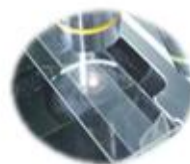
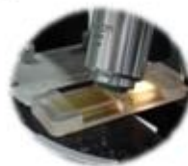


E.BOOK MANUAL DE DIAGNÓSTICO LABORATORIAL DAS HELMINTOSES DOS ANIMAIS DOMÉSTICOS E SILVESTRES



Mary Jane Tweedie de Mattos

Porto Alegre

UFRGS

M444m Mattos, Mary Jane Tweedie de
Manual de diagnóstico laboratorial das helmintoses dos animais
domésticos e silvestres / Mary Jane Tweedie de Mattos. – Porto Alegre :
UFRGS, 2021.

2500 Kb ; PDF.

ISBN 978-65-5973-051-3

1. Parasitologia 2. Helmintologia 3. Animais domésticos 4. Animais
silvestres 5. Diagnóstico laboratorial: veterinária I. Título

CDD 619.443

Catálogo na publicação: Ana Vera Finardi Rodrigues – CRB 10/884

MARY JANE TWEEDIE DE MATTOS

Médica Veterinária. Mestre em Medicina Veterinária Preventiva .Doutora em Ciências Veterinárias. Área de Concentração em Doenças Parasitárias .Professora Associada do Departamento de Patologia Clínica Veterinária da FAVET - UFRGS. Responsável pelo Setor de Helmintoses da FAVET – UFRGS Coordenadora do Curso de Especialização em Doenças Parasitárias da FAVET - UFRGS.Professora do Curso de Especialização em Doenças Parasitárias da FAVET - UFRGS.Professora do Curso de Especialização em Análises Clínicas da FAVET – UFRG.Professora do Pós-Graduação em Alimentos de origem animal FAVET/UFRGS

E.BOOK MANUAL DE DIAGNÓSTICO LABORATORIAL DAS HELMINTOSES DOS ANIMAIS DOMÉSTICOS E SILVESTRES

Porto Alegre

UFRGS

2021

SUMÁRIO

LISTA DE QUADROS	5
LISTA DE FIGURAS	6
Apresentação .	8
Coleta e Remessa de Amostras de Fezes	18
Coleta e Remessa de Sangue	21
Seleção de Exames Microscópicos	24
Métodos de Diagnóstico	26
Método de Willis – Mollay	27
Método de Willis – Mollay com tubo de ensaio	31
Método de Sheather – modificado	35
Método de Faust	38
Método de Lutz-Hoffman, Pons e Janer	42
Método de Dennis-Stone & Swanson - modificado	44
Método de Ritchie	48
Método de Baermann -modificado	51
Método de Graham	55
Método de Gordon & Whitlock – modificado	58
Método de Stoll	63
Método de Girão & Ueno	66
Método de Roberts & O’ Sullivan	70
Método de Knott - modificado	74
Técnica de Necropsia	78
Recuperação de Larvas Infectantes na Pastagem	87
Material de laboratório	100
Corantes e reagentes	105
Fórmulas	106
Referências	112

LISTA DE QUADROS

Quadro	1	Helmintos de Ruminantes	9
Quadro	2	Helmintos de Eqüinos	10
Quadro	3	Helmintos de Suínos	11
Quadro	4	Helmintos de Cães e Gatos	12
Quadro	5	Helmintos de Aves	13
Quadro	6	Helmintos de Bugios	16
Quadro	7	Técnica de acordo com a suspeita clinica	24
Quadro	8	Indicações de métodos helmintológicos conforme suspeita clinica	25
Quadro	9	Diferenciação dos ovos dos gêneros <i>Fasciola</i> , <i>Paramphistomum</i> e <i>Eurytrema</i>	46
Quadro	10	Principais características das larvas (L1pulmonares de ruminantes..	53
Quadro	11	Características diferenciais das microfilárias sanguíneas	76
Quadro	12	Identificação de larvas infectantes de nematódeos de ruminantes	92

LISTA DE FIGURAS

Figura	1	Coleta e Remessa de Amostras de Fezes e Sangue	23
Figura	2	Método de Willis-Mollay..	30
Figura	3	Método de Willis-Mollay com tubo de ensaio.	34
Figura	4	Método de Sheather – modificado	37
Figura	5	Método de Faust.	41
Figura	6	Método de Dennis-Stone & Swanson – modificado.	47
Figura	7	Método de Baermann –modificado.	54
Figura	8	Método de Graham.	57
Figura	9	Método de Gordon & Whitlock.	62
Figura	10	Método de Girão & Ueno..	69
Figura	11	Método de Roberts & O’ Sullivan.	73
Figura	12	Método de Knott..	77
Figura	13	Necropsia. ETAPA 1.	85
Figura	14	Necropsia. ETAPA 2 ..	86
Figura	15	Recuperação de larvas nas pastagens.	90
Figura	16	Ovos e larvas(L1) de Helmitos de ruminantes .	91
Figura	17	Larvas infectantes de Helmitos de Ruminantes	93
Figura	18	Ovos e larvas de Helmitos de Equinos	94
Figura	19	Ovos de Helmitos de Suínos.	95

LISTA DE FIGURAS(cont.)

Figura	20	Ovos de Helmintos de Cães e Gatos.	96
Figura	21	Larvas de Helmintos de Cães e Gatos	97
Figura	22	Ovos de Helmintos de Aves.	98
Figura	23	Ovos de Helmintos de Bugios	99

APRESENTAÇÃO

O e.book foi elaborado com o objetivo de orientação aos alunos de graduação e profissionais de veterinária no diagnóstico do parasitismo por helmintos dos animais domésticos e silvestres, de forma eletrônica. Nele estão listados os principais helmintos, coleta e remessa de material ao laboratório, métodos de diagnóstico laboratorial, interpretação de resultados, técnicas de necropsia, identificação de larvas infectantes de nematódeos gastrintestinais e figuras de ovos e larvas de helmintos de ruminantes, equinos, suínos, cães, gatos, aves e bugios.

Quadro 1. Helmintos de Ruminantes

ÓRGÃO	CL	PARASITOS
PULMÃO	N	<i>Dictyocaulus filaria</i>
	N	<i>D. viviparus</i>
	N	<i>Muellerius capillaris</i>
ABOMASO	N	<i>Haemonchus contortus</i>
		<i>H. similis/H. placei</i>
	N	<i>Ostertagia (Teladostertagia) circumcincta</i>
		<i>O. trifurcata</i>
		<i>O. ostertagi</i>
	N	<i>Trichostrongylus axei</i>
INTESTINO DELGADO	N	<i>Cooperia curticei</i>
		<i>C. oncophora /C. pectinata / C. punctata</i>
	N	<i>Bunostomum phlebotomum</i>
		<i>B. trigonocephalum</i>
	N	<i>Strongyloides papillosus</i>
	N	<i>Nematodirus filicolis</i>
		<i>N. spathiger</i>
	N	<i>Neascaris vitulorum</i>
	N	<i>Trichostrongylus colubriformis</i>
	C	<i>Moniezia benedeni</i>
		<i>M. expansa</i>
	C	<i>Thysanosoma actinioides</i>
		N
INTESTINO GROSSO	N	<i>O. radiatum</i>
		<i>O. venulosum</i>
	N	<i>Chabertia ovina</i>
	N	<i>Trichuris ovis</i>
FIGADO	T	<i>Fasciola hepatica</i>
		<i>F. gigantica</i>
PANCREAS	T	<i>Eurytrema pancreaticum</i>
		<i>E. coelomaticum</i>
RUMEN		<i>Paramphistomum cervi</i>
		<i>P. gracile/ P. gotoi / P. jilimari/ P. leydeni</i>
		<i>P. nicabrilis</i>

LEGENDA: CL =Classe / N = Nematoda/ A = Acanthocephala / C= Cestoda/ T= Trematoda

Quadro 2. Lista de Helmintos de Equideos

ÓRGÃO	CL	PARASITOS
PULMÃO	N	<i>Dictyocaulus arnfieldi</i>
ESTÔMAGO	N	<i>Habronema muscae</i>
	N	<i>Habronema majus (H. microstoma)</i>
	N	<i>Draschia megastoma</i>
	N	<i>Trichostrongylus axei</i>
INTESTINO DELGADO	C	<i>Anoplocephala perfoliata</i>
	C	<i>Anoplocephala magna</i>
	C	<i>Paranoplocephala mamillana</i>
	N	<i>Strongyloides westeri</i>
	N	<i>Parascaris equorum</i>
	N	<i>Trichinella spiralis</i>
INTESTINO GROSSO	N	<i>Oxyuris equi</i>
	N	<i>Strongylus (Alfortia) edentatus</i>
	N	<i>Strongylus (Strongylus) equinus</i>
	N	<i>Strongylus (Delafondia) vulgaris</i>
	N	<i>Oesophagodontus robustus</i>
	N	<i>Bidentostomum</i>
	N	<i>Triodontophorus serratus</i>
	N	<i>Triodontophorus tenuicollis</i>
	N	<i>Craterostomum acuticaudatum</i>
	N	<i>Cylicocyclus insigne</i>
N	<i>Cylicostephanus longibursatus</i>	
SANGUE	N	<i>Setaria cervi</i>
PELE	N	<i>Onchocerca cervicalis</i>

LEGENDA:

CL =Classe / N = Nematoda/ A = Acanthocephala / C= Cestoda/ T= Trematoda

Quadro 3. Lista de Helmintos de suínos

ÓRGÃO	CL	PARASITOS
PULMÃO	N	<i>Metastrongylus spp</i>
ESOFAGO	N	<i>Gongylonema pulchrum/ G. pulchrum</i>
		<i>G. pulchrum</i>
ESTÔMAGO	N	<i>Hyostrongylus rubidus</i>
	N	<i>Ascarops strongylina</i>
	N	<i>Physocephalus sexalatus</i>
	N	<i>Simonsia paradoxa</i>
	N	<i>Trichostrongylus axei</i>
	N	<i>Gnathostoma hispidum; G.doloresi</i>
	N	<i>Ollulanus tricuspis</i>
INTESTINO DELGADO	N	<i>Strongyloides ransomi</i>
	N	<i>Ascaris suum</i>
	N	<i>Globocephalus urosubulatus</i>
	N	<i>Trichinella spiralis</i>
	N	<i>Macracanthorhynchus hirudinaceus</i>
	N	<i>Fasciolopsis buski</i>
INTESTINO GROSSO	N	<i>Trichuris suis</i>
	N	<i>Oesophagostomum spp</i>
FIGADO	N	Larvas de <i>A. suum</i>
	N	Larvas de <i>S. dentatus</i>
	C	<i>Cysticercus tenuicollis</i>
RIM	N	<i>Stephanurus dentatus</i>
MÚSCULOS	C	<i>Cysticercus cellulosae</i>
ESQUELÉTICOS	N	Larva de <i>Trichinella</i>
SANGUE	T	<i>Schistosoma japonicum</i>

LEGENDA:

CL =Classe / N = Nematoda/ A = Acanthocephala / C= Cestoda/ T= Trematoda

Quadro 4 Lista de Helmintos de cães e gatos

ÓRGÃO	CL	PARASITOS	HOSPEDEIRO DEFINITIVO
PULMÃO	N	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	gato
ESÔFAGO	N	<i>Spirocerca lupi</i>	Cão
ESTÔMAGO	N	<i>Spirocerca lupi</i>	Cão
	N	<i>Physaloptera praeputialis</i>	Cão / gato
ORO-FARINGE	N	<i>Lagochilascaris</i>	gato
INTESTINO DELGADO	C	<i>Spirometra mansonioides</i>	gato
	C	<i>Taenia hydatigena</i>	Cão
	C	<i>T. pisiformis</i>	Cão
		<i>T. ovis</i>	Cão
	C	<i>Hydatigera taeniformis</i>	gato
	C	<i>Multiceps multiceps</i>	Cão
	C	<i>Echinococcus granulosus</i>	Cão
	C	<i>Dipylidium caninum</i>	Cão / gato
	N	<i>Strongyloides stercoralis</i>	Cão
	N	<i>Ancylostoma braziliense</i>	Cão / gato
	N	<i>A. caninum</i>	Cão / gato
	N	<i>Uncinaria stenocephala</i>	Cão/gato
	N	<i>Toxocara canis</i>	Cão e gato
	N	<i>T. mystax</i>	Gato
N	<i>Toxascaris leonina</i>	Cão / gato	
INTESTINO GROSSO	N	<i>Trichuris vulpis</i>	Cão
	N	<i>T. campanala</i>	Gato
CORAÇÃO	N	<i>Dirofilaria immitis</i>	Cão / gato
	N	<i>Angiostrongylus vasorum</i>	Cão
TECIDO SUBCUTÂNEO	N	<i>Dipetalonema reconditum</i>	Cão
DUCTO BILIAR	T	<i>Platynosomum fastosum</i>	GATO/Cão
RIM	N	<i>Dioctophyma renale</i>	Cão

CL =Classe / N = Nematoda/ A = Acanthocephala / C= Cestoda/ T= Trematoda

Quadro 5 Helminthos de aves (Mattos; Hoffmann, 2020)

