



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
UNIDADE ACADÊMICA DE SERRA TALHADA
CURSO DE BACHARELADO EM ZOOTECNIA

RELATÓRIO DE ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO

Daniel Carlos da Silva Freitas

Serra Talhada

2019



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
UNIDADE ACADÊMICA DE SERRA TALHADA
CURSO DE BACHARELADO EM ZOOTECNIA

APLICAÇÃO DE TÉCNICAS LABORATORIAIS PARA IDENTIFICAR E QUANTIFICAR
PARASITOS GASTROINTESTINAIS EM DIFERENTES ESPÉCIES DE ANIMAIS DE
PRODUÇÃO

Relatório apresentado ao curso
de Zootecnia como parte das
exigências para obtenção do
grau de Bacharel em Zootecnia.

Professor orientador: Valéria
Louro Ribeiro

Supervisor de estágio: Marilene
Maria de Lima

Daniel Carlos da Silva Freitas

Serra Talhada

2019

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Sistema Integrado de Bibliotecas da UFRPE
Biblioteca da UAST, Serra Talhada - PE, Brasil.

F866a Freitas, Daniel Carlos da Silva

Aplicação de técnicas laboratoriais para identificar e quantificar parasitos gastrointestinais em diferentes espécies de animais de produção / Daniel Carlos da Silva Freitas. – Serra Talhada, 2019.
24 f.: il.

Orientadora: Valéria Louro Ribeiro

Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Bacharel em Zootecnia) – Universidade Federal Rural de Pernambuco. Unidade Acadêmica de Serra Talhada, 2019.

Inclui referência e anexos.

1. Vermifugação. 2. Larvas. 3. Endoparasitose. I. Ribeiro, Valéria Louro, orient. II. Título.

CDD 636

Relatório apresentado e aprovado em 10 de julho de 2019 pela comissão examinadora composta por:

Valéria Louro Ribeiro (Doutora)

Juliano Martins Santiago (Doutor)

Ednéia de Lucena Vieira (Doutora)

Serra Talhada

2019

AGRADECIMENTOS

À Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Unidade Acadêmica de Serra Talhada (UAST), por ter disponibilizado de estágio e por proporcionar condições para desenvolver as atividades do Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO).

À orientadora, Valéria Louro Ribeiro, por ter me auxiliado no desenvolvimento do trabalho, por ter disponibilizado tempo para discutir sobre o ESO, e por estar disponível para auxiliar e tirar as dúvidas por e-mail.

À Supervisora, profa. Dra. Marilene Maria de Lima, por ter se disponibilizado a realizar o ESO, e me auxiliar no que fosse preciso para sua conclusão.

A Alecksandro Oliveira, por ter disponibilizado para me auxiliar no laboratório, coletar as amostras ou arrumá-las e se disponibilizar para o que eu precisasse.

A todos que disponibilizaram o material para realizar atividades do ESO, (Clóvis, Adão, entre outros).

A Jackson Vieira, por disponibilizar tempo para me auxiliar no que fosse preciso para concluir o ESO.

SUMÁRIO

LISTA DE FIGURAS	06
1. RESUMO	07
2. INTRODUÇÃO GERAL	08
3. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS.....	10
3.1 Descrição do local	10
3.2 Exames laboratoriais.....	11
3.2.1 Contagem de ovos e oocistos nas fezes	11
3.2.2 Coprocultura	13
3.2.3 Técnica de Willis-Mollay Ou Técnica de flutuação simples.....	16
3.2.4 Técnica de Hoffman ou Técnica de Sedimentação Espontânea	17
3.2.5 Técnicas de Baermann.....	18
4. CONSIDERAÇÕES FINAIS	20
5. DIFICULDADES ENCONTRADAS	21
6. REFERÊNCIAS	22

LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Área externa do laboratório	10
Figura 2: Área interna do laboratório	11
Figura 3: Procedimento para contagens de ovos e oocistos por grama de fezes.....	12
Figura 4: Obtenção das larvas de terceiro estágio de nematoides.....	14
Figura 5: Técnica de flutuação simples.	16
Figura 6: Técnica de Sedimentação Espontânea.	18
Figura 7: Técnicas de Baermanm.	19

