta e nove galinhas estudadas, 93,22% se apresentaram parasitados por algum helminto. A prevalência de infecção assemelha-se a observada em estudos por Viero (1984) que encontrou 92,7% em Lajes – SC, sendo que Vieira (2010) no norte do Paraná encontrou 85,9% de aves parasitadas. Prevalências superiores a encontradas neste trabalho

foram evidenciadas por Carneiro (2001) com galinhas adultas criadas em sistema extensivo em Seropédica – RJ, onde se observou 100% de prevalência. Albuquerque (1977) em Porto Alegre- RS obteve 98,5% de infecção. Entretanto Gomes et al. (2009) em Campos dos Goytacazes – RJ obteve resultados inferiores (66%) bem como Coelho et al. (2013) em Triunfo de Pernambuco (45%).

Na comparação com resultados obtidos de galinhas de criação extensiva fora do Brasil, os resultados foram inferiores ao presente trabalho; no nordeste do Irã, Ebrahimi, et al, (2014) estudando prevalência e distribuição de helmintos gastrointestinais em galinhas de raça livre, obtiveram prevalência de 72%; Hassouni e Belghyti (2006) em Marrocos verificaram 89,9%; na Nigéria, Yoriyo et al. (2008) examinaram 200 aves para pesquisa de helmintos, 174 (87,8%) foram infectados com diferentes espécies; também na Nigéria, Nnadi e George (2010) registraram prevalência de 35,5% para helmintos de vários taxons.

A alta prevalência de helmintos no presente estudo pode ser resultado da exposição contínua de frangos às condições que facilitam a infecção, visto que estas aves convivem com varias espécies de animais o que pode facilitar a contaminação cruzada. Além disso, as galinhas locais satisfazem seus requerimentos de nutrientes andando de um lugar para outro e geralmente buscando seus alimentos nas camadas superficiais do solo, que muitas vezes são contaminadas com diversos organismos vivos, incluindo vários insetos e minhocas que se comportam como hospedeiros paratênicos ou intermediários de vários helmintos. Yadav e Tandon (1991) destacam que a alta umidade aumenta a taxa de sobrevivência de formas imaturas de helmintos e eleva a população de formas infectantes, no solo.

Brandão (2008) atribui alto índice de infecção por helmintos ao contato direto das aves com o solo, ou ainda pela utilização de fontes hídricas não tratadas. Ruff (1999) relata que infecções por endoparasitos são quase que inevitáveis em sistema extensivo, devido à sobrevivência prolongada dos ovos no meio ambiente. Estudos de Rabbi et al. (2006) mostram que a prevalência de diferentes espécies de helmintos gastrointestinais foi maior em aves de capoeira (100%) em sistema de criação extensivo, seguida por poedeiras (48,75%) em sistema semi-intensivo e frangos de corte (3,75%)no sistema intensivo.

Estudos de Cazanti et al. (2007) difere dos estudos que mostram maiores índices parasitário em sistema de criação extensiva, observando em suas pesquisas que as aves de criação extensiva apresentaram maior prevalência de indivíduos sem parasitismo (48,6% nas aves caipiras contra 26,3% nas aves comerciais), assim como as aves comerciais apresentaram maior número de espécies de parasitos. Isso pode ser justificado pela maior resistência adquirida e rusticidade das aves criadas em sistema extensivo.

No presente trabalho, dentre os oitos helmintos encontrados, foram identificados três nematódeos (*Heterakis galinarium*, *Ascaridia galli* e *Capillaria obsignata*) e quatro cestódeos (*Raillietina tetragona*, *Raillietina magninumida*, *Raillietina cestocillus*) e um ultimo não enquadrado em nenhuma espécie conhecida. A espécie *Heterakis gallinarum* é relatada pela

primeira vez em *Gallus gallus domesticus* no Brasil, sendo descrita morfológicamente por Baylis (1944) na Guiana Britânica e relatada por Skrjabin e Shikhobalova (1947) na Rússia.

As espécies com maior prevalência no presente estudo, *Raillietina tetrágona* (50,84%), *Heterakis gallinarum* (49,15%) e *Ascaridia galli* (33,89%), aparecem entre as três espécies de maior importância na maioria dos trabalhos corroborando com pesquisas de Vieira (2010) na qual analisou vísceras de galinhas caipira em sistema de extensão no estado do Paraná, (*Heterakis gallinarum* 71,4%, *Ascaridia galli* 45%, *R. cesticillus* 23,3%). Silva et al. (2016) investigando parasitos em galinhas de 17 municípios de São Paulo diagnosticaram *H. gallinarum* 76%, *Ascaridia galli* 71% e *Capillaria* sp. 59%. Reis, et al. (1980) em Salvador – BA encontraram *Ascaridia galli* 44,47%, *Heterakis gallinarum* 22,25%, e *Raillietina cesticillus* (5,55%). No Espírito Santo, Costa et al. (1975) encontrou *Raillietina tetragona* 70%, *Heterakis gallinarum* 63,3%, *Ascaridia galli* 60%. Em Maringá, Pavanelli (1981) *Heterakis gallinarum* 85,95%, *Raillietina tetragona* 61,98%, *Ascaridia galli* 43,80%.