ÓRGÃO	CLASSE	PARASITOS	HOSPEDEIRO DEFINITIVO
Seios nasais	T	<i>Ophthalmophagus magalhãesii</i>	Pato,marreco
	T	<i>Neivaia cymbium</i>	Anseriformes
	T	<i>Typhlocoelum cucumerinum</i>	Anseriformes
	N	<i>Syngamus trachea</i>	Aves terrestres
	N	<i>Cyathostoma bronchialis</i>	Aves aquáticas,peru,pato
PULMÃO	T	<i>Typhlocoelum cucumerinum</i>	Anseriformes
BOCA	N	<i>Eucoleus contortus</i>	Aves domésticas e aves silvestres
ESOFAGO	T	<i>Neivaia cymbium</i>	Anseriformes
	N	<i>Eucoleus contortus</i>	Aves domésticas e aves silvestres
	N	<i>Eucoleus annulatus</i>	Aves domésticas e aves silvestres
	N	<i>Eucoleus cairinae</i>	Pato
	N	<i>Capillaria phasianina</i>	Pato, faisão
	N	<i>Streptocara spp.</i>	Anseriformes
INGLÚVIO	N	<i>Gongylonema ingluvicola</i>	Galinha, peru, faisão, aves silvestres
	N	<i>Eucoleus contortus</i> <i>Eucoleus annulatus</i>	Aves domésticas e aves silvestres
	N	<i>Ornithostrongylus quadriradiatus</i>	Pombo
PROVENTRÍCULO(estomago químico,glandular)	T	<i>Ribeiroia ondatrae</i>	Galinhas, patos, gansos, biguás
	N	<i>Tetrameres confusa</i> <i>T.fissipina</i> <i>T.crami</i>	Galinha,peru,pato, pombo, aves silvestres Pato,marreco,faisão,galinha,peru,pombo Pato,marreco
	N	<i>Cyrnea spp.</i>	Peru,pato,ganso,galinha,codorna,aves silvestres
	N	<i>Gongylonema ingluvicola</i>	Galinha, peru, faisão, aves silvestres
	N	<i>Dispharynx nasuta</i> <i>D. spiralis</i>	Galinha,peru,pombo,faisão,aves silvestres Galinha, pombo
	N	<i>Hadjelia spp.</i>	Anseriformes,pombo.
	N	<i>Echinuria uncinata</i>	Anseriformes: pato,ganso
MOELA (ventriculo estomago muscular)	N	<i>Echinuria uncinata</i>	Anseriformes: pato,ganso
	N	<i>Cheilospirura hamulosa</i>	Galinha,peru,codorna,faisão,galinha d'angola
	N	<i>Amidostomum anseris</i>	Pato,ganso
	N	<i>Hadjelia neglecta</i>	Anseriformes
	N	<i>Dispharynx spiralis</i>	Galinha, pombo
	N	<i>Histiocephalus sp.</i>	Aves silvestres, galinha,pato

CL =Classe / N = Nematoda/ A = Acanthocephala / C= Cestoda/ T= Trematoda

Quadro 5- Helmintos de aves (cont.)

ÓRGÃO	CLASSE	PARASITOS	HOSPEDEIRO DEFINITIVO
INTESTINO DELGADO	T	<i>Psilochasmus oxyurus</i>	Ganso
	T	<i>Echinoparyphium recurvatum</i>	Pato,galinha, pombo,marrecão
	T	<i>Apatemon sphaerocephalus</i> ; <i>A. globiceps</i> / <i>A. graciliformis</i>	Anseriformes
	T	<i>Brachylaemus sp.</i>	Pombo
	T	<i>Hypoderaeum sp.</i>	Pato,ganso,cisne,aves aquáticas,galinha,peru,pombo
	T	<i>Spharidiotrema sp.</i>	Pato,cisne
	T	<i>Cyathocotyle sp.</i>	Pato
	T	<i>Cotylurus sp.</i>	Pato,marreco,ganso,cisne,galinha,pombo
	C	<i>Davainea proglottina</i>	Galinha
	C	<i>Davaineoides vigintivus</i>	Galinha
	C	<i>Metroliasthes lucida</i>	Galiha, peru
	C	<i>Hymenolepis carioca</i> <i>H. cantaniana</i> <i>H. papillata</i>	Galinha Peru Pato
	C	<i>Amoebotaenia cuneata</i> <i>A. aphenoides</i>	Galinha,peru
	C	<i>Raillietia cesticillus</i> <i>R. tetragona</i> / <i>R. echinobothrida</i> <i>R. laticanal</i>	Galinha ,peru,faisão Galinha , peru Galinha
	C	<i>Choanotaenia infundibulum</i>	Galinha
	C	<i>Fimbriaria sp.</i>	Pato
	C	<i>Lateriporus spp.</i>	Pato
	A	<i>Polymorphus spp.</i>	Aves aquáticas
	A	<i>Filicollis spp.</i>	Aves aquáticas
	N	<i>Ornithostrongylus quadriradiatus</i>	Pombo
	N	<i>Ascaridia galli</i> <i>A. a columbae</i> <i>A. dissimilis</i> <i>A. numidae</i>	Galinha,peru,pato,codorna Pombo Peru Galinha d'angola
	N	<i>Strongyloides oswaldoi</i>	Galinha.Peru
	N	<i>Baruscappilaria obsignata</i>	Galinha,peru,ganso,pombo,codorna,galina d'angola, silvestres
		<i>Aonchotheca caudinflata</i>	Peru,galinha,ganso,codorna,pato,pombo,galinha
		<i>Aonchotheca bursata</i>	Galinha,peru,ganso,faisão
		<i>Paramidostomum pulchrum</i>	Anseriformes
	<i>Hartertia sp.</i>	Galinha	

Quadro 5- Helmintos de aves(cont.1)

ÓRGÃO	CLASSE	PARASITOS	HOSPEDEIRO DEFINITIVO
CECOS	T	<i>Zigocotyle lunatum</i>	Anseriformes
	T	<i>Echinostomum revolutum</i> <i>E. exile.</i> <i>E. mendax.</i> <i>E. barbosai.</i>	Anseriformes,galinha,pombo
	T	<i>Postharmostomum commutatum</i>	Galinha,pombo
	N	<i>Trichostrongylus nigricinctus</i> <i>T. tenuis</i>	Anseriformes Galinha,peru,pato,pombo,aves silvestres
	N	<i>Heterakis gallinarum</i> <i>H. dispar</i> <i>H. isolonche</i>	Galinha,peru,pato,ganso,galinha d'angola, Pato,ganso,avestruz Codorna,pato,faisão,galo silvestre
	N	<i>Capillaria collaris</i>	Galiformes e anseriformes
	N	<i>Capillaria annatis</i>	Anseriformes
	N	<i>Capillaria phasianina</i>	Pato
	N	<i>Strongyloides avium</i>	Galinha.Peru.Codorna.Ganso
	N	<i>Paramidostomum pulchrum</i>	Anseriformes
	N	<i>Subulura differens</i> <i>S. brumpti</i> <i>S. strongylina</i>	Galinha, galinha d'angola Galinha,peru,pato,faisão, aves silvestres Galinha, galinha d'angola,aves silvestres
RINS	T	<i>Paratanaisia bragai</i>	Galinha,pombo,peru,aves silvestres
BOLSA DE FABRICIO	T	<i>Prosthogonimus ovatus</i> <i>P. cuneatus</i>	Galinha,pato,pavão,marreco, biguá
	T	<i>Episthmium spp.</i>	Galinha
OLHO	T	<i>Philophthalmus gralli</i>	Marreco, ganso,pato,peru,pavão,avestruz,galinha
	N	<i>Oxyspirura mansoni</i>	Galinha,peru,faisão,pavão,codorna,galinha d'angola
TECIDO SUBCUTÂNEO	T	<i>Collyriclum faba</i>	Galinha, peru,passeriformes

CL =Classe / N = Nematoda/ A = Acanthocephala / C= Cestoda/ T= Trematoda

Quadro 6 Helmintos de bugios (*Alouata guariba*; *A. belzebul*; *A. pigra*; *A. caraya*)

ÓRGÃO	CL	PARASITOS	HOSPEDEIRO DEFINITIVO
ESTÔMAGO /INT.DELG	N	<i>Parabronema (=Squanamena) bonnei</i>	<i>Alouata</i> sp
INTESTINO DELGADO	N	<i>Ancylostoma mycetis</i>	
	N	<i>Vianella (=Logistriata) dubia</i>	
PULMÃO	N	<i>Filariopsis aspera</i>	
CAVIDADE PERITONEAL	N	<i>Dipetalonema spp.</i>	<i>Alouata guariba</i> (= <i>fusca</i>)= Bugio ruivo
INTESTINO DELGADO	C	<i>Moniezia rugosa</i>	
	C	<i>Bertiella mucronata</i>	
INTESTINO GROSSO	N	<i>Trypanoxyuris (Trypanoxyuris) minutus</i>	
	N	<i>Trichuris dispar</i>	
	N	<i>Kathlaniidae</i>	
CAVIDADE PERITONEAL	N	<i>Dipetalonema gracile</i>	
	N	<i>Dipetalonema reconditum</i>	
INTESTINO DELGADO	N	<i>Ancylostomatidae</i>	<i>Alouata belzebul</i> Guariba, guariba de mãos ruivas, barbado)
	N	<i>Ascaris elongata</i>	
	C	<i>Mathevotaenia (=Onchoristica) megastoma</i>	
INTESTINO GROSSO	N	<i>Trichuris spp.</i>	<i>Alouata pigra</i>
	N	<i>Trypanoxyuris (Trypanoxyuris) minutus</i>	
FIGADO	T	<i>Fasciola spp</i>	
INTESTINO GROSSO	N	<i>Trypanoxyuris (Trypanoxyuris) minutus</i>	
DUCTOS BILIARES	T	<i>Controrchis spp</i>	<i>Alouata pigra</i>
	T	<i>Controrchis biliophilus</i>	
ESTÔMAGO /INT.DELG	N	<i>Parabronema (=Squanamena) bonnei</i>	<i>Alouata caraya</i> (bugio preto)
INTESTINO DELGADO	N	<i>Ancylostoma spp</i>	
	N	<i>Ancylostoma quadridentata</i>	
	N	<i>Vianella (=Logistriata) dubia</i>	
	N	<i>Ascaris lumbricoides</i>	
	C	<i>Mathevotaenia (=Onchoristica) megastoma</i>	
INTESTINO GROSSO	N	<i>Trypanoxyuris sp.</i>	
	N	<i>Trypanoxyuris (Hapaloxuris) callithricis</i>	
	N	<i>Trypanoxyuris (Trypanoxyuris) minutus</i>	
CAVIDADE PERITONEAL	N	<i>Dipetalonema gracile</i>	
ARTÉRIA PULMONAR	N	<i>Angiostrongylus cantonensis</i>	

CL =Classe / N = Nematoda/ A = Acanthocephala / C= Cestoda/ T= Trematoda

Quadro 6 .Helmintos de bugios (*Alouata seniculus* ;*A. palliata. mexicana*;
A. palliata)

ÓRGÃO	CL	PARASITOS	HOSPEDEIRO DEFINITIVO
ESTÔMAGO /INT.DELG	N	<i>Parabronema (=Squanamena) bonnei</i>	<i>Alouatta seniculus</i> (<i>guariba vermelho</i>)
	N	<i>Physaloptera dilatata</i>	
INTESTINO DELGADO	N	<i>Strongyloides spp.</i>	
	N	<i>Ascaris lumbricoides</i>	
	C	<i>Raillietina alouattae</i>	
	C	<i>Raillietina demerariensis</i>	
INTESTINO GROSSO	N	<i>Enterobius minutus (=Syphacia bonnei)</i>	
	N	<i>Trichuris dispar</i>	
	N	<i>Trypanoxyuris (Trypanoxyuris) minutus</i>	
PULMÃO	N	<i>Filariopsis (Filarioides) asper</i>	
ESTÔMAGO	N	Spiruridae	<i>Alouatta palliata.</i> <i>mexicana</i>
INTESTINO DELGADO	N	Ancylostomidae	
INTESTINO GROSSO	N	<i>Trypanoxyuris (Trypanoxyuris) minutus</i>	<i>Alouatta palliata</i>
ESTÔMAGO /INT.DELG	N	<i>Parabronema (=Squanamena) bonnei</i>	
	N	<i>Physalopteridae gen.sp.</i>	
INTESTINO DELGADO	N	<i>Ancylostoma spp.</i>	
	N	<i>Ascaris lumbricoides</i>	
	N	<i>Strongyloides cebus</i>	
	N	<i>Vianella (=Logistriata) dubia</i>	
INTESTINO GROSSO	N	<i>Trypanoxyuris (Trypanoxyuris) minutus</i>	
CAVIDADE PERITONEAL	N	<i>Dipetalonema (=Tetrapetalonema) marmosetae</i>	

CL =Classe / N = Nematoda/ A = Acanthocephala / C= Cestoda/ T= Trematoda

COLETA E REMESSA DE AMOSTRAS DE FEZES

MATERIAL

As amostras fecais podem ser colocadas em sacos plásticos ou frascos limpos, secos, boca larga e com tampa.

Caixas de isopor para armazenar as amostras

Gelo para conservar as amostras fecais

NÚMERO DE AMOSTRAS

Para controle de verminose:

GRANDES ANIMAIS (ruminantes e eqüinos): coleta de 10 a 15 amostras individuais por faixa etária e potreiro.

PEQUENOS ANIMAIS (suínos, cães, gatos): coleta de amostras individuais de todos os animais.

3. INTERVALO ENTRE COLETAS

Cada 28 –30 dias.

4. COLETA

Livres de urina e impurezas do solo.