RESUMO

No Estágio Supervisionado Obrigatório objetivou-se realizar os exames laboratoriais de fezes de animais, para identificar e parasitas gastrointestinais em animais de produção, e uma avaliação comparativa quanto à eficácia das técnicas. As atividades foram realizadas no laboratório de biologia da Unidade Acadêmica de Serra Talhada (UAST), Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), durante o período de 12 de março a 30 de junho de 2019, sobre a supervisão da Prof^a. Dr^a. Marilene Maria de Lima. Os principais exames realizados para identificar e quantificar as endoparasitoses foram: a contagem de ovos por grama de fezes (OPG) e oocisto por grama de fezes (OoPG), coprocultura (identificação da larva infectante L3), técnica de Willis (utilizada para detecção de ovos leves de helmintos e oocisto de protozoários), sedimentação (utilizada para identificar os ovos pesados (*Fasciola*), Centrífugo-Flutuação (utilizada para identificar ovos leves de helmintos e oocisto de protozoários, principalmente em um número baixo de parasitas), técnica de Baermann (identificar os vermes pulmonares (*Dictyocaulus*). As amostras fecais utilizadas para realizar os exames foram de bovinos, ovinos, caprinos, equídeos, suínos e coelhos, colhidas diretamente do reto ou de superfícies limpas. Após a realização do estágio, conclui-se que exames laboratoriais de fezes são eficientes e simples, fornecem resultados a curto prazo, podendo auxiliar o produtor na tomada de decisão, quanto à profilaxia das parasitoses.

Palavras-chave: eclosão, larvas, vermifugação.

1. INTRODUÇÃO GERAL

Parasitas gastrointestinais são aqueles que infectam o trato digestivo de humanos e animais, são representados pela classe Nematoda (*Trichuris* spp, *Haemonchus* spp, etc.), Céstoda (*Moniezia* spp, *Paranoplocephala* spp, etc), e Trematoda (Faciola hepática, *Paramplistomum* spp, etc.).

Os ovos das endoparasitoses são liberados no ambiente, através das fezes dos hospedeiros. No ambiente, os ovos irão eclodir e dar origem às larvas L1, L2 e L3. A infecção ocorre através da ingestão das larvas infectantes, no estágio L3, através das pastagens e água contaminadas pelas fezes do hospedeiro (bovinos, ovinos, caprinos, suínos, equídeos, coelho, cães, gatos, etc.) e por falta de manejo sanitário adequado (SOTOMAIOR, 2009).

Associadas as helmintoses, a eimeriose causada por parasitas do gênero *Eimeria* é uma infecção comum nos rebanhos e contribui para aumentar o índice de mortalidade, principalmente entre animais jovens, por serem mais sensíveis aos parasitas. Os animais parasitados podem apresentar como sintomas: anorexia, retardado de crescimento, anemia, redução da produtividade (carne, leite, pele, lã e desempenho no caso de cavalos atletas, etc.), morte, causando prejuízos econômicos aos produtores (COSTA et al 2009).

O grau de patogenicidade e a intensidade de infecção de todos os parasitas estão intimamente relacionados com a idade do animal, a espécie parasitária, o grau de infecção, a suscetibilidade e as condições ambientais como clima, relevo, temperatura e umidade (UENO E GONSALVES, 1998). Temperatura e umidade podem favorecer a eclosão e permanência de larvas no ambiente, elevando os índices de infestação nos rebanhos (COSTA et al., 2011). Existem exames para identificar os parasitas gastrointestinais que infectam os animais de produção, auxiliando os produtores na tomada de decisão quanto à profilaxia das parasitoses como: vermifugações, manejo das pastagens, fontes de água e higiene das instalações.

Além dos sinais clínicos observados nos animais, o controle das verminoses pode ser realizado através dos exames de fezes, sendo possível reduzir as perdas econômicas por mortes no rebanho, ou pelo uso inadequado de anti-helmínticos. Porém, alguns produtores só adotam medidas de controle quando ocorre mortalidade ou quando o animal está com infecção maciça.

Em um sistema de produção, se faz necessário ter uma ferramenta para auxiliar os produtores na tomada de decisão, e que ela seja de baixo custo, eficiente e de rápido diagnóstico, como os exames laboratoriais de fezes. Os principais exames utilizados para

identificar as endoparasitoses em animais de produção foram: Contagem de ovos por grama de fezes (OPG), Coprocultura (identificação da larva infectante L3), Flutuação simples ou Técnica de Willis, Técnica de Sedimentação, Técnica de Centrifugo-Flutuação, Técnica de Baermanm.

Todas as técnicas acima são de baixo custo, fácil execução, importantes para o diagnóstico dos animais infectados e para a determinação do tratamento. Porém, para dar uma resposta aos produtores deve-se determinar qual a técnica mais indicada para as endoparasitoses, sendo necessária uma avaliação criteriosa da eficiência de cada uma delas (TÁPARO et al., 2006).

Táparo et al. (2006) avaliaram a eficiência de três técnicas: Flutuação simples (Willis), Centrifugo-Flutuação e sedimentação, com amostras de fezes de cães para identificar ovos de helminto e oocisto de protozoários. As técnicas de Willis e Sedimentação tiveram uma melhor eficiência para o diagnóstico do que a centrifugo-flutuação, por terem apresentado maiores taxas de helmintos. Pelchebiski et al. (2010), por sua vez, avaliaram três técnicas: OPG, Willis e Centrifugo-Flutuação. Utilizando amostras de fezes caninas, verificou-se que quanto à positividade, Willis e Centrifugo-Flutuação foram iguais, já no OPG foi baixa; porém quanto à sensibilidade a centrifugo-Flutuação, obteve maior recuperação dos ovos, até mesmo em animais de baixo número de ovos.

