



UNIVERSIDADE
ESTADUAL DE LONDRINA

FERNANDO EMMANUEL GONÇALVES VIEIRA

HELMINTOFAUNA EM FRANGOS (*Gallus gallus domesticus* LINNAEUS, 1758) CRIADOS EM SISTEMA COLONIAL/CAIPIRA NA REGIÃO NORTE DO ESTADO DO PARANÁ

FERNANDO EMMANUEL GONÇALVES VIEIRA

HELMINTOFAUNA EM FRANGOS (*Gallus gallus domesticus* LINNAEUS, 1758) CRIADOS EM SISTEMA COLONIAL/CAIPIRA NA REGIÃO NORTE DO ESTADO DO PARANÁ

Dissertação apresentada ao Curso de Pós-Graduação, em Ciência Animal, da Universidade Estadual de Londrina, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre.

Orientador: Prof. Dr. Milton Hissashi Yamamura.

Londrina
2010

**Catálogo elaborado pela Divisão de Processos Técnicos da Biblioteca Central da
Universidade Estadual de Londrina.**

Dados Internacionais de Catalogação-na-Publicação (CIP)

V658h Vieira, Fernando Emmanuel Gonçalves.
Helmintofauna em frangos (*Gallus gallus domesticus* Linnaeus, 1758)
criados em sistema colonial/caipira na região norte do estado do Paraná /
Fernando Emmanuel Gonçalves Vieira. – Londrina, 2010.
72 f.: il.

Orientador: Milton Hissashi Yamamura.
Dissertação (Mestrado em Ciência Animal) - Universidade Estadual de
Londrina, Centro de Ciências Agrárias, Programa de Pós-Graduação
em Ciência Animal, 2010.
Inclui bibliografia.

1. Frango de corte – Doenças – Teses. 2. Helminto – Teses. 3. Frango
de corte – Parasito – Teses. 4. Frango de corte – Criação – Teses. 5. Galinha –
Criação – Teses. 6. Parasitologia veterinária – Teses. I. Yamamura, Milton Hissashi.
II. Universidade Estadual de Londrina. Centro de Ciências Agrárias. Programa de
Pós-Graduação em Ciência Animal. III. Título.

CDU 619:636. 5

FERNANDO EMMANUEL GONÇALVES VIEIRA

**HELMINTOFAUNA EM FRANGOS (*Gallus gallus domesticus*
LINNAEUS, 1758) CRIADOS EM SISTEMA COLONIAL/CAIPIRA NA
REGIÃO NORTE DO ESTADO DO PARANÁ**

Dissertação apresentada ao Curso de Pós-Graduação, em Ciência Animal, da Universidade Estadual de Londrina, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre.

BANCA EXAMINADORA

Prof. Dr. Milton Hissashi Yamamura
UEL – Londrina – PR

Prof. Dr. Adjair Antonio do Nascimento
UNESP – Jaboticabal – SP

Prof. Dr. Ademir Benedito da Luz Pereira
UEL – Londrina – PR

Londrina, 11 de Março de 2010.

A minha família...

Razão de tudo, motivação maior.

AGRADECIMENTOS

Ao meu orientador professor Milton Hissashi Yamamura pela atenção dispensada e cordialidade.

A Professora Roberta Lemos Freire pelo pronto auxílio profissional.

A Dalva Navarro pela importante colaboração nos trabalhos técnicos.

As colegas Alessandra Taroda e Lígia Sandeski pela disposição sempre presente.

Aos funcionários da Universidade Estadual de Londrina pelo atendimento exemplar.

Aos Biólogos Luis Pontes, Andreza Flores e todos os alunos da UENP que participaram da pesquisa.

Aos colegas de mestrado pelo companheirismo e carinho a mim demonstrados.

Aos produtores rurais que participaram ativamente da pesquisa entendendo os objetivos aqui propostos.

Aos colegas da Secretaria Estadual de Agricultura e do Abastecimento pelo apoio nos trabalhos executados.

As direções do Colégio Agrícola Manoel Ribas de Apucarana, do Colégio Agrícola Fernando Costa de Santa Mariana e do Colégio Agrícola de Cambará pela participação na pesquisa.

A direção do Centro de Ciências Humanas e da Educação da Universidade Estadual do Norte do Paraná pelo apoio ao projeto de pesquisa.

Aos meus pais, incentivadores permanentes.

A minha querida esposa e filhos pela ajuda, carinho e compreensão.

**Eu não tenho um caminho
novo, eu tenho um novo
jeito de caminhar.**

Thiago de Mello

VIEIRA, Fernando Emmanuel Gonçalves. **Helmintofauna em frangos (*Gallus gallus domesticus* LINNAEUS, 1758) criados em sistema colonial/caipira na região norte do Estado do Paraná**. 2010. 72 f. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal) – Universidade Estadual de Londrina, Londrina, 2010.

RESUMO

O presente trabalho teve como objetivo avaliar a ocorrência de helmintos em frangos criados no sistema colonial/caipira na região norte do Estado do Paraná. A pesquisa helmintológica foi realizada em quatorze propriedades rurais localizadas nos municípios de Jacarezinho, Santo Antônio da Platina, Cambará, Barra do Jacaré, Cornélio Procópio, Santa Mariana, Apucarana e Conselheiro Mairinck. Foram examinadas as vísceras de 262 frangos abatidos para consumo. A análise estatística dos dados ocorreu pelo programa Epi 6. As vísceras foram conservadas em refrigeração para o transporte ao Laboratório de Parasitologia Veterinária do Departamento de Medicina Veterinária Preventiva da Universidade Estadual de Londrina. Os conteúdos dos órgãos foram raspados em peneiras para a separação dos parasitos. Os helmintos foram montados em lâminas seguindo as técnicas helmintológicas e identificados. Foram encontradas 21 espécies distribuídas em 15 nematódeos, cinco cestódeos e um trematódeo. Foi encontrada a seguinte ocorrência de helmintos: *Heterakis gallinarum* 71,4%, *Ascaridia galli* 45%, *Raillietina cesticillus* 23,3%, *Raillietina echinobothrida* 7,6%, *Raillietina* sp 6,1%, *Capillaria annatis* 6,1%, *Raillietina tetragona* 5,3%, *Hymenolepis carioca* 3,8%, *Postharmostomum commutatum* 2,7%, *Capillaria* sp 2,3%, *Dispharynx spiralis* 2,3%, *Strongyloides oswaldoi* 2,3%, *Capillaria obsignata* 1,9%, *Subulura brumpti* 1,2%, *Capillaria contorta* 1,2%, *Tropisurus americanus* 1,2%, *Capillaria annulata* 0,8%, *Capillaria collaris* 0,8%, *Choanotaenia infundibulum* 0,8%, *Syngamus trachea* 0,4%, *Oxyspirura mansoni* 0,4%, *Physaloptera truncata* 0,4% e *Tropisurus fassispinus* 0,4%. Em inquérito epidemiológico foi observado que a criação inicial dos pintinhos em palha e o tipo de solo argiloso estavam relacionados com a menor infecção enquanto a criação extensiva, fora do piquete de pastejo, favoreceu o parasitismo. Foi verificado também que o vazio sanitário inferior que 60 dias favoreceu o parasitismo por *Heterakis gallinarum* e *Ascaridia galli*. Os helmintos *Heterakis gallinarum*, *Ascaridia galli* e *Raillietina cesticillus* apresentaram maior intensidade de infecção.