- Frescas, retiradas diretamente do reto (grandes animais e pequenos animais) ou imediatamente após a defecação (pequenos animais).
- Após defecação: coletar as fezes do bolo fecal, sem tocar no solo

TÉCNICA DA COLETA COM SACO PLÁSTICO

Usar saco plástico como luvas. Introduzir a mão no reto.

Coletar as fezes.

- Inverter o saco plástico e amarrar.
Colocar em caixas de isopor com gelo.

CONSERVAÇÃO DOS HELMINTOS

Álcool 70º.

Formalina 5 - 10%.

Líquido de Railliet-Henry.

REMESSA AO LABORATÓRIO

Enviar com os dados de identificação do hospedeiro:

- Histórico, espécie animal, idade, data da coleta procedência.

EXAME DE AMOSTRAS FECAIS

Antes de preparar os métodos de diagnóstico, deve-se observar a aparência geral, consistência, cor e presença de sangue ou muco nas fezes.

No caso de ancilostomose em cães, as fezes ficam escuras e fétidas. Já na tricurose em cães as fezes podem conter muco e sangue vivo.

Além disto, pode-se observar helmintos adultos ou segmentos de cestódeos nas fezes. Em infecções parasitárias por *Dipylidium* em cães e de *Moniezia* em ruminantes, é possível observar proglotes ao redor das fezes.

NO LABORATÓRIO

As amostras de fezes devem permanecer no refrigerador. Não congelar.

Para pesquisa de ovos de trematódeos, pode-se usar fezes conservadas à temperatura de 7 a 8°C durante 2-4 semanas.

COLETA E REMESSA DE SANGUE

OBJETIVO

Pesquisa de microfilárias de helmintos.

MATERIAL

Agulha, vacutainer ou seringa com agulha.

Algodão ou gaze.

Álcool 70° ou éter.

Frasco com ou sem anticoagulante.

Lâminas para fazer as distensões.

LOCAL DA COLETA

Eqüinos: veia jugular.

Ruminantes: veias jugular, coccígea média e mamária externa.

Felinos e caninos: veias safena externa, jugular e cefálica.

HORÁRIO DA COLETA

No final da tarde ou nas primeiras horas do dia.

REMESSA

A remessa de sangue ao laboratório pode ser realizada em distensões em lâminas, separadas por palitos, para evitar atrito entre as mesmas ou em frascos, contendo uma maior quantidade de sangue com anticoagulantes.

Figura 1. Coleta e remessa de amostras de fezes e sangue



Fonte: MATTOS; HOFFMAN. 2020

SELEÇÃO DE EXAMES MICROSCÓPICOS

ESCOLHA DA TÉCNICA DE DIAGNÓSTICO HELMINTOLÓGICO

No quadro abaixo estão discriminadas as técnicas parasitológicas para a identificação de ovos, larvas de primeiro estágio e larvas infectantes.

Quadro 7. Técnica de acordo com a suspeita clínica

HELMINTO	ESTÁGIO	TÉCNICA
NEMATÓDEOS	OVOS	A fresco
		Flutuação
		Sedimentação
		Contagem ovos (OPG)
	LARVAS DE PRIMEIRO ESTÁGIO	Sedimentação (L1 -LPG)
	LARVAS INFECTANTES	Coprocultura (L3)
		Recuperação pastagem (L3)
ADULTOS	A fresco	
	Necropsia	
	Biopsia	
CESTÓDEOS	OVOS E SEGMENTOS	A fresco
		Flutuação
		Sedimentação
	ADULTOS	Necropsia
TREMATÓDEOS ACANTOCÉFALOS	OVOS	A fresco
		Sedimentação
	MIRACÍDIOS	Eclosão
	ADULTOS	Necropsia

Quadro 8 . Indicações de métodos helmintológicos conforme a suspeita clinica

suspeita clinica

ESPÉCIES MÉTODO	RUMINANTES	EQUÍNOS	SUÍNOS	CÃES/ GATOS
Baermann (sedimentação)	<i>Dictyocaulus</i> <i>Muellerius</i>	<i>Dictyocaulus</i>		<i>Strongyloides</i> <i>Aelurostrongylus</i>
Gordon & Whitlock (contagem de ovos)	<i>Neoscaris</i> Strongyloidea <i>Strongyloides</i> <i>Moniezia</i> <i>Trichuris</i> <i>Nematodirus</i>	Strongyloidea <i>Parascaris</i> <i>Anoplocephala</i> <i>Strongyloides</i>		
Willis – Mollay (flutuação)	<i>Neoscaris</i> Strongyloidea <i>Strongyloides</i> <i>Moniezia</i> <i>Trichuris</i> <i>Nematodirus</i>	Strongyloidea <i>Parascaris</i> <i>Anoplocephala</i> <i>Strongyloides</i>	Strongyloidea <i>Ascaris</i> <i>Strongyloides</i> <i>Trichuris</i>	<i>Ancylostoma</i> <i>Toxocara</i> <i>Trichuris</i> <i>Spirocerca</i>
Dennis - Stone & Swanson (sedimentação)	<i>Fasciola</i> <i>Paramphistomum</i> <i>Eurytrema</i>			<i>Taenia</i> <i>Dipylidium</i> <i>Diocotophyma</i> (urina)
Girão & Ueno (Quatro tamises)	<i>Fasciola</i> <i>Paramphistomum</i>			
Knott				<i>Dirofilaria</i> <i>Dipetalonema</i>

MÉTODOS DE DIAGNÓSTICOS

MÉTODO DE WILLIS - MOLLAY

OBJETIVO: Identificação de ovos de nematódeos, oocistos de protozoários e ovos de *Moniezia* spp.

PRINCÍPIO: Flutuação. Exame microscópico qualitativo direto, após concentração de fezes.

MATERIAL



2 a 5 g de fezes.

Solução hipersaturada de cloreto de sódio (NaCl).

Densidade: 1:250.

1 tamis; 2 copos.

1 bastão de vidro; 1 copo de Borrel.

1 placa de Petri (7,5 cm); 1 lâmina de vidro (4x7cm).

TÉCNICA

- Colocar a amostra de fezes em um copo. Utilizar o bastão de vidro para triturar a amostra de fezes.
- Acrescentar 20 ml de solução hipersaturada de cloreto de sódio. Homogeneizar. Não agitar em demasia, evitando a formação de bolhas de ar.
- Filtrar a suspensão de fezes, através do tamis, para outro copo.
- Colocar a suspensão de fezes no copo de Borrel (que deve estar dentro de uma placa de Petri) e completar o volume com solução hipersaturada de NaCl, formando um menisco convexo.
- Colocar a lâmina de vidro sobre o copo de Borrel, de modo que a lâmina entre em contato com o menisco convexo. Não deverá ter bolhas de ar entre lâmina e a superfície do líquido.
- Deixar em repouso por 15 minutos. Remover a lâmina, invertendo rapidamente sua posição, para evitar a queda da película aderente.
- Examinar ao microscópio (100x) toda a lâmina em ziguezague.

Identificar todos os ovos contidos na película aderente.

OBSERVAÇÕES

Para o diagnóstico de ovos de *Metastrongylus* spp (usar, de preferência, a solução de sulfato de zinco).

- Podem ser empregadas soluções hipersaturadas ou saturadas de sulfato de magnésio, açúcar ou cloreto de cálcio, sempre de elevada densidade, de modo que os ovos e oocistos por sua menor densidade, tendem a subir, de maneira que aderem à superfície inferior da lâmina.

- Observar ao microscópio rapidamente para evitar a evaporação.

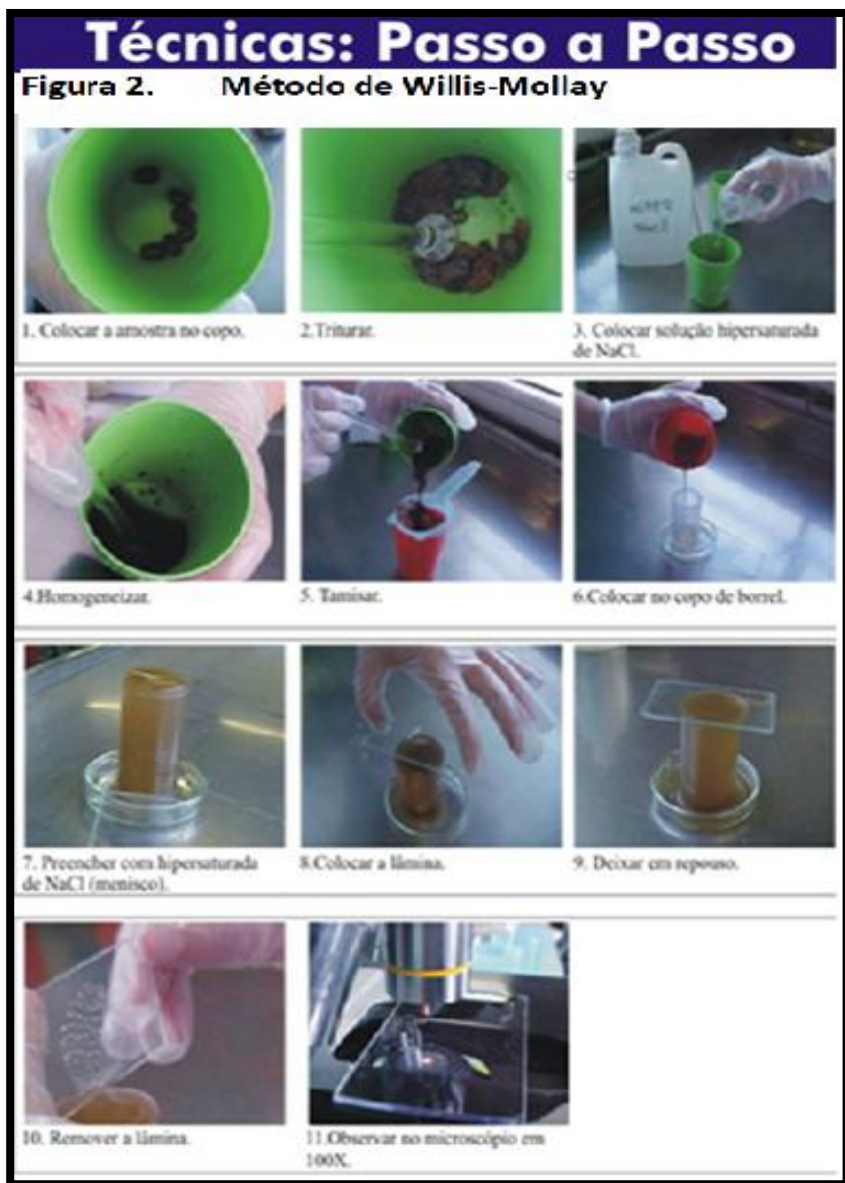
Pode ser utilizada a lamínula.

Os ovos não flutuam na superfície da solução, quando a homogeneização do material fecal é incompleta, havendo uma imperfeita separação dos ovos e dos detritos fecais.

INTERPRETAÇÃO DA CONTAGEM DOS OVOS

Pequenos animais: 1 ovo=administrar medicação.

Grandes animais: a partir de 3 ovos =administrar medicação.



Fonte:MATTOS; HOFFMAN.2020

MÉTODO DE WILLIS – MOLLAY com tubo de ensaio

OBJETIVO: Identificação de ovos de nematódeos, oocistos de protozoários e ovos de *Moniezia* spp.

PRINCÍPIO: Flutuação. Exame microscópico qualitativo direto, após concentração de fezes.

MATERIAL



- 2 a 5 g de fezes.
- Solução hipersaturada de cloreto de sódio (NaCl) com densidade: 1:250.
- 1 tamís; 2 copos.
- 1 bastão de vidro; 1 tubo de ensaio
- 1 laminula; 1 lâmina de vidro (4x7cm).
- 1 estante

TÉCNICA

- Colocar a amostra de fezes em um copo. Utilizar o bastão de vidro para triturar a amostra de fezes.

- Acrescentar 20 ml de solução hipersaturada de cloreto de sódio. Homogeneizar. Não agitar em demasia, evitando a formação de bolhas de ar.

- Filtrar a suspensão de fezes, através do tamis, para outro copo.

- Colocar a suspensão de fezes no tubo de ensaio (que deve estar em cima de uma estante) e completar o volume com solução hipersaturada de NaCl, formando um menisco convexo. Colocar a lamínula sobre o tubo de ensaio, de modo que a lamínula entre em contato com o menisco convexo. Não deverá ter bolhas de ar entre lamínula e a superfície do líquido.

- Deixar em repouso por 15 minutos. Remover a lamínula e colocá-la em cima de uma lamina. Examinar ao microscópio (100x) toda a lamínula em zigue-zague.

Identificar todos os ovos contidos na película aderente.

OBSERVAÇÕES

Para o diagnóstico de ovos de *Metastrongylus* spp (usar, de preferência, a solução de sulfato de zinco).

Podem ser empregadas soluções hipersaturadas ou saturadas de sulfato de magnésio, açúcar ou cloreto de cálcio, sempre de elevada densidade, de modo que os ovos e oocistos por sua menor densidade, tendem a subir, de maneira que aderem à superfície inferior da lamínula.

Observar ao microscópio rapidamente para evitar a evaporação.

Os ovos não flutuam na superfície da solução, quando a homogeneização do material fecal é incompleta, havendo uma imperfeita separação dos ovos e dos detritos fecais.

INTERPRETAÇÃO DA CONTAGEM DOS OVOS

Pequenos animais: 1 ovo administrar medicação.

Grandes animais: a partir de 3 ovos → administrar medicação.