Dellaqua (2013) comparou dois métodos de contagem de ovos, OPG e Willis em equídeos e, para isso, necessitou adaptar a técnica de Willis para uma técnica quantitativa baseando-se no método de Basseto (2011), para aumentar a sensibilidade e a precisão do diagnóstico. Para que os métodos fossem eficientes a contagem dos ovos de helmintos não pode diferir 20% do método de McMaster (consagrado). O Willis diferiu mais que 20%, portanto, apresentou baixa eficiência em comparação ao OPG.

Neste contexto, objetivou-se com o presente relatório, descrever a experiência em aplicar as técnicas laboratoriais para identificar e quantificar os parasitos gastrointestinais em diferentes espécies de animais de produção.

2. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

2.1 Descrição do local

O estágio foi desenvolvido no Laboratório de Biologia (Figuras 1 e 2) da Unidade Acadêmica de Serra Talhada (UAST), na Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), durante o período de 12 de março a 30 de junho de 2019, totalizando carga horária de 330 horas, sob a supervisão da Prof^ª. Dr^ª Marilene Maria de Lima.



Figura 1: Área externa do laboratório (Arquivo pessoal)

O laboratório é utilizado por vários professores de diversas áreas e vários cursos da UAST, para realização de aulas práticas de diversas disciplinas (parasitologia, fisiologia, embriologia, entre outras) e projetos de pesquisa. O laboratório possui equipamentos como: geladeira, armários, balança, microscópio, vidrarias, pia, microondas, soluções, ar condicionado, etc.



Figura 2: Área interna do laboratório (Arquivo pessoal)

2.2 Exames laboratoriais

2.2.1 Contagem de ovos e oocistos nas fezes

A contagem de ovos por grama de fezes (OPG), e Ovos de oocistos por grama de fezes (OoPG), foram realizados conforme Gordon e Whitlock (1939). É uma técnica utilizada para contagem de ovos de nematoides, cestoides e oocistos de protozoários nas fezes dos animais, sendo utilizado como indicativo do grau de infecção do rebanho. Esta técnica pode ser realizada principalmente para o diagnóstico de parasitose de bovinos, caprinos, ovinos, equídeos e suínos.

Para sua realização, foram utilizados balança analítica, recipientes plásticos, peneira, gases, pipeta de Pasteur, solução hipersaturada de açúcar ou de cloreto de sódio, colher de metal, câmara de McMaster e microscópio.

A técnica consiste em preparar a solução hipersaturada de açúcar, contendo 1kg de açúcar, para 720mL de água, podendo ser preparado usando um aquecedor mecânico ou manualmente.

Para a realização das contagens de ovos (OPG) e oocistos (OoPG) nas fezes, foram pesados 2g de fezes e transferidas para um recipiente plástico, homogeneizando-se em 58mL de solução hipersaturada de açúcar (Figuras 3A, 3B e 3C).

Posteriormente, com alíquota desta suspensão fecal, foram preenchidas as duas áreas da câmara McMaster. Após 1 a 2 minutos, a leitura foi realizada em microscópio óptico, usando lente da objetiva de 10× (Figuras 3D e 3E, respectivamente), guiando-se pelo Manual para Diagnóstico das Helmintoses de Ruminantes (UENO e GONÇALVES, 1998).