Nos estudos de Coelho et al. (2013) sobre a frequência de parasitos gastrointestinais em galinhas caipiras (*Gallus gallus domesticus*) em Triunfo-Pernambuco, *Heterakis gallinarum* (35%) e *Capilaria* spp (5%), diferindo dos resultados do presente trabalho. Assim como Menezes (1999) no Rio de Janeiro apresentado prevalências de infecção: *Heterakis gallinarum* 100,0%; *Ascaridia numidae* 75,0%; *Capillaria* spp. 52,8%. Carneiro et al. (1979), em seus estudos com helmintos parasitos de galinhas de fundo de quintal em Goiânia – GO, observou *Heterakis gallinarum* 75%, *Raillietina tetragona* 36%, *Raillietina echinobothrida* 33%.

Os resultados deste trabalho assemelham-se com estudos realizados em galinhas de criação extensiva em outros países. Cobas (2000) na Nicarágua identificou *Raillietina tetragona*, *Heterakis gallinarum*, e *Ascaridia galli* (94%; 94% e 74%) como as espécies de maior prevalência. Rabbi et al. (2016) em seus estudos com parasitos recuperados de aves de quintal no Departamento de Parasitologia da Universidade Agrícola do Bangladesh obteve, *R. tetragona* (100%) como a maior prevalência seguida de *A. galli* (87,50%) e *H. gallinarum* (80%). Na Nigéria, Luka e Ndams, (2007) em suas análises encontraram as seguintes espécies *Ascaridia galli* (43.8%), *Heterakis gallinarum* (33.7 %) e *Raillietina tetragona* (23.9%). Permin et al. (1999) na Dinamarca e Eslami et al. (2009) no Tehran, Irã destacam a *Ascaridia galli* como o helminto mais prevalente apresentando respectivos resultados (63,8%; 56%).

Já em estudos de Magwisha et al. (2002) com prevalência de helmintos em galinhas livres na Tanzânia apresentaram *Heterakis gallinarum* (29%), *Choanotaenia infundibula* (6%) e *Davainea progloittina* (2%) maior prevalência de infecção, discordando com o presente estudo, assim como em pesquisas realizadas por Hassouni e Belghyti (2006) no Marrocos onde identificaram *Subulura brumpti* (15,3%), *Raillietina cesticillus* (12%), *Heterakis gallinarum* (10%). Ashenafi e Eshetu (2004) na Etiópia evidenciaram *Raillietina echinobothrida* (65,3%), *Hymenolopis cantainana* (53,7%), *Amoebotaenia* spp. (37,4%).



Dos nematódeos a intensidade de infecção foi maior na espécie *H. gallinarum* com 512 espécimes e nos cestódeos a *R. tetrágona* 531 espécimes. Acompanhando esses resultados encontramos intensidade média de 17,65 e amplitude média de 8,67 para *H. gallinarum* e 17,7; 9 para *R. tetrágona*. Pesquisas realizadas no sul e suldeste do país discordam com o presente estudo, Menezes et al. (2001) no Rio de Janeiro identificou alto índice de infecção por *Heterakis gallinarum*(194) e *R. magninumida* (43); Silva (2005) obteve *Ascaridia* (1.156) e *R. bragai* (272) e Vieira (2015) no Paraná encontrou *H. gallinarium* (187) e *Raillietina cesticillus* (61). Já norte do Iran, Ebrahimi, et al (2014) visualizou maior intensidade de infecção para *Ascaridia galli* (29) e *Raillietina tetrágona* (15), assemelhando-se com o atual estudo apenas o cestóide apresentando maior intensidade de infecção. Apesar de a *Raillietina tetrágona* apresentar maior prevalência e Intensidade de infecção entre os cestóides esse helminto em quantidade moderada não é considerado nocivo para o frango, (SOULSBY, 1982).

Durante esta análise observamos que as espécies encontradas foram comuns para os três municípios, Soure com 95,65%, Salvaterra 89,47% e Cachoeira do Arari 94,11%, porém a intensidade total de infecção variou expressivamente em Salvaterra (491) em relação à Soure (653) e C. do Arari (657). Vieira (2010) atribui variações de prevalências as características das espécies de helmintos que podem ser cosmopolitas ou endêmicas em determinadas regiões, da mesma forma que a adaptação dos helmintos aos hospedeiros sofre interferências locais o que afeta diretamente na intensidade de infecção entre regiões.

## 7. CONCLUSÃO



De acordo com os estudos morfológicos foram identificadas seis espécies de helmintos, sendo três nematódeos, *Ascaridia galli*, *Heterakis galinarium* e *Capillaria obsignata* e quatro cestódeos, *Raillietina tetragona*, *Raillietina cesticillus* e *Raillietina magninumida* e cestoda I.