Palavras-chave: Galinha. Colonial-caipira. Ocorrência. Helminto.

VIEIRA, Fernando Emmanuel Gonçalves. **Helminth fauna in chickens (*Gallus gallus domesticus* LINNAEUS, 1758) reared under semi-intensive system in the northern of Parana State**. 2010. 72 p. Dissertation (Masters Degree in Animal Science) - Universidade Estadual de Londrina, Londrina, 2010.

ABSTRACT

This study has aimed to evaluate the occurrence of helminths in chickens in the semi-intensive system in the northern of Paraná State. A helminth survey was conducted in fourteen farms in the towns of Jacarezinho, Santo Antônio da Platina, Cambará, Barra do Jacaré, Cornélio Procópio, Santa Mariana, Apucarana e Conselheiro Mairinck. The organs of 262 chickens slaughtered for consumption were examined. The organs were preserved under refrigeration for transport to the Veterinary Parasitology Laboratory, in the Preventive Veterinary Medicine Department, Londrina State University. The statistical analysis of data occurs using Epi 6 program. The viscera contents were scraped in sieves to separate the parasites. The helminths were mounted on lamina following the helminthological techniques and were identified. It's been found 21 species being distributed in 15 nematodes, five cestodes and one trematode. It was found the following frequency of helminths occurrence: *Heterakis gallinarum* 71.4%; *Ascaridia galli* 45%; *Raillietina cesticillus* 23.3%; *Raillietina echinobothrida* 7.6%; *Raillietina* sp 6.1%; *Capillaria annatis* 6.1%; *Raillietina tetragona* 5.3%; *Hymenolepis carioca* 3.8%; *Postharmostomum commutatum* 2.7%; *Capillaria* sp 2.3%; *Dispharynx spiralis* 2.3%; *Strongyloides oswaldoi* 2.3%; *Capillaria obsignata* 1.9%; *Subulura brumpti* 1.2%; *Capillaria contorta* 1.2%; *Tropisurus americanus* 1.2%; *Capillaria annulata* 0.8%; *Capillaria collaris* 0.8%; *Choanotaenia infundibulum* 0.8%; *Syngamus trachea* 0.4%; *Oxyspirura mansoni* 0.4%; *Physaloptera truncata* 0.4% e *Tropisurus fissispinus* 0.4%. In epidemiological investigation it was observed that the initial rearing of the chicks in straw litter and the clay soil type were related to lower infection as the extensive rearing, outside the paddock grazing promoted parasitism. It was also found that the fallowing of less than 60 days, has favored the parasitism by *Heterakis gallinarum* and *Ascaridia galli*. The helminths *Heterakis gallinarum*, *Ascaridia galli* and *Raillietina cesticillus* have greater intensity of infection.

Key-words: Chicken. Free-range chicken. Occurrence. Helminth.

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Composição percentual e valores calculados das rações para frango de corte	19
Tabela 2 – Desempenho esperado para criações de frango de corte coloniais semi-confinadas	20
Tabela 3 – Bacias Hidrográficas Norte Paraná	23
Tabela 4 – Médias pluviométricas da Região Norte do Paraná coletadas em nove municípios em 2008/2009.....	25
Tabela 5 – Média Pluviométrica da Região Norte do Paraná, 2008/2009.....	25
Tabela 6 – Dados Comparativos da agricultura familiar, 2006.....	27
Tabela 7 – Plantel de avicultura tipo caipira e número de aves abatidas, segundo os Núcleos Regionais da SEAB, 2003.....	27
Tabela 8 – Ocorrência de helmintos em galinhas na Turquia, 2008	28
Tabela 9 – Porcentagem de distribuição de helmintos encontrada em 267 galinhas da Etiópia, 2001	29
Tabela 10 – Prevalência de infecção helmíntica (porcentagem de aves infectadas) em galinhas de fundo de quintal, 2002	30
Tabela 11 – Ocorrências de helmintos em <i>Gallus gallus domesticus</i> na África	31
Tabela 12 – Comparação da prevalência de helmintos nas raças Deshi e Sonali em Bangladesh, 2009	32
Tabela 13 – Distribuição de helmintos no Iran em 2005 e 2009	33
Tabela 14 – Prevalência em % de helmintos no Município de Salse, Nicarágua, 2000.....	34
Tabela 15 – Percentuais de ocorrências de helmintos em galinhas no Estado do Espírito Santo, 1975.....	35
Tabela 16 – Helmintos parasitas de galinhas de fundo de quintal em Porto Alegre –RS, 1977	36
Tabela 17 – Helmintos parasitos de galinhas de fundo de quintal em Goiânia – GO, 1979	37
Tabela 18 – Ocorrência de helmintos parasitos de galinhas de fundo de quintal no município de Jaboticabal – SP, 1980.....	37

Tabela 19 – Freqüência de ocorrência de helmintos parasitos de galinhas adultas em Salvador – BA, 1980	38
Tabela 20 – Freqüência de ocorrência de helmintos parasitos de galinhas adultas em Lajes – SC, 1984	39
Tabela 21 – Distribuição percentual de aves parasitadas por helmintos em Maringá – PR, 1981	41

LISTA DE TABELA - ARTIGO

Tabela 1 – Ocorrência de helmintos em frangos criados no sistema colonial/caipira no Norte do Paraná em 2008/2009.....	55
Tabela 2 – Análise do inquérito epidemiológico realizado em propriedades com criação de frangos no sistema colonial/caipira no Norte do Paraná, 2008/2009.....	56
Tabela 3 – Análise do inquérito epidemiológico em relação à presença de <i>Heterakis gallinarum</i> em frangos criados no sistema colonial/caipira no Norte do Paraná em 2008/2009.....	57
Tabela 4 – Análise do inquérito epidemiológico em relação à presença de <i>Ascaridia galli</i> em frangos criados no sistema colonial/caipira no Norte do Paraná em 2008/2009	58