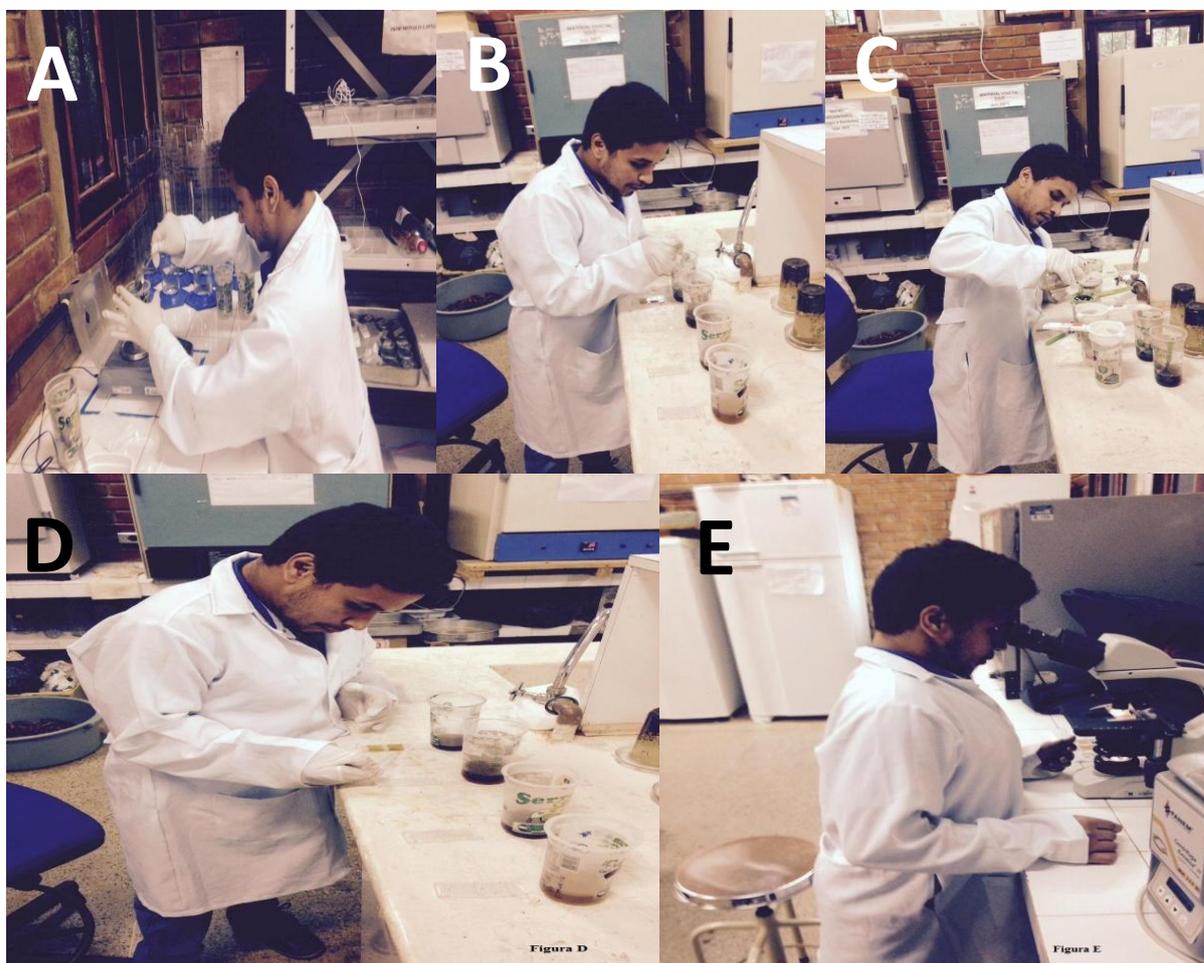


Figura 3: Procedimento para contagens de ovos e oocistos por grama de fezes (Arquivo pessoal)
A-Pesagem das amostras; B-Homogeneização do material fecal com solução hipersaturada de açúcar; C-Filtragem da solução fecal; D- Preenchimento da câmara de McMaster com alicota fecal; Figura E- Identificação e contagem de ovos e oocistos de helmintos no microscópio.

Embora esta técnica possa ser realizada com solução hipersaturada de cloreto de sódio, não a utilizei, por danificar a objetiva do microscópio devido a acidez (corrosão da objetiva), por causar deformações dos ovos, caso demore muito tempo para serem lidos. O ideal é que sejam lidos no mesmo dia.

O exame de OPG foi realizado com amostras de bovino, ovino, caprino, suíno e equídeos (jumento), foram indentificados ovos de *Strongyloidea* spp, *Trichuris* spp e *Eimeria* spp. A depender do grau de infecção (Tabela 1), estes animais podem apresentar sintomas

como: anorexia, retardado de crescimento, queda na produção de leite, limitação no desempenho, redução da fertilidade, podendo levar à morte.

Gênero de helmintos	Grau de infecção (OPG)		
	Leve	Moderada	Pesada
<i>Haemonchus</i>	100 – 2.500	2.500 – 8.000	8.000
<i>Trichostrongylus</i>	100 – 500	500 – 2.000	2.000
<i>Strongyloides</i>	–	–	10.000
<i>Oesophagostomum</i>	100 – 1.000	1.000 – 2.000	3.000
<i>Fasciola</i>	50 – 200	200 – 500	500

Tabela 1: Guia de interpretação da contagem de ovos helmínticos em ruminantes (Adaptado de UENO e GONÇALVES, 1998).

Os resultados das amostras apresentaram poucos ovos, provavelmente por estes animais, terem um controle das verminoses, através das vermifugações e de higiene das instalações (MULLER, 2008).

Os produtores devem estar atentos à resistência dos vermes decorrente da utilização contínua do mesmo vermífugo. Sendo assim, recomenda-se a substituição do princípio ativo, anualmente. Do mesmo modo, a realização de quarentena para animais recém-adquiridos se mostra um manejo eficiente no controle de verminoses (TEIXEIRA et al., 2015).