Técnicas: Passo a Passo

Figura 3. Método de Willis-Mollay com tubo de ensaio

- 1. Colocar a amostra no copo.** A green plastic cup containing a dark, granular sample.
- 2. Triturar.** A hand uses a pestle to grind the sample in the green cup.
- 3. Colocar solução hipersaturada de NaCl.** A hand pours a clear liquid from a white bottle into the green cup.
- 4. Homogeneizar.** A hand uses a pestle to mix the sample and liquid in the green cup.
- 5. Tamisar.** A hand pours the mixture from the green cup into a red test tube.
- 6. Colocar a solução filtrada no tubo de ensaio.** A hand pours the filtered liquid from the green cup into a red test tube.
- 7. Preencher com hipersaturada de NaCl (menisco).** A hand adds more liquid to the red test tube, creating a meniscus.
- 8. Colocar a laminula em cima do tubo de ensaio.** A hand places a glass slide over the mouth of the red test tube.
- 9. Retirar a laminula.** A hand lifts the glass slide from the test tube.
- 10. Colocar a laminula em cima de uma lâmina.** A hand places the glass slide on a white slide.
- 11. Observar no microscópio em 100X.** A hand uses a microscope to observe the sample.

Fonte: MATTOS; HOFFMAN. 2020

MÉTODO DE SHEATHER - modificado

OBJETIVO: Pesquisa de ovos de helmintos e oocistos de protozoários.

PRINCÍPIO: Flutuação com centrifugação. Exame qualitativo direto, após concentração de fezes.

MATERIAL



Um grama de fezes.

Solução de Sheather.

Solução fisiológica.

Tamis.

Copo (100mL)

Lâmina e lamínula.

Bastão de vidro.

Becker ou outro frasco de vidro (100mL).

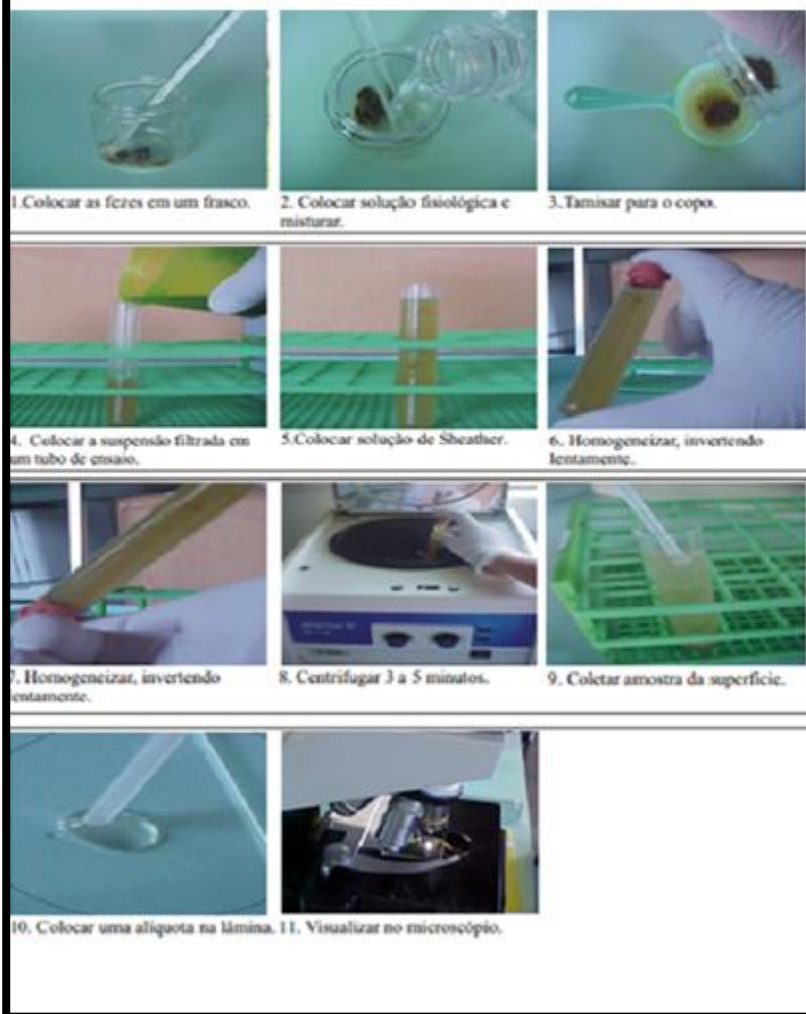
Tubo de centrifugação. Centrífuga.

TÉCNICA

- Colocar as fezes no Becker ou frasco de vidro com o auxílio do bastão.
- Misturar as fezes com a solução fisiológica, o suficiente para a fluidificação.
- Tamisar para um copo (100mL).
- Encher os tubos da centrífuga até metade com a suspensão filtrada.
- Adicionar uma quantidade igual da solução de Sheather.
- Homogeneizar, invertendo lentamente o tubo várias vezes.
- Centrifugar a mistura durante 3 - 5 minutos (1500-2000 rpm). Retirar uma alíquota de cima e colocar em lâmina.

Técnicas: Passo a Passo

Figura 4. Método de Sheather – modificado



Fonte: MATTOS; HOFFMAN. 2020

MÉTODO DE FAUST

OBJETIVO: Pesquisa de ovos de helmintos e oocistos de protozoários.

PRINCÍPIO: Flutuação com centrifugo-flutuação. Exame qualitativo direto, após a concentração de fezes.

MATERIAL

- ☐ Um grama de fezes.
- ☐ Água de torneira (10mL)
- ☐ Sulfato de zinco (1.182) = 1-2mL
- ☐ Solução de lugol.
- ☐ Lâmina e lamínula de vidro.
- ☐ Copos.
- ☐ Pipeta ou alça de platina.

☐ Bastão de vidro

☐ Tamis.

☐ Tubos de centrifuga (capacidade de 15 mL).

☐ Centrifuga.

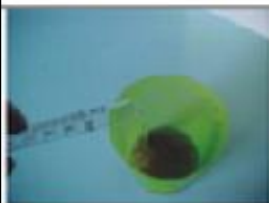
TÉCNICA

- 1. Misturar as fezes com a água de torneira.
- 2. Tamisar.
- 3. Colocar a suspensão no tubo de centrifuga.
- 4. Centrifugar o filtrado durante 1 minuto por 2500 rpm.
- 5. Decantar o sobrenadante e reter o sedimento.
- 6. Adicionar 10 mL de água ao sedimento
- 7. Repetir essa operação 2 a 3 vezes até que o sobrenadante fique claro.
- 8. Desprezar o sobrenadante e reter o sedimento.
- 9. Adicionar ao sedimento 1 -2 mL da solução de zinco. Misturar bem.
- 10. Adicionar mais solução de zinco até 1 cm da borda do tubo.

- 11. Centrifugar durante 1 minuto a 2500 rpm. Não frear a centrífuga.
- 12. Deixar em repouso os tubos por 5 minutos.
- 13. Colocar os tubos num suporte, sem agitar.
- 14. Retirar várias gotas da película superficial utilizando uma pipeta. Colocar em uma lâmina. Examinar ao microscópio entre lâmina e lamínula, adicionando uma gota de solução de lugol.

Técnicas: Passo a Passo

Figura 5.Método de Faust



1. Misturar as fezes com água.



2. Tamisar



3. Centrifugar.



4. Retirar o sobrenadante.



5. Acrescentar sulfato de zinco até 1 cm da borda.



6. Centrifugar.



7. Deixar em repouso.



8. Retirar a alíquota.



9. Colocar a alíquota na lâmina.



10. Visualizar no microscópio.

Fonte: MATTOS; HOFFMAN. 2020

MÉTODO DE LUTZ - HOFFMAN, PONS E JANER

(SEDIMENTAÇÃO ESPONTÂNEA)

OBJETIVO: Pesquisa de ovos de trematódeos e cestódeos. Útil na demonstração de cistos de *Entamoeba histolytica* e ovos de *Ascaris* spp. Empregado também como processo de lavagem.

PRINCÍPIO: Sedimentação de ovos. Exame microscópico qualitativo direto, após concentração de fezes ou urina.

MATERIAL

5 a 10g fezes ou urina.

400ml de solução fisiológica ou água da torneira.

1 lâmina e 1 lamínula.

1 bastão de vidro.

1 tamis.

1 Becker (250-500ml).

1 cálice de sedimentação (500ml).

1 pipeta de Pasteur.

TÉCNICA

- Diluir as fezes em 200 ml de solução fisiológica ou água no Becker. Se necessário, para haver amolecimento, deixar em repouso por 10-15 minutos.
- Tamisar a suspensão diretamente no cálice de sedimentação. Deixar em repouso 20-30 minutos.
- Decantar o líquido sobrenadante e adicionar ao sedimento 200ml de solução fisiológica ou água.
- Agitar a mistura, deixando sedimentar por 20-30 minutos.
- Decantar o líquido sobrenadante.
- Coletar com pipeta algumas gotas do sedimento.
- Examinar ao microscópio entre lâmina e lamínula.
- Se o primeiro resultado for negativo, repetir o exame até 3 vezes.

OBSERVAÇÃO

O tempo de sedimentação varia de 1 a 24 horas.

No caso do gênero *Schistosoma*, usar a solução fisiológica para evitar a ecdise do miracídio.

MÉTODO DE DENNIS-STONE & SWANSON modificado

OBJETIVO: Pesquisa de ovos de trematódeos, cestódeos e acantocéfalos.

PRINCÍPIO: Sedimentação de ovos. Exame microscópico qualitativo direto, após concentração de fezes.

MATERIAL



2g de fezes.

Solução detergente a 10%.

Água comum.

Corantes: 1 a 2 gotas de Verde de Metila ou Lugol ou

Azul de Metileno.

1 cálice de sedimentação (200-500ml).

1 copo; 1 bastão de vidro.

1 lâmina de vidro (4x7cm) e 1 lamínula; 1 pipeta de Pasteur.

1 tamis.

TÉCNICA

- Triturar as fezes com o bastão de vidro e adicionar 30ml de solução detergente.

- Tamisar, passando para o cálice de sedimentação. Preencher com solução detergente até um dedo da borda do copo de sedimentação.

- Repousar 10 a 15 minutos.

- Desprezar o sobrenadante. Adicionar ao sedimento, através do tamis, mais solução detergente ou água.

- Repousar por 15 minutos. Repetir o processo até que o sobrenadante fique transparente.

- Adicionar, com auxílio a Pipeta de Pasteur, 1 a 2 gotas do corante escolhido, ao sedimento. Misturar.

Repousar 1 a 2 minutos.

- Pipetar uma gota do sedimento sobre a lâmina. Espalhar a gota sobre a lâmina.

- Examinar ao microscópio (100X). Se preferir, colocar lamínula.

Examinar todo o sedimento.

OBSERVAÇÃO

Para a observação de cestódeos de cães usar água da torneira, não sendo necessário a solução detergente (Método de Sedimentação Espontânea). No exame de fezes de ruminantes não utilizar o lugol, porque a coloração deste dificulta a visualização de ovos de *Fasciola* spp.

Quadro 9. Diferenciação dos ovos de *Fasciola* *Paramphistomum* *Eurytrema*

GÊNERO	TAMANHO (µm)	COR	CARACTERÍSTICAS
<i>Fasciola</i> spp.	130-197 x 70-104	Amarelo claro	Cheio de grânulos finos Núcleo descentralizado
<i>Paramphistomum</i> spp.	125-148 x 55-77	Esbranquiçado ou incolor	Poucos grânulos e grandes. Núcleo centralizado
<i>Eurytrema</i> spp.	42-80 x 23-40	Castanho escuro	Ovos pequenos, arredondados com embrião e dois grânulos

Técnicas: Passo a Passo

Figura 6. Método de Dennis-Stone & Swanson-modificado



Fonte: MATTOS; HOFFMAN. 2020

MÉTODO DE RITCHIE

OBJETIVO: Pesquisa de ovos e larvas de helmintos (*Platynosomum* spp.) e protozoários.

PRINCÍPIO

Centrífugo-sedimentação. Exame microscópico qualitativo direto, após concentração de fezes. Esta técnica é também referida como processo pelo formol - éter (sua concentração é superior a técnica de Faust).

MATERIAL

Fezes frescas = 1 a 2 g.

10 ml de solução fisiológica a 0,85% ou água da torneira.

10 ml de formol comercial a 10%.

1 a 2 gotas de lugol.

3 ml de éter.

1 tubo de ensaio e 1 funil.

1 tamis.

1 palito ou estilete.

Gaze.

Lâminas e lamínulas.

Centrífuga.

TÉCNICA

●Emulsionar as fezes em 10 ml de solução fisiológica ou água corrente.

T●amisar através da gaze para um tubo de ensaio, com auxílio de um funil. Tampar os tubos com rolha de borracha, sempre que centrifugar.

●Centrifugar a suspensão de fezes a 1500 a 2000 rpm., durante 2 minutos.

●Decantar o sobrenadante.

Ressuspender o sedimento em solução fisiológica ou água de torneira, centrifugar e decantar novamente, até que o sobrenadante se apresente relativamente claro.

- Acrescentar 10ml de solução de formol a 10%, ao sedimento. Misturar energicamente e deixar em repouso durante 5 minutos.

- Adicionar 3ml de éter ou acetato de etila.Agitar bem.

- Centrifugar a 1500 rpm., durante 2 minutos. Remover a tampa com cuidado.Camadas: **Superior** = éter. **Segunda** = gordura e detritos fecais. **Terceira** = formalina. **Inferior** (fundo do tubo) = sedimento, contendo ovos ou larvas de helmintos e protozoários.