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	12
2 SISTEMA COLONIAL/CAPIRA	15
2.1 SISTEMA DE PRODUÇÃO.....	16
2.1.1 Equipamentos	17
2.1.2 Linhagens	18
2.1.3 Alimentação	18
2.1.4 Sanidade.....	20
3 CARACTERÍSTICAS DA REGIÃO NORTE DO ESTADO DO PARANÁ	22
3.1 GEOGRAFIA DO ESTADO DO PARANÁ.....	22
3.1.1 Geomorfologia da Região Norte do Estado	22
3.1.2 Hidrografia	23
3.2 CLIMA.....	24
3.3 SOLO	24
3.4 PLUVIOMETRIA	24
3.5 REALIDADE AGROPECUÁRIA REGIONAL	26
3.5.1 Avicultura Colonial/Caipira	27
4 OCORRÊNCIA DE HELMINTOS EM GALINHAS	28
REFERÊNCIAS	42
5 OBJETIVOS	49
5.1 OBJETIVO GERAL	49
5.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	49
6 ARTIGO PARA PUBLICAÇÃO	50
6.1 INTRODUÇÃO	51
6.2 MATERIAL E MÉTODOS	53
6.3 RESULTADOS	54
6.4 DISCUSSÃO.....	59

6.5 CONCLUSÃO.....	62
6.6 REFERÊNCIAS.....	62
CONCLUSÃO FINAL.....	67
APÊNDICES	68
Apêndice A – Cadastro de propriedade	69
Apêndice B – Questionário epidemiológico.....	70
Apêndice C – Formulário de coleta de material.....	71

1 INTRODUÇÃO

A avicultura no Brasil encontra-se entre as mais eficientes do mundo utilizando alta tecnologia no que se refere à climatologia, genética, nutrição e ao controle das doenças infecciosas e parasitárias. O desenvolvimento de técnicas de produção e de controle das enfermidades associado aos investimentos feitos em infra-estrutura tornou o Brasil o segundo maior produtor mundial de frangos de corte (UNIÃO BRASILEIRA DE AVICULTURA - UBA, 2008, p. 26) e o maior exportador mundial de carne de frango. O país produziu no ano de 2007 mais que dez milhões de toneladas de carne comercializando no exterior 3,6 milhões de toneladas em 2008, segundo a Associação Brasileira dos Produtores e Exportadores de Frango - ABEF (2009). Por sua vez o Estado do Paraná vem liderando o crescimento no setor avícola sendo atualmente o maior estado produtor e exportador do País com mais de 1,22 milhões de aves abatidas e 915.414 mil toneladas de carne exportadas (SINDICATO DAS INDÚSTRIAS DE PRODUTOS AVÍCOLAS DO ESTADO DO PARANÁ, 2009).

Paralelo a esta atividade avícola industrial com grande demanda de mercado, outras tendências de consumo como os produtos orgânicos ou naturais se apresentam como atividade alternativa para o agricultor familiar, pois demanda menor investimento financeiro do que na avicultura industrial de alta escala. Além disto, o interesse por produtos produzidos de maneira mais natural, por carnes com consistência mais firme e paladar diferenciado, ou ainda por alimentos obtidos com uma maior preocupação com o bem estar animal, têm estimulado outros sistemas de criação, dentre eles o sistema colonial/caipira (JULIÃO, 2003).

Este sistema de criação mantém as aves em piquetes de pastoreio por 2,5 a 3 meses o que possibilita maior oportunidade para a instalação de helmintos parasitos. Permin et al. (1999) verificaram a maior importância dos helmintos neste sistema o que foi confirmado por Ruff (1999). O ambiente formado nestes piquetes favorece não só a viabilidade dos ovos dos parasitos como a presença de hospedeiros intermediários necessários aos ciclos indiretos encontrados em diversas espécies de helmintos.

Vários estudos foram feitos demonstrando as espécies de helmintos que parasitam *Gallus gallus domesticus* em todo o mundo. Diferentes helmintos e freqüências foram descritas em frangos:

Em estudo de prevalência em diferentes sistemas de criação na Dinamarca Permin et al. (1999) encontraram no sistema semi-intensivo orgânico cinco espécies diferentes de helmintos.

Na América Central, em pesquisa para se determinar a fauna de helmintos em frangos e galinhas adultas de quintal em diferentes condições climáticas na Nicarágua, foi encontrada 11 espécies diferentes em frangos e 13 espécies diferentes em galinhas (COBAS, 2000).

Em frangos com até 168 dias, na Tanzânia, foi encontrada prevalência de 100% distribuída em 26 espécies de helmintos (MAGWISHA et al., 2002).

Outros trabalhos publicados descreveram a ocorrência de helmintos em aves adultas criadas em sistema extensivo.

No Paraná, Giovannoni e Kubiak (1947) apresentaram estudo sobre parasitos em animais domésticos, listando cinco espécies parasitas de galinhas.

Fernandes (1965) listou dez helmintos parasitas de *Gallus domesticus* sendo seis nematódeos, um trematódeo e três cestódeos.

Em Maringá, Pavanelli (1981) encontrou 17 espécies de helmintos ao necropsiar 121 frangos de idades variadas, criados em sistema extensivo. Destas 97,52% estavam parasitadas,

Porém, não há relatos em aves jovens no sistema semi-intensivo. Apenas Cardozo e Yamamura (2006) trabalharam com identificação de *Eimeria* sp e escore de lesões intestinais entre frangos vacinados e tratados com anticoccidianos, criados no sistema colonial/caipira em propriedades na região de Uberaba – MG.

Por outro lado, são encontrados em publicações anteriores trabalhos verificando a relação entre a infecção parasitária com fatores diversos. Não houve significância estatística entre a infecção helmíntica e a raça (ROY, 2009). Também não houve correlação com o sexo das aves (RAHMAN; SALIM; GHause, 2009; YORIYO, 2008). Porém houve relação positiva com a idade menor das aves (MAGWISHA et al., 2002), a baixa altitude das terras (ESHETU et al., 2001), a estação climática seca (COBAS, 2000) e o sistema de produção extensivo (RABBI et al., 2006). Entretanto, no presente trabalho foram investigadas as diferentes características locais das propriedades e da criação das aves como fator de influência no parasitismo.