2.2.2 Coprocultura

É a técnica que possibilita identificar quais gêneros de nematoides estão infectando os animais (HASSUM, 2008). A mesma pode ser realizada de duas maneiras: individual (cada amostra uma coprocultura), ou o pool (várias amostras, uma coprocultura), que pode ser realizado se os animais estiverem recebendo o mesmo manejo.

Para obtenção das larvas de terceiro estágio de nematoides, foi empregada a técnica de (ROBERTS e O'SULLIVAN, 1950). Foi realizado um pool com amostra de fezes, misturada com vermiculita e pequena quantidade de água dentro de um recipiente plástico. Em seguida,

este foi coberto com a placa de Petri, permanecendo em temperatura ambiente por 7 a 10 dias (Figuras 4A, 4B e 4C, respectivamente).

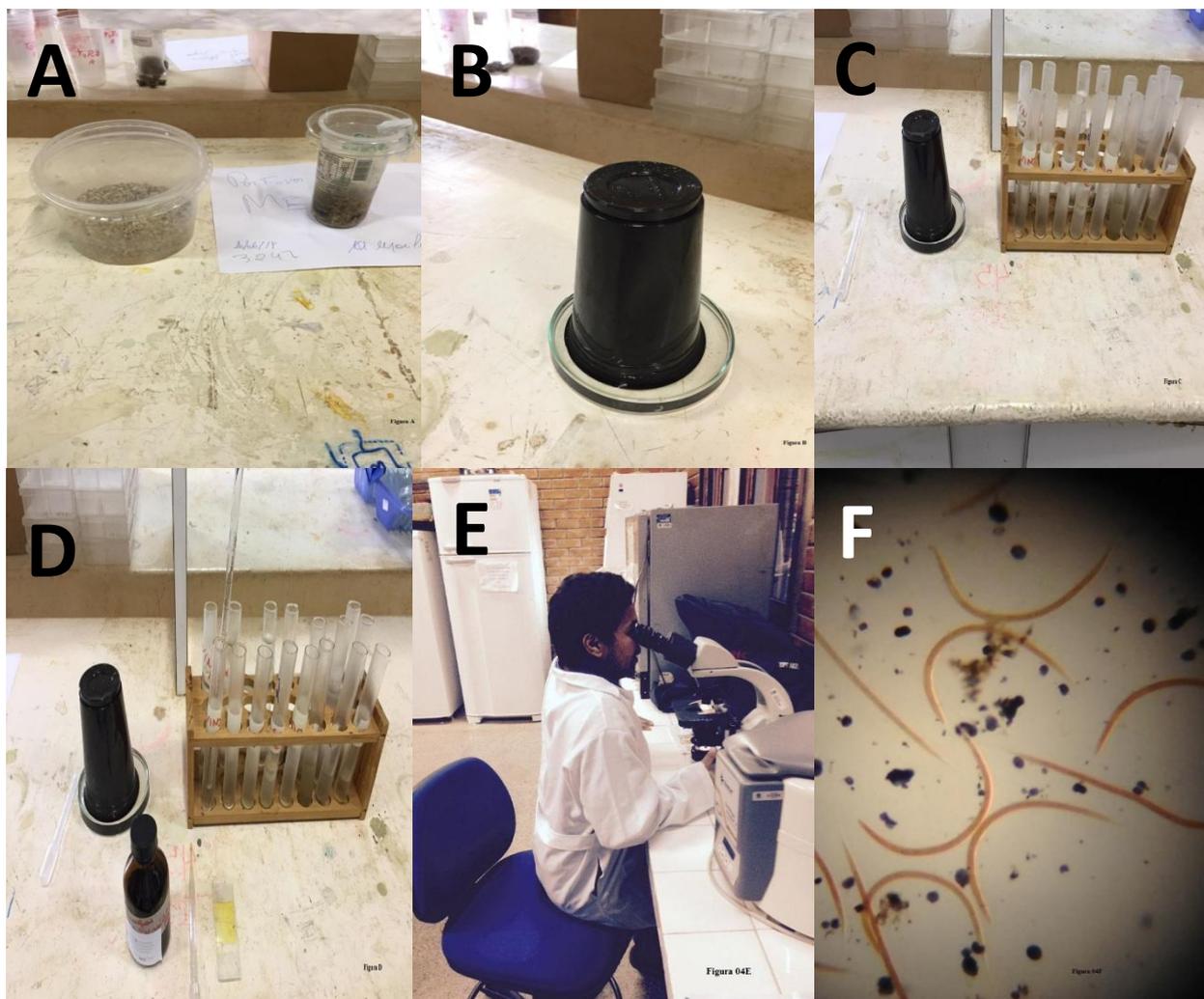


Figura 4: Obtenção das larvas de terceiro estágio de nematoides (Arquivo pessoal)

A - Mistura da solução fecal com a vermiculita, adicionando pequena quantidade de água; B - Recipiente com água e virar a copocultura; C - Coleta de alicota e preenchimento do tubo de ensaio; D - Observação das larvas no microscópio; E - Foto das larvas sobre a lâmina, visualizadas em microscópio.