- Afrouxar e separar com um palito o anel formado pelos restos de materia fecal das paredes do tubo.

- Decantar as três camadas superiores.

Misturar ao sedimento 1 ou 2 gotas de lugol

Examinar todo sedimento entre lâmina e lamínula.realizando várias lâminas

MÉTODO DE BAERMANN- modificado

OBJETIVO: Pesquisa de larvas de 1º estágio de nematódeos pulmonares (L1) e larvas de *Strongyloides stercoralis*.

PRINCÍPIO: Termo-hidrotropismo positivo e sedimentação das larvas. Exame qualitativo direto, após concentração de fezes. Não é específico, pode-se encontrar cistos e ovos de outros parasitos.

MATERIAL



2 a 3g de fezes frescas.

1 cálice de sedimentação ou tubo cônico de centrifugação.

1 grampo ou arame; 1 pipeta de Pasteur.

Água de torneira morna (40°).

Gaze e barbante; Lâminas e Lamínulas.

Lugol.

TÉCNICA

- Envolver as fezes, já trituradas, em gaze dobrada 4 vezes, formando um saquinho. Prender o saquinho em um arame.
- Colocar o saquinho dentro do cálice, previamente preenchido com água morna, de modo que ele fique submerso.
- Deixar em repouso no mínimo por 12 horas.
- Retirar o saquinho. Desprezar o sobrenadante. Coletar com a Pipeta de Pasteur uma gota do sedimento.
- Colocar a gota do sedimento em uma lâmina. Corar e matar as larvas com lugol. Cobrir a lâmina com uma lamínula.
- Examinar ao microscópio (100x). Montar e examinar várias lâminas.

OBSERVAÇÕES

Fezes líquidas não são adequadas para este método. Quando as mesmas se apresentarem liquefeitas pode-se acrescentar uma porção farinha de milho ou serragem para torná-las um pouco pastosas

Quadro 10. Principais características das larvas pulmonares (L1) de ruminantes

Espécies	<i>Dictyocaulus filaria</i>	<i>Dictyocaulus viviparus</i>	<i>Muellerius capillaris</i>	<i>Protostrongylus rufescens</i>
HOSPEDEIRO	Ovinos/Caprinos	Bovinos	Ovinos/Caprinos	Ovinos
TAMANHO	550-580mm	390-450mm	Pequenas	Robustas
BOTÃO CEFÁLICO	Presente	Ausente	Ausente	Ausente
CAUDA	Romba/ Arredondada	Ponta	Curva	Pontiaguda / Ondulante
APÊNDICES			Dois (Espinho Dorsal)	Ausente

Técnicas: Passo a Passo

Figura-7.Método-de-Baermann--modificado¶



1. Triturar as fezes na própria gase, com as pontas dos dedos enrolada na gase.



2. Juntar as pontas da gase que contem as fezes,fazendo um saquinho.



3. Colocar água morna no frasco de sedimentar.



4 Colocar a gase com as fezes, mergulhada na água do frasco de sedimentação.



5. Deixar repousar por 12 horas.



6. Retirar o sobrenadante.



7. Retirar uma amostra e colocar na lmina.



8. Visualizar no microscópio.

Fonte:MATTOS; HOFFMAN.2020

MÉTODO DE GRAHAM

OBJETIVO: Pesquisa de ovos de *Oxyuris equi*.

PRINCÍPIO: Método da fita adesiva (Anal swab). Exame microscópico qualitativo direto, após concentração de fezes.

MATERIAL



Lâmina de vidro limpa e desengordurada.

Fita adesiva transparente.

TÉCNICA

- Colocar sobre uma lâmina um pedaço de fita adesiva transparente, do comprimento da lâmina. Colocar em uma das extremidades uma tira de papel, a qual servirá de suporte e identificação.

- Retirar com cuidado a fita adesiva, na hora da coleta, puxando pela tira de papel.

Tocar 2 a 3 vezes, com a fita adesiva, as regiões anal e perianal.

- Distender a fita, com a parte aderente, sobre a lâmina, de maneira que fique bem distendida, lisa e sem bolhas de ar.

Examinar ao microscópio.

Técnicas: Passo a Passo

Figura-8. Método de Graham



1. Colocar sobre uma lâmina um pedaço de fita adesiva transparente.



2. Retirar com cuidado a fita adesiva na hora da coleta.



3. Tocar a fita adesiva 2 a 3 vezes na região anal e perianal.



4. Distender a fita sobre a lâmina.



5. Trocar de lâmina e repetir o procedimento em outra área.



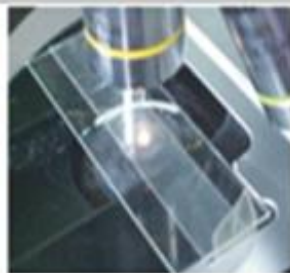
6. Distender a fita sobre a lâmina.



7. Trocar de lâmina e repetir o



8. Distender a fita sobre a lâmina.



9. Examinar ao microscópio.

MÉTODO DE GORDON & WHITLOCK-modificado

OBJETIVO: Identificação e contagem de ovos de helmintos por grama de fezes (OPG). Indicado para fezes de grandes animais.

PRINCÍPIO: Método de flutuação. Exame microscópico quantitativo e qualitativo.

MATERIAL



Fezes

OVINOS, CAPRINOS= 2g. de fezes

BOVINOS,

EQUINOS E SUÍNOS: 4 gramas. de fezes

28 ml (2g de fezes) ou **26 ml** (4g de fezes) de solução fisiológica ou água corrente.

30 ml de solução hipersaturada de cloreto de sódio (densidade 1:250).

1 câmara de McMaster, 1 pipeta de Pasteur com pera de borracha.

2 copos, 1 bastão de vidro. 1 proveta graduada, 1 tamis.

TÉCNICA

- Triturar as fezes em um copo com o bastão de vidro.
- Adicionar a solução fisiológica ou a água. Homogeneizar. Tamisar para outro copo.
- Acrescentar, sobre a tela do tamis, a solução hipersaturada de Na Cl.
- Retirar o tamis. Homogeneizar o líquido.
- Retirar com a pipeta uma amostra para encher uma célula da câmara de McMaster. Repetir a operação e encher a outra célula.
- Repouso de 1 a 2 minutos para os ovos flutuarem.
- Observar ao microscópio (10x). Contar os ovos contidos nas duas células da câmara. O foco é das bolhas. Contar os ovos existentes nas linhas.

OBSERVAÇÕES

O resultado total será o número de ovos por grama de fezes (OPG).

Os ovos encontrados devem ser contados separadamente:

a) Strongyloidea. b) *Strongyloides*. c) *Ascaris*, *Neoascaris*, *Parascaris*. d) *Capillaria*, *Trichuris*. e) *Nematodirus*

A presença de oocistos de protozoários e de ovos de cestódeos será observada, mas não contada.

Em OVINOS: O total de ovos encontrado nas duas células da câmara McMaster será multiplicado por 100

FATOR DE CORREÇÃO: utilizar quando as fezes não estão com a consistência normal

Fezes normais x . 1

Fezes semi-pastosas x . 1,5

Fezes pastosa x . 2

Fezes diarréicas x . 2,5

INTERPRETAÇÃO DOS RESULTADOS ⇒ **DIAGNÓSTICO**

A partir dessa contagem aconselha-se a administração de anti-helmínticos

BOVINOS: 300 opg

EQUINOS: 300 opg

OVINOS: 500 opg

Técnicas: Passo a Passo

Figura 9. Método de Gordon & Whitlock – modificado



1. Pesar as fezes.



2. Triturar as fezes.



3. Colocar água.



famizar.



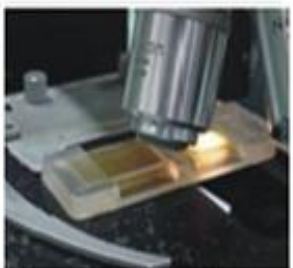
Colocar solução hipersaturada de NaCl.



famizar.



Preencher a câmara de MacMaster



Observar no microscópio.

MÉTODO DE STOLL

OBJETIVO:Contagem de ovos de helmintos. Indicativo para fezes de cães e gatos.

PRINCÍPIO: Suspensão titulada de fezes em solução decinormal de soda cáustica. Método quantitativo.

MATERIAL

3 g de fezes.

1 frasco de Erlenmeyer de 100 ml, com duas marcas: uma a 56 ml e outra a 60 ml.

45 ml de solução de hidróxido de sódio (NaOH) a 1/10 normal.

1 pipeta de 0,5 ou 1 ml . Marcar na pipeta 0,15 ml de capacidade .

10 pérolas de vidro (3-4 mm de diâmetro)

1 lâmina e 1 lamínula.

1 rolha de borracha.

TÉCNICA

- Colocar, no frasco de Erlenmeyer, as pérolas de vidro junto com as fezes.
- Acrescentar a solução decinormal.
- Tampar com a rolha o frasco.
- Agitar invertendo o frasco várias vezes.
- Retirar, **rapidamente**, a rolha e com a pipeta coletar 0,15 ml do centro do líquido.
- Examinar a quantidade de 0,15 ml da diluição na lâmina recoberta pela lamínula.
- Observar no microscópio.
- Contar o número de ovos em toda a lâmina, percorrendo-a em zigue-zague.
- Multiplicar o número de ovos dos helmintos encontrado por 100, calculando assim o valor da contagem do OPG (ovos por grama).

$$x \cdot 100 = \text{valor do OPG}$$

SOLUÇÃO DECINORMAL DE SODA CÁUSTICA

Soda cáustica (NaOH)..... 4,5 g

Água destilada..... 1000 ml

MÉTODO DE GIRÃO & UENO (QUATRO TAMISES)

OBJETIVO: Pesquisa de ovos de *Fasciola hepatica* e *Paramphistomum* spp.

PRINCÍPIO: Lavagem e sedimentação. Método qualitativo e quantitativo.

MATERIAL



Fezes: OVINOS: 1 g BOVINOS: 2g

Solução detergente a 10% ou 25%.

Água de torneira.

Frascos com tampa, ou copo com capacidade de 80 a 100 mL.

Tamises com telas metálicas de 100, 180, 200 e 250 malhas/polegada com abertura de 174, 96, 87 e 65 μ , respectivamente.

Placa de Petri com 9 mm diâmetro, riscada em linhas paralelas, com lápis diamante.

Pipeta de Pasteur com pera de borracha e abertura de 1,5 mm de diâmetro.

Bastão de vidro.

Corante (Verde de metila a 0,5% ou tinta de caneta).

TÉCNICA

- Pesar as fezes e colocar no frasco com tampa.
- Diluir em 30 ml de água de torneira e 5 gotas de solução detergente(10%) ou 2 gotas(25%).
- Homogeneizar o conteúdo, agitando vigorosamente por 1 a 2 minutos.
- Passar a mistura lentamente no conjunto de tamises dispostos uns sobre os outros.
- Lavar em água corrente lentamente, descartando-se os três primeiros tamises, um a um.

- Recolher o material retido no último tamis(250), invertendo-o sobre a Placa de Petri, utilizando-se um fino jato de água no sentido inverso deste tamis ou encher com água e puxar (levantar) o tamis.
- Repousar 2 minutos.Adicionar 1 a 2 gotas de verde de metila a 0,5%.Examinar ao estereomicroscópio (20 a 40x).

⇒ **DIAGNÓSTICO:**

O número de ovos observada na placa representa a contagem do OPG (ovos por grama de fezes).

Técnicas: Passo a Passo

Figura 10. Método de Girão & Ueno (Quatro tamises)



1. Pesar as fezes.



2. Triturar as fezes.



3. Colocar água e misturar.



4. Colocar sobre os 4 tamises.



5. Deixar passar água sobre os tamises.



6. Descartar um a um os tamises, lavando bem.



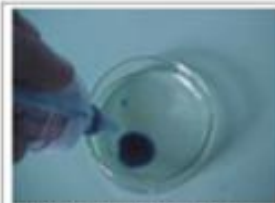
7. O último tamis (250 malhas) é invertido e colocado na placa de Petri.



8. Colocar água como mostra a figura.



9. Levantar o tamis que estava na placa de Petri.



10. Colocar verde de metila na placa e agitar.



11. Visualizar no estereomicroscópio.

MÉTODO DE ROBERTS&O’SULLIVAN

(COPROCULTURA)

OBJETIVO: Identificação genérica dos helmintos através das larvas infectantes. Verificar falhas de anti-helmínticos (Resistência). Cálculo da carga patogênica.

PRINCÍPIO: Cultura de larvas de helmintos eliminados nas fezes. Método de extração de larvas infectantes de uma cultura de fezes.

MATERIAL



3 a 5 gramas de fezes.

Serragem de madeira de pinho, bolinhas de isopor ou erva-mate lavada e seca.

Copo de vidro; Pipeta de Pasteur; Bastão de vidro.

Borrifador; Placa de Petri.

Água morna.

1 a 2 gotas lugol a 1% .

Estufa.

TÉCNICA

- Misturar as fezes com a serragem em proporções aproximadamente iguais, de modo que o conjunto fique homogêneo, frouxo e arejado.
- Colocar a mistura no copo. Com um bastão fazer uma leve pressão na superfície.
- Borrifar a cultura com água sem umedecer muito. Identificar o copo com o número do animal e data.
- Cobrir o copo com a placa de Petri. Levar a estufa à temperatura de 25°C-27°C e umidade relativa alta, durante 7 dias.
- Controlar diariamente o grau hidrométrico da cultura. Retirar o copo de cultura da estufa ao final do período determinado.