Por isso, a importância de se pesquisar helmintos no sistema colonial/caipira, conhecer a sua prevalência assim como os fatores relacionados à sua epidemiologia para poder auxiliar ao controle das infestações melhorando com isso a eficiência da atividade produtiva.

2 SISTEMA COLONIAL/CAIPIRA

A produção de carne e ovos de galinhas representa uma importante fonte de proteína animal para a população mundial. O sistema colonial/caipira oferece opção alternativa para o consumidor e fonte protéica para famílias de menor poder aquisitivo.

Segundo Sonaiya e Swan (2004), 80% das famílias rurais utilizam da avicultura como fonte de renda e segurança alimentar, principalmente aquelas famílias mais vulneráveis do ponto de vista sócio-econômico. A avicultura familiar possui pequena escala e ocupa geralmente a mão de obra não contratada e recursos alimentares próprios. Nos países em desenvolvimento esta atividade representa grande parcela da atividade avícola podendo ser desenvolvida em fundo de quintal (Free-range extensive systems), com área para pastoreio diurno e fechado à noite (Backyard Extensive Systems e Semi-intensive Systems) e, ainda totalmente fechado (Intensive Systems).

O Sistema Colonial/caipira é caracterizado por uma criação semi-intensiva das aves visando maior bem estar aos animais e buscando obter uma carne de características diferenciadas da carne derivada da avicultura industrial intensiva.

Segundo Cardozo e Yamamura (2004), o sistema colonial/caipira visa reproduzir ao máximo as condições naturais de vida das aves sem a utilização de produtos químicos para o controle de doenças. Este sistema de criação é também chamado de capoeira na região nordeste do Brasil e “Label Rouge” na França.

No Brasil este sistema de criação foi regulamentado pelo Ofício Circular N°007/99 da Divisão de Operações Industriais, do Departamento de Inspeção de Produtos de Origem Animal, do Ministério da Agricultura e do Abastecimento (BRASIL, 1999) determinando o limite de 25 dias de confinamento às aves dando a elas após este período, acesso a piquetes para pastoreio com espaço mínimo de 3m² por ave e idade mínima para abate de 85 dias. A alimentação deve ser constituída por ingredientes, exclusivamente de origem vegetal, sendo proibido o uso de promotores de crescimento. Deve-se também utilizar apenas linhagens próprias para este tipo de criação, não se permitindo o uso de raças comerciais.

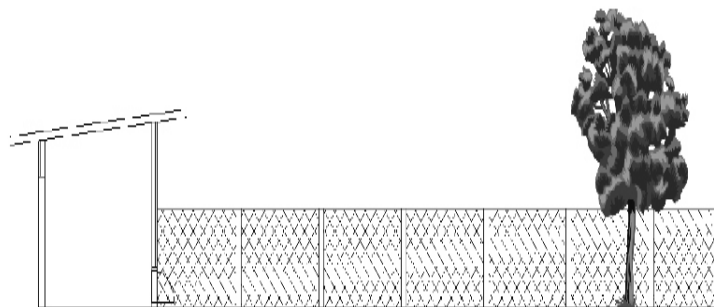
Na França, onde o sistema semi-intensivo é muito praticado, o Ministério da Agricultura e da Pesca publicou notas técnicas definindo os critérios para obtenção do selo que identifica os produtos oriundos deste sistema de criação. Dentre outras especificações o frango “Label Rouge” quando criado fechado deve ter no máximo 11 aves/m², deve ser solto no pátio após 6 semanas, área para pastoreio de 4m² por ave no mínimo, o abate não pode ser antes de 81 dias de vida (FRANÇA, 2006).

2.1 SISTEMA DE PRODUÇÃO

O sistema semi-intensivo utiliza métodos de criação modernos, ração balanceada, programas de vacinação e piquetes para pastejo (JULIÃO, 2003).

Nos primeiros 25 dias de criação as aves são alojadas em um galpão onde recebem água, ração inicial, aquecimento e vacinas. Este galpão deve ser construído em área de fácil acesso, com boa drenagem, evitando ventos predominantes e respeitando a orientação leste-oeste para evitar insolação dentro dele no verão. Devem estar dimensionadas ao tamanho do plantel, Figueiredo et al. (2001) recomenda 10 aves/m². Anexo ao barracão deve-se haver área telada para quando as aves forem soltas para pastar (Fig. 1) recomendando-se 3m² por ave alojada. Este pode ter árvores para sombreamento

Figura 1 –Galpão e área de pastejo de sistema semi-intensivo (GLOBOAVES, 2008).



2.1.1 Equipamentos

Para a fase inicial é necessário cortinas, campânulas, círculos de proteção, bebedouros, comedouros, ventiladores, nebulizadores e iluminação artificial.

As cortinas devem ser de material impermeável e com espessura tal que evite a entrada de água da chuva e correntes de ar. Estas devem ser reguláveis para permitir o controle da temperatura no galpão e a renovação do ar.

As campânulas podem ser elétricas ou a gás sendo necessária uma para cada círculo de proteção podendo, dependendo do modelo, aquecer de 500 a 2000 aves (BASSI et al., 2006). O aquecimento a lenha pode ser utilizado, ou mesmo uma lâmpada incandescente de 150W para um box de 4,5m² de área (HELLMEISTER et al., 2003).

Os círculos de proteção devem ser feitos de material flexível e ter 60cm de altura para evitar as correntes de ar. Cada círculo comporta 500 a 1000 aves.

Os bebedouros podem ser do tipo copo de pressão, pendular, calha ou nipple. Nos primeiros dias utiliza-se um bebedouro de pressão para cada 80 aves. Na fase adulta utiliza-se 4cm de espaço linear por ave ou um bico para cada 12 aves.

Os comedouros podem ser do tipo tubular infantil ou bandeja para oferecer ração nos primeiros dias na proporção de 1/80 aves. Na fase adulta o mais utilizado é o comedouro tubular de 20 quilos na proporção de 1/40 aves (BASSI et al., 2006). Comedouros tipo calha também podem ser utilizados observando-se o espaço de 2,5cm por pintainho e 8cm por ave adulta. A ração alternativa (vegetais) deve ser fornecida em comedouros tipo calha ou caixa duas vezes ao dia (GLOBOAVES, 2008).

Nebulizadores e ventiladores são necessários se a ventilação natural não for suficiente para dar conforto térmico às aves.

A iluminação do galpão é importante principalmente nos primeiros dias de vida das aves, pois permite um incremento do consumo de água e ração à noite com a implantação de programas de luz (BASSI et al., 2006).

