



**MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA
PROGRAMA DE PÓS GRADUAÇÃO EM SAÚDE E PRODUÇÃO ANIMAL NA
AMAZÔNIA**

ROGÉRIO ANTONIO RIBEIRO RODRIGUES

FILARÍDEO EM BOVIDEOS: Morfologia e Biologia na Ilha do Marajó

**BELÉM
2020**

ROGÉRIO ANTONIO RIBEIRO RODRIGUES

FILARÍDEO EM BOVIDEOS: Morfologia e Biologia na Ilha do Marajó

Dissertação 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 do título de Mestre.

Orientadora: Profa. Dra. Elane Guerreiro Giese
Coordenador: Prof. Dr. Washington Luiz Assunção Pereira

BELÉM
2020

ROGÉRIO ANTONIO RIBEIRO RODRIGUES

FILARÍDEO EM BOVIDEOS: Morfologia, Biologia e Ecologia na Ilha do Marajó

Dissertação 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 parcial do título de Mestre.

Aprovado em:

BANCA EXAMINADORA

Prof.^a Dr.^a Elane Guerreiro Giese (Orientadora)
Universidade Federal Rural da Amazônia – UFRA

Prof. Dr. Ednaldo da Silva Filho (1º Examinador)
Universidade Federal Rural da Amazônia - UFRA

Prof. Dr. José Ledamir Sindeaux Neto (2º Examinador)
Universidade Federal Rural da Amazônia - UFRA

Prof. Dr. Raimundo Nonato Moraes Benigno (3º Examinador)
Universidade Federal Rural da Amazônia – UFRA

Prof. Dr. Raul Henrique da Silva Pinheiro (Suplente)
Universidade Federal do Oeste do Pará - UFOPA

BELÉM
2020

Dedico este trabalho à minha família pelo amor incondicional e a minha orientadora, pela confiança dedicada a mim durante esta jornada de aprendizado. Eu amo vocês.

AGRADECIMENTOS

Aos meus pais, Antonia e Roberto, e irmã Rosane, que sempre me inspiraram e incentivaram, e não mediram esforços para me ajudar em qualquer situação. Obrigado por todo amor e carinho que recebo de vocês a todo momento.

À minha querida orientadora Professora Elane Guerreiro Giese, pelo carinho e ensinamentos durante o todo o curso e pela supervisão deste trabalho.

Aos meus Amigos e colegas de Laboratório, sempre presentes em todos os momentos.

À Universidade Federal Rural da Amazônia, pelas oportunidades e ensino fornecidos.

Conhece-te a ti mesmo.

(Sócrates)

Torna-te quem tu és.

(Nietzsche)

RESUMO

É comum o relato sobre a ocorrência de helmintos em animais de produção, dada a sua importância sanitária e econômica em Medicina Veterinária. Os gêneros mais frequentes encontrados incluem *Haemonchus*, *Ostertagia*, *Cooperia*, *Trichostrongylus*, *Oesophagostomum*, *Paraphistomum*, e outros poucos mencionados como *Onchocerca* e *Setaria*, sendo a caracterização morfológica e parasitose induzida por estes últimos em bubalinos e em bovinos oriundos do arquipélago de Marajó o foco do presente estudo. Para tanto foi feita a inspeção da carcaça e coleta de sangue de 280 animais nos abatedouros da Cooperativa da Indústria Pecuária do Pará (SOCIPE) e no Abatedouro Municipal de Soure. Foram confeccionadas lâminas com o sangue dos hospedeiros, as quais foram submetidas à coloração com Panótico Rápido® e em seguida analisadas em microscópio de luz. Os helmintos adultos foram coletados e fixados com solução A.F.A (ácido acético glacial a 2%, formaldeído a 3% 95% e etanol a 70% GL) durante 24 horas de acordo com técnicas rotineiras de processamento e análise microscópica. Os parasitos adultos foram encontrados sobre as vísceras brancas e nas camadas serosas dos intestinos delgados dos hospedeiros. A taxa de prevalência e intensidade parasitária média de *Setaria* nos hospedeiros foram respectivamente 25% e 1,1 para búfalos e 24% e 1,37 para bovinos. A microscopia eletrônica de varredura evidenciou caracteres não observados na microscopia de luz, como papilas ciliadas próximo a capsula bucal e anfídios na região anterior, e a quantidade e disposição das papilas cloacais nos machos. Por microscopia de luz foi constatada a ausência de microfílarias no exame do sangue dos hospedeiros bovídeos. Quanto à classificação taxonômica dos helmintos filarídeos encontradas no presente estudo, os mesmos evidenciaram características da Classe Secernentea, Ordem Spirurida, Família Onchocercidae e Gênero *Setaria*, espécie *Setaria labiatopapillosa*. Este é o primeiro relato de *Setaria labiatopapillosa* parasitando bovídeos no Marajó. No entanto, há a necessidade de aprofundar os estudos no sentido de elucidar quais os possíveis vetores envolvidos no ciclo desses parasitos, adaptar as técnicas para identificar as fases imaturas no sangue dos hospedeiros, seja com técnicas de luz ou com biologia molecular.

Palavras-chave: Onchocercidae, Búfalos, Bovinos, Pará.

ABSTRACT

It is common the report on the occurrence of helminths in animals of production, given its sanitary and economic importance in Veterinary Medicine. The most common genera found are *Haemonchus*, *Ostertagia*, *Cooperia*, *Trichostrongylus*, *Oesophagostomum*, *Paraphistomum*, and a few others mentioned as *Onchocerca* and *Setaria*, the latter parasitoids in buffaloes and cattle from the Marajó archipelago are the focus of the present study. For this purpose, the carcass inspection and blood collection of 280 animals were inspected at the abattoirs of the Cooperative of the Livestock Industry of Pará (SOCIPE) and in the Municipal Abattoir of Soure. Slides were prepared with the blood of the hosts, which were stained with Panótico Rápido® and then analyzed under a light microscope. Adult helminths were collected and fixed with A.F.A solution (2% glacial acetic acid, 95% 3% formaldehyde and 70% GL ethanol) for 24 hours according to standard microscopic analysis and processing techniques. Adult parasites were found on the white viscera and on the serous layers of the host small intestines. The prevalence rate and mean parasitic intensity of *Setaria* in the hosts were respectively 25% and 1.1 for buffalo and 24% and 1.37 for cattle. Scanning electron microscopy evidenced characters not observed in light microscopy, such as hairy papillae near the oral capsule and amphidia in the anterior region, and the amount and arrangement of cloacal papillae in males. Light microscopy revealed the absence of microfilariae in the examination of the blood of bovine hosts. Regarding the taxonomic classification of the filarid helminths found in the present study, they showed characteristics of the Secernentea Class, Spirurida Order, Onchocercidae Family and Genus *Setaria*, *Setaria labiatopapillosa* species. This is the first report of *Setaria labiatopapillosa* parasitizing bovines in Marajó. However, further studies are needed to clarify the possible vectors involved in the cycle of these parasites, to adapt the techniques to identify the immature phases in the blood of the hosts, either with light techniques or molecular biology.

Keywords: Onchocercidae, Buffaloes, Cattle, Pará.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1 – Mapa do Arquipélago do Marajó dividido em mesorregiões e municípios.

Figura 2 – *Bubalus bubalis* em seu habita natural.

Figura 3 – Gado bovino em pasto.

Figura 4 – Bezerro apresentando sintomas clássicos de verminose, apático, magro, abdômen aumentado e pelo eriçado.

Figura 5 – Desenho esquemático da porção anterior dos helmintos do gênero *Setaria*.

Figura 6 – Desenho esquemático da porção posterior dos machos do gênero *Setaria*.

Figura 7 – Desenho esquemático das porções anteriores e posteriores de fêmeas do gênero *Setaria*.

Figura 8 – Ciclo do filarídeos em bovídeos.

Figura 9 – Helmintos filarídeos encontrados parasitando bubalinos e bovinos. A - Fêmea encontrada sobre o abomaso (seta branca). B - Segmento inicial do intestino delgado no qual foi encontrado o macho presente na camada serosa do órgão (seta).

Figura 10 – *Setaria* macho, parasito de bubalino. A, presença de uma capsula bucal pequena (asterisco), elevações cefálicas (círculos), esôfago muscular (e), anel nervoso (an) e deirídios (cabeça de seta). B, cauda onde se observa a presença das papilas sexuais (cabeça de seta) e da cloaca (asterisco) e dos apêndices laterais (seta). Escala 100 µm.

Figura 11 – *Setaria* macho, parasito de bovino. A, presença de uma capsula bucal pequena (asterisco), elevações cefálicas (setas), anel nervoso (an), deirídios (cabeça de seta), esôfago muscular (em) e esôfago grandular (eg). Escala 200 µm. B, cauda onde se observa a presença das papilas sexuais (cabeça de seta) e da cloaca (asterisco) e dos apêndices laterais (seta). Escala 100 µm.

Figura 12 – *Setaria* fêmea, parasito de bubalino. Porção cefálica A e B, presença de projeções cefálicas (cabeça de seta), capsula bucal (asterisco), esôfago (e) e anel nervoso (an). B, presença da vulva (seta) e vagina (V). Escala 100 µm. Região caudal C e D. Presença de ovos dentro do útero (asterisco). B - Cauda da fêmea onde se observa os apêndices laterais (setas) e a cauda serreada (cabeça de seta). Escala 100 µm.

Figura 13 - *Setaria* fêmea, parasito de bovino. Porção anterior A e B. A, presença de projeções cefálicas (seta), capsula bucal (asterisco), esôfago (e) e anel nervoso (an). B, presença da vulva (seta) e vagina. Escala 50 µm. Região caudal C e D. Presença de ovos dentro do útero. D – Observa-se os apêndices laterais (cabeça de setas) e a cauda serreada (cabeça de seta). Escala 100 µm

Figura 14 - Microscopia Eletronica de Varredura do parasito macho do gênero *Setaria*, parasito de bubalino. A e B porção cefalica. A, presença da capsula bucal (Cb) entre as elevações cefalicas (asterisco), dois pares de papilas cefalicas: sem cilios (setas brancas) e ciliadas (cabeça de seta negra) e uma centralizada (cabeça de seta), contendo logo abaixo o anfídeo Barra de escala: 20 µm. B, papila ciliada (cabeça de seta) e papila sem cilio. Barra de escala: 5 µm .C e D, porção caudal. C, presença de 3 pares de papilas pré-cloacais (cabeça de seta branca), uma papila mediana (M) cloaca (asterisco branco), um par de papilas *ad* cloacal e 4 pares de papilas pós clacais e apendice lateral (asterisco negro). Barra de escala: 50 µm. D, papilas pré-cloacais (cabeça de setas branca), papila mediana (M), papilas *ad* cloacais (setas brancas) e papilas pós cloacais. Barra de escala 50 µm.

Figura 15 - Microscopia Eletronica de Varredura do parasito macho do gênero *Setaria*, parasito de bovino. A e B porção cefalica. A, presença da capsula bucal (Cb) entre as elevações cefalicas (Ec), dois pares de papilas cefalicas: sem cilios (setas brancas) e ciliadas (cabeça de seta) e uma centralizada (asterisco), contendo logo abaixo o anfídeo Barra de escala: 20 µm. B, papila ciliada (cabeça de seta) e papila sem cilio (seta branca), papila centralizada (asterisco) e anfídeo (An). Barra de escala: 10 µm .C e D, porção caudal. C, presença de 3 pares de papilas pré-cloacais (seta preta), uma papila mediana (M) cloaca (asterisco branco), um par de papilas *ad* cloacal (cabeça de seta preta) e 4 pares de papilas pós clacais (setas branca) e apendice lateral (circulo). Barra de escala: 50 µm. D, região ventral evidenciando as bandas na cauda do macho. Barra de escala 10 µm.

Figura 16 – Microscopia Eletrônica de Varredura do helminto fêmea. A e B, porção cefálica da fêmea. A, presença das elevações cefálicas (asteriscos), capsula bucal (Cb), papilas cefálicas (cabeça de seta) e deirídeos (seta branca). Barra de escala 200 μm . B, elevações cefálicas (Ec), capsula bucal (Cb), dois pares de papilas cefálicas: sem cílios (setas brancas) e ciliadas (cabeça de seta branca) e uma centralizada (asterisco) e anfidio imediatamente abaixo deste. Barra de escala: 20 μm . C e D, porção caudal. C, apêndice lateral (seta branca) e cauda serreada (cabeça de seta). Barra de escala: 50 μm . D, Cauda serreada.

Figura 17 – Microscopia Eletrônica de Varredura da fêmea do gênero *Setaria*, parasito de bovino. A e B, porção cefálica da fêmea. A, presença das elevações cefálicas (Ec), capsula bucal (Cb), papilas cefálicas ciliadas (cabeça de seta), papilas sem cílios (setas brancas), uma papila centralizada, contendo o anfidio logo abaixo. Barra de escala 200 μm . B, dois pares de papilas cefálicas: sem cílios (setas preta) e ciliadas (cabeça de seta branca), uma centralizada (asterisco) e anfidio imediatamente abaixo deste (seta branca). Barra de escala: 20 μm . C, deirídio. Barra de escala 5 μm . C,). D, apêndice lateral (seta branca) e porção final da cauda serreada. Barra de escala 10 μm .