- Acrescentar água morna até encher o copo, formando um menisco na parte superior. Cobrir com a placa de Petri e inverter.
- Colocar um pouco de água morna na placa de Petri invertida.
- Repousar no mínimo 1a 2 horas
- Retirar o líquido da placa, colocar num tubo de ensaio. Deixar sedimentar por 10 a 15 minutos..
- Desprezar um pouco do sobrenadante. Colocar uma gota do sedimento na lâmina.
- Fixar as larvas com 1gota de lugol (morte e coloração). Fixar somente na hora da contagem. Cobrir com lamínula.
- Examinar ao microscópio (100x). Contar no mínimo 100 larvas para se ter a percentagem de gêneros na amostra de fezes. Guardar as larvas na geladeira quando não examinar na hora.

Técnicas: Passo a Passo

Figura 11. Método de Roberts & O'Sullivan



1. Retirar um pouco de fezes de cada amostra positiva, misturar.



2. Colocar sarragem e misturar bem.



3. Colocar em um frasco de boca larga.



4. Identificar e colocar na estufa, durante 7 dias.



5. Retirar a placa de Petri.



6. Colocar água morna no frasco.



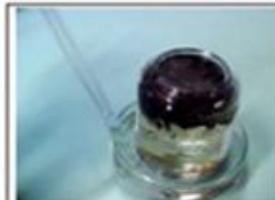
7. Inverter o frasco utilizando a placa de Petri com apoio.



8. Colocar água morna na placa de Petri.



9. Deixar em repouso (1h30- 2 horas).



10. Retirar uma amostra do líquido que estava na placa de Petri e



11. Deixar a amostra repousar durante 15 min em um tubo de



12. Colocar lugol e visualizar no microscópio.

MÉTODO DE KNOTT Modificado

OBJETIVO: Pesquisa de microfilárias.

COLETA: Sangue venoso = 5-10ml

MATERIAL:



- Sangue
- Tubo de ensaio
- Pipeta de Pasteur
- Formalina a 2%
- Lâmina
- Azul de metileno

- Centrifuga

TÉCNICA

- Colocar 1mL de sangue com anticoagulante em um tubo com capacidade de 15 mL.

- Adicionar 10ml de formalina a 2%.

Inverter o tubo várias vezes, agitando suavemente a mistura (lisa as hemácias e fixa os leucócitos e as microfiárias).

- Centrifugar a 1500 rpm durante 5 minutos.

- Desprezar o sobrenadante.

- Misturar o sedimento com uma gota de solução aquosa de azul de metileno.

- Examinar o sedimento entre lâmina e lamínula ao microscópio.

OBSERVAÇÕES

O sedimento seco, não corado pelo azul de metileno, pode ser corado pelo método de Giemsa.

Quando necessário, remeter a um laboratório para identificação, executar somente as duas primeiras etapas.

Quadro 11.Características diferenciais das microfilárias sanguíneas

CARACTERÍSTICAS	<i>Dirofilaria immitis</i>	<i>Dipetalonema reconditum</i>	<i>Setaria spp.</i>
COMPRIMENTO (µm)	313	276	280
LARGURA(µm)	6-7	4-5	7
GANCHO CEFÁLICO	ausente	presente	ausente
BAINHA	ausente	ausente	presente
CAUDA	reta	curva	reta
MOBILIDADE	maior		
HOSPEDEIRO	Cão /gato		

Técnicas: Passo a Passo

Figura 12. Método de Knott Modificado



1. Colocar 1ml de sangue com anticoagulante em um tubo.



2. Adicionar 10ml de formalina.



3. Agitar suavemente.



4. Centrifugar a 1500 rpm durante 5 min.



5. Desprezar o sobrenadante.



6. Misturar o sedimento com uma gota de solução aquosa de corante.



7. Examinar o sedimento entre lâmina e lamínula ao microscópio.

Fonte: MATTOS; HOFFMAN. 2020

TÉCNICA DE NECROPSIA

MATERIAL

- Conservantes: Formol comercial 40% e 5% ou Railliet-Henry ou AFA.
- Solução fisiológica a 0,85%.
- Baldes plásticos graduados até 10 litros
- Frascos plásticos ou vidro com tampa com capacidade de 500 e 1000 mL.
- Etiquetas ou pincel atômico e cordão (barbante).
- Proveta graduada e copos (para retirar a amostra).
- Peneiras (30-50 malhas/ polegada) e bandejas ou baldes.

INSTRUMENTAL

- Pinça hemostática, pinça com ponta reta; tesoura de cortar gesso ou enterótomo, tesoura de ponta romba; facas.

TÉCNICA

- Retirar os órgãos da cavidade abdominal.
- Isolar através de ligaduras duplas com um cordão ou pinça hemostática o abomaso do intestino delgado, e o intestino

delgado do intestino grosso. A distância entre as ligaduras duplas deve ser de 1cm.

- Separar os órgãos liberando-os do omento. Abrir os órgãos isoladamente.

ABOMASO OU ESTÔMAGO

- Colocar o abomaso na bandeja / balde. Depositar todo o seu conteúdo dentro do recipiente. Lavar a mucosa. Juntar o lavado com o conteúdo, formando o **conteúdo total**.

- Acrescentar, ao conteúdo total, água suficiente para completar 2 litros.

- Homogeneizar bem o conteúdo total.

- Retirar pequenas sub-amostras até completar uma amostra correspondente a 10% do conteúdo total (EXEMPLO: conteúdo total de 2 litros coletar 200 mL).

- Acrescentar formol a 5% ou outro conservante na amostra 10%.

EXEMPLO : 200ml da amostra --100

$$X = 5 \times 200 / 100$$

X ----- 5

X = 10ml do conservante

- Colocar a amostra 10% e conservante em um frasco previamente identificado com: nome do órgão, espécie animal, idade (se possível), data e procedência, líquido conservador.

INTESTINO DELGADO

- Abrir o intestino delgado com o enterótomo ou tesoura, ao longo de todo seu comprimento. Se for aberto com tesoura, fazer uma raspagem com pinça comum.
- Retirar todo o conteúdo. Lavar bem o intestino delgado.
- Colocar o lavado junto ao conteúdo, formando o conteúdo total.
- Acrescentar água até completar 4 litros. Homogeneizar bem.
- Coletar amostra 10% do conteúdo total.
- Colocar em frasco plástico, com identificação do material.
- Acrescentar 5% de formol comercial (40%) ou outro conservante.

CESTÓDEOS. *Moniezia*: Coletar todos os parasitos. Colocar em uma proveta graduada. Anotar a quantidade em mililitros do conteúdo de parasitos.

INTESTINO GROSSO

- Abrir o intestino grosso e fazer a raspagem da mucosa com espátula.
- Lavar o conteúdo intestinal em peneira (50mm polegada).
- Retirar o material retido na peneira.
- Coletar todo o conteúdo retido (não se retira amostra como nos outros órgãos).
- Colocar o conteúdo em frasco de plástico previamente identificado.
- Acrescentar água e 5% de formol comercial ou outro conservante.

PULMÃO

- Abrir a traquéia, brônquios, bronquíolos.
- Coletar os helmintos adultos com uma pinça.

- Colocar os parasitos em um frasco com formol a 5% ou outro conservante.

TÉCNICA DE DUNN: Larvas e adultos de *Muellerius* e larvas *Dictyocaulus*.

FÍGADO

- Abrir os ductos biliares.
- Coletar com uma pinça os trematódeos adultos.
- Colocar os parasitos em um frasco com formol a 5% ou outro conservante.

TÉCNICA DE DUNN: formas imaturas de *Fasciola hepatica*.

RÚMEM E RETÍCULO

- Abrir o rúmeme e retículo. Retirar todo o seu conteúdo.
- Lavar o rúmeme e o retículo. Juntar o lavado ao conteúdo.
- Examinar cuidadosamente a mucosa do rúmeme e retículo.
- Coletar os *Paramphistomum* spp. que estão presos na mucosa entre as papilas, com uma pinça.

- Colocar os parasitos em um frasco com formol a 5% ou outro conservante.
- Examinar todo o conteúdo total.

PÂNCREAS

- Abrir os canais pancreáticos.
- Coletar os exemplares de *Eurytrema* spp.
- Colocar em um frasco com formol a 5% ou outro conservante.

CONTAGEM DOS HELMINTOS

- Passar as amostras do abomaso e do intestino delgado sobre telas metálicas (tamis) de 40 malhas/polegada, lavando-se bem com água corrente.
- Inverter o tamis na bandeja, lavar bem para retirar os helmintos retidos no tamis.

- Repetir o processo utilizando o tamis de 100 malhas/polegada.
- Fazer a contagem dos helmintos de todo o material coletado, utilizando o estereomicroscópio.
- Nos demais órgãos fazer a contagem de todo o conteúdo, utilizando o estereomicroscópio.

Técnicas: Passo a Passo

Figura 13. Técnica de Necropsia. Etapa 1



1. Seção longitudinal na linha média.



2. Retirada dos órgãos da cavidade abdominal.



3. Separação dos órgãos com cordão ou pinça hemostática.



4. Abomoso na bandeja para coleta de amostra.



5. Raspagem da mucosa do abomoso com as pontas dos dedos.



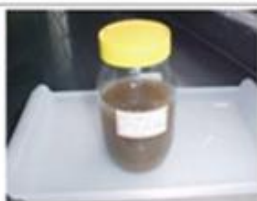
6. Coleta de várias alíquotas até completar 10% do volume.



7. Colocar a amostra em frasco de boca larga.



8. Colocar formalina comercial volume correspondente a 5% da amostra.



9. Identificar a amostra - abomoso.



10. Abrir o intestino delgado colocando o conteúdo no balde graduado.



11. Raspagem da mucosa do intestino delgado.



12. Coletar várias alíquotas até completar 10% do volume (conteúdo mais lavado).

Técnicas: Passo a Passo

Figura 14. Técnica de Necropsia. Etapa 2.



13. Colocar a amostra em frasco de boca larga.



14. Colocar formalina comercial volume correspondente a 5% da amostra.



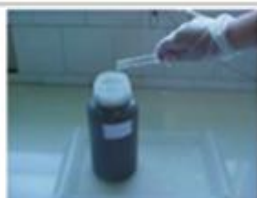
15. Identificar a amostra.



16. Abrir o intestino grosso.



17. Colocar todo o conteúdo em frasco de boca larga.



18. Colocar formalina comercial volume correspondente a 5% da amostra.



19. Identificar a amostra - Intestino grosso.



20. No laboratório, colocar a amostra em tamis de 200 malhas para lavagem para abomaso e intestino delgado.



21. Colocar no frasco.



22. Lavagem do conteúdo do intestino grosso.



23. Visualização dos helmintos.



24. Identificação dos helmintos.

Fonte: MATTOS; HOFFMAN. 2020

RECUPERAÇÃO DE LARVAS INFECTANTES NAS AMOSTRAS DE PASTO

OBJETIVO: Identificação e contagem de larvas infectantes na pastagem, como indicativo do nível de contaminação do campo/potreiro.

COLETA DE AMOSTRAS

A coleta de amostras de pastagem deve ser realizada, no máximo, até as 10 horas da manhã.

A altura do capim é medida em cada uma das parcelas no momento das coletas, com uma régua colocada ao lado da planta.

O corte é realizado no estrato superior (acima de 28 cm) e assim sucessivamente, até chegar ao estrato inferior (0-7 cm) da forragem.

Deve-se coletar sub-amostras (200 g) de cada substrato e enviar ao Laboratório. O pasto é cortado com uma tesoura de poda, utilizando um círculo de 10 cm de raio.

O tamanho do aro é determinado baseando-se na informação de que aproximadamente 90% das larvas não migram, lateralmente, mais do que 10 cm de distância das fezes.

MATERIAL

- Tesoura de poda
- Gaze
- Cálice de sedimentação
- Tubo de ensaio cônico graduado com tampa
- Água morna.
- Lâmina e lamínula
- 1 a 2 gotas lugol a 1% .

PROCESSAMENTO DAS AMOSTRAS:

- As amostras de pasto são colocadas em cálices de sedimentação, separadamente.

- Essas amostras são enroladas em gaze e presas na parte superior dos cálices com o auxílio de um arame.

- As amostras de pasto permanecem submersas em água por 24 horas e depois são transferidas para uma estufa para que seja determinada a matéria seca do mesmo.

- Após retirar-se o pasto, o sobrenadante do cálice é desprezado e o sedimento transferido para um tubo cônico graduado com tampa, totalizando aproximadamente 1,5 ml. Este conteúdo é examinado em microscópio e as larvas infectantes são quantificadas.

Os resultados são expressos em número de L3 ou em número de L3 por quilo de matéria seca (L3/kg MS).