2.1.2 Linhagens

Dentre as linhagens desenvolvidas para o sistema colonial estão:

Embrapa 041 – Plumagem avermelhada, crescimento mais lento, carne mais consistente, com menos gordura que os frangos comerciais (FIGUEIREDO et al., 2001).

Caipirinha da ESALQ (CP) – Plumagem heterogênea com topete. Crescimento lento, selecionada para a dupla aptidão, carne e ovos (SAVINO et al., 2007).

Pinto Preto Pesado de Pasto Pescoço Pelado de Piracicaba (7P) – Plumagem uniforme de cor preta. Pescoço pelado. Crescimento rápido (SAVINO et al., 2007).

Caipirão da ESALQ – Grande variação de plumagem. Crescimento rápido (SAVINO et al., 2007).

Carijó Barbada – Plumagem barrada com barba e costeleta. Crescimento lento. Selecionada para dupla aptidão, carne e ovos (SAVINO et al., 2007).

Label Rouge (LR) – Plumagem vermelha. Pescoço pelado. Crescimento lento.

Paraíso Pedrês (PP) – Plumagem variada. Crescimento rápido.

Carijó Preto – Plumagem carijó (Preto e branco). Dupla aptidão, carne e ovos.

2.1.3 Alimentação

A formulação da ração oferecida para as aves depende da fase de desenvolvimento que ela se encontra. Segundo Bassi et al. (2006) na primeira fase (Inicial) a ração deve ter 19,5-20% de proteína bruta e energia de 2800 kcal/kg, esta fase encerra-se aos 28 dias de vida. Na segunda fase (Crescimento) a ração deve ter 18% de proteína e 2900 kcal/kg de energia. Esta fase ocorre de 29 a 63 dias de criação. Na última fase (Engorda) a ração deve ter 16,5% de proteína e 2900 kcal/kg de energia. Esta fase ocorre de 63 dias ao abate. Takahashi et al. (2006) sugere a composição de ração para engorda de frangos (Tabela 1) que deve ser fornecida a vontade.

Tabela 1 – Composição percentual e valores calculados das rações para frango de corte

Ingrediente	1 a 28 dias	29 a 63 dias	64 a 84 dias
Milho	60,916	66,570	72,820
Farelo de soja	34,547	29,084	23,494
Fosfato bicálcico	1,869	1,738	1,497
Calcário	1,062	1,187	1,254
Óleo de soja	0,763	0,572	0,100
Sal	0,350	0,350	0,350
D1-metionina	0,093	0,099	0,085
Suplemento vitamínico	0,100	0,100	0,100
Suplemento mineral	0,100	0,100	0,100
Simbiótico plus®	0,200	0,200	0,200
Total	100,0	100,0	100,0
Valor Calculado			
Energia metabolizável, kcal/kg	2.800	2.900	2.900
Proteína bruta, %	20,00	18,00	16,50
Lisina, %	1,00	0,88	0,78
Metionina, %	0,40	0,38	0,35
Cálcio, %	1,00	1,00	0,95
Fósforo disponível, %	0,46	0,43	0,38

Fonte: Takahashi et al. (2006)

Deve-se complementar a alimentação com grãos, forrageiras, verduras e tubérculos fornecidos duas vezes ao dia.

Após os 25 dias de vida as aves são soltas para pastar em piquete com gramíneas de alto teor protéico como Quicuiu, Napier, Coast-cross, Tiffiton e Estrela Africana (GLOBOAVES, 2008).

A tabela 2 descreve padrões de consumo, conversão alimentar, ganho de peso e mortalidade para frangos criados no sistema colonial/caipira.

Tabela 2 – Desempenho esperado para criações de frango de corte coloniais semi-confinadas

Idade dias	Peso Vivo (g)	Ganho semanal (g)	Consumo semanal (g)	Consumo acumulado (g)	Conversão semanal	Conversão acumulada	Viabilidade %
7	105	65	91	91	1.400	1.400	99,5
14	220	115	252	343	2.191	1.559	99,0
21	375	155	364	707	2.348	1.885	98,5
28	555	180	469	1176	2.606	2.119	98,0
35	755	200	560	1736	2.800	2.299	97,5
42	965	210	630	2366	3.000	2.452	97,0
49	1185	220	686	3052	3.118	2.576	96,5
56	1410	225	735	3787	3.267	2.686	96,0
63	1630	220	784	4571	3.564	2.804	95,5
70	1845	215	805	5376	3.744	2.914	95,0
77	2055	210	826	6202	3.933	3.018	94,5
84	2255	200	840	7042	4.200	3.123	94,0
91	2445	190	847	7889	4.458	3.227	93,5

Fonte: Gessuli (1999) apud Figueiredo et al. (2001).

2.1.4 SANIDADE

Assim como as atividades intensivas, o sistema colonial deve tomar medidas de biosseguridade desde a sua implantação, observando distâncias seguras de rodovias, áreas de risco, e outras atividades avícolas. O isolamento do criatório através do plantio de barreiras verdes é importante na prevenção de doenças.

Antes do recebimento dos pintainhos, deve-se lavar e desinfetar o barracão e todos os equipamentos para diminuir a quantidade de microrganismos no ambiente. A criação de lotes de idades diferentes deve ser evitada, pois os animais jovens são mais suscetíveis a enfermidades.

A aquisição de aves de procedência sanitária comprovada e um correto programa profilático contribuem para o sucesso da criação.

Os programas de vacinação variam de região para região sendo dependente dos desafios que cada área enfrenta. Apenas a vacina contra a Doença de Marek é obrigatória e é realizada no incubatório. As vacinas contra outras doenças são voluntárias. Bassi et al. (2006) recomenda a vacinação contra coccidiose na primeira semana de vida. Para prevenir a Doença de Gumboro, Bronquite Infecciosa e Newcastle é sugerida a vacinação na segunda, quarta e nona semana. Na terceira semana indica a vacinação para a Varíola Aviária.

Já em relação às parasitoses, Ruff (1999) apresenta os nematódeos como parasitos de maior importância nos sistemas não confinados em países em desenvolvimento, principalmente os que possuem hospedeiros intermediários em seu ciclo. Também por este mesmo motivo os cestódeos são freqüentes em aves criadas no sistema colonial/caipira.

As helmintoses em aves podem ser assintomáticas, porém em grandes infecções podem causar lesões importantes. Vieira et al. (2009) encontrou lesões tissulares intestinais em galinha parasitada por *Raillietina echinobotrida*.