SUMÁRIO

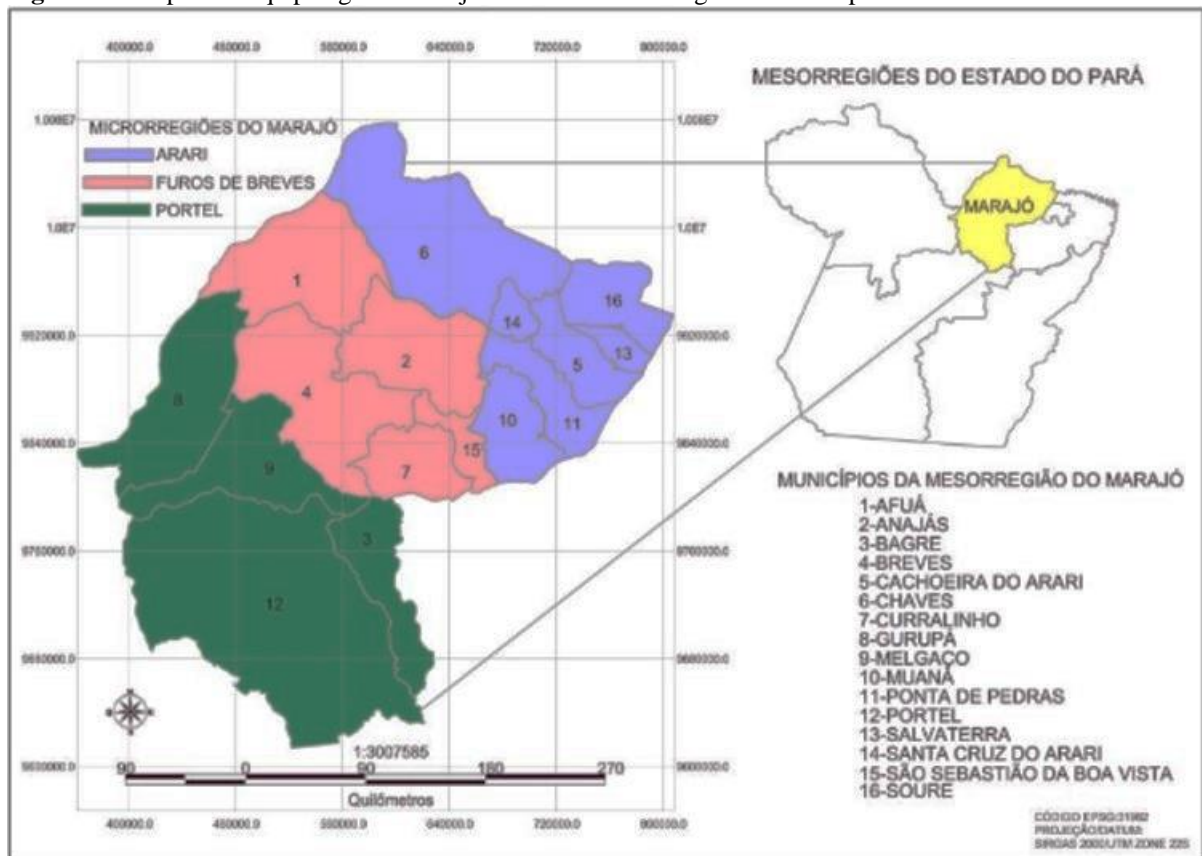
1 INTRODUÇÃO	10
1. 1 O ARQUIPÉLAGO DE MARAJÓ	10
2 OBJETIVOS	13
2. 1 OBJETIVO GERAL.....	13
2. 2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	13
3 REVISÃO DE LITERATURA	14
3. 1 BUBALINOCULTURA E BOVINOCULTURA NA REGIÃO AMAZÔNICA.....	14
3.2 NEMATOFAUNA DE FILARÍDEOS PARASITOS DE BUBALINOS E BOVINOS NO MARAJÓ	16
3. 3 HELMINTOS DO FILO NEMATODA EM BUBALINOS E BOVINOS	17
3. 4 NEMATOIDES DA FAMÍLIA ONCHOCERCIDAE	18
3. 5 FILARÍDEOS EM BOVÍDEOS.....	23
4 MATERIAL E METODOS	25
4.1 DETERMINAÇÃO DAS AMOSTRAS DO FILARÍDEO	25
4.1.1 Colheita de sangue e processamento das amostras oriundas de hospedeiros bovinos e bubalinos	25
4. 2 ASPECTOS ÉTICOS	26
4.1.2 Colheita e processamento de nematoides adultos	26
5 RESULTADOS	27
5.1 Descrição morfométrica	27
5. 1. 1 Exemplares colhidos em <i>Bubalus bubalis</i>	28
5. 1. 2 Exemplares colhidos em <i>Bos indicus</i>	28
5. 2 Descrição morfológica	29
6 DISCUSSÃO	38
7 CONCLUSÃO	41
8 REFERÊNCIAS	42

1 INTRODUÇÃO

1.1 O ARQUIPÉLAGO DE MARAJÓ

O arquipélago de Marajó (Fig. 1) é o maior do mundo em área flúvio-marítima (LISBOA et al., 1999; VALENTE, 2007). Tem uma área com aproximadamente 49.606 km² de extensão, constituído por 16 municípios e dividida em 3 microrregiões: Arari, Portel e Breves (GENTIL, 2007). Com dimensões continentais, está localizado no Golfo do Marajó especificamente a porção da costa amazônica, que engloba a foz do rio Amazonas, com numerosas ilhas e canais que dão origem a região conhecida como Furo de Breves e Baía do Marajó (LISBOA et al., 1999; VALENTE, 2007).

Figura 1 – Mapa do Arquipélago de Marajó dividido em microrregiões e municípios.



Fonte: Crispim et al., (2016).

Devido a sua localização, recebe influências de grandes de água doce e também de água salgada vindas do oceano Atlântico. Tem clima tropical e úmido, com uma estação seca,

a qual compreende os meses de julho a dezembro, e uma estação chuvosa que vai de janeiro a junho. Os campos naturais do arquipélago podem ser sazonalmente inundáveis ou mesmo de terra firme (LISBOA et al., 1999; VALENTE, 2007).

A pecuária marajoara é extensiva. Na maioria das propriedades, os animais são criados soltos em grandes áreas de pastos naturais, sem cercas dificultando a rotação e manejo de pastagens, com baixa frequência de práticas de controle sanitário e de mineralização do rebanho. Este sistema aumenta o número de abortos, reduz os índices de natalidade, de ganho de peso e de produtividade do rebanho, apresentando um desempenho econômico inferior quando comparado com outras regiões do estado, que empregam técnicas mais intensivas em tecnologia e manejo (SANTANA; AMIN, 2002).

Apesar da dificuldade produtiva, a carne do búfalo é apreciada tanto como a bovina devido as suas características que lhe conferem grande valor comercial: baixos teores de colesterol (40% a menos que na carne bovina) e gordura (12 vezes menos) o que tornam a carne de bubalina um produto mais saudável (FIGUEIREDO, 2006).

Há um destaque para a produção de leite, a qual se destaca entre as demais aptidões desses animais, representando uma importante fonte de renda para micros e pequenos produtores que têm na comercialização do leite uma fonte diária de receita (MATTOS et al., 2010).

Além das belezas naturalmente típicas do arquipélago, atrativas à turistas de várias regiões do Brasil e exterior, o arquipélago de Marajó alberga peculiares sistemas de produção pecuários, com destaque para a criação de bovinos (*Bos indicus*) e búfalos (*Bubalus bubalis*), sendo a parasitose induzida pelos filarídeos da família Ochoncercidae nestes últimos o foco do presente estudo.

Nematoides do gênero *Setaria* acometem bovídeos em todo planeta. As espécies mais comuns parasitos de bovídeos são: *Setaria digitata*, *Setaria labiatopapillosa* e *Setaria yehi* (WILLARD & WALKER, 1969). Não causam danos a estes hospedeiros, porém, quando em hospedeiros erráticos, suas microfilárias podem levar a uma lesão mecânica ou mesmo a reações inflamatórias, podendo produzir uma nematodíase cerebrospinal, condição letal para os hospedeiros (INNES et al., 1952). Sendo assim, torna-se de grande importância a averiguação da ocorrência de helmintos dessa família, que pode apresentar riscos para outras espécies de hospedeiros em geral inclusive humanos.

Diante da escassez de dados acerca da ocorrência, biologia, ecologia e morfologia de nematoides da subfamília Setariinae em bovídeos na região norte do Brasil, o presente estudo se propõem a realizar esta investigação utilizando para isto, estudos morfológicos amparados na utilização da biologia molecular como ferramenta para se chegar a espécie dos parasitos filarídeos de búfalos e bovinos que habitam a Ilha do Marajó.

2 OBJETIVOS

2. 1 OBJETIVO GERAL

O presente trabalho de pesquisa teve como objetivo geral a investigação de nematódeo filarídeos em bubalinos e bovinos no Pará.

2. 2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Verificar a ocorrência de filarídeos em bovídeos oriundos da Ilha do Marajó;
- Identificar a espécie de filarídeo que ocorre em bovídeos na Ilha do Marajó;
- Determinar os índices eco epidemiológicos de filarídeos em bovídeos oriundos da Ilha do Marajó.

3 REVISÃO DE LITERATURA

3. 1 BUBALINOCULTURA E BOVINOCULTURA NA REGIÃO AMAZÔNICA

Introduzidos no Brasil no século XIX, oriundos da Europa (Itália), Ásia e Caribe, os búfalos da espécie *Bubalus bubalis* (Fig. 2) foram adquiridos, por sua rusticidade e características exóticas do que por seu potencial zootécnico até então desconhecido. A partir da década de 1980, houve acentuada disseminação da espécie pelas mais variadas regiões do país com o objetivo de ocupar o que se denominou de ‘vazio pecuários’. Foram introduzidos mesmo em regiões onde se tinha o predomínio de da pecuária bovina (BERNARDES, 2007).

Figura 2 – Exemplar de *Bubalus bubalis* em seu habita natural.



Fonte: O autor

A Associação Brasileira de Criadores de Búfalos (ABCB) estima que o rebanho brasileiro de búfalos tenha um número aproximado de 3,5 milhões de animais, tendo o crescimento anual de 3% a 3,5%. Podem-se encontrar criações de bubalinos em pequenas, médias e grandes propriedades, sendo a região Norte responsável por concentrar cerca de 60% do rebanho brasileiro (BERNARDES, 2007).

Segundo Bolliger (2011), o efetivo bovídeo na região Amazônica, em especial no Estado do Pará apresentou relevante crescimento no efetivo de animais de grande porte, com destaque para o rebanho bubalino, o qual teve um aumento de 7,8%, constituindo assim, o total de 485 mil, um crescimento superior ao apresentado pelo efetivo bovino, com apenas 2,7% em relação ao ano de 2010. Este fato pode ser justificado devido ao elevado potencial

produtivo para carne e leite com as raças Jafarabadi e Murrah, respectivamente (BERNARDES, 2007).

No que diz respeito a bovinocultura, a criação de gado bovino no Brasil é um dos principais destaques do agronegócio no cenário mundial. A região Centro-Oeste possui o maior rebanho (72.705.736), seguidos por Norte (47.154.969), Sudeste (38.812.076), Nordeste (29.092.184) e Sul (27.434.523). Dentro da região Norte, o Pará se destaca como sendo o maior produtor, sendo o 5º no ranking nacional (Fig. 3) (FAPESPA, 2017). Uma vez que o Brasil é dono segundo maior rebanho efetivo do mundo, com cerca de mais de 200 milhões de cabeças de gado ficando atrás somente para a Índia que possui atualmente mais de 300 milhões (FARMNEWS, 2018).

Figura 3 – Exemplar de *Bos indicus* em pasto.



Fonte: O autor

3.2 NEMATÓFAUNA DE FILARÍDEOS PARASITOS DE BUBALINOS E BOVINOS NO MARAJÓ

Perdas econômicas induzidas por ações parasitárias em animais de produção tem sido constatada por diversos autores como (Fig. 4) (GIRÃO; MEDEIROS; GIRÃO, 1992; JONES et al., 2000; FORBES et al., 2002; MOTA et al, 2003; CHAGAS et al., 2005). O Brasil é detentor de um relevante rebanho comercial de bovino e bubalinos, sendo este que último paulatinamente vem ganhando espaço no mercado nacional e internacional (BERNARDES, 2007). Nesse sentido se faz necessário o conhecimento dos helmintos parasitos de bovinos e bubalinos na Amazônia.

Figura 4 – Bezerro apresentando sintomas clássicos de verminose, apático, magro, abdômen aumentado e pelo eriçado.



Fonte: Silva Netto (2006).

Poucos são os dados relacionados aos aspectos biológicos dos oncocercídeos parasitos de bubalinos e bovinos na Amazônia. Assim é de fundamental relevância identificar quais são os helmintos filarídeos estão ocorrendo na região amazônica. Promover o controle das

infecções helmínticas são ações relevantes para que não se tenha quedas na produção, além de se evitar a transmissão para outros animais (DELGADO et al., 2009).

3. 3 HELMINTOS DO FILO NEMATODA EM BUBALINOS E BOVINOS

Os nematódeos são helmintos que têm como principal característica o corpo em formato filiforme ou fusiforme, com extremidades atenuadas ou truncadas e dimorfismo sexual evidente (FONSECA, 2002; FORTES, 2004; MONTEIRO, 2004). Habitam tanto ambiente aquático quanto seco, desde que haja umidade relativa (FORTES, 2004).

Os principais gêneros de nematódeos parasitos de ruminantes habitam o trato gastrointestinal, especificamente na camada mucosa dos órgãos, de onde podem retirar pequenas quantidades de sangue no ato da alimentação (URQUHART et al., 1998; FORTES, 2004). Esse tipo de ação acaba por desencadear diversas reações, desde inflamatórias no local da ação parasitária, lesões no epitélio do órgão, quanto de forma generalizada (URQUHART et al., 1998; JONES et al., 2000; FORTES, 2004).

As infecções induzidas por nematódeos gastrintestinais são responsáveis por perdas significativas na criação de ruminantes, sendo que o maior impacto econômico ocorre nas infecções cuja sintomatologia é pouco ou quase perceptível (FORBES et al., 2002). No caso das infecções com sinais clínicos evidentes, as perdas econômicas se devem ao tratamento empregado na recuperação do animal, ou devido à morte dos mesmos, em especial dos animais jovens e fêmeas próximo de parir (MOTA et al., 2003).

A composição da helmintofauna encontrada em um hospedeiro ruminante é eminentemente influenciada por fatores como grau da intensidade da produção, a frequência da utilização de antiparasitários, princípios ativos empregados, a evolução do processo de seleção de parasitas resistentes e as variações climáticas (HONER; VIEIRA-BRESSAN, 1992; BIANCHIN et al., 1993; WALLER, 1999). Além destas, as constantes mudanças provocadas pela intervenção humana junto ao meio ambiente podem alterar significativamente o equilíbrio natural existente na relação parasito-hospedeiro em favor do parasito, isso a instalação da infecção (WALLER, 2002). Assim hospedeiros, parasitos e ambientes constituem uma tríade epidemiológica altamente dinâmica (HONER; VIEIRA-BRESSAN, 1992).