Este trabalho demonstrou a importância de estudos taxonômicos morfológicos para a elucidação dos táxons encontrados visando o correto relato epidemiológico de infecções helmínticas que acometem *Gallus gallus domesticus*.

As análises dos dados revelarem uma alta frequência de indivíduos que albergavam helmintos. Soure representou o município com mais aves afetadas dentre as localidades estudadas. Na microregião do Arari a espécie de nematódeos mais prevalentes foi *Heterakis gallinarum* e dos cestódeos *Raillietina tetrágona*.

Os resultados relacionados às espécies de parasitas encontrados por municípios de estudo, verificou se *Heterakis gallinarum* mais prevalente no município de Soure e *Raillietina tetrágona* em Salvaterra e Cachoeira do Arari.

## 8. ANEXO I

	SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMZÔNIA INSTITUTO DA SAÚDE E PRODUÇÃO ANIMAL LABORATÓRIO DE HISTOLOGIA E EMBRIOLOGIA ANIMAL	
---	--	---

## REGISTRO DE COLETA DE AMOSTRAS E NECRÓPSIA

<b>Espécie/Hospedeiro :</b>		
<b>Nº. Tombo:</b>		<b>Nº. Campo:</b>
<b>Procedência (Origin):</b>		
<b>Data da coleta :</b> ____/____/20____		<b>Data necropsia:</b> ____/____/20____
<b>Responsável pela coleta :</b>		
<b>Responsável pela necropsia:</b>		
<b>Sexo:</b> ( ) ♂ ( ) ♀	<b>Peso (g):</b>	<b>Idade:</b> ( ) Juvenil ( ) Subadulto ( ) Adulto

Classe de Helmintos (Quantidade de Tipos e Indivíduos)	ÓRGÃOS/REGIÕES (Organ)												Outros				
	Olhos	Boca	Coração	Estômago	Fígado	Intestino delgado	Intestino grosso	Pâncreas	Pele	Pulmão direito	Pulmão esquerdo	Rins direito	Rins esquerdo				
NEMATODE																	
TREMATODE																	
CESTODE																	
<b>OBSERVAÇÕES:</b>																	

## 9. REFERÊNCIAS

- ACKERT, J.E. The large roundworm of chickens. **Vet Med**, v35, p106-108, 1940.
- ALBALADEJO, A.; ACOSTA, I.; y ALONSO, F. D. Hallazgo del Cestodo *Raillietzna* (R) *Tetragona* (Molin,1858) como parásito de la paloma doméstica (*Columba Livia*). **An.vet.** p51-56,1995.
- ALBINO, L. F. T.; JÚNIOR, J. G. de V.; SILVA, J. H. V. **Criação de frango e galinha caipira.** Avicultura alternativa; Viçosa – MG; Aprenda Fácil; 2001, 113p.
- ALBUQUERQUE, B. D. L. **Fauna helmíntica de *Gallus gallus domesticus* (Lin.) de criação em fundo de quintal em Porto Alegre – RS.** 1977. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária). Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Porto Alegre, Rio Grande do Sul. 1977.
- ALCAINO, H.; GORMA, T. Parasitos de los animales domésticos em Chile. **Parasitol. Día**, Santiago, v.23, 1999.
- AINI, I. Indigenous chicken production in South East Asia. **World's Poultry Science Journal**, v46,p51-57, Março, 1990.
- AMATO, J.F.R., WALTER, A. B., AMATO, S. B. **Protocolo para Laboratório.** Coleta e processamento de Parasitos do Pescado. 1ª ed. Imprensa Universitaria, UFRRJ, Rio de Janeiro, 1991,81 p.
- ASHENAFI. H. e ESHETU. Y. Study on Gastrointestinal Helminths of Local Chickens in Central Ethiopia. **Revue Méd. Vét**, Ethiopia v10, p504-507, 2004.
- BA, C.T., SENE, T., MARCHAND, B., Scanning Electron microscope Examination of Scale-like Spines On The Rostellum Of Five Davaineinae (cestódeos, cyclophyllidea). **Parasite**,v2 p63-67, 1995.
- BACK, A. **Manual de Doenças de Aves.** 1ª edição. Cascavel 2002. p. 190 a 191
- BARATHIDASAN, R; SINGH, S. D.; GOWTHAMAN, V.; LATCHUMIKANTHAN, A.; Dhama, K.; The first report of severe intestinal capillariosis caused by *BarusCapillaria obsignata* in farmed helmeted n farmed guinea fowls (*Numida meleagris*). **Veterinarski ARHIV** v84, p529-536, 2014.
- BARBOSA, T.M.F. **Dinâmica dos Sistemas de Produção Familiares da Ilha de Marajó: O C Caso do Município de Cachoeira do Arari. PARA.** 2005. Dissertação (Mestrado em Ciências Animal) - Universidade Federal Rural do PARÁ, 2005
- BARBOSA, F.J.V; NASCIMENTO, M.P.S.B.; DINIZ, F.M. NASCIMENTO, H.T.S.; NETO, R.B.A. **Sistema alternativo de criação de galinhas caipiras.** Teresina: EMBRAPA, 2007.
- BERCHIERI, A.J.; MACARI, M. **Doenças das Aves.** Campinas: FACTA, 2000. p.423-428.
- BRANDÃO, P. A., SOBRAL, E. S., BRITO, I. C. A., SILVA, S. G., SILVA, I. K. C. e COSTA, V. M. M. Prevalência de endoparasitoses em galinha caipira em assentamento rural no semi-árido paraibano, 2008. In: **Anais do V Congresso Nordestino de Produção Animal.** Aracaju, Sergipe,2008.
- BRASIL. **Plano de Desenvolvimento Territorial Sustentável do Arquipélago do Marajó.** Brasília: Ministério da Integração Nacional, 2007. 296 p
- BRASIL. Registro do Produto "Frango Caipira ou Frango Colonial" ou "Frango Tipo ou Estilo Caipira" ou "Tipo ou Estilo Colonial. **Ofício circular n°007/1999.**1999. 2p.
- BRASIL. **Portaria n.º210, de 10 de novembro de 1998.** Aprova o Regulamento Técnico da Inspeção Tecnológica e Higiénico-Sanitária de carne de aves. Diário Oficial da República Federativa do Brasil, DF, 26 nov.1998. Seção 1, p.226.