Técnicas: Passo a Passo

Figura 15. Recuperação de larvas infectantes nas amostras de pasto

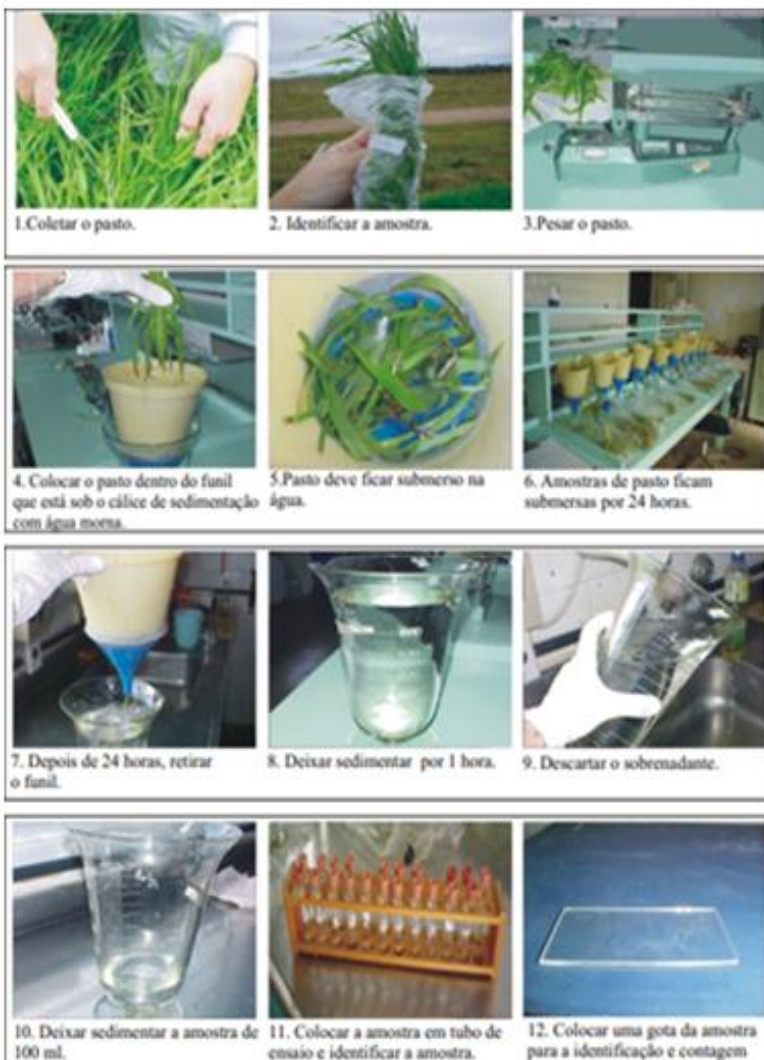
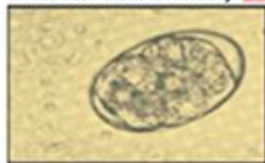
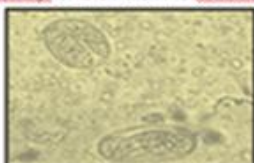


Figura 16. Ovos e Larvas (L1) de Helmintos de Ruminantes¶

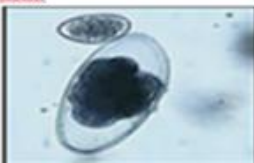
Métodos de Willy Mollay e Gordon & Whitlock



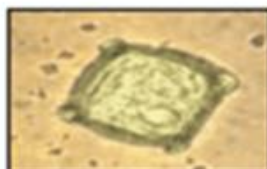
Strongyloidea



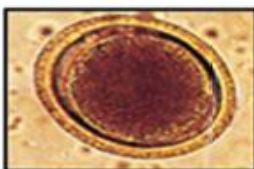
Strongyloides



Nematodirus (ovo maior) e *Strongyloidea* (ovo menor)



Moniezia

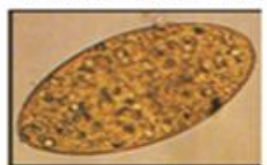


Neoscars (Toxocars)



Trichuris

Métodos de Dennis-Stone & Swanson



Fasciola



Paramphistomum



Eurytrema

Método de Baermann



Muellerius

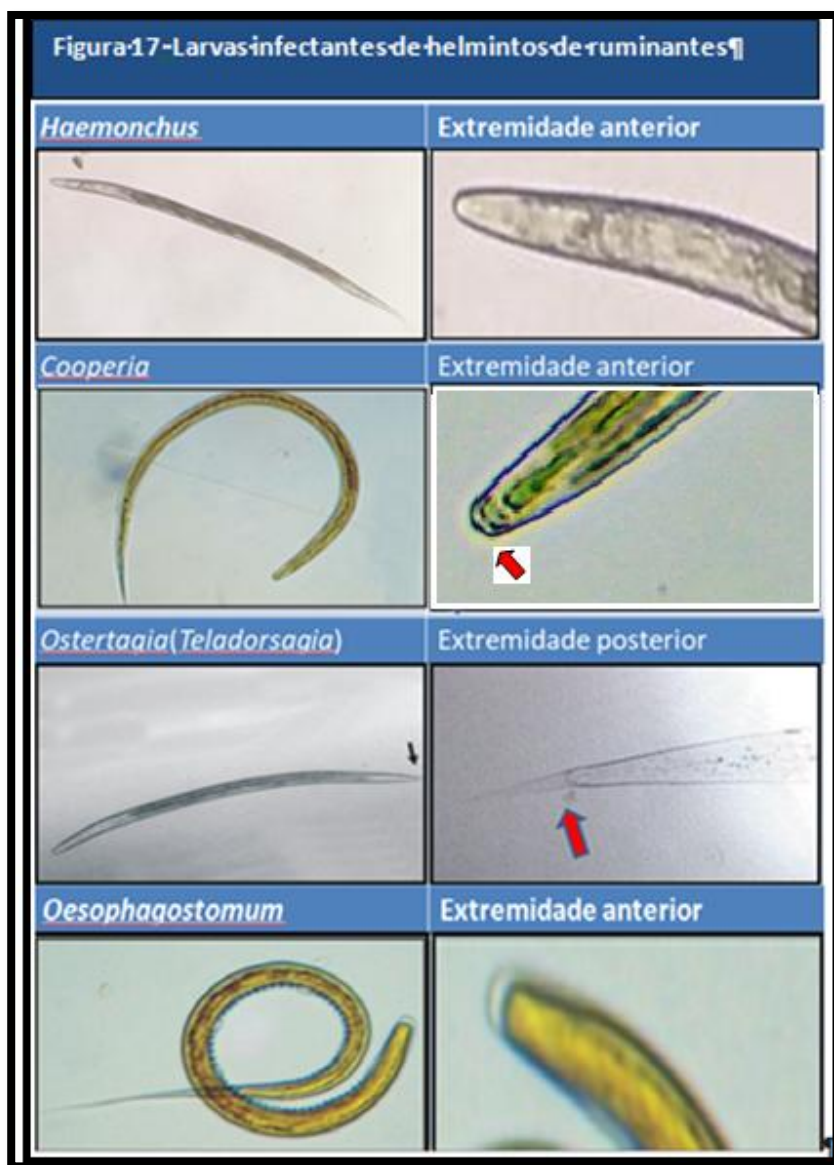


Dictyocaulus

Fonte: Ueno & Gonçalves (1998)

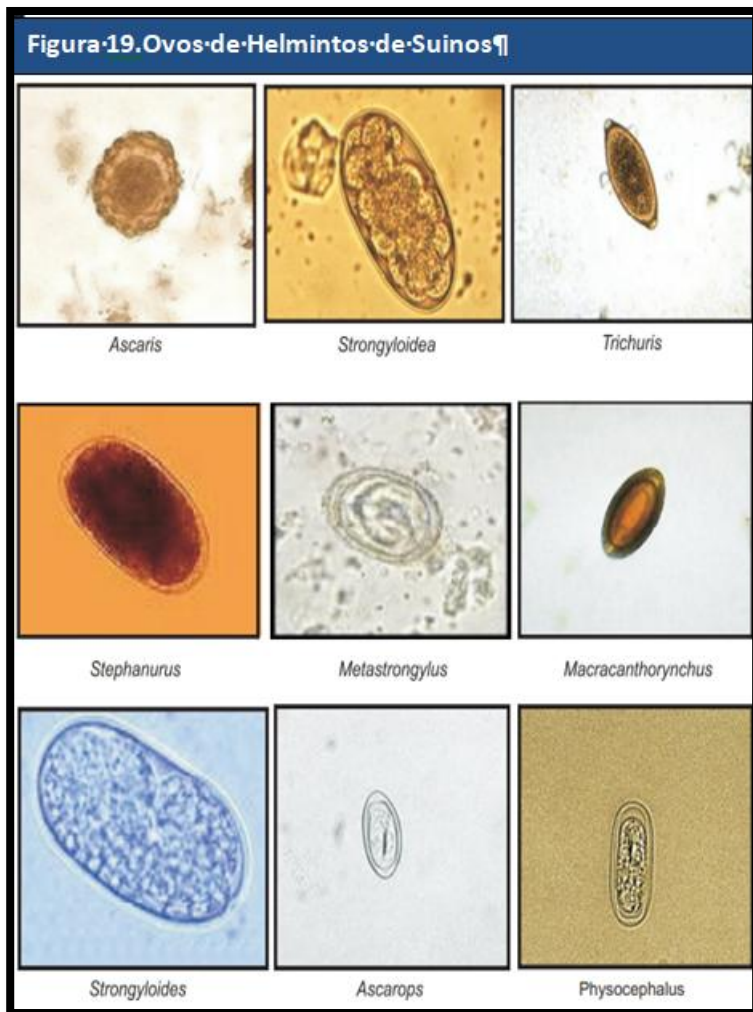
Quadro 12. Identificação de larvas infectantes de nematódeos gastrintestinais de ruminantes

ESPÉCIE	CAUDA DA BAINHA	EXTREMIDADE ANTERIOR	CÉLS INTEST	COMP. TOTAL DA LARVA (µm)
<i>Strongyloides</i>	CURTA Sem bainha Bífid	Esôfago 1/3 do corpo	-	524-710
<i>Trichostrongylus</i>	CURTA Obtusa	Afilada	16	619-762
<i>Ostertagia</i>	CURTA Visibilidade entre cutícula interna e externa	Chanfrada	16	784-928
<i>Haemonchus</i>	MÉDIA	Afilada Com sombreamento	16	650-866
<i>Cooperia</i>	MÉDIA	Quadrada 2 corpos refrigentes	16	666-924
<i>Bunostomum</i>	MÉDIA	Cápsula pequena, em forma de funil Bulbo esofágiano na parte distal Mais coradas	16	500-583
<i>Chabertia</i>	LONGA		24-32 retangulares	710-790
<i>Oesophagostomum</i>	MUITO LONGA	Visibilidade da demarcação entre cutícula interna e externa	16-24 triangulares ou pentagonais	726-923
<i>Nematodirus</i>	MUITO LONGA	Cultura de 10 dias		