Diante disso, faz-se necessário que seja feito um constante monitoramento dessas interrelações visando o melhoramento da sanidade e a produtividade do rebanho (BIANCHIN et al., 1993; WALLER, 1999). Exames como análise de lâminas de distensões de sangue e contagem de ovos por gramas de fezes (OPG) são utilizados para se verificar a ocorrência e a intensidade das parasitoses por helmintos de modo geral (CEZAR; VOGEL; SANGIONI, 2008).

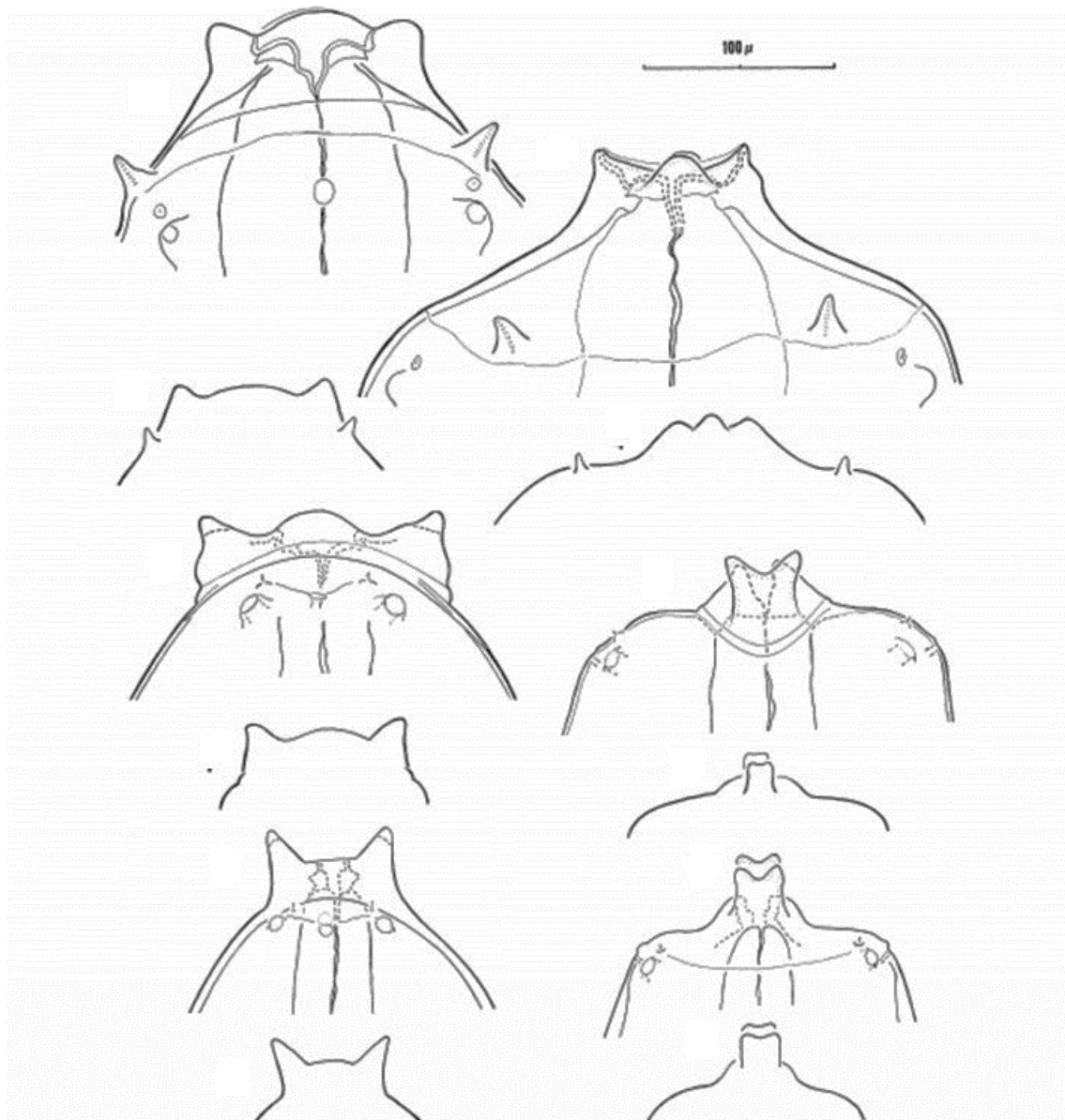
Os gêneros de nematódeos que ocorrem em grandes ruminantes são os que pertencem a Família Trichostrongylidae, como *Trichostrongylus*, *Cooperia*, *Haemonchus*, *Ostertagia* e *Oesophagostomum*, sendo estes altamente prevalentes na criação de grandes ruminantes (CEZAR; VOGEL; SANGIONI, 2008; MONTEIRO, 2004). Segundo Cezar, Vogel e Sangione (2008), múltiplas infecções por nematódeos, em especial do gênero *Haemonchus*, têm relevante impacto em rebanhos bovinos, principalmente nos bezerros.

Além da parasitose induzida por helmintos gastrintestinais, os búfalos podem ser infectados por filarídeos, quando mosquitos já parasitados pelas microfilárias, forma imatura dos helmintos, se alimenta do sangue do hospedeiro, transmitindo assim a forma infectante para os búfalos, e é a parasitose induzida por estes helmintos filarídeos (BROWN, 2010) o foco do presente estudo.

3. 4 NEMATOIDES DA FAMÍLIA ONCHOCERCIDAE

Dentro da Família Onchocercidae, os filarídeos do gênero *Setaria* apresentam anel cuticular perioral com quatro prolongamentos anteriores nos lábios, quatro papilas cefálicas submedianas e duas papilas laterais, cutícula transversalmente estriada, sem ornamentação nos lábios e capsula bucal discreta, características estas facilmente observadas à microscopia de luz (Fig. 5) (FORTES, 2004; BROWN et al., 2010).

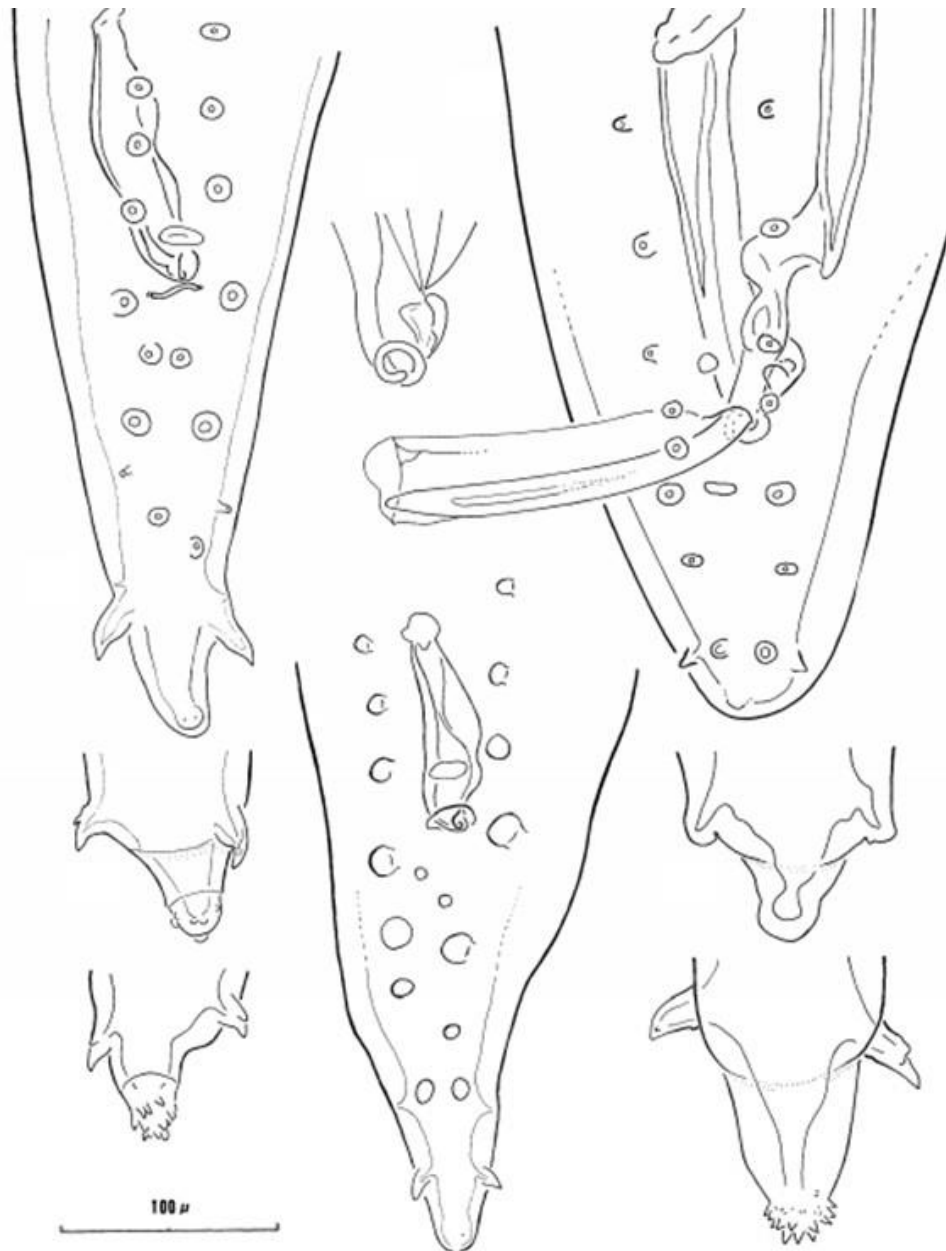
Figura 5 – Desenho esquemático da porção anterior dos helmintos do gênero *Setaria*.



Fonte: Becklund & Walker, (1969).

Os machos apresentam na extremidade posterior afilada e enrolada em espiral, sendo possível verificar a presença de um par de minúsculos apêndices cuticulares laterais, quatro pares de papilas pré-cloacais e quatro pares de papilas pós-cloacais desiguais em forma e tamanho. Medem de 40 a 60 mm (Fig. 6) (FONSECA, 2002; FORTES, 2004).

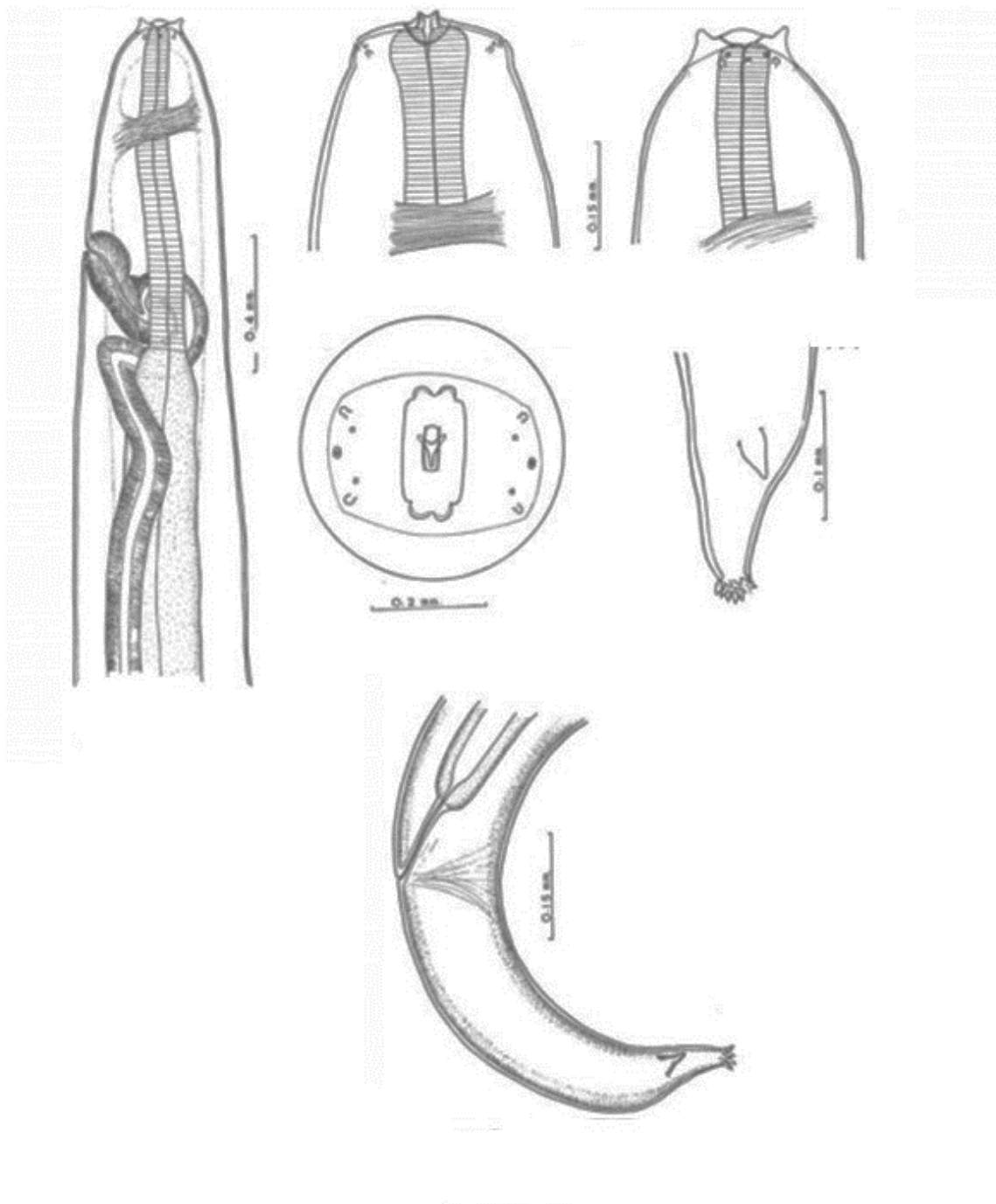
Figura 6 – Desenho esquemático da porção posterior dos machos do gênero *Setaria*.



Fonte: Becklund & Walker, (1969).

A fêmea possui extremidade posterior atenuada e levemente espiralada terminando em um pequeno estrangulamento, provida de um par de apêndices cuticulares laterais (FONSECA, 2002; FORTES, 2004). Distalmente apresenta uma pequena saliência, bem como um par de minúsculos apêndices cuticulares laterais (FONSECA, 2002; FORTES, 2004). A vulva está situada ao nível da região esofagiana. Mede de 60 a 120 mm. As larvas são revestidas de bainha e têm como habitat o sistema circulatório (Fig. 7).