BRASIL. Grupo de Estudo e Pesquisa Trabalho e Desenvolvimento na Amazônia- GPTDA. **Relatório Analítico do Território do Marajó**. Belém. 79p, 2012.

BUSH, A. O.; LAFFERTY, K. D.; LOTZ, J. M., SHOSTAK, A. W, Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. **Revisited. Jour. of Parasitology**, v83. p575-583. 1997.

BUTBOONCHOO, P; WONGSAWAD, C.; ROJANAPAIBUL, A; CHAI, J. Morphology and Molecular Phylogeny of *Raillietina* spp. (Cestódeos: Cyclophyllídea: Davaineidae) from Domestic Chickens in Thailand. **Korean J Parasitol**, v 54.p 777-786, december 2016.

CARDOZO, S. P. e YAMAMURA, M. H. Parasitos em produção de frangos nos sistema de criação tipo colonial/caipira no Brasil. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 25, p. 63-74, 2004.

CARDOSO, E.C.; PEREIRA, W.L.A. Mineral deficiency of buffaloes from Marajó Island, North of Brazil: current situation and perspectives. In: Buffalo Symposium of Americas, 1, 2002, Belém, PA. Proceedings... Belém: **ABCB/APCB**, 2002. p. 47-55.

CARNEIRO, J. R.; CAMPOS, D. M. B.; LUSTOSA, E. S.; PEREIRA, E. Ocorrência de helmintos gastrintestinais em *Gallus gallus domesticus* no município de Goiânia. **Arquivos da Escola de Veterinária da UFMG**, Belo Horizonte, v. 31, p. 37-38, abr. 1979.

CARNEIRO, V. S. **Composição e estrutura da comunidade de helmintos parasitos de galinhas, *Gallus gallus domesticus* (L.), no município de Seropédica, estado do Rio de Janeiro**. Rio de Janeiro: Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 2001. 55p. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 2001.

CAZANTI, D.;Carraro, M ; JUSSARA, M.; LEONARDO, L. O. Perfil parasitológico de aves de produção. **V EPCC CESUMAR – Centro Universitário de Maringá Maringá, Paraná**. 2007.

COSTA, J. C.; GRISI, L.; GUIMARÃES, M. P.; BARROS, G. C. Helmintos parasitos de *Gallus gallus domesticus* (L.) no litoral sul do Espírito Santo – Brasil. **Arquivos da Escola de Veterinária da UFMG**, Belo Horizonte, v. 27, p. 45-46, 1975.

COSTA L. S, GARCIA L. A. F, BRENE P. R. A. A indústria de Frango de Corte no Mundo e no Brasil e a Participação da Indústria Avícola Paranaense Neste Complexo. **Ciências Sociais em Perspectiva** v.14. p. 319 – 341. 2015.

CLAPHAM, P.A.. On the life-history of *Heterakis* gallinae. **Journal of Helminthology**, v11. p67-86, 1933.

COBAS, E. P. **Helmintofauna de vermeses gastrointestinais em *Gallus galus* família doméstica. Y como pueden ser controlados com medicamentos botânicos Neem (*Azadirachta indica* A. Juss) y Madero Negro (*Gliricidasepium*)**. 2000. Tese (Doutorado) - Universidade Autônoma de Barcelona, Barcelona, 2000.