O controle das helmintoses deve ser feito por práticas de higiene e manejo e a administração de antiparasitários. Os fitoterápicos têm sido utilizados para o seu controle além da redução de fezes amontoadas e umidade excessiva (CARDOZO; YAMAMURA, 2004).

Ainda relacionada ao controle de parasitas, a coccidiose é um problema de importância na criação de frangos caipiras. A eliminação de oocistos de *Eimeria* spp foi observada a partir de 20 dias de idade em lotes tratados com anticoccidianos (CARDOZO; YAMAMURA, 2004). O uso de vacinas atenuadas diminui o grau de lesões intestinais por coccidiose mostrando ser uma boa alternativa para o controle da enfermidade.

3 CARACTERÍSTICAS DA REGIÃO NORTE DO ESTADO DO PARANÁ

3.1 GEOGRAFIA DO ESTADO DO PARANÁ

O Paraná localiza-se na Região Sul do País, ocupando uma área de 199.314Km², que corresponde a 2,3% da superfície total do Brasil e contando atualmente com 399 municípios instalados. São cinco as zonas naturais do Estado: o Litoral, a Serra do Mar, os Primeiro, Segundo e Terceiro Planaltos (PARANÁ, 2009).

3.1.1 Geomorfologia da Região Norte do Estado

A região Norte do Paraná é caracterizada por unidades morfoestruturais representadas pela Bacia Sedimentar do Paraná e pelo Cinturão Orogênico do Atlântico. As unidades morfoesculturais dessa região são representadas pelos Segundo e Terceiro Planalto do Paraná. Dentro destas unidades existem subunidades correspondentes às características microrregionais. São elas: Planalto de Santo Antônio da Platina, Planalto de Carlópolis, Planalto de Londrina, Planalto do Médio Paranapanema e Planalto de Apucarana (INSTITUTO DE TERRAS CARTOGRAFIA E GEOCIÊNCIAS - ITCG, 2010).

Planalto de Santo Antônio da Platina, situado no Segundo Planalto Paranaense, apresenta dissecação alta com áreas de declividades de 12-30%. Em relação ao relevo apresenta altitudes variando de 440 a 1.180 metros. As formas predominantes são topos isolados, vertentes convexas e vales em “V”.

Planalto de Carlópolis, situado no Segundo Planalto Paranaense, apresenta dissecação média com áreas de declividades predominantes menores que 6%. Em relação ao relevo apresenta altitudes variando de 480 a 860 metros. As formas predominantes são topos aplainados, vertentes convexas e vales em “V” aberto.

Planalto de Londrina, situado no Terceiro Planalto Paranaense, apresenta dissecação média com áreas de declividades predominantes menores que 12%. Em relação ao relevo, apresenta altitudes variando de 340 á 980 metros. As formas predominantes são topos alongados, vertentes convexas e vales em “V”.

Planalto do Médio Paranapanema, situado no Terceiro Planalto Paranaense, apresenta dissecação baixa com área de declividade predominante é menor que 6%. Em relação ao relevo apresenta altitudes variando de 340 á 600 metros. As formas predominantes são topos aplainados, vertentes convexas e vales em “V”.

Planalto de Apucarana, situado no Terceiro Planalto Paranaense, apresenta dissecação alta com área de declividade predominante varia entre 6-12%. Em relação ao relevo apresenta altitudes variando de 300 á 920 metros. As formas predominantes são topos alongados, vertentes convexas e vales em “V”.

3.1.2 Hidrografia

O norte paranaense é banhado por oito grandes bacias hidrográficas, sendo a maior a do Rio Paranapanema que é formada pelas bacias Paranapanema I, II, III e IV, limitando ao norte a região. Ao extremo nordeste da região encontra-se a bacia do rio Itararé e ao extremo noroeste a bacia do rio Ivaí. Entre estas duas cortando a região no sentido norte-sul têm-se ainda as bacias do rio Cinzas e rio Tibagi (INSTITUTO DE TERRAS CARTOGRAFIA E GEOCIÊNCIAS - ITCG, 2010). A área de drenagem destas bacias soma 86.120,55 Km² considerando áreas dentro e fora da região norte (Tabela 3).

Tabela 3 – Bacias Hidrográficas Norte Paraná

NOME	ÁREA Km2	PERÍMETRO	MUNICÍPIOS	DISPOSIÇÃO HÍDRICA
Bacia do Cinzas	9653,86	519,05	36	8,21
Bacia do Itararé	5007,29	546,41	14	9,73
Bacia do Ivaí	36646,36	1115,17	107	130,80
Bacia do Paranapanema I	1238,91	248,90	5	0,93
Bacia do Paranapanema II	720,89	161,18	7	0,61
Bacia do Paranapanema III	3782,40	327,67	20	7,49
Bacia do Paranapanema IV	4158,89	365,08	15	10,37
Bacia do Tibagi	24911,95	1007,61	57	80,20

Fonte: Instituto de Terras Cartografia e Geociências (ITCG). **Produtos Cartográficos**

3.2 CLIMA

A região Norte está localizada entre as Latitudes 22°30'0" e 24°0'0" e entre as Longitudes 49°30'0" e 52°30'0", segundo Bhering e Santos (2008). A região é cortada pelo Trópico de Capricórnio fazendo médias de temperatura no verão de 22°C.

De acordo com o mapa climático do Instituto de Terras Cartográficas e Geociências (ITCG, 2010), o clima predominante da região norte do Paraná é o Subtropical com chuvas bem distribuídas com verões rigorosos principalmente ao norte da região e outras com verões brandos localizadas mais ao sul.

3.3 SOLO

Nas regiões de Apucarana, Londrina e Cornélio Procopio predomina o Latossolo Vermelho, de textura argilosa e nas áreas montanhosas ocorre a associação de Neossolo Regolítico e Chernossolo Argilúvico, com afloramento de rochas. De acordo com Bhering e Santos (2008). Mais ao sul encontram-se solos do tipo Argilosos Vermelho-Amarelo de textura média/argilosa.

A região de Jacarezinho o Latossolo Vermelho e o Nitossolo Vermelho ocorrem como predominante apenas nos municípios de Cambará e Barra do Jacaré, surgindo em manchas dispersas no resto da região. No município de Jacarezinho e Ribeirão Claro encontram-se solos Argilosos Vermelhos de textura Arenosa/média. Mais ao sul da região trata-se de solo Argiloso Vermelho-amarelo de textura média argilosa. Ao centro desta região apresenta uma grande área de solo do tipo Neossolo Regolítico associado à Luvisolo Háptico de textura média argilosa.