Figura 7 – Desenho esquemático das porções anteriores e posteriores de fêmeas do gênero *Setaria*.



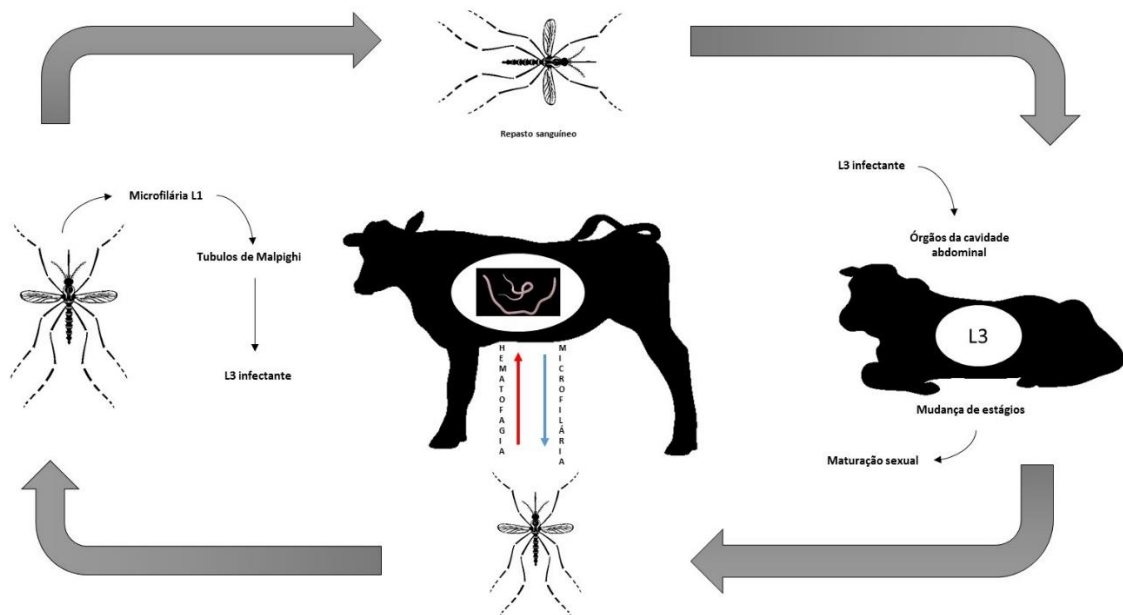
Fonte: Yeh, (1959).

São tipicamente encontrados em espaços teciduais e sistema linfático. Todos os filarídeos são transportados por insetos hematófagos, nos quais os embriões dos vermiformes são chamados de microfílarias, desenvolvem-se até larvas de terceiro estágio infectante. As microfílarias podem estar circulantes no sangue ou mesmo acumular-se nos tecidos dos

hospedeiros, e em ambos os casos são ingeridas pelos mosquitos quando este passa a alimentar-se do sangue do hospedeiro (BROWN et al., 2010).

Os nematódeos filarídeo podem ter como hospedeiro definitivo os bovídeos e hospedeiros intermediários artrópodes como mosquitos dos gêneros *Aedes* sp., *Culex* sp. e *Anopheles* sp. Os nematódeos adultos têm como local de predileção a cavidade peritoneal, o intestino delgado e olhos, e ocasionalmente nos diversos tecidos e órgãos da cavidade peritoneal. As microfilárias são encontradas no sangue do hospedeiro vertebrado e quando ingeridas pelo mosquito, permanecem na hemocele e músculos torácicos antes de migrar para os túbulos malpighianos, onde penetram nas células primárias (Fig. 8) (FORTES, 2004; BROWN et al., 2010).

Figura 8 – Ciclo do filarídeos em bovídeos.



Fonte: o autor

Nos hospedeiros invertebrados, em condições ideais as larvas retornam à luz dos túbulos de Malpighi cerca de cinco dias após a infecção, onde mudam para larvas de segundo estágio, e após o décimo terceiro dia de infecção mudam para larvas de terceiro estágio, tornando-se assim infectantes (BROWN et al., 2010).

Estes helmintos são patogênicos apenas quando estão em grande número no hospedeiro. Quando isso ocorre o animal passa a apresentar caquexia, além de invadirem a câmara anterior do globo ocular, causando verminose oftálmica (FORTES, 2004). A consequência da invasão das microfilárias ao globo ocular proporciona um aspecto leitoso ao

mesmo, podendo torna-se opaco devido à irite, ceratite e conjuntivite. Mesmo depois da recuperação do animal, o olho permanece cego (FORTES, 2004).

A ordem Spirurida apresenta vários nematódeos que podem parasitar aves, anfíbio, reptéis, mamíferos de modo geral, inclusive o homem. As famílias de interesse médico são Dracunculidae e Onchocercidae. As espécies mais comuns em seres humanos são *Wuchereria bancrofti* (COBBOLD, 1877), *Mansonella ozzardi* (MANSON, 1897), *Mansonella perstans* e *Onchocerca volvulus* (LEUCKART, 1893), sendo os três primeiros parasitas de tecidos linfáticos e o último parasita de tecido subcutâneo (NEVES, 2011).

Todos estes parasitos são vetorados por mosquitos dos gêneros *Culex* sp., *Aedes* sp. *Anopheles* sp. (BROWN et al., 2010), os quais são constantemente causadores de doenças de interesse médico e veterinário (BROWN et al., 2010; NEVES et al., 2011). Observa-se maior ocorrência de doenças cujos agentes etiológicos são helmintos filarídeos em ambientes onde se tem um saneamento deficiente ou mesmo em regiões ribeirinhas ou em populações indígenas (MEDEIROS & PY-DANIEL, 2009; NEVES et al., 2011). A *Dirofilaria immitis* (Manson, 1897) é naturalmente encontrada parasitando cães (KNIGHT, 1987; RONCALLI, 1998), entretanto, em alguns casos já foram relatados em humanos, os quais constituem hospedeiros acidentais (NEVES, 2011).

3. 5 FILARÍDEOS EM BOVÍDEOS

Em países tropicais, as enfermidades causadas por filarídeos constituem achados de infecções comuns em búfalos e bovinos (SHARMA et al., 1985). Ainda segundo estes autores, os principais gêneros são *Parafilaria* e *Onchocerca*, responsáveis por dermatites de diferentes formas e aspectos. Em casos de parafilariose, os principais achados são nódulos cutâneos hemorrágicos, que podem se curar espontaneamente ou forma de abscessos devido as infecções secundárias. As feridas costumam surgir preferencialmente nos flancos ou entre as pernas do animal parasitado (PATNAIK; PANDE, 1963).

Em casos de oncocercíase cutânea, observa-se a presença de nódulos subcutâneos arredondados, que apresentam consistência pastosa e contendo conteúdo purulento localizados na região do peito, abdômen, pescoço e entre as pernas, sendo mais comumente observado em animais adultos (TONGSON et al. 1981).

Láu e Singh (1987) observaram ambos os tipos de infecções. No caso da parafilariose, os referidos autores relatam lesões causadas através de nódulos cutâneos hemorrágicos, medindo de 6 cm a 8cm de diâmetro, com tendência particular para o sangramento durante o dia. Esses ferimentos estavam localizados na região das axilas, virilhas e prepúcio. No caso da oncocercíase, constatou-se a presença de nódulos de consistência pastosa e conteúdo caseoso presente sobre o peito, pescoço abdômen, entre as pernas e nos flancos dos animais parasitados (TONGSON et al., 1981; TAYLOR et al., 2010).

Levando em consideração a importância dos helmintos oncocercídeos tanto para a saúde humana como principalmente para a saúde animal, o presente trabalho teve como objetivo investigar a ocorrência destes organismos em bubalinos oriundos do arquipélago de Marajó, bem como descrevê-los morfológicamente.

4 MATERIAL E METODOS

4.1 DETERMINAÇÃO DAS AMOSTRAS DO FILARÍDEO

Para a realização deste estudo, dois tipos de amostras foram colhidas: sangue dos hospedeiros bovídeos, onde estão contidos os indivíduos imaturos, e filarídeo adultos localizados na serosa dos órgãos abdominais e livre na cavidade abdominal, sobre os intestinos.

As colheitas foram realizadas no período de agosto de 2017 a maio de 2019. Mensalmente, foram realizadas inspeções em 20 animais abatidos no matadouro municipal de Soure e na Cooperativa da Indústria Pecuária do Pará (SOCIPE). A inspeção das vísceras brancas foi realizada em busca de helmintos adultos na cavidade abdominal e nos tecidos adjacentes, e amostras de sangue dos hospedeiros foram colhidas para buscar formas imaturas dos filarídeos.

O esforço amostral de hospedeiros bubalinos e bovinos foi de 420 animais, 176 bovinos e 244 bubalinos.

4.1.1 Colheita de sangue e processamento das amostras oriundas de hospedeiros bovinos e bubalinos

O volume sanguíneo foi de 5 ml, obtido no momento da sangria após secção da veia jugular e de pulsão de vasos mesentéricos, e em seguida acondicionado em tubos de ensaio contendo solução anticoagulante de rotina *Ethylenediamine tetra acetic acid* (EDTA). Após a colheita do sangue, foi realizada distensão sanguínea em lâminas e corados com o Panótico Rápido® para posterior análise em microscópio de luz, visando constatar a presença de microfilárias. Além disto, foi realizada técnica de Knott modificada para detecção de microfilárias nos sangues dos hospedeiros. Um ml de sangue foi misturado a 9 ml de formal a 2% e centrifugados a 2.000 rpm por 10 minutos. O sobrenadante foi descartado e o pellet foi adicionado a azul de metileno, misturado, e posteriormente colocado sobre laminas de vidro para análise em microscópio de luz.

4. 2 ASPECTOS ÉTICOS

Este trabalho foi submetido à Comissão de Ética no Uso de Animais/UFRA, tendo sido emitido a dispensa de parecer de número 036/2015-CEUA UFRA.

4.1.2 Colheita e processamento de nematoides adultos

Colheita e processamento para análises em microscopia de luz e microscopia eletrônica de varredura:

Foram realizadas as inspeções das carcaças dos animais, no matadouro municipal de Soure e na Cooperativa da Indústria Pecuária do Pará (SOCIPE). Dando sequência, foram inspecionados órgãos da cavidade abdominal e camadas serosas da porção inicial do intestino delgado em busca de helmintos teciduais e cavitários.

Os filarídeos encontrados foram mantidos em solução salina tampão para após serem fixados com solução A.F.A. (ácido acético glacial a 2%, formaldeído a 3% e 95% de etanol 70% GL) durante 24 horas de acordo com técnicas rotineiras de processamento e análise microscópica. Para análise em microscopia de luz os helmintos foram desidratados em série etanoica crescente a partir de álcool à 70% até álcool a álcoois absolutos, sendo depois clarificados em lactofenol de Aman, de acordo com Amato et al. (1991).

Foram clarificados e colocados em lâminas temporárias e observados em microscópio de luz Leica DM 2500, e desenhados em câmara clara a partir do qual foram obtidas imagens detalhadas sobre a morfologia dos helmintos parasitas. Colheita e processamento para análises em microscopia eletrônica de varredura.

Para microscopia eletrônica de varredura os helmintos foram fixados em A.F.A. e pós-fixados em tetróxido de ósmio (OsO₄) a 1% por 2 horas, desidratado em série de etanoica crescente por 1 hora em cada banho, secos ao ponto crítico de CO₂, montados em suportes (stubs) e metalizados com ouro-paládio. A análise ocorreu em Microscópio Eletrônico de Varredura TESCAN, modelo Vega 3, no Laboratório de Microscopia Eletrônica, anexo ao Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA) no Instituto da Saúde e Produção Animal da Universidade Federal Rural da Amazônia.

5 RESULTADOS

5.1 Descrição morfométrica

Os nematoides estudados no presente trabalho foram encontrados sobre os órgãos da cavidade abdominal e inseridos nas camadas serosas dos intestinos delgado dos hospedeiros. Em búfalos foram encontrados 52 helmintos, 21 machos e 31 fêmeas. Em gado bovino comum, foram encontrados 84 helmintos, machos 31 e 53 fêmeas. Todos os machos foram encontrados nas camadas serosas dos intestinos delgados dos hospedeiros enquanto as fêmeas foram comumente encontradas sobre os órgãos da cavidade abdominal em ambos os hospedeiros. No presente estudo, não foi possível a detecção de microfilárias.

Apresentaram corpos compridos e delgados, com as extremidades cefálicas e caudais mais afiladas que o restante do corpo. Na extremidade anterior observou-se uma capsula bucal pequena e abertura oral elíptica, elevações cefálicas. Lateralmente, há 2 pares de papilas ciliadas, 2 pares de papilas sem cílios, 2 papilas anfídios. Deirídio e anel nervoso a altura do esôfago muscular. E em fêmeas vulva estava localizada ao nível dos deirídio, porém em visão ventral.

Na extremidade posterior, foram visualizadas projeções cuticulares laterais e a cauda de formato cônica. Em fêmeas, a porção final da cauda apresentou uma região mais rugosa, similar a espinhos. Os machos apresentaram 3 pares de papilas precloacais, uma papila centralizada, um par de papilas *ad* cloacal e mais 4 pares de papilas pós-cloacal, características estas compatíveis ao gênero *Setaria*, e espécie *Setaria labiatopapillosa*.

A taxa de prevalência e intensidade parasitária média de *Setaria* nos hospedeiros no presente estudo foram respectivamente 25% e 1,1 para búfalos e 24% e 1,37 para bovinos.

5. 1. 1 Exemplares colhidos em *Bubalus bubalis*

Macho (Baseado em 5 espécimes): Comprimento total 35 ± 1 (33–36mm); largura a altura da junção esôfago/intestino 434 ± 13 (427–457). Capsula bucal 27 ± 8 (17–33). Elevações cefálicas 25 ± 11 (10–33). Deirídio e anel nervoso 393 ± 76 (303–483) e 269 ± 6 (260–277), respectivamente, na extremidade anterior. Comprimento do esôfago muscular 1 ± 0 (1-1mm) e largura 63 ± 7 (57–53); Esôfago glandular 8 ± 0 (7–8mm) e largura 158 ± 27 (0,14–0,2). Comprimento total do esôfago 9 ± 0 (8–9). Papilas sexuais distribuídas em: 3 pares de papilas pré-cloacal, 1 papila mediana, 1 par de papila *ad* cloacal e 4 pares de papilas pós cloacais e 1 par de fasmídeos laterais, situado entre o último par de papilas pós cloacais e os apêndices laterais. Espículos subguais, morfologicamente semelhantes e esclerotizados: espículo menor 120 ± 3 (80–157) e espículo maior 325 ± 21 (307–358). Gubernáculo ausente. Cauda cônica 216 (150–308), com um par de apêndices cuticulares laterais.