COELHO, E. R.; CAVALCANTE, I. T. R.; SOARES, D. B. L.; LIMA, M, M. Frequência de aparecimento de parasitos gastrintestinais em galinhas caipiras (*Gallus gallus domesticus*) criadas em Triunfo-Pernambuco. In: XIII Jornada de Ensino, Pesquisa e extensão. **Anais**. Recife, 09 a 13 de dezembro, 2013.

EBRAHIMI, M; ASADPOUR, M; KHODAVERDI, M; BORJI, H. Prevalence and distribution of gastrointestinal helminths in free range chickens in Mashhad, northeast of Iran. **Sci Parasitol** v15. p38-42, 2014.

ESLAMI, A.; GHAEMI, P.; RAHBARI, S. Parasitic inections of free-range chickens from Golestan Province, Iran. **Iranian Journal of Parasitology**, Tehran, v. 4, 2009.

FADLY, A. M.; GLISSON, J.R.; MCDUGALD. L.R.; NOLAN, L.K.; SWAYNE, D.E. **Diseases Of Poultry**. 12 ed. 2008. 1062p.

FAUSTINO, P. Marajó: Todo o exotismo da Amazônia Paraense. In: A síntese da Amazônia. **Anais**. Belém-PA, Governo do Pará, 2002. 12p.

FERNANDES, M. Z. L. C. M. **Estudo da atividade anti-helmíntica de extratos de plantas sobre nematódeos de aves *Ascaridia galli* (Schrank, 1788) Freeborn 1923 e *Heterakis gallinarum* (Schrank, 1788) Madsen, 1949**. 2008, 82f. Tese (Doutorado em Ciências Veterinárias) – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 2008.

FERRY, Q. B. Studies on Cestoda of Poultry Found In and Around Douglas County, Kansas. **The American Midland Naturalist**, Vol. 15, p. 586-597, 1934.

FIGUEIREDO, E. A P.; PAIVA, D. P.; ROSA, P. S.; AVILA, V. S.; ALAMINI, D. J. D. Diferentes denominações e classificação brasileira de produção alternativa de frangos. In: CONFERÊNCIA DE CIÊNCIA E TECNOLOGIA AVÍCOLA. **Anais**. Campinas. 2001.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION – FAO. Food and Population: FAO looks ahead. Disponível em: <<http://www.fao.org/news/2000>>. Acesso em: 01 maio 2016.

FORTES, E. **Parasitologia Veterinária**. 4ª ed .São Paulo. 2004. 607p.

FREITAS, M.G., COSTA, H.M.A. *Raillietina (Paroniella) magninumida* Jones, 1930.. **Arq. Esc. Vet. U.M.G.** v.14, p.171-175, 1962.

FUMIHITO A; MYIAKE, T.; TAKADA, M.; SHINGU, R.; ENDO, T.; GOJOROBI, T.; KONDO, N.; OHNO, S. Monophyletic origin and unique dispersal patterns of domestic fowls. **Proceedings of the National Academy of Sciences, Washington**, v. 93, 1996.

GOMES, F.F.; MACHADO, H. H. S.; LEMOS, L. DA S.; ALMEIDA, L. G. DE.; DAHER, R. F. Principais parasitos intestinais diagnosticados em galinhas domésticas criadas em regime extensivo na municipalidade de campos dos goytacazes, RJ. **Ciências animal brasileira**, Rio de janeiro, v 10, p.818-822, julho de 2009.

Grupo de Estudos e Pesquisa Trabalho e Desenvolvimento na Amazônia. 2012. Relatório Analítico do Território do Marajó. Belém (PA). 79p. Disponível em: <<http://sit.mda.gov.br/download/ra/ra129.pdf>>. Acesso em: 30 maio de 2016.

GUERRA, R. de M.S.N. C.; CHAVES, E. P.; PASSOS, T. M.G. e SANTOS, A. C.G. dos. Espécies, sítios de localização, dinâmica e estrutura de populações de malófagos em galinhas caipiras (*Gallusgallus*) criadas na ilha de São Luis, MA. **Neotropical Entomology**, v. 37, p.259-264, 2008.

HASSANAIN M. A., ABDEL RAHMAN E. H., KHALIL F.A.M. New scanningelectron microscopy look of *Ascaridia galli* (Schrank,1788) adult worm and its biological control. **Research Journalof Parasitology**, v4,p. 94–104, 2009.

HASSOUNI, T. e BELGHYTI, D. Distribution of gastrointestinal helminths in chicken farms in the Gharb region-Morocos. **Parasitology Research**, v99,p 181-183, 2006.

HERNÁNDEZ, M.; LARRAMENDY, R.; SZCZYPEL, B. Incidencia de parasitos em aves de producción alternativa y recomendaciones para su control. **Revista Cubanade Ciência Avícola, Havana**, v. 26, 2002.

ILIE, M.S.; DĂRĂBUȘ, G. H.; OPRESCU. I.; MORARIU, S.; MEDERLE, S.; ILIE. A; IMRE.K.; MĂNDITA,D; MEDERLE, O. The Electrono - Microscopic Characterization Of Some Helminths Found In Birds. **Lucrări Stiinlifice Medicină Veterinară**, Timișoara vol. 12, 2008.