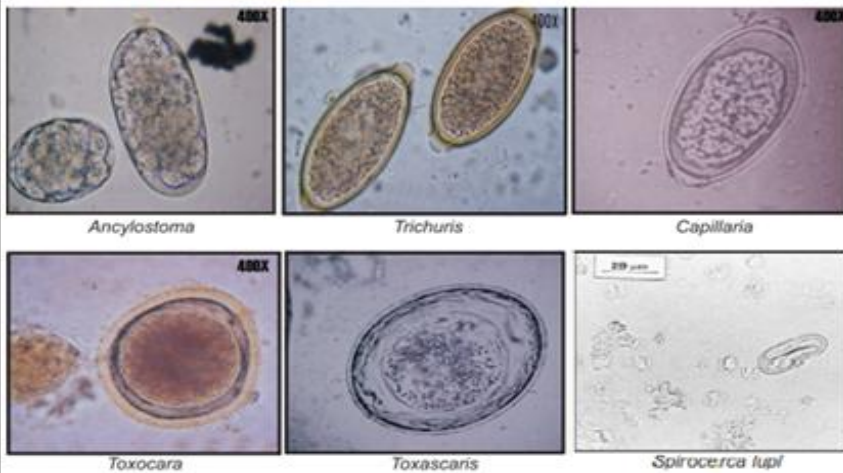
Fonte: MATTOS; HOFFMAN. 2020



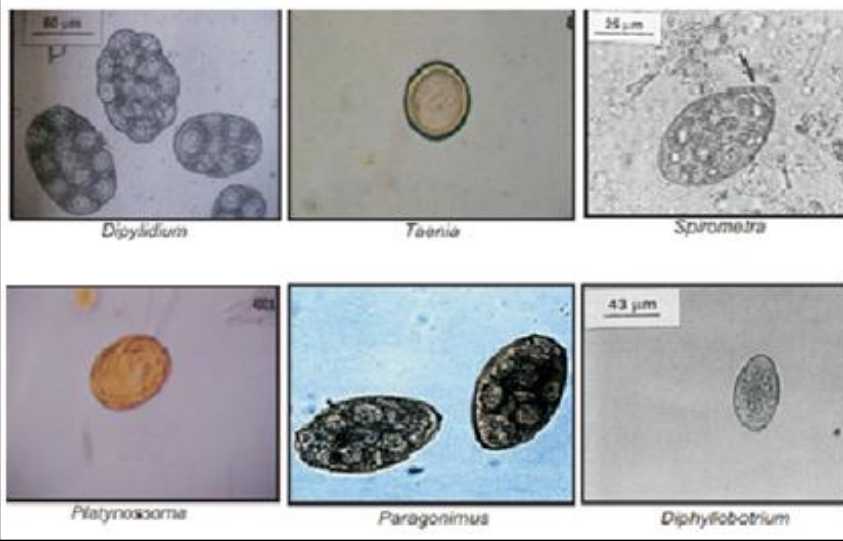
Fonte: MATTOS; HOFFMAN. 2020

Figura 20. Ovos de Helmintos de cães e gatos

Método de Willis-Mollay



Método de Dennis-Stone&Swanson modificado

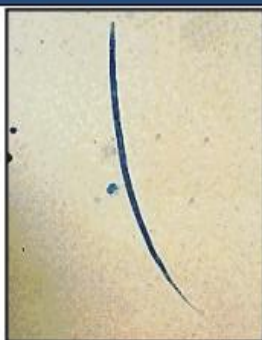


Fonte: MATTOS; HOFFMAN. 2020

Figura 21 Larvas de Helmintos de Cães e Gatos



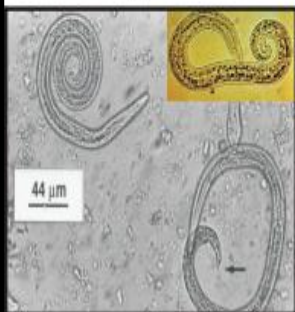
Strongyloides



Dirofilaria

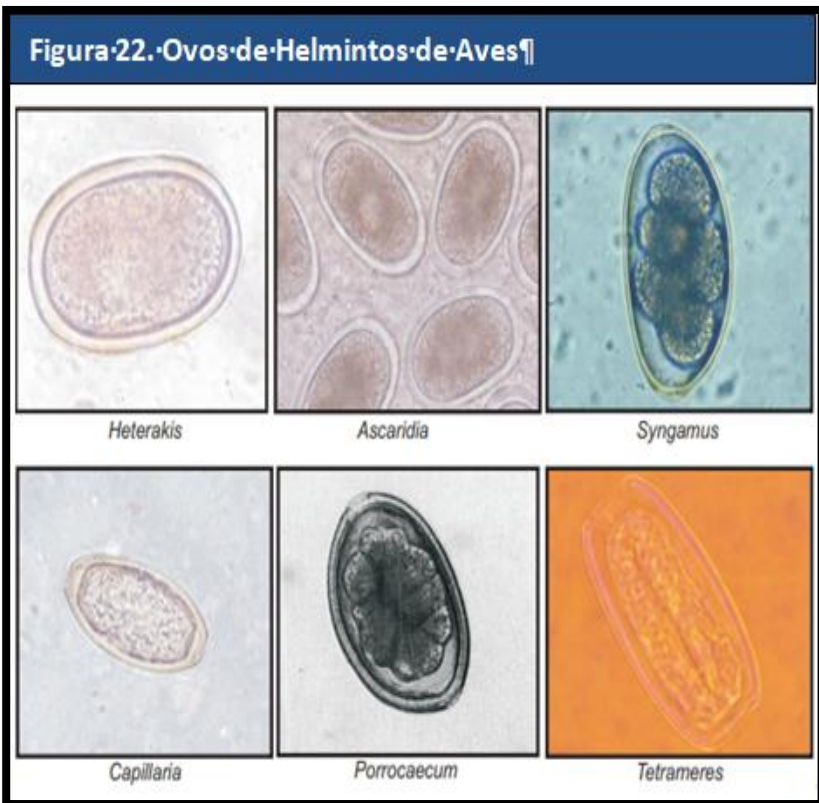


Dipetalonema

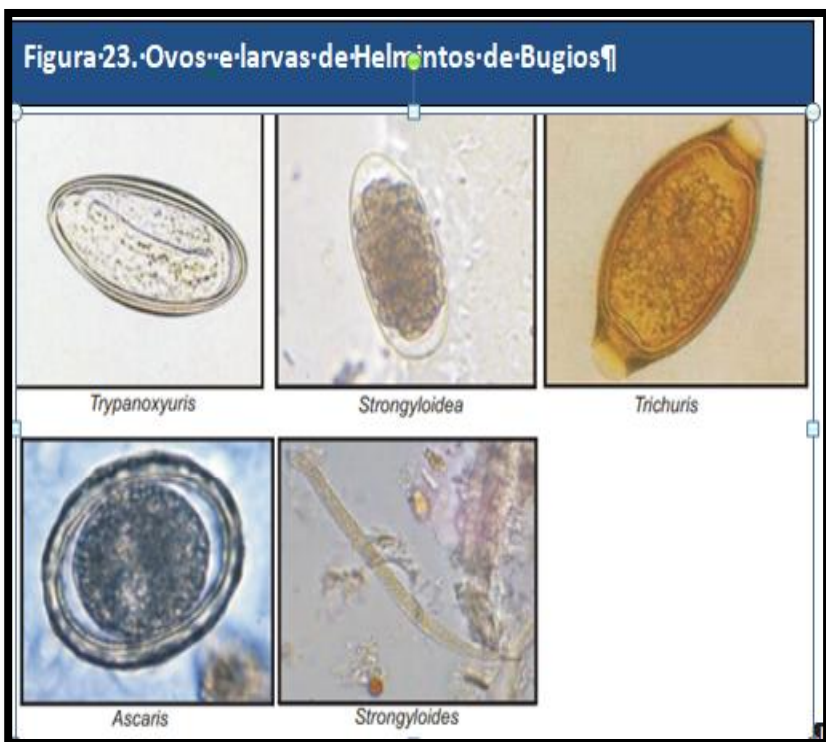


Aelurostrongylus

Fonte:MATTOS; HOFFMAN.2020



Fonte: MATTOS; HOFFMAN. 2020



Fonte: MATTOS; HOFFMAN. 2020

MATERIAL DE LABORATÓRIO

- ☐ Agulhas
- ☐ Agulhas histológicas
- ☐ Alcoômetro
- ☐ Algodão
- ☐ Balança para pesar fezes
- ☐ Balança para peso vivo
- ☐ Balança para tubos de centrífuga
- ☐ Baldes plásticos graduados de 10 litros
- ☐ Bandejas metálicas.
- ☐ Barbante
- ☐ Bastão de vidro
- ☐ Becker (250-300-500mL)
- ☐ Borrifador
- ☐ Caixas de isopor
- ☐ Cálices de sedimentação graduados (250-500-1000mL)
- ☐ Câmara de McMaster

MATERIAL DE LABORATÓRIO(cont.)

- ☐ Centrífuga
- ☐ Contador manual
- ☐ Conta-gotas (5-50mL)
- ☐ Copo de Borrel
- ☐ Copos.
- ☐ Densímetro.
- ☐ Estereomicroscópio
- ☐ Estufa
- ☐ Etiquetas ou pincel atômico
- ☐ Facas
- ☐ Fita adesiva transparente
- ☐ Frasco de Erlenmeyer (100 mL), com duas marcas: uma a 56 mL e outra a 60 mL
- ☐ Frascos com tampa (80-100mL)
- ☐ Frascos plásticos ou vidro com tampa (500- 1000 mL)
- ☐ Funil

MATERIAL DE LABORATÓRIO(continuação)

☒ Gaze

- Gelo

☒ Grampo ou arame

☒ Jarras plásticas (500-1000mL)

☒ Lâminas de microscopia e de dimensão 4x7cm

☒ Lamínulas (20x20mm; 22x22mm;18x18mm; 18x24mm; 24x32mm)

☒ Medidor de pH

☒ Microscópio

☒ Palito ou estilete

☒ Pérolas de vidro (3-4 mm de diâmetro)

☒ Pinça com ponta fina

☒ Pinça com ponta reta

☒ Pinça dente de rato

☒ Pinça hemostática

☒ Pipeta de Pasteur

MATERIAL DE LABORATÓRIO(continuação)

- ☐ Pipeta de Pasteur com pera de borracha e abertura de 1,5 mm de diâmetro
- ☐ Pipetas (0,5-10 mL)
- ☐ Placa de Petri, riscada em linhas paralelas, com lápis diamante
- ☐ Placas de Petri (diâmetro 7,5-50-100-150cm x altura 20mm)
- ☐ Proveta graduada (25-50-100-500-1000mL)
- ☐ Refrigerador
- ☐ Relógio despertador
- ☐ Rolha de borracha
- ☐ Sacos plásticos ou frascos boca larga e com tampa
- ☐ Seringa com agulha
- ☐ Serragem de madeira de pinho, bolinhas de isopor ou erva-mate lavada e seca
- ☐ Tamis
- ☐ Tamises com telas metálicas de 100, 180, 200 e 250 malhas/polegada com abertura de 174, 96, 87 e 65 μ , respectivamente

MATERIAL DE LABORATÓRIO(continuação)

- ☐ Telas metálicas de 40-50 malhas/polegada
- ☐ Tesoura de cortar gesso ou enterótomo
- ☐ Tesoura de ponta fina
- ☐ Tesoura de ponta romba
- ☐ Tubo de ensaio (5-20mL)
- ☐ Tubos de centrifugação
- ☐ Tubos de Vacutainer com adaptador

CORANTES E REAGENTES

☒ Ácido acético glacial

☒ Ácido clorídrico

☒ Açúcar

☒ Água destilada

☒ Álcool etílico 70° - 95°C

☒ Azul de Metileno

☒ Cloreto de sódio

☒ Detergente

☒ Éter

☒ Fenol

☒ Formol comercial

☒ Hidróxido de sódio

☒ Iodeto de potássio

☒ Iodo metalóidico

☒ Sal grosso (Cloreto de sódio)

☒ Sulfato de zinco

☒ Verde de Metila

FÓRMULAS

☐ **ÁLCOOL CLORÍDRICO 0,5%**

Ácido clorídrico 0,5 mL

Álcool 70°C 100 mL

☐ **ÁLCOOL 50º, 60º, 70º, 80º, 90ºC**

Colocar o álcool absoluto numa proveta. Adicionar água destilada no álcool absoluto e verificar o grau desejado através do alcoômetro.

☐ **FORMOL OU FORMALINA 2% 5% 10%**

Formol comercial (40%) 2mL 5mL 10 mL

Água destilada 98mL 95mL 90mL

FÓRMULAS(cont)

☐ LÍQUIDO DE RAILLIET - HENRY

Formol 40% 5 mL

Ácido acético glacial 2 mL

Solução fisiológica 93 mL

☐ LUGOL

Iodo metalóidico 5g

Iodeto de potássio 10g

Água destilada 100mL

Dissolver o iodeto de potássio na água antes de acrescentar o iodo. Esta solução sedeteriora e deve ser preparada a cada 2 semanas.

FÓRMULAS(cont)

☐ SOLUÇÃO AQUOSA DE AZUL DE METILENO

Azul de metileno 0,3g

Álcool etílico 95% 30mL

Água destilada 100mL

Dissolver o corante no álcool e juntar a água.

☐ SOLUÇÃO DECINORMAL DE SODA CÁUSTICA

Soda cáustica (NaOH)..... 4,5 g

Água destilada..... 1000 mL

FÓRMULAS(cont.)

☐ SOLUÇÃO DE AFA

Álcool etílico 95°C	50 mL
Formol comercial	10 mL
Ácido acético glacial	2 mL
Água destilada	40 mL

☐ SOLUÇÃO DETERGENTE **5%** **10%**

Detergente	5mL	10mL
Água	95mL	90mL

☐ SOLUÇÃO FISIOLÓGICA (Solução salina 0,85%)

Cloreto de sódio	8,5 g
Água destilada	1000 mL

FÓRMULAS(cont.)

☐ SOLUÇÃO DE HIDRÓXIDO DE SÓDIO

Hidróxido de sódio 10mL

Água destilada 100mL

Manter em frasco escuro.

☐ SOLUÇÃO HIPERSATURADA

Sal grosso (cloreto de sódio=Na Cl) 2 kg

Água da torneira 5 L

Ferver a mistura. Deixar em repouso 24 horas. Retirar o sobrenadante

Também é possível fazer com sal refinado misturado com água.

Independente do sal que utilizar deve medir a densidade com o densímetro (1.200-1.250).

Colocar em frascos fechados e esperar uma semana para a utilização.

FÓRMULAS(cont.)

☒ SOLUÇÃO DE SHEATHER

Açúcar 500g

Fenol 6,5g

Água destilada 320mL

Dissolver o açúcar na água destilada. Aquecer a solução.

Adicionar o fenol.

Repouso de 24 horas, em temperatura ambiente.

☒ SOLUÇÃO DE SULFATO DE ZINCO

Sulfato de zinco 33g

Água destilada 100mL

Adicionar água destilada quente no sulfato de zinco até obter a densidade de 1.182. Filtrar.

REFERÊNCIAS

BENBROOK, E. A., SLOSS, M. W. **Parasitologia Clínica Veterinária**. México. Continental. 1965. 250p.

HOFFMANN, R. P. **Diagnóstico de Parasitismo Veterinário**. Sulina: Porto Alegre. 1987. 156p.

MATTOS, M. J. T.;HOFFMANN, R .P. **Diagnóstico Laboratorial em Helmintoses**. 1ed. UFRGS. Porto Alegre, RS. 2010. 63 p.

MATTOS, M.J.T.; HOFFMANN,R.P. **Helmintoses de equídeos**. 2020.

MATTOS,M.J.T.;HOFFMANN, R.P. **Helmintoses de suínos**.2019.

MATTOS, M. J. T.;HOFFMANN, R .P. **Diagnóstico Laboratorial em Helmintoses**. 5ed. UFRGS. Porto Alegre, RS. 2020. 113 p.

SLOSS,M.W., ZAJAC,A.M., KEMP,R.L. **Parasitologia Clínica Veterinária**. 6ed. Ed.Manole Ltda.1999.198p.

THIENPONT,D. et al. **Diagnosing Helminthiasis through Coprological Examination**. Belim. Janssen Research foundation, Pitmann-Moore, 1979. 187p.

UENO,H., GONÇALVES,P.C. **Manual para Diagnóstico das Helminthoses de Ruminantes.** 4ed. Japan International Cooperation 1998.