Fêmeas (Baseado em 10 espécimes): Comprimento total 56 ± 9 (39–60mm), largura a altura da junção esôfago/intestino 396 ± 221 (143–800), capsula bucal 52 ± 65 (10–233). Elevações cefálicas 33 ± 11 (13–53), deirídio e anel nervoso 370 ± 85 (240–523) e 254 ± 50 (133–307), respectivamente em relação a extremidade anterior, Distancia Apêndice caudal 84 ± 29 (50–145), comprimento do apêndice lateral 23 ± 4 (15–28), esôfago total (Comprimento) 9 ± 0 (8–10mm), comprimento do esôfago muscular 1 ± 0 (0–1) e largura 81 ± 25 (32–100). Comprimento e largura do Esôfago glandular 8 ± 0 (8–9) e 217 ± 115 (110–486) respectivamente, Comprimento da cauda 264 ± 119 (110–467), distância da vulva a extremidade anterior 1 ± 0 (0–1).

5. 1. 2 Exemplares colhidos em *Bos indicus*

Macho (Baseado em 5 espécimes): Comprimento total $36 \pm 0,76$ (32–35mm); Largura a altura da junção esôfago/intestine 422 ± 11 (430–465). Capsula bucal 26 ± 7 (15–36). Elevações cefálicas 24 ± 10 (11–35). Deirídio e anel nervoso 390 ± 77 (305–487) e 265 ± 5 (270–267), respectivamente, em relação a extremidade anterior. Comprimento do esôfago muscular $1 \pm 0,7$ (1-1mm) e largura 60 ± 6 (35–53); Comprimento do esôfago glandular 7 ± 0 (7–8mm) e largura 157 ± 25 (0,1–0,2). Comprimento total 8 ± 0 (7–8). Papilas sexuais, distribuídas em: 3 pares de papilas pré-cloacais, 1 papila mediana, 1 para de papila *ad* cloacal e 4 pares de

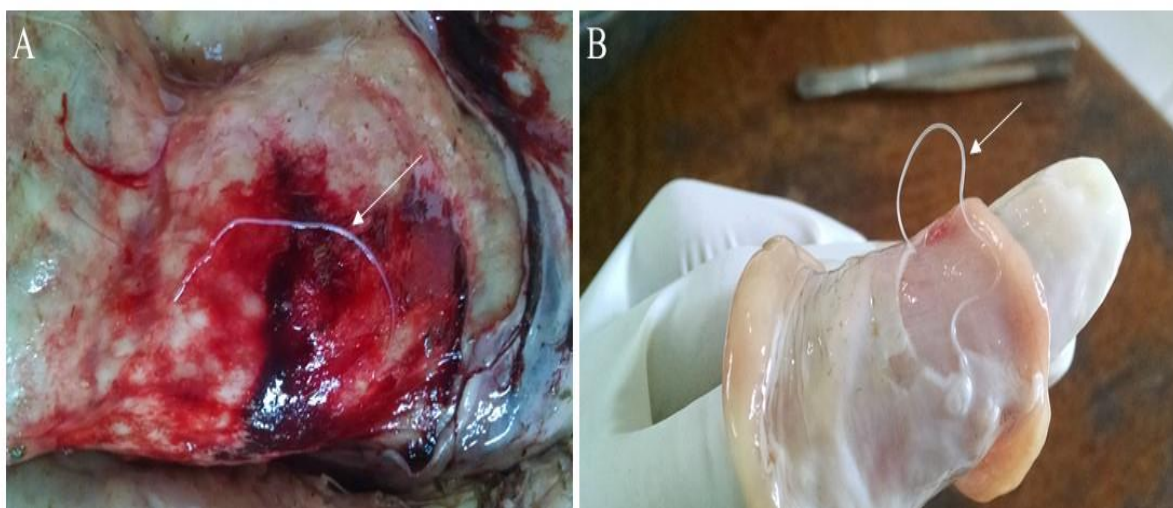
papilas pós cloacais, 1 par de fasmídeos laterais, localizados entre o último par de papilas pós-cloacal e os apêndices laterais. Espículos pequenos e subguais, morfologicamente semelhantes e esclerotizados: espiculo menor 120 ± 3 (80–157) e espiculo maior 325 ± 21 (307–358).

Fêmea (Baseado em 10 espécimens): Comprimento total $54 \pm 8,6$ (39–65mm), largura a altura da junção esôfago/intestine 393 ± 219 (143–760), Capsula bucal 52 ± 61 (10–222), Distância entre os lábios 74 ± 25 (35–100), elevações cefálicas 32 ± 11 (12–54), Deirídio e anel nervoso 365 ± 83 (230–513) e 250 ± 46 (130–304), respectivamente em relação a extremidade anterior, Distância Apêndice caudal 82 ± 28 (48–136), comprimento do apêndice lateral 21 ± 3 (13–26), Comprimento total do esôfago 8 ± 0 (7–9), comprimento do esôfago muscular 1 ± 0 (0–1) e largura 78 ± 23 (28–90). Comprimento do esôfago glandular 7 ± 0 (7–8) e largura 215 ± 112 (111–476), Comprimento da cauda 253 ± 115 (111–460), distância da vulva a extremidade anterior 1 ± 0 (0–1).

5. 2 Descrição morfológica

Macroscopicamente, os filarídeos apresentaram corpo cilíndrico, delgado e longo com as extremidades cefálicas e caudais mais afiladas que o restante do corpo, o qual apresentou coloração predominantemente esbranquiçada (Fig. 9).

Figura 9 - Helmintos filarídeos encontrados parasitando bubalinos e bovinos. A - Fêmea encontrada sobre o abomaso (seta branca). B - Segmento inicial do intestino delgado no qual foi encontrado o macho presente na camada serosa do órgão (seta).



Microscopicamente, foi possível observar na extremidade anterior uma capsula bucal pequena, projeções cefálicas, esôfago e anel nervoso, tanto em machos quanto nas fêmeas. Na região da cauda dos machos foi possível observar 3 pares de papilas pré-cloacal, uma papila centralizada, um par de papilas *ad* cloacal e mais 4 pares de papilas pós-cloacal, características estas compatíveis com helmintos do gênero *Setaria* (Fig. 10).

Figura 10 – *Setaria* macho, parasito de bubalino em visão lateral. A, presença de uma capsula bucal pequena (asterisco), elevações cefálicas (círculos), esôfago muscular (e), anel nervoso (an) e deirídios (cabeça de seta). B, cauda onde se observa a presença das papilas sexuais (cabeça de seta) e da cloaca (asterisco) e dos apêndices laterais (seta). Escala 100 µm.

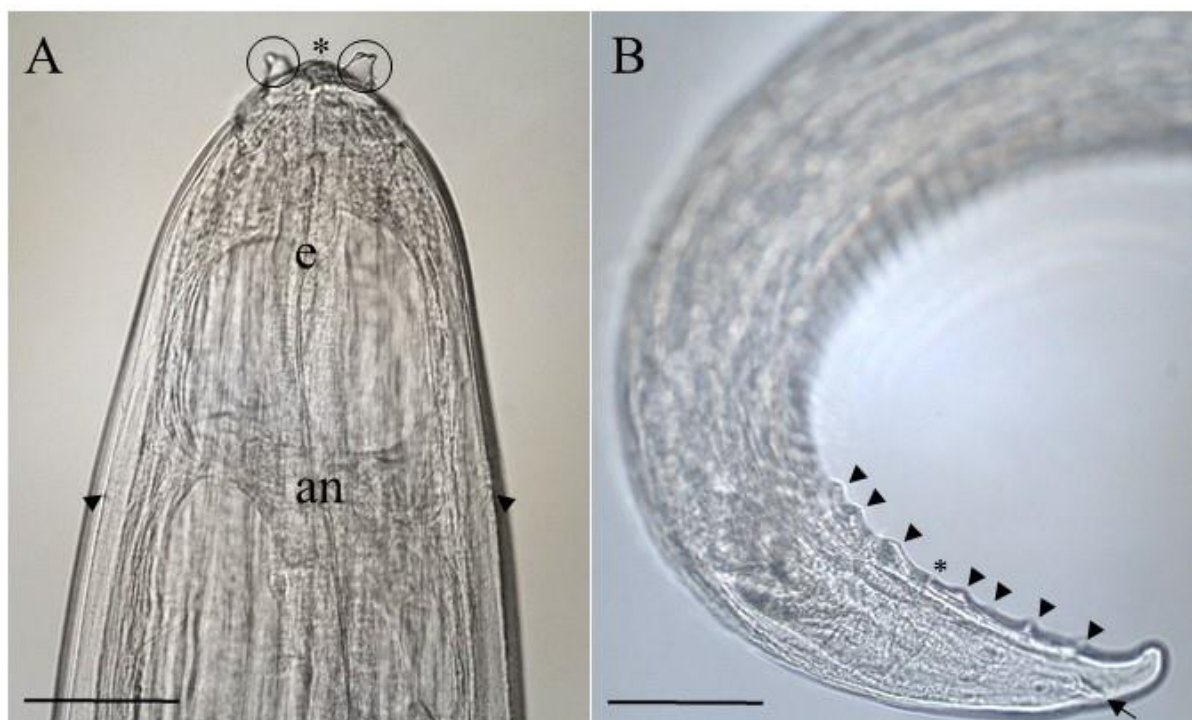
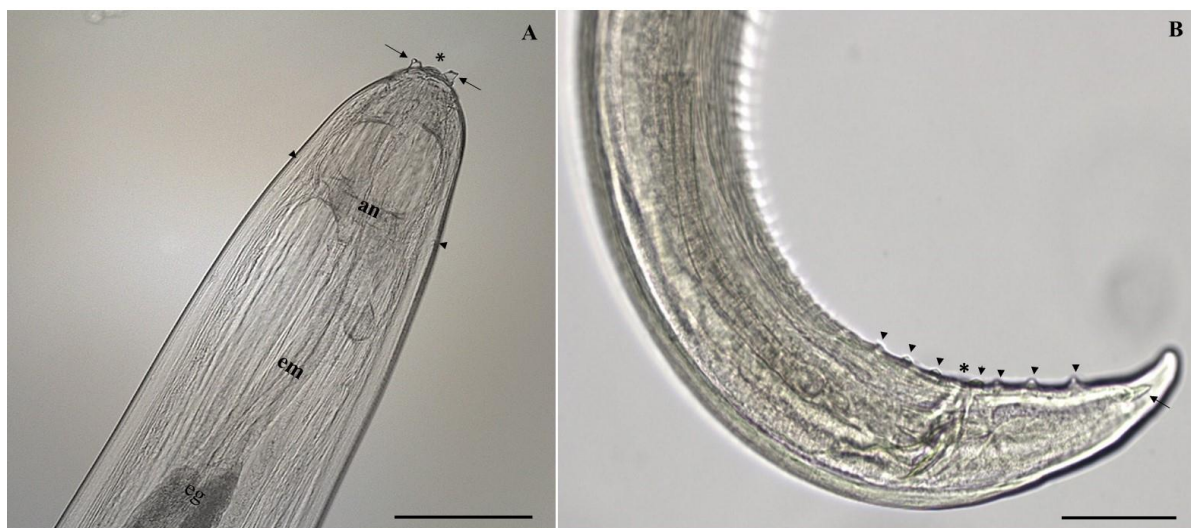


Figura 11 – *Setaria* macho, parasito de bovino em visão lateral. A, presença de uma capsula bucal pequena (asterisco), elevações cefálicas (setas), anel nervoso (an), deirídios (cabeça de seta), esôfago muscular (em) e esôfago glandular (eg). Escala 200 µm. B, cauda onde se observa a presença das papilas sexuais (cabeça de seta) e da cloaca (asterisco) e dos apêndices laterais (seta). Escala 100 µm.



As fêmeas apresentaram extremidade anterior similar a dos machos no que diz respeito a presença de projeções cefálicas, cápsula bucal, esôfago, anel nervoso e deirídios, porém

observou-se a presença da vulva na região cefálica. Na região caudal das fêmeas se observou a presença de ovos no útero do parasito e cauda apresentando dois apêndices cuticulares laterais paralelos entre si. A porção final da cauda apresentou formato cônico, sendo esta ornada por espinhos (Fig. 12 e Fig. 13).

Figura 12 – *Setaria* fêmea, parasito de bubalino em visão lateral. Porção cefálica A e B, presença de projeções cefálicas (cabeça de seta), capsula bucal (asterisco), esôfago (e) e anel nervoso (an). B, presença da vulva (seta) e vagina (V). Escala 100 µm. Região caudal C e D. Presença de ovos dentro do útero (asterisco). B - Cauda da fêmea onde se observa os apêndices laterais (setas) e a cauda serreada (cabeça de seta). Escala 100 µm.