INGLIS, W. G. A revision of the nematode genus *Odontoterakis* Skrjabin e Schikhobalova,1947 (Heterakoidea). **Systematic Parasitology**, v20, p69-79, 1990.

INGLIS, W. G. The comparative anatomy and systematic significance of the head in the nematode family heterakidae: **Department of Zoology, British Museum (Natural History)**, p133-134, 1956.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA: Abate de animais, produção de leite, couro e ovos. Disponível em: <<http://www.ibge.gov.br/ibge/estatistica/indicadores/agropecuaria/producaoagropecuaria/default.shtm>>. Acesso em: 1 setembro 2016.

IDESP (Instituto de Desenvolvimento Econômico e Social do Pará). Anuário estatístico do Estado do Pará, Belém, v.1, 1974

JAENISH, F. R. P. **Procedimentos de biosseguridade na criação de frangos no Sistema Agroecológico. Concórdia: EMBRAPA Suínos e Aves, 2000.**

JONES, M. M.; One Hundred Twenty-First to One Hundred Twenty-Sixth Meetings. **The Journal of Parasitology**, V 16,p. 158-170, Mar., 1930.

LALCHHANDAMA K. On the structure of *Ascaridia galli*, the roundworm of domestic fowl. **Science Vision**, v10, p20–30, 2010.

LISBOA, P. L. B. **A terrados Aruá: uma historia ecológica do arquipélago do Marajó.** Belém: Museu Paranse Emílio Goeldi, 2012. 48lp.

LUKA, S. A e NDAMS, I. S. Gastrointestinal parasites of domestic chicken *Gallus-gallus domesticus* Linnaeus 1758 in Samaru, Zaria Nigeria. **Science woeld journal**. v 2, 2007.

MADSEN, H. The species of Capillaria parasitic in the digestive tract of Danish gallinaceous and anatine game birds. Danish. **Rev. Game Biol**. v1, p1-112, 1945.

MAGWISHA, H. B.; KASSUKU, A. A.; KYVSGAARD, N. C.; PERMIN, A. A comparison of the prevalence and burdens of helminth infections in growers and adult free-range chickens. **Tropical Animal Health and Production**, Netherland, v. 34, 2002.

MEHLHORN, H.; PIEKARSKI, G. Fundamentos de parasitologia. **Parasitos Del hombre y de los animales domésticos.** España: Acribia, 391p, 1993.

MENEZES, R. C. **Helmintoses de galinhas d'angola (*Numida meleagris* Linnaeus, 1758) criadas extensivamente no Estado do Rio de Janeiro, Brasil.** 1999. 106 f. Dissertação (Mestrado em Patologia Veterinária) – Universidade Federal Fluminense, 1999.

MENEZES, R. C; JÚNIOR, D.G. de M; TORTELLY, R. Frequência e patologia das infecções causadas por nematódeos e cestóides em galinhas-d'angola (*Numida meleagris* Linnaeus, 1758) criadas extensivamente no estado do Rio de Janeiro, Brasil. **R. bras. Ci. Vet.**, v. 8, p. 35-39, jan./abr. 2001.

MONIS, P. T. The Importance of systematics in parasitological research. **International Journal for Parasitology**, v29, p381-388, 1999.

MORAVEC, F. Proposal of a new systematic arrangement of nematodes of the family Capillariidae. **Folia paraditol.** v29, p119 -132, 1982.

Movimento Marajó Forte, 2010. Disponível: <<http://movimentomarajoforte.blogspot.com.br/p/mesorregiao-do-marajo.html>>. Acesso em 12 de setembro de 2016.

MOZGOVOI A. A. Principles of nematodology. Ascaridataof animals and man and the diseases caused by them. **Izdatel'stvo Akademii Nauk SSSR**, Moscow, Vol. 2, p. 616, 1953.

NETO, J. F. T; SOUZA FILHO, A. P. da S.; MARQUES, J.R.F.; CAMARÃO, A.P.; TEIXEIRA, R.N.G. Introdução e avaliação de forrageiras na Ilha de Marajó-Pará. Belém: **Boletim de pesquisa** n.º 122. Embrapa-CPATU, 10p, 1991.

NETO, A. B.; MENDES, A. A.; TAKAHASHI, S. E.; SANFELICE, C.; KOMIYAMA, C. M.; GARCIA, R. G. Efeito da utilização de simbiótico e do sistema de criação sobre o desempenho e morfometria do epitélio gastrointestinal de frangos de corte tipo colonial. **Acta Sci. Anim. Sci.** v. 29, p. 379-385, 2007.

NETO, J. F. T.; LOURENÇO JUNIOR, J. B.; CARVALHO, L. O. D. M. Sistemas de produção de carne bovina e bubalina na região Norte. In: Simpósio de Produção de Gado de Corte, Viçosa, MG. **Anais...** Viçosa: UFV, 2002. p. 65- 73.