3.4 PLUVIOMETRIA

A tabela 4 mostra as médias de precipitação no período de Outubro de 2008 a Outubro de 2009, por município de coleta dos dados, segundo a Superintendência de Desenvolvimento de Recursos Hídricos e Saneamento - SUDERHSA (2008/2009).

Tabela 4 – Médias pluviométricas da Região Norte do Paraná coletadas em nove municípios em 2008/2009

Mês	Cambará	Andirá	Nova Fátima	Santa Amélia	Arapongas	Guapirama	Ibaiti	Londrina	Santo Ant. Platina
Out/08	158,4	66,5	154,8	144,8	110,7	168,5	109,2	130,9	178
Norv/08	121,6	68,6	64,7	74	155,7	95,1	102	151,3	65,1
Dez/08	100,9	33,3	52,6	72,7	67,3	94,4	85,3	40,1	84,8
Jan/09	307,5	286,5	353	296,7	287,6	261,7	289,4	238,7	323,2
Fev/09	157,5	162,5	263,1	132,9	450,2	120,3	126,7	264,9	126,9
Mar/09	13,8	22,2	28,8	24,3	78,2	48,7	62,1	105,4	32,9
Abr/09	11,4	39,1	51,8	44,8	8,3	12,1	0	2,7	34,9
Mai/09	70	39,7	55,9	37,8	82,5	120,1	47,7	138,1	57,1
Jun/09	78	85,4	96,9	93	100,4	93,1	74,7	120	160
Jul/09	143,4	220,3	261,3	256,2	227,1	268,3	204,6	193	452
Ago/09	71,1	81,4	71	62	82,8	61,4	33,8	96,7	132
Set/09	113,7	180,2	246,5	245,8	171,5	223,2	188,2	169,3	402,2
Out/09	178,4	231,1	278,8	320,4	375,9	279,2	206,8	340,6	382

Fonte: Superintendência de Desenvolvimento de Recursos Hídricos e Saneamento - SUDERHSA. **Alturas pluviométricas diárias, 2008/2009.**

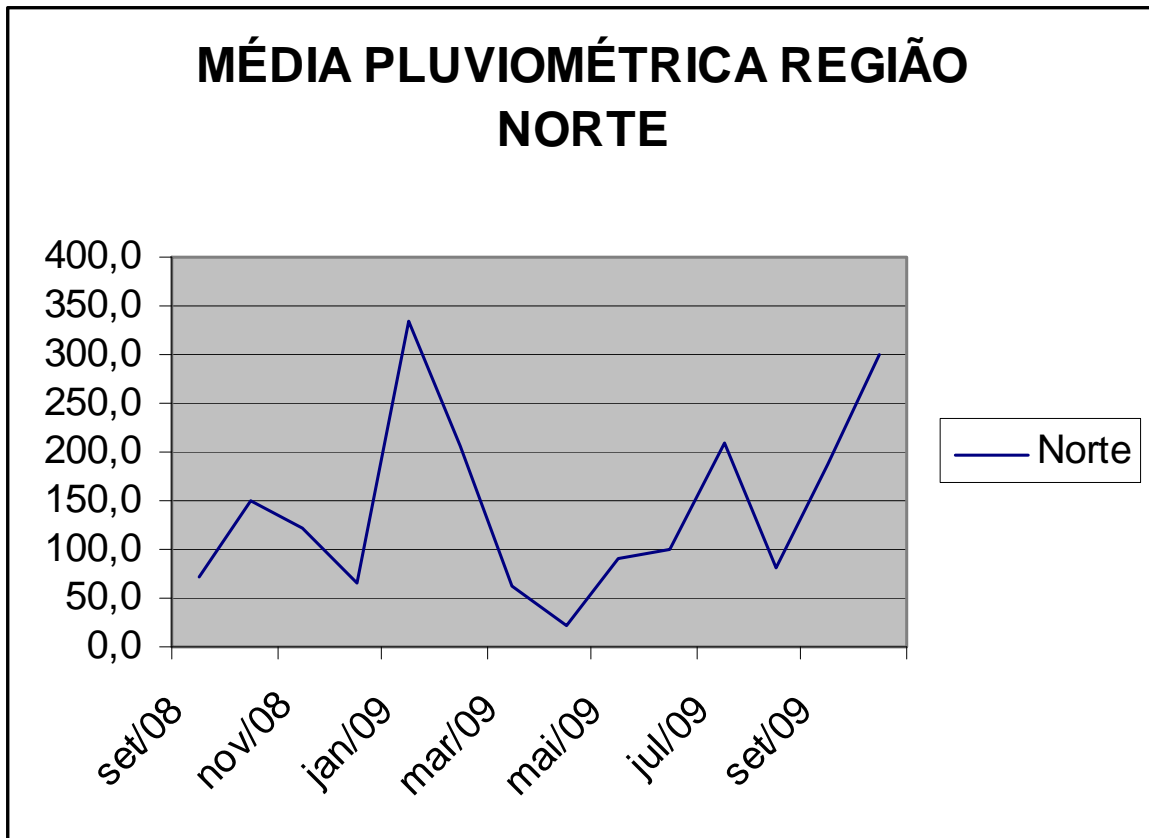
A tabela 5 mostra a média geral de precipitação da região norte do Paraná publicados pela Secretaria de Agricultura (SEAB, 2008/2009). Estes dados estão representados no gráfico 1.

Tabela 5 – Média Pluviométrica da Região Norte do Paraná, 2008/2009

Set 08	Out 08	Nov 08	Dez 08	Jan 09	Fev 09	Mar 09	Abr 09	Mai 09	Jun 09	Jul 09	Ago 09	Set 09	Out 09
71,4	149,7	122,3	66,1	335,5	207,4	63,4	21,3	89,4	99,8	209,5	80,7	186,7	299,3

Fonte: Secretaria de Estado da Agricultura e do Abastecimento - SEAB – Departamento de Economia Rural. **Precipitação pluviométrica regional.**

Gráfico 1 – Média geral pluviométrica da Região Norte do Paraná, Adaptado de SEAB (2008/2009).