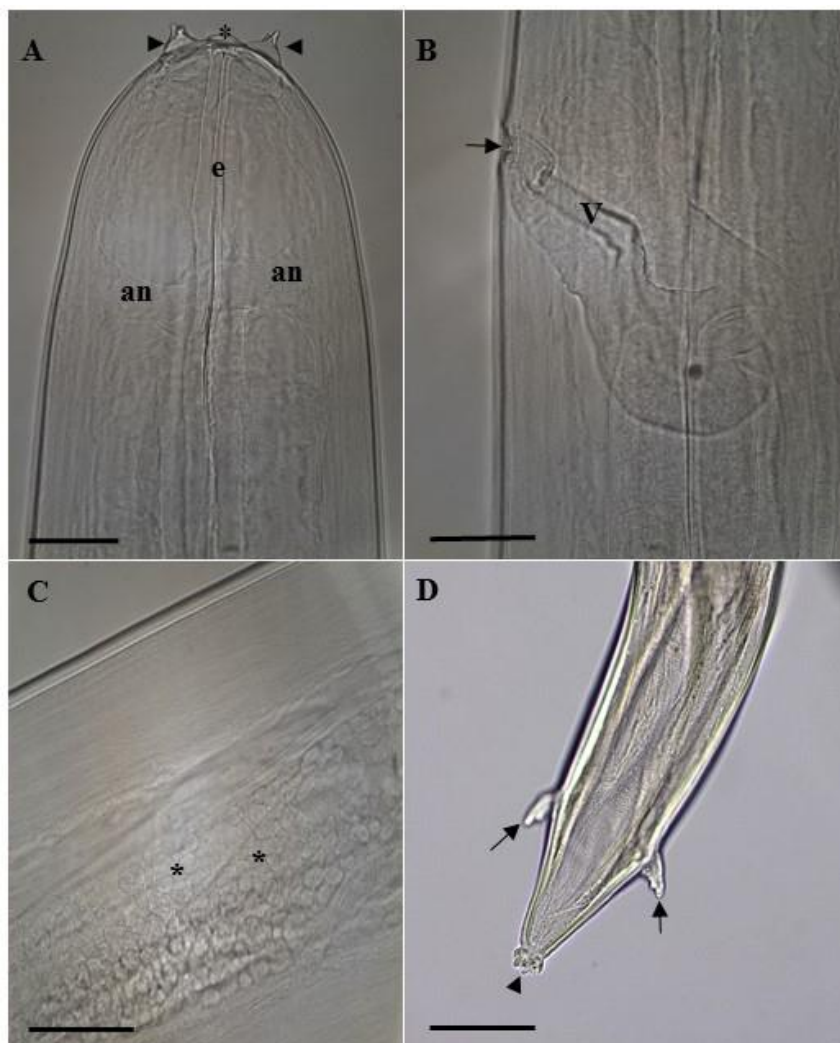
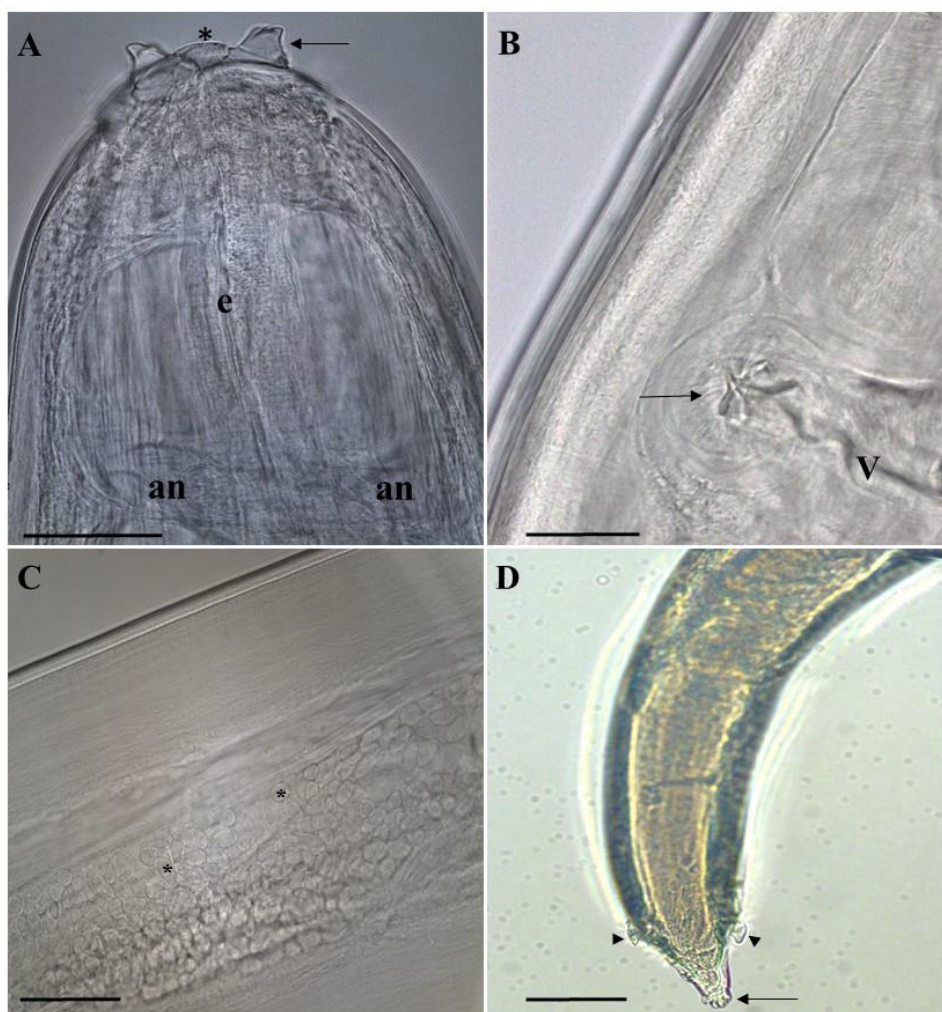
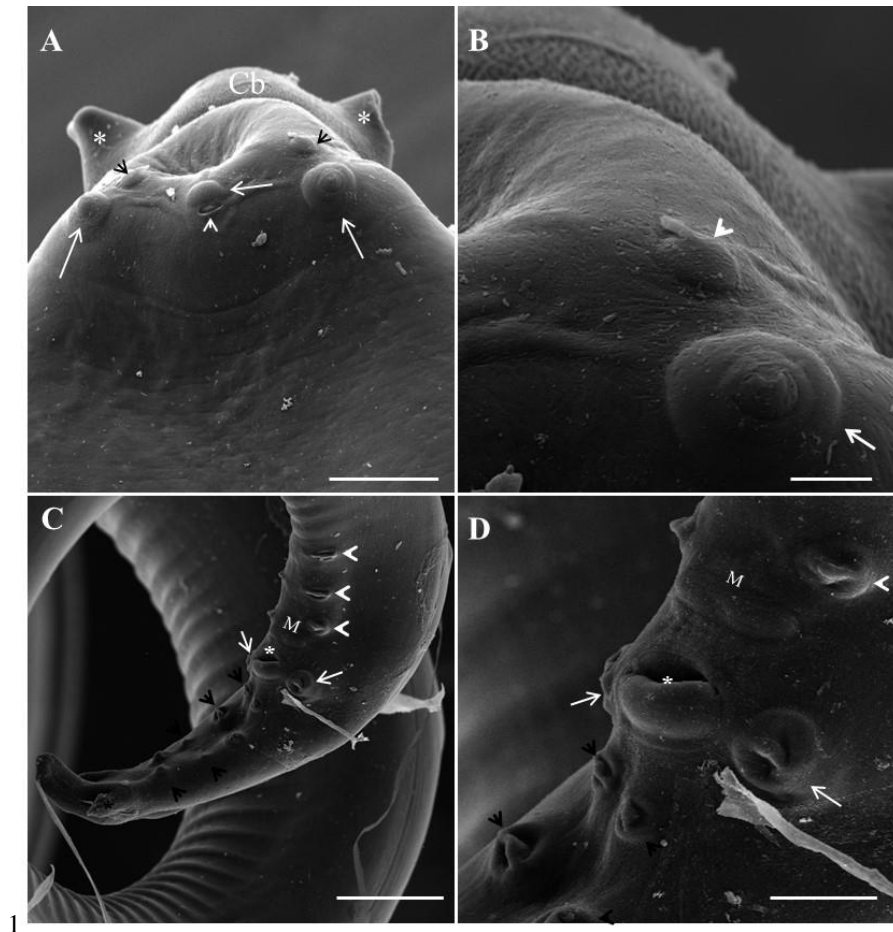


Figura 13 - *Setaria* fêmea, parasito de bovino em visão lateral. Porção anterior A e B. A, presença de projeções cefálicas (seta), capsula bucal (asterisco), esôfago (e) e anel nervoso (an). B, presença da vulva (seta) e vagina. Escala 50 µm. Região caudal C e D. Presença de ovos dentro do útero. D – Observa-se os apêndices laterais (cabeça de setas) e a cauda serreada (cabeça de seta). Escala 100 µm



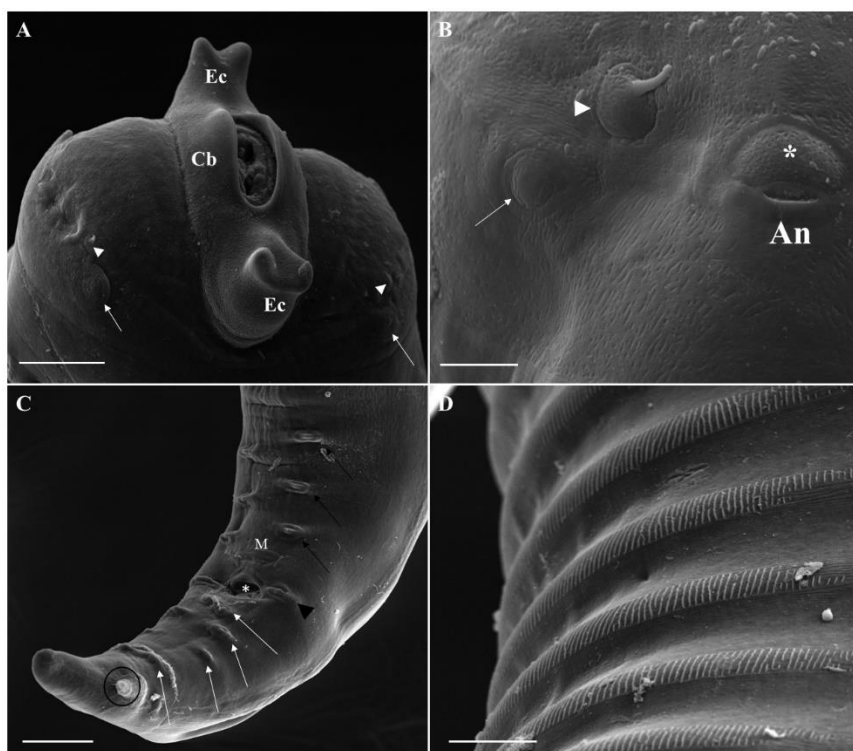
Com relação a análise em microscopia eletrônica de varredura, as estruturas que foram omitidas na microscopia de luz puderam ser melhor observadas. Na extremidade anterior foi possível observar a presença de 2 pares de papilas ciliadas mais próximas a cápsula bucal e elevações cefálicas, 2 pares de papilas sem cílios, uma papila centralizada e imediatamente abaixo de uma papila mediana na visão lateral. Na extremidade posterior dos machos, constatou-se a presença de 3 pares de papilas pré-cloacal, uma papila mediana, um par de papilas *ad* cloacal, 4 pares de papilas pós-cloacais além do apêndice lateral. (Fig. 14 e Fig. 15).

Figura 14 - Microscopia Eletronica de Varredura de macho do gênero *Setaria* parasito de bubalino em visão lateral. A e B porção cefalica. A, presença da capsula bucal (Cb) entre as elevações cefalicas (asterisco), dois pares de papilas cefalicas: sem cilios (setas brancas) e ciliadas (cabeça de seta negra) e uma centralizada (cabeça de seta), contendo logo abaixo o amfídeo Barra de escala: 20 μ m. B, papila ciliada (cabeça de seta) e papila sem cilio. Barra de escala: 5 μ m .C e D, porção caudal. C, presença de 3 pares de papilas pré-cloacais (cabeça de seta branca), uma papila mediana (M) cloaca (asterisco branco), um par de papilas *ad* cloacal e 4 pares de papilas pós cloacais e apendice lateral (asterisco negro). Barra de escala: 50 μ m. D, papilas pré-cloacais (cabeça de setas branca), papila mediana (M), papilas *ad* cloacais (setas brancas) e papilas pós cloacais. Barra de escala 50 μ m.



1

Figura 15 - Microscopia Elettronica de Varredura do parasito macho do gênero *Setaria*, parasito de bovino. A e B porção cefalica. A, presença da capsula bucal (Cb) entre as elevações cefalicas (Ec), dois pares de papilas cefalicas: sem cilios (setas brancas) e ciliadas (cabeça de seta) e uma centralizada (asterisco), contendo logo abaixo o anfídeo Barra de escala: 20 μ m. B, papila ciliada (cabeça de seta) e papila sem cilio (seta branca), papila centralizada (asterisco) e anfídeo (An). Barra de escala: 10 μ m. C e D, porção caudal. C, presença de 3 pares de papilas pré-cloacais (seta preta), uma papila mediana (M) cloaca (asterisco branco), um par de papilas *ad* cloacal (cabeça de seta preta) e 4 pares de papilas pós clacais (setas branca) e apendice lateral (circulo). Barra de escala: 50 μ m. D, região ventral evidenciando as bandas na cauda do macho. Barra de escala 10 μ m.



Em fêmeas, foram observadas as mesmas estruturas na extremidade anterior em relação ao macho. A extremidade posterior apresentou estruturas geralmente comuns as fêmeas de helmintos do gênero *Setaria*. Apêndices laterais, sendo estas projeções da cutícula dos helmintos e o final da cauda apresentando projeções semelhante a espinhos protuberâncias. (Fig. 16).

Figura 16 – Microscopia Eletrônica de Varredura de *Setaria* fêmea, parasito de bubalino. A (visão ventral) e B (visão lateral), porção cefálica da fêmea. A, presença das elevações cefálicas (asteriscos), capsula bucal (Cb), papilas cefálicas (cabeça de seta) e deirídios (seta branca). Barra de escala 200 μ m. B, elevações cefálicas (Ec), capsula bucal (Cb), dois pares de papilas cefálicas: sem cílios (setas brancas) e ciliadas (cabeça de seta branca) e uma centralizada (asterisco) e anfidio imediatamente abaixo deste. Barra de escala: 20 μ m. C e D, porção caudal. C, apêndice lateral (seta branca) e cauda serreada (cabeça de seta). Barra de escala: 50 μ m. D, Cauda serreada.