Transcorrido esse período, o recipiente (Figura 4B) foi preenchido com água corrente e coberto com uma placa de Petri. Então, este conjunto foi virado, acrescentando-se água limpa a placa de Petri para migração das larvas. Transcorrido o período mínimo de quatro horas, o líquido da placa de Petri foi coletado, através de pipeta e transferido para o tubo de ensaio (Figura 4C). Para identificação das larvas, alíquotas deste material foram retiradas com auxílio da pipeta, colocando-se uma gota em cada lâmina de microscópio, adicionando-se, em seguida, uma gota de lugol na alíquota de bovino e suíno, com exceção de equídeos, pois ao adicionar lugol, as células intestinais das larvas podem ser absorvidas. Então, para torná-la lenta, passou a chama de uma vela embaixo da lamínula, cobrindo com lamínula, sendo então

examinada em microscópio óptico (Figura 4D). As larvas foram identificadas através de suas características morfológicas, segundo Ueno e Gonsalves (1998).

A função do lugol é corar e matar as larvas, facilitando a identificação, que pode no caso de bovinos e suínos serem identificadas pela cabeça e cauda. Já nos equídeos, as larvas são identificadas, principalmente, pela contagem das células intestinais. Caso não seja possível realizar a leitura do exame no mesmo dia, o material deve ser acondicionado na geladeira, podendo permanecer por até três meses. Porém, isso não significa que vão estar da mesma forma quando identificadas no dia ou com 15 a 20 dias, pois podem estar em processo de deformação. No caso dos equídeos deve ser lido o mais breve possível, já que a deformação das células intestinais é rápida (figuras 4E e 4F).

Para a realização da coprocultura foram utilizadas amostras de bovinos, suínos e equídeos (jumento). Neste exame, foram observadas larvas de *Strongyloidea*, *Trichostrongylus*, *Haemonchus*, *Oesophagostomum*, grandes e pequenos *Strongylus* (*Edenttatus vulgaris*).

Dependendo da quantidade destas larvas, a infecção pode levar os animais a anemia, anorexia, morte ou depreciação da carcaça. Para evitar ou controlar, os produtores devem realizar manejo sanitário adequado (vermifugar os animais, manejo das pastagens e águas contaminadas, quarentena em caso de aquisição de animais, isolamento, fornecer alimentação adequada, divisão por categorias etc.).

Helminhos	Grau de infecção (Número de vermes)			
	Leve	Moderada	Pesada	Fatal
<i>Haemonchus</i>	<500	500 – 1.500	>1.500	>3.000 – 10.000
<i>Trichostrongylus</i>	<1.000	1.000 – 10.000	>10.000	>20.000
<i>Bunostomum</i>	<20	50	100	>250
<i>Oesophagostomum</i>	<50	50 – 100	>100	>500
<i>Faciola</i>	<50	50 – 150	>200	>500

Tabela 2: Guia para interpretação do grau de infecção em relação ao número de helmintos em ruminantes (Adaptado de UENO e GONÇALVES, 1998).

2.2.3 Técnica de Willis-Mollay ou Técnica de flutuação simples

É uma técnica de visualização de ovos, oocistos e cistos, que utiliza como princípio da flutuação, soluções hipersaturadas de açúcar ou cloreto de sódio (SUMITOMO, 2010). Pode ser utilizados para diagnosticar parasitos em materiais fecais de cães, gatos, humanos, coelhos, dentre outros. Consiste em colocar uma alíquota de fezes em um recipiente plástico homogeneizá-las com um pouco de solução hipersaturada de açúcar ou cloreto de sódio, em seguida passa a solução por uma peneira com auxílio de uma gaze. Posteriormente preenche o tubo de ensaio, completando o volume do tubo com a solução até formar um menisco, em seguida coloca sobre o menisco a lamínula e deixa em repouso por 15 minutos. Transcorrido este tempo, retira a lamínula e coloca-a sobre uma lâmina, levando ao microscópio para ser observada na objetiva de 10× (Figura 5). Realizou-se a técnica descrita acima durante o estágio com fezes de coelho, cujo resultado foi negativo para identificação de ovos leves, oocisto e cistos de protozoários. Provavelmente, o resultado negativo foi devido ao animal ter um manejo sanitário e alimentação adequados.



Figura 5: Técnica de flutuação simples (Arquivo pessoal)

A - Homogeneização da amostra fecal (58ml); B- Filtragem da solução fecal; C - Preenchimento do tubo de ensaio com alíquota fecal até o menisco; D - Colocação da lamínula sobre o tubo de ensaio; E - Colocação a lamínula sobre lâmina e observar no microscópio.