3.5 REALIDADE AGROPECUÁRIA REGIONAL

Segundo o senso agropecuário realizado pelo IBGE (2006), 4,25 milhões de hectares da área do Estado do Paraná (27,8%), pertencem à Agricultura Familiar que é responsável pela produção de 80% na produção de arroz, feijão, mandioca e milho, além de ter grande importância na produção de soja, leite, aves, ovos e suínos. Do total de 361.061 de estabelecimentos agrícolas do Estado 81,6% são propriedades dedicadas à agricultura familiar num total de 302.907 estabelecimentos (Tabela 6) (IBGE, 2006 apud ANDRICH, 2009). Por sua vez em diagnóstico sócio-econômico realizado pelo IPARDES (2007) é dado que a pequena propriedade do tipo familiar, com uma área média de 15,7 ha, corresponde a 85,4% dos estabelecimentos agropecuários do Estado. Neste raciocínio, somando-se os dados dos municípios da região norte do estado apresentados pelo IBGE (2006) encontramos 43.221 estabelecimentos familiares.

Tabela 6 – Dados Comparativos da agricultura familiar na Região Sul, 2006

<i>Região</i>	<i>Número de Estabelecimentos</i>	<i>Área (há)</i>
Sul	849.997	13. 066.591
Paraná	302.907	4.249.882

Fonte: Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística - IBGE. **Censo Agropecuário:** tabelas de resultados.

3.5.1 Avicultura Colonial/Caipira

Em todas as regiões do Estado do Paraná, a atividade avícola colonial/caipira é representada. Silva (2005) aponta em relatório dados do plantel colonial retirados do levantamento do Valor Bruto de Produção (VBP) para o cálculo do Fundo de Participação dos Municípios (FPM) em 2002/2003, que a avicultura colonial/caipira possui 9.748.895 de aves no Estado (Tabela 7) sendo 901.840 cabeças criadas nas cinco sub-regiões do norte do Paraná: Jacarezinho, Apucarana, Cornélio Procópio, Londrina e Maringá.

Tabela 7 – Plantel de avicultura tipo caipira e número de aves abatidas, segundo os Núcleos Regionais da SEAB, 2003.

<i>N.R da SEAB</i>	<i>Plantel (nº de aves)</i>	<i>Abate (nº de cabeças)</i>	<i>% Particip.(plantel)</i>
Apucarana	70.400	43.000	0,7
Campo Mourão	803.000	307.500	8,2
Cascavel	676.115	1.579.600	6,9
Cornélio Procópio	154.510	76.755	1,6
Curitiba	720.000	1.153.950	7,4
F. Beltrão	1.519.290	1.195.305	15,6
Guarapuava	1.055.800	1.583.650	10,8
Irati	849.000	403.000	8,7
Ivaiporã	938.100	740.200	9,6
Jacarezinho	426.500	329.100	4,4
Laranjeiras do Sul	404.420	1.125.184	4,1
Londrina	110.400	220.800	1,1
Maringá	140.030	71.950	1,4
Paranaguá	48.200	29.025	0,5
Paranavaí	209.312	110.982	2,1
Pato Branco	416.100	624.150	4,3
Ponta Grossa	347.750	150.960	3,6
Toledo	23.063	14.991	0,2
Umuarama	314.905	206.000	3,2
União da Vitória	522.000	629.000	5,4
TOTAL	9.748.895	10.624.456	100,0

Fonte: SILVA (2005)

4 OCORRÊNCIA DE HELMINTOS EM GALINHAS

A ocorrência de helmintos nos sistemas semi-intensivos e extensivos é maior que em criações confinadas. Isto foi demonstrado por Ziela (1999) ao encontrar a prevalência de 100% em aves criadas soltas de maneira tradicional contra apenas 2,5% em aves confinadas.

Além deste, vários trabalhos descreveram a distribuição de helmintos em galinhas criadas em sistemas não intensivos, com acesso a áreas de pastoreio, demonstrando que algumas espécies são cosmopolitas e possuem grande frequência de ocorrência.

Em estudo de prevalência em diferentes sistemas de criação na Dinamarca Permin et al. (1999) encontraram maiores valores no sistema semi-intensivo orgânico sendo assim a sua frequência: *Ascaridia galli* (63,8%), *Heterakis gallinarum* (72,5%), *Capillaria obsignata* (53,6%), *Capillaria annatis* (31,9%) e *Capillaria caudinflata* (1.5%).

Ainda na Europa, na Turquia, foram encontradas 16 diferentes espécies de helmintos por Kurt e Acici (2008) com sua prevalência descrita conforme tabela 8:

Tabela 8 – Ocorrência de helmintos em galinhas na Turquia, 2008

Helminto	Aves infectadas (%)
<i>Heterakis gallinarum</i>	29
<i>Davainea proglottina</i>	23
<i>Ascaridia galli</i>	16
<i>Raillietina echinobothrida</i>	13
<i>Raillietina cestocillius</i>	12
<i>Capillaria caudinflata</i>	12
<i>Hymenolepis carioca</i>	10
<i>Raillietina tetragona</i>	6
<i>Capillaria retusa</i>	6
<i>Capillaria bursata</i>	4
<i>Choanotaenia infundibulum</i>	2
<i>Amoebotaenia cuneata</i>	2
<i>Syngamus trachea</i>	2
<i>Capillaria annulata</i>	1
<i>Echinoparyhium recurvatum</i>	1
<i>Echinostoma revolutum</i>	1

Fonte: Kurt e Acici (2008).

Na África, segundo Eshetu et al. (2001) que examinaram 267 galinhas criadas em sistema tradicional na Etiópia, apresentaram 91,01% de

ocorrência de infecção parasitária sendo encontradas 11 espécies de helmintos. A porcentagem de distribuição de helmintos encontrada foi:

Tabela 09 – Porcentagem de distribuição de helmintos encontrada em 267 galinhas da Etiópia, 2001

Helminto	Aves infectadas (%)
<i>Raillietina tetragona</i>	45,69
<i>Amoebotaenia sphenoides</i>	40,45
<i>Ascaridia galli</i>	35,58
<i>Raillietina echinobothrida</i>	25,84
<i>Subulura brumpti</i>	17,60
<i>Heterakis gallinarum</i>	17,28
<i>Raillietina cesticillus</i>	5,62
<i>Choanotaenia infundibulum</i>	4,49
<i>Dyspharynx spiralis</i>	2,62
<i>Davainea proglottina</i>	1,12
<i>Cheilospirura hamulosa</i>	0,75

Fonte: Eshetu et al. (2001).

Em estudo comparativo entre 100 frangos com até 168 dias e galinhas adultas, na Tanzânia, foi encontrada 100% de prevalência distribuída em 26 espécies (MAGWISHA et al., 2002), sendo a distribuição helmintos nas aves descritas na tabela 10:

Tabela 10