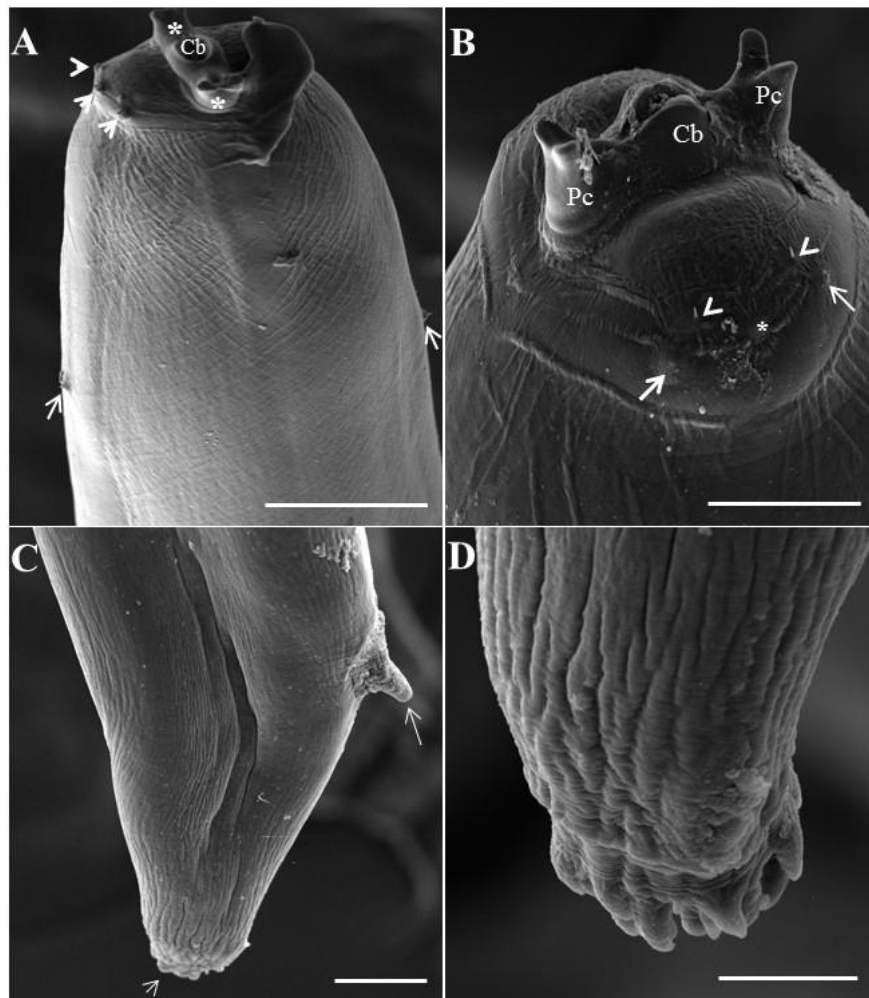
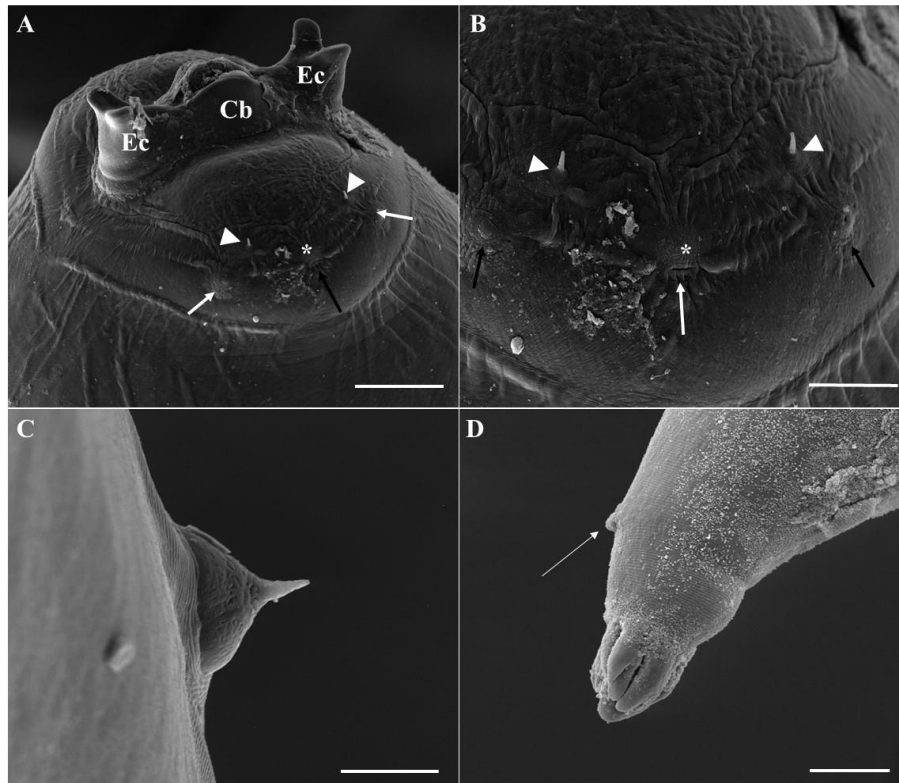


Figura 17 – Microscopia Eletrônica de Varredura de *Setaria* fêmea, parasito de bovino. A e B (visão lateral), extremidade anterior da fêmea. A, presença das elevações cefálicas (Ec), capsula bucal (Cb), papilas cefálicas ciliadas (cabeça de seta), papilas sem cílios (setas brancas), uma papila centralizada, contendo o anfídeo logo abaixo. Barra de escala 200 μ m. B, dois pares de papilas cefálicas: sem cílios (setas preta) e ciliadas (cabeça de seta branca), uma centralizada (asterisco) e anfídeo imediatamente abaixo deste (seta branca). Barra de escala: 20 μ m. C, deirídio. Barra de escala 5 μ m. C.). D, apêndice lateral (seta branca) e porção final da cauda serreada. Barra de escala 10 μ m.



6 DISCUSSÃO

Os resultados morfométricos e morfológicos dos filarídeos obtidos no presente estudo assemelham-se aos helmintos do gênero *Setaria*, parasitos de cavidade abdominal de bovídeos, como também foi relatado por Nakano et al. (2007), Notarnicola et al. (2012), Watermeyer et al. (2013), Gomez & Mayor (2017), Shin et al. (2017). Os helmintos do gênero *Setaria* são encontrados sobre os órgãos da cavidade abdominal (CHAMUUAH et al., 2015) e também inseridos nas camadas serosas dos intestinos delgados dos hospedeiros (RHEE et al., 1994; NOTARNICOLA et al., 2012), não causam alterações teciduais nocivas aos hospedeiros, como já mencionado pelos autores anteriormente citados e corroborado no presente estudo, uma vez que os hospedeiros e os órgãos parasitados por estes helmintos não demonstraram alterações comportamentais e morfológicas significativas.

Os nematodeos do gênero *Setaria* além de parasitar cavidade abdominal dos animais domésticos (GOMEZ & MAYOR, 2017) e selvagens (NOTARNICOLA et al. 2012), olhos de animais domésticos (SHIN et al., 2017) e humanos (NEVES, 2011; TÁLU et al., 2012), produzem afecções subclínicas na maioria dos casos. Em casos raros de migrações erráticas de microfilárias por sistemas mais complexos, como o caso do sistema nervoso, pode produzir graves lesões (FUJII et al., 1995; WEE et al., 1996; SINGH et al., 2013). No presente trabalho, os hospedeiros não apresentavam alterações morfológicas nos órgãos de onde foram retirados os parasitos, nem mesmo em casos de alta intensidade parasitaria sendo este achado compatível a de outros autores (NAKANO et al., 2007; KIM et al., 2010; NOTARNICOLA et al. 2012).

Microscopicamente, na região anterior dos nematódeos foram observadas capsulas bucais pequena, projeções cefálicas, esôfago e anel nervoso, estruturas comuns a machos e fêmeas. O comprimento total varia de acordo com a espécie estudada. No presente estudo o comprimento total foi de 33–36 mm para machos e 39–60 mm fêmeas parasitos de bubalinos e 32–35 mm para machos e 39–65 mm fêmeas parasitos de bovinos, divergindo dos estudos de Mayor e Gomez-Puerta (2017), que ao estudar *Setaria bidentata* obtiveram em média 31.8–38.0 mm e *Setaria graberi* redescrita por Watermeyer et al. (2013), os quais obtiveram 46–50 mm para machos e 104–136 mm para fêmeas.

Na região posterior dos machos, foram visualizados 3 pares de papilas pré-cloacais, uma papila centralizada, um par de papilas *ad* cloacal e mais 4 pares de papilas pós-cloacais. Segundo Rhe e et al (1994), os machos da espécie *Setaria digitata* apresentam 3 pares de

papilas pré-cloacais, um par centralizado e mais 3 pares de papilas pós-cloacais. Já no caso de machos de helmintos da espécie *Setaria marschalli* os mesmos autores constataram a presença de 4 pares de papilas pré-cloacais, uma papila centralizada e mais 3 pares de papilas pós-cloacais. Watermeyer et al. (2013) ao redescrever a espécie *Setaria graberi* relata a presença de 3 pares de papilas pré-cloacais e 1 mediana e 4 pare de papilas pós-cloacais. Nesse sentido, estas espécies contem números de papilas diferentes das que foram observadas nos helmintos no presente estudo, e compatíveis aos achados de BECKLUND & WALKER (1969), ao descreverem as espécies de *Setaria* mais comuns na América do Norte.

As fêmeas apresentaram região anterior similar a dos machos no que diz respeito à presença de projeções cefálicas, cápsula bucal, esôfago e anel nervoso. Na região posterior se observou a presença de ovos larvados no útero, cauda apresentando dois apêndices cuticulares laterais paralelos entre si. A porção final da cauda apresentou formato cônico, sendo esta ornada por espinhos. Segundo Kim et al. (2010) e Notarnicola et al. (2012) a cauda dessas fêmeas de *Setaria* podem ser chamadas de cauda serreada sendo que estas características auxiliam na distinção entre os sexos dos helmintos, haja vista que somente as fêmeas apresentam esta característica, além da presença dos apêndices laterais.

As papilas na região cefálica foram melhor visualizadas em microscopia eletrônica de varredura. Foram visualizadas 2 pares de papilas cefálicas ciliadas, 2 pares de papilas cefálicas sem cílios e uma papila sobre o anfídeo. Watermeyer et al. (2012), a ausência de papilas ciliadas, quando redescreveram helmintos da espécie *Setaria graberi*. Relatam disposição e quantidade de papilas diferentes ao observadas no presente estudo, visto que observaram a presença de apenas duas papilas individualizadas na região dorsoventral da espécie *Setaria graberi*.

Observando a região posterior dos machos, constatou-se a presença de 3 pares de papilas pré-cloacais, uma papila mediana, um par de papilas ad cloacais, a cloaca entre estas, 4 pares de papilas pós-cloacais além do apêndice lateral. Este número de papilas sexuais é bem variado nas diferentes espécies dos helmintos machos. Desset (1966), relata a presença de 3 pares de papilas pré-cloacais, 3 papilas medianas e 4 pares de papilas pós-cloacais na espécie *Setaria cornuta*. Por outro lado, Araki et al. (1982), ao realizar a descrição da espécie *Setaria javensis*, constatou a presença de 4 pares de papilas pré-cloacais, um papila mediana e 4 pares de papilas pós-cloacais. Além destes, Watermeyer et al. (2012) relatam a presença de 4 pares de papilas pré-cloacais, uma papila mediana e 6 pares de papilas pós-cloacais.

Assim, observam-se características diferentes entre as espécies discutidas pelos referidos autores entre si, e destes entre as características vistas no presente estudo.

Com relação a fêmea, foram observadas as mesmas estruturas na região anterior em relação ao macho. Projeções céfalicas, cápsula bucal, dois pares de papilas cefálicas, e destes os mais próximos da cápsula bucal apresentam cílios, uma papila mediana e abaixo desta observa-se o anfídio, além disso é possível observar a presença de deirídios de formato cônico. Quando comparada com as papilas cefálicas labiais relatadas por Watermeyer et al. (2012), há divergência pois as papilas vistas no presente estudo possuem cílios, enquanto que as vistas por aqueles autores estão desprovidas destas estruturas.

Outra diferença está relacionada ao formato do deirídio. Watermeyer et al. (2012) relatam a presença de deirídios bífidos na espécie de *Setaria graberi*, enquanto que as do presente estudo são de formato cônico. Além disso, estes autores relatam a distância do deirídio de 379–535 μm para fêmeas e 209–284 μm , enquanto que no presente estudo a distância do deirídio até a extremidade anterior foi de 303–483 μm e 305–487 μm , para machos de *Setaria* de bubalinos e bovinos respectivamente, e 240–523 μm e 230–513 μm para fêmeas de *Setaria* de bubalinos e bovinos respectivamente. Por outro lado, os helmintos da espécie *Setaria digitata* apresentam deirídios em formato cônico (DESSET, 1966), nesse sentido aproximando-se do observado no presente trabalho.

Com relação a região caudal, foram observadas estruturas geralmente comuns as fêmeas de helmintos do gênero *Setaria*. Apêndices laterais, sendo estas projeções da cutícula dos helmintos e o final da cauda terminando em protuberâncias, denominada cauda serreada. Essas estruturas já vem sendo observadas em diversas espécies por diversos autores, como *Setaria cornuta*, *Setaria scalprum* (DESSET, 1966) *Setaria labiatopapillosa*, *setaria yeh* (BECKLUND & WALKER, 1969) e *Setaria marshalli* (2010).

Este foi o primeiro relato de *Setaria labiatopapillosa* na região norte do Brasil, representando assim uma nova localização geográfica para a espécie em questão.

7 CONCLUSÃO

Foi possível a constatação da ocorrência de nematódeo filarídeos parasito da cavidade abdominal em bubalinos e bovinos de corte oriundos da microrregião do Arari do Marajó.

A ausência das microfilárias no sangue pode estar relacionada ao método de colheita bem como o horário da aquisição dos mesmos.

Os helmintos filarídeos encontradas no presente estudo evidenciaram características da Classe Secernentea, Ordem Spirurida, Família Onchocercidae e Gênero *Setaria*, espécie *Setaria labiatopapillosa* (ALESSANDRINI, 1838), sendo este o primeiro relato de *Setaria labiatopapillosa* parasitando bovídeos no Marajó.