NNADI, P. A E GEORGE, S. O. A Cross-Sectional Survey on Parasites of Chickens in Selected Villages in the Subhumid Zones of South-Eastern Nigeria. **Journal of Parasitology Research**, 2010.

KAJEROVÁ V.; BARUS V.; LITERAK I. Nematodes from the genus *Ascaridia* parasitizing psittaciform birds: a review and determination key. **Veterinarni Medicina**, v49, p217–223, 2004.

KAJEROVA, V.; BARU, V. Psittacine birds (Aves: Psittaciformes) as new hosts of *BarusCapillaria obsignata* (Nematódeo: Capillariidae). **ACTA VET. BRNO**, v74, p571–574, 2005.

KUNG, C.C. Notes on some avian species of *Ascaridia*. **J Helminthol**, v23, p95-106, 1949.

PALANIVELU, M.; KUMAR, M. A.; SINGH, S. D.; LATCHUMIKANTHAN A.; BADAMI. S.; KOLLURI. G.; SINGH. R.; DHAMA. K.; SINGH. R, K. Barus *Capillaria obsignata*: a serious cause of enteropathy and high mortality in turkeys (meleagris gallopavo). **Jornal Veterinary Quarterly**, Vol 36, 2016.

PAVANELLI, G. C. **Helmintofauna de Gallus gallus domesticus (Lin.,1758) (Galliformes, Phasianidae) criados em fundo de quintal no município de Maringá – Paraná.** 1981. Dissertação (Mestrado em Zoologia) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 1981

PERMIN, A.; HANSEN, J. W. Poultry and parasites. In: Epidemiology, diagnosis and controle of poultry parasites. Rome: **FAO Animal Health Manual**, 1998. p. 29-30.

PERMIN, A.; BISGAARD, M.; FRANDSEN, F.; PEARMAN, M.; KOLD, J.; NANSEN, P. Prevalence of gastrointestinal helminths in different poultry production systems. **British Poultry Science**, London, v. 40, p. 439–443, set. 1999.

PERRINS, C. M. **Firefly encyclopedia of birds.** Buffalo: Firefly Books, 2003. 640 p.

PHYLLIS A. e CLAPHAM, B.S.C. On the Life-History of *Heterakis gallince*. **Journal of Helminthology**, Vol. 11, March, 1933.

PILAR, F. R. **Estudio Faunístico y Sistemático de Helminthos de Aves de Canarias.** 2002, Tese (Doutorado no Departamento de Parasitología, Ecología y Genética) Universidad De LA Laguna 2002.

RABBI, A. K. M. A.; ISLAM, A.; MAJUMDER, S.; ANISUZZAMAN, A.; RAHMAN, M. H. Gastrointestinal helminthes infection in different types of poultry. **Bangladesh Journal of Veterinary Medicine**, Bangladesh, v. 4, 2006.

RAMADAN H.H. e ZNADA N.Y.A. Morphology and life history of *Ascaridia galli* in the domestic fowl that are raised in Jeddah. **Journal of King Abdulaziz University, Science Journal**, v4, p87–99, 1992.

REIS, C. H. L.; OLIVEIRA, P. E.; BAVIA, E. M. Investigação Parasitológica em *Gallus gallus domesticus* (L., 1758) Naturalmente Infectados na Região de Salvador – Bahia. **Arquivo EMV-UFBA**, Salvador, v. 5, p. 75-83, 1980.

RUFF, M. D. Important parasites in poultry production systems. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 84, p. 337-347, ago. 1999.