Comparando a eficiência deste exame com a centrífugo-flutuação e a sedimentação, provavelmente, Willis e Centrífugo-Flutuação, obtém a mesma eficiência, pois identificam ovos de helmintos e oocisto de protozoários, enquanto a sedimentação teria uma maior eficiência para detectar ovos pesados.

Porém, Sumitomo (2010) comparou a sedimentação com Willis e Centrífugo-Flutuação, em amostras fecais de cães, e observou que as técnicas de Willis, sedimentação e Centrífugo-Flutuação, são eficientes para diagnosticar *Ancylostoma* spp. e *Toxocara canis*. Porém, para detecção do oocisto *Isospora* spp., as técnicas de Willis e Centrífugo-Flutuação foram mais eficientes do que a sedimentação.

2.2.4 Técnica de Hoffman ou Técnica de Sedimentação Espontânea

Este método é recomendado para a pesquisa de ovos pesados, principalmente de trematódeos (UENO e GONSALVES, 1994), revelando também ovos de outros helmintos. Para realizar a técnica foram utilizadas amostras de fezes de bovinos. O método consistiu, em primeiramente, colocar em um recipiente plástico a amostra fecal e água de torneira, homogeneizando-a com auxílio de um bastão de vidro. Em seguida, a solução foi filtrada em peneira e gazes cirúrgicas dobradas para o interior de um cálice de fundo cônico. O volume do cálice foi então completado com água da torneira e em seguida, a solução permaneceu em repouso por 24 horas, favorecendo a precipitação de resíduos.

O líquido sobrenadante foi substituído por água limpa, promovendo a ressuspensão do precipitado. Esta operação foi repetida por três vezes até que o sobrenadante ficasse adequadamente claro. Então, com auxílio de uma pipeta de vidro, procedeu a coleta de uma alíquota do precipitado, a qual foi depositada na superfície de uma lâmina de microscópio. Posteriormente, foi colocada uma gota de lugol, coberta com a lamínula e encaminhada para visualização microscópica na objetiva de 10× (Figura 6).

O exame realizado teve resultado negativo para identificação de ovos pesados, dos trematódeos dos gêneros *Faciola* e *Paramplistomum*, provavelmente pelos animais terem um controle de vermifugações, alimentação adequada e boa condição sanitária. Porém, se o exame fosse positivo com infecção maciça nos animais, ocorreria redução na produtividade (carne, leite, pelo), retarda o crescimento, podendo condenar a carcaça (*Faciola*).



Figura 6: Técnica de Sedimentação Espontânea (Arquivo pessoal)

A - Homogeneização da amostra fecal em água e filtragem da amostra; B - Clarificação do sobrenadante, coleta do sedimento e deposição do sedimento; C - Observações e contagem de ovos pesados.

2.2.5 Técnica de Baermann

É uma técnica utilizada para observação da presença dos parasitas pulmonares, principalmente os do gênero *Dictyocaulus* spp. (EMBRAPA, 1999). Estes parasitas pulmonares podem causar problemas respiratórios nos animais de produção. O método enfatiza que todas as larvas de nematoides são incapazes de nadar contra a gravidade, formando sedimento no interior do recipiente (BOWMAN et al., 2006).

Para realização da técnica de Baermann, uma alíquota de fezes frescas foi envolvida numa gaze, formando uma espécie de trouxa, que foi presa por um lacre de plástico e pendurada, internamente, no bordo de um cálice, com o auxílio de um bastão de madeira. O recipiente foi preenchido com água até que a água tocasse a base da trouxa. Este material repousou por 24 horas e, logo após, o sobrenadante foi desprezado e o sedimento coletado com uma pipeta, depositado na lâmina, corado com lugol, coberto com lamínula para ser em seguida, analisado sob microscópio ótico na objetiva 10x (Figura 7).

As amostras analisadas no estágio foram de bovinos e tiveram resultados negativos para detecção de vermes pulmonares (*Dictyocaulus* spp.), provavelmente devido ao clima da região, que dificulta a presença destes parasitas. Porém, se ocorrer a positividade, os animais irão apresentar bronquite e pneumonia, acarretando redução na produtividade (carne e leite), desempenho, morte, etc.



Figura 7: Técnicas de Baermann (Arquivo pessoal)

A - Dobrar a gaze e colocar sobre a bancada; B - Colocar material fecal na gaze; C - Fazer uma trouxa com a gaze e prender com prendedor de cabelo; D - Bastão de madeira atravessando a gaze de uma extremidade a outra; E - Colocar bastão com a trouxa na borda do cálice; F - Depositar o sedimento na lâmina e adicionar lugol; G e H - Observação dos vermes pulmonares no microscópio

4. CONSIDERAÇÕES FINAIS

O Estágio Supervisionado Obrigatório me proporcionou conhecimento sobre a aplicação de técnicas laboratoriais para identificação de parasitas gastrointestinais em animais de produção, antes visto apenas em sala de aula, e que são de extrema importância para os produtores e técnicos (zootecnistas). Estes exames são importante para que os produtores tenham conhecimento destes parasitas, uma vez que podem acarretar em problemas econômicos, perdas de animais dos rebanhos, redução da produtividade (carne e leite) e desempenho dos animais (cavalos atletas).