8 REFERÊNCIAS

- AMATO, J. F. R.; WALTER, A. B.; AMATO, S. B. Protocolo para Laboratório, Coleta e Procedimentos de Parasitas do Pescado, 10 ed. **Imprensa Universitária**, UFRRJ, Rio de Janeiro, p. 81, 1991.
- ARAKI, J.; SHOHO, C.; KAMIY, H.; OHTAISHI, N. Morphological study of *Setaria javensis* (filarioidea: nematoda) recovered from tragulus kanchil. **Research Bulletin of the Meguro Parasitological Museum**, n. 8, p. 39-44, 1982.
- ARIMA, E.; UHL, C. **Pecuária na Amazônia Oriental**: desempenho atual e perspectivas futuras. Belém: IMAZON, 1996. p. 9-31.
- ASSUMPCÃO, J. C. **Bufalando sério**. São Paulo: Liv Agropecuária, 1996.
- BERNARDES, O. Bubalinocultura no Brasil: Situação e importância econômica. **Revista brasileira de Reprodução Animal**, v. 31, n. 3, p. 293-298. 2007.
- BIANCHIN, I. et al. **Epidemiologia dos nematódeos gastrintestinais em bovinos de corte nos cerrados e o controle estratégico no Brasil**. Campo Grande: EMBRAPA - CNPGC, 1993. 120p. (Circular Técnica, 24).
- BOLLIGER, F. P. Produção da Pecuária Municipal. **Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística – IBGE**, v. 39. 2011. 60p
- BROWN, D. D.; EBERHARD, M. L.; LIGHTOWLERS, M. W.; LITTLE, S. E.; LYNN, R. C. **Parasitologia Veterinária**. 9ª ed. Elsevier Editora, Rio de Janeiro. 2010. 432p.
- DESSET, M. C. Contribution a La systematique des filaires du genre *Setaria*; Des diérides. **Memoires du museum national d’histoire naturelle**, v. 1, n. 2, p. 262-263, 1966.
- CEZAR, A. S.; VOGEL, F. S. F.; SANGIONI, L. A. **Principais gêneros de nematodeos gastrintestinais em bovinos da região centro do Rio Grande do Sul, Brasil**. Programa de Pós-graduação em Medicina Veterinária Preventiva – Doenças Parasitarias. Universidade Federal de Santa Maria, v. 1, n.1, p. 2-5, 2008.
- CEZAR, A. S.; VOGEL, F. S. F.; SANGIONI, L. A. Controle alternativo de nematódeos gastrintestinais dos ruminantes: atualidade e perspectiva. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 38, n. 7, p.2 083-2091, 2008.
- CHAGAS, A. C. S.; VIEIRA, L. S.; CAVALCANTE, A. C. R.; MARTINS, L. A. Controle de verminose em pequenos ruminantes adaptado para a região da zona da Mata/MG e região serrana do Rio de Janeiro. **Circular Técnica**, versão on line. Sobral, CE, n. 30, p. 4, 2005.
- CRISPIM, D. L.; RODRIGUES, R. S. S.; VIEIRA, A. S. A.; SILVEIRA, R. N. P. O.; FERNANDES, L. L. Espacialização da cobertura do serviço de saneamento básico e do índice de desenvolvimento humano dos municípios do Marajó. **REVISTA VERDE**, Pará. v.11, n. 4, p. 112-122, 2016.

FONSECA, A. H.; PEREIRA, M. J. **Classificação e morfologia de nematoides em Medicina Veterinária** – Coleção parasitológica. Seropédica, Rio de Janeiro, 2002. 82p. (CD-ROM).

FAPESPA. **Efetivo de Rebanho Bovino, segundo Brasil, Grandes Regiões e Unidades da Federação**. Acesso em 13 jan 2019. Disponível em: http://www.fapespa.pa.gov.br/sistemas/para2017/tabelas/10_economia/7_efetivo_de_rebanho_bovino_2011_2015.htm.

FARMNEWS. **Maiores rebanhos e produtores de carne bovina no mundo**. Acesso em 13 jan 2019. Disponível em: <http://www.farmnews.com.br/mercado/produtores-de-carne-bovina/>.

FORTES, E. **Parasitologia Veterinária**. 4ª Ed. Editora Ícone Ltda., São Paulo, 2004.

DELGADO, F. E. F.; LIMA, W. S.; CUNHA, A. P.; BELLO, A. C. P. P.; DOMINGUES, L. N.; WNADERLEY, R. P. B.; LEITE, P. V. B.; LEITE, R. C. Verminose dos bovinos: Percepção de pecuaristas em Minas Gerais, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 18, n. 3, p. 29-33, 2009.

DOHNAL, J.; BLINN, J.; WAHL, G.; SCHULZ-KEY, H. Distribution of microfilariae of *Onchocerca lienalis* and *Onchocerca gutturosa* in the skin of cattle in Germany and development in *Simulium ornatum* and *Culicoides nubeculosus* following artificial infestation. **Elsevier Science Publishers**, n. 36, p. 325-332, 1990.

FONSECA, A. H.; PEREIRA, M. J. **Classificação e morfologia de nematoides em Medicina Veterinária** – Coleção parasitológica (CD-ROM). Seropédica, Rio de Janeiro, 2002. 82p.

FORBES, A. B. Sub-clinical parasitism in spring-born, beef suckler calves: epidemiology and impact on growth performance during the first grazing season. **Veterinary Parasitology**, v.104, p.339-344, 2002.

FIGUEIREDO, E. L. **Elaboração e caracterização do “Queijo Marajó”, tipo creme de leite de búfala, visando sua padronização**. 2006. 104p. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal) - Universidade Federal do Pará, Belém, 2006.

FUJII, T.; HAYASHI, T.; ISHIMOTO, A.; TAKAHASHI, S.; ASANO, H.; KOTO, T. Prenatal infection with *Setaria marshalli* (BOULENGER, 1921) in cattle. **Veterinary Parasitology**, v. 56, p. 303-309, 1995.

GENTIL, K. **Plano de desenvolvimento territorial sustentável para o Arquipélago do Marajó**. Editora do Ministério da Saúde, Brasília, 2007, 26p.

GIRÃO, E. S., MEDEIROS, L. P., GIRÃO, R. N. Ocorrência e distribuição estacional de helmintos gastrintestinais de caprinos no município de Teresina, Piauí. **Ciência Rural**, 22, 197-202, 1992.

INNES, J. R. M.; SHOHO, C.; PILLAI, C. P. EPIZOOTIC CEREBRO-SPINAL NEMATODIASIS OR SETARIASIS. **British Journal Veterinária**, v. 108, p. 71-88, 1952.

JONES, T.C.; HUNT, R.D.; KING, N.W. **Patologia Veterinária**. 6. ed. Manole, São Paulo, 2000, 1415p.

KIM, N. S.; KIM, H.C.; SIM, C.; JI, J. R.; KIM, N. S.; PARK, B. K. Congenital infection with *Setaria digitata* and *Setaria marshalli* in the thoracic cavity of a Korean calf: a case report. **Veterinarni Medicina**, n. 55, v. 6, p. 275-280, 2010.

KNIGHT, D. H. Heartworm infection. **Veterinary Clinics of North America. Small Animals Practice**, v.17, p. 1463-1518. 1987.

LÁU, JÚNIOR, J. B. L.; GARCIA, A. R. **Panorama da bubalinocultura na Amazônia**. Universidade Federal do Pará. 2006. 45p.

LISBOA, R. C. L.; LIMA, M. J. L.; MACIEL, U. M. Musgos do Marajó – II – Município de Anajás, Brasil. **Acta Amazonica**, n. 29, v. 2, p. 201-206, 1999.

HONER, M. R.; VIEIRA-BRESSAN, M.C.R. Nematódeos de bovinos no Brasil – O estado da pesquisa, 1991. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.1, n.1, p. 67 – 79, 1992.

MATTOS, C. A. C.; SANTANA, A. C. S. DEL'ARCO Jr. A.P. O as contribuições da cadeia de produção de leite e derivados para micro e pequenos produtores: um estudo em conceição do araguaia no Pará. In: **Anais do 48º Congresso SOBER – Sociedade Brasileira de Economia, Administração e Sociologia Rural**. Campo Grande, 2010.

MAYOR, P.; GOMEZ-PUERTA, L. A. Congenital Filariasis Caused by *Setaria bidentata* (Nematoda: Filarioidea) in the Red Brocket Deer (*Mazama americana*). **Journal of Parasitology**, v. 103, n. 1, p. 123-126, 2017.

MEDEIROS, J. F.; PY-DANIEL, V.; BARBOSA, U. C.; OGAWA, G. M. Current profile of *Mansonella ozzardi* in communities along the Ituxi river, Lábrea municipality, Amazonas, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 103, p. 409-411, 2008.

MONTEIRO, E. **Parasitologia Veterinária**. 4ª ed. Ícone Editora, São Paulo, 607p.

MOTA, M. A. et al. Controle biológico de helmintos parasitos de animais: estágio atual e perspectivas futuras. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 23, n. 3, p. 93-100, 2003.

NAKANO, H.; TOZUKA, M.; IKADAI, H.; ISHIDA, H.; GOTO, R.; KUDO, N.; KATAYAMA, Y.; MURANAKA, M.; ANZAI, T.; OYAMADA, T. Morphological survey of bovine *Setaria* in the abdominal cavities of cattle in Aomori and Kumamoto prefectures, Japan. **Journal of Veterinary Medical Science**, v. 69, p. 413-415, 2007.

NEVES, D. P. **Parasitologia Humana**. 12ª ed. Atheneu. São Paulo, 2011. 546p.

NOTARNICOLA, J.; JIMÍNEZ, F. A.; GARDNER, S. A new species of *Molinema* (Nematoda: Onchocercidae) in Bolivian rodents and emended description of *Litomosoides esslingeri* bain, Petit, and Diagne, 1989. **The Journal of Parasitology**, n. 6, v. 98, p. 1200-1208, 2012.

PATIÑO, E. M. **Produção de búfalas de leite**. Botucatu: FEPAF, 2011a. p. 79-108.

PATNAIK, M.M. E PANDE. B.P. A note on parafilaria in buffalo. *Bes - Babas S. d. Iclmiith.*, v. 37, n. 4, p. 343-8. 1963.

RHEE, J. K.; CHOI, E. Y.; PARK, B. K.; JANG, B. G. Application of scanning electron microscopy in assessing the prevalence of some *Setaria* species in Korean cattle. **Korean Journal of Parasitology**, v. 32, p. 1-6. 1994.

RONCALI, R. A. Tracing the history of Heartworms: a 400 year perspective. In: PROCEEDINGS OF THE HEARTWORM SYMPOSIUM, Tampa, FL, 1998. **Annals...** Tampa, 1998, p.1-14.

SAMBROOK, J.; FRITSCHI, E. F.; MANIATIS, T. Molecular cloning: a laboratory manual, Cold Spring Harbor, **Laboratory Press**, New York. 1989.

SANTANA, A. C. de; AMIN, M. M. **Cadeias produtivas e oportunidade de negócios na Amazônia**. Belém: UNAMA, 2002.

SILVA NETTO, F. G. A. Controle da Verminose Bovina. **Embrapa Rondônia**, v. 1, p. 1, 2006.

SHARMA. M. C.; PATHAK, N. N.; NHI. D. L.; HUNG, N.N. E VUC. N.V. Incidence of filariasis in murrh buffaloes with particular reference to haematological changes and chemotherapy. **Buffalo Bulletin.**, v. 4, n. 3, p. 48- 51. 1985.

TAYLOR, M. A.; COOP, R. L.; WALL, R. L. Parasitologia Veterinária. 3ed. Guanabara Koogan. Rio de Janeiro, 2010. 742p.

TEIXEIRA NETO, J. F.; 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, 3, Viçosa, MG. **Anais...** Viçosa: UFV, 2002. p. 65-73.

TONGSON, M. S.; GEGATO, J. C.; CANILLAS, J. Cutaneous parasitic nodules of cattles and carabaos in the Philippines. *Pbil. J. V&: Ied., ZQ*, v. 1, p. 38-49, 1981.

TUNG, K. C.; LAI, C. H.; OOL, H. K.; YANG, C. H.; WANG, J. S. Cerebrospinal setariosis with *Setaria marshalli* and *Setaria digitata* infection in cattle. **Journal of Veterinary Medical Science**, v. 65, p. 977-983. 2004.

URQUHART, G. M.; ARMOUR, J.; DUNCAN, J. L.; DUNN, A. M.; JENNINGS, F. W. **Parasitologia Veterinária**. Rio de Janeiro: Editora Guanabara Koogan, 1998. 276 p.

VALENTE, R. M. **Arquipélago do Marajó: Conservação de aves migratórias**. Disponível em: <http://www.conservation.org/global/brasil/publicacoes/Documents/avesmigratoriasnearticasnobrasil.pdf> >. Acesso em 17 jun 2016.

VICENTE, J. J.; RODRIGUES, H. O.; GOMES, D. C. PINTO, R. M. Nematóides do Brasil: Nematóides de mamíferos. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 14, n. 1, p. 1-452, 1997.

WALLER, P. J. International approaches to the concept of integrated control of nematode parasites of livestock. **International Journal for Parasitology**, v. 29, p. 155 - 164, 1999.

WALLER, P. J. Global perspectives on nematode parasite control in ruminant livestock: the need to adopt alternatives to chemotherapy, with emphasis on biological control. In: FAO. Animal Production and Health Division. Biological control of nematode parasites of small ruminants in Asia. **Final proceedings...** Rome, Italy: FAO, (FAO Animal Production and Health Paper), 104p. 2002.

WATERMEYER, R.; PUTTERILL, J. F.; BOOMKER, J.; KUZMIN, Y.; JUNKER, K. Redescription of *Setaria graberi* Shoho in troncny, Graber & Thal, 1976 (Nematoda: Filarioidea) based on specimens from *Redunca arundinum* (Bovidae) in South Africa. **Parasite**, v. 20, n. 43, p. 1-8, 2012.

WEE, S. H.; JANG, H.; JOO, H. D.; KANG, Y. B.; LEE, C. G. *Setaria marshalli* infection in neonatal calves. **Korean Journal of Parasitology**, v. 34, p. 207-210, 1996.

WILLARD, W.; WALKER, M. Taxonomy, Hosts, and Geographic Distribution of the *Setaria* (Nematoda: Filarioidea) in the United States and Canada. **The Journal of Parasitology**, v. 55, n. 2, 359-368, 1969.