- SAGRILO, E.; GIRÃO, E. S.; BARBOSA, F. J. V.; RAMOS, G. M.; AZEVEDO, J. N.; MEDEIROS, L. P.; NETO, R. B. A.; Leal, T. M. 2003. **Validação do Sistema Alternativo de Criação de Galinha Caipira** –Embrapa Meio Norte – Sistema de produção 1. p.1.
- SANTOS, C. P.; GIBSON, D. I.; TAVARES, L. E. R.; LUQUE, J. L. Checklist of Acanthocephala associated with the fishes of Brazil. **Zootaxa**. 1938: p1–22. 2008.
- SANTORO, M.; TRIPEPI, M.; KINSELLA, J. M.; PANEBIANCO, A. e MATTIUCCI, S. infestation in birds of prey (Accipitriformes and Falconiformes). **Southern Italy. Veterinary Helminth Journal**, v186, p119–122, 2010.
- SANTOS, L.S. Atendimento do Grupamento Aéreo do CBMPA 2011. Disponível em: < [http://geopara.blogspot.com.br/2012\\_01\\_01\\_archive.html](http://geopara.blogspot.com.br/2012_01_01_archive.html).> Acesso em 12 mar de 2017.
- SHAHIN, A.M.; LEBDAH, M.A.; ABU-ELKHEIR, S. A. AND ELMELIGY, M.M. Prevalence of Chicken Cestodiasis in Egypt. Prevalence of Chicken Cestodiasis in Egypt. **New York Science Journal**, v4, p21-29, 2011.
- SILVA. G.S DA; ROMERA. D. M. I; FONSECA. L. E. C. I; MEIRELES, MVIV; Helminthic Parasites of Chickens (*Gallus Domesticus*) in Different Regions of São Paulo State, Brazil, silva (2016). **Brazilian Journal of Poultry Science Revista Brasileira de Ciência Avícola**, v.18, p163-168, Jan - Mar 2016.
- SILVA, M. E. M.; JUNIO, D. G. M.; TORTELLY.; MENEZES, R. C.; Lesões causadas por alguns helmintos em galinhas-d'angola (*Numida meleagris*, L.) procedentes do estado do Rio de Janeiro. **R. bras. Ci. Vet.**, v. 12, p. 118-123, jan./dez. 2005.
- SOBRAL, F. E. S.; BRANDÃO, P. A.; ATHAYDE, A. C. R. Utilização de fitoterápicos no tratamento de parasitoses em galinhas caipira criadas em sistema semi extensivo. **Agropecuária Científica no Semi-árido**, v6, p1-6, 2010.
- SOULSBY, E.J.L. **Helminths, Anthopods and Protozoa of Domesticated Animals**. Bailliere Tindall and Casell, 1982, p446-645.
- SOUZA, N.A.; OLIVEIRA, J.F.; HOLANDA, J.S.; CHAGAS, M.C.M.; FILHO, J.A. **Ave caipira**. Rio Grande do Norte: Empresa de Pesquisa Agropecuária do RN, 2009. 31p
- TAMARU, M; YAMAKI, S; JIMENEZ, L.A; SATO, H. Morphological and molecular genetic characterization of three *Capillaria* spp. (*Capillaria anatis*, *Capillaria pudendotecta*, and *Capillaria madseni*) and *BarusCapillaria obsignata* (Nematoda: Trichuridae: Capillariinae) in avians. **Res Parasitol**. v114, 2015.
- TANVEER, S.; AHAD, S.; CHISHTI, M. Z. Morphological characterization of nematodes of the genera *Capillaria*, *Acuaria*, *Amidostomum*, *Streptocara*, *Heterakis*, and *Ascaridia* isolated from intestine and gizzard of domestic birds from different regions of the temperate Kashmir valley. **J Parasit Dis**. India. 2013.
- VIEIRA, F.E. G. **Helmintofauna Em Frangos (*Gallus gallus domesticus* Linnaeus, 1758) Criados Em Sistema Colonial/Caipira Na Região Norte Do Estado Do Paraná**. 2010. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal) - Universidade Estadual de Londrina-2010.
- VIERO, M. H. Incidência helmíntica em *Gallus gallus domesticus* (L.) criados em fundo de quintal na microrregião dos Campos de Lages, Santa Catarina. **Acta Biológica Paranaense**, Curitiba, v. 13, p. 123-135, 1984.
- VITA G. F; FERREIRA, I; PEREIRA, M. A.V. C; AZEVEDO J.R.; SANAVRIA. A; BARBOSA C, G; Gallo, S. S.M e VASCONCELLOS, H. V.G: Eficácia de *Chenopodium ambrosioides* (erva-de-santa-maria) no controle de endoparasita de *Gallus gallus domesticus* (galinha caipira). **Pesq.Vet.Bras**, v34, p 39-45, janeiro de 2014.
- YADAV, A. K, (1990). **Studies on Some Aspects of Nematode Infections in Animals of Food Value With an Evaluation of Plausible Factors Affecting Zoonotic Infections in**

**Meghalaya.** 1990. Tese (Doctor of Philosophy in Zoology). The north-eastern hill university 1990.

YADAV, A. K, e TANDON V. Helminth parasitism of domestic fowl (*Gallus domesticus* L.) in a subtropical high-rainfall area of India. **Beitr Trop Landwirtsch Vet Med** v29, p97–104, 1991.

YAMAGUTI, Y. Studies on the helminth fauna of Japan. Part 12. Avian nematodes. **I. Japanese Journal of Zoology**, v6, p404–431, 1935.

YAMAGUTI, Y. Studies on the helminth fauna of Japan. Part 36. Avian nematodes. **II. Japanese Journal of Zoology**, v 9, p441–480, 1941.

YORIYO, K. P. Helminthes parasites of local chickens in Bauchi State, Nigeria. **Science Word Journal**, Kaduna, v. 3, 2008.

ZHAO, W.T.; GUO Y. N.; ZHANG. L, P;; LI. L. Ultrastructure of *Ascaridia galli* (Schrank, 1788) (Nematódeos: Ascaridida) from the endangered green peafowl *Pavo muticus* Linnaeus (Galliformes: Phasianidae).PAS .**Acta Parasitologica**,v 61, p66–73, 2016.