Para evitar esses problemas o zootecnista, com auxílio dos exames, pode orientar o produtor a adotar medidas para prevenir ou minimizar a infecção, tais como: vermifugações, rotação de pastagens e alimentação adequada.

5. DIFICULDADES ENCONTRADAS

Durante o Estágio Supervisionado Obrigatório houveram algumas dificuldades pessoais, como encher a Câmara de McMaster e montá-la na posição correta; identificar as larvas e ovos no microscópio óptico; virar a coprocultura para coletar as larvas. Além disso, não foi possível realizar a técnica de centrífugo-flutuação, por não haver a centrífuga específica para esta atividade.

6. REFERÊNCIAS

BOWMAN, D. D. **Parasitologia Veterinária de Georges**. 8.ed. Barueri: Manoele, 2006.

COSTA, V. M. M.; Simões, S. V. D.; Riet-Correa, F. Controle das parasitoses gastrintestinais em ovinos e caprinos na região semiárida do Nordeste do Brasil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, n. 31(1), p. 65-71, 2011. Disponível em: <<http://www.scielo.br/pdf/pvb/v31n1/10.pdf>>. Acesso em: 17 jul 2019.

COSTA, V. M. M.; Simões, S. V. D.; Riet-Correa, F. Doenças parasitárias em ruminantes no semiárido brasileiro. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, n. 29(7), p. 563-568, 2009. Disponível em: <<http://www.scielo.br/pdf/pvb/v29n7/11.pdf>>. Acesso em: 3 mai 2019.

BRASIL. **Diagnóstico de Verminoses em Ruminantes**. Embrapa Meio-Norte, Dez. 1999. Disponível em: <<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/35891/1/Doc42.pdf>>. Acesso em: 1 mai 2019.

DELLAQUA, J. V.; SAES, I. L.; SAES, R. L.; SILVA, J. H. V.; SOUTELLO, R. V. G. **Avaliação Comparativa Entre Métodos Para Contagem de Ovos de Nematódeos Gastrintestinais em Equinos**. XXV Congresso de Iniciação Científica da Unesp, Jaboticabal, UNESP, 2013.

GORDON, H.M.; WHITLOCK, H.V. A new technique for counting nematode eggs in sheep faeces. *Journal of Council for Scientific and Industrial Research in Australia*, v.12, n.1, p.50-52, 1939.

HASSUM, I. C. **Instruções para a Coleta e Envio de Materiais para Exame Parasitológico de Fezes- OPG e Coprocultura para Ruminantes**. Comunicado Técnico nº 64. ISSN 1982-5382. Bagé-RS, outubro de 2008.

ROBERTS, F.H.S.; O'SULLIVAN, P.J. Methods for egg counts and larval cultures for strongyles infecting the gastro-intestinal tract of cattle. *Australian Journal of Agricultural Research*, v.1, p.99-102, 1950.

SOTOMAIOR, C. S.; MORAES, F.R.; SOUZA, F.P.; MILCZEWSKI, V.; PASQUALIN, C.A. **Parasitoses Gastrintestinais dos Ovinos e Caprinos: Alternativas de Controle**. Curitiba: Instituto Emater, 2009.

SUMITOMO, A. H. **Comparação entre Técnicas Coproparasitológicas para o Diagnóstico das Principais Enteroparasitoses**. Monografia, Jaboticabal-SP: Unesp, 2010.

TÁPARO, C. V.; PERRI, S. H. V.; SERRANO, A. C. M.; ISHIZAKI, M. N.; COSTA, T. P.; AMARANTE, A. F. T.; BRESCIANI, K. D. S. Comparação Entre Técnicas Coproparasitológicas no Diagnóstico de Ovos de Helmintos e Oocistos de Protozoários em Cães. **Revista Brasileira de Parasitologia**, v. 15, n. 1, p. 1-5, 2006.

TEIXEIRA, M; CAVALCANTE, A. C. R.; VIEIRA, L. S. Controle de verminoses em caprinos e ovinos. Sobral: Embrapa Caprinos e Ovinos, 2015. Disponível em: <<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/126618/1/cnpc-2015-Controle-de-verminose.pdf>>. Acesso em: 17 jul 2019.

UENO, H.; GONÇALVES, P.C. **Manual para diagnóstico das helmintoses de ruminantes**, 4. ed. Tokyo: Japan. International Cooperation Agency, 1998, 143 p.

UENO, H.; GONÇALVES, P.C. **Manual para diagnóstico das helmintoses de ruminantes**. 3. Ed. Tokyo: Japan Internacional Corporation Agency, 1994. 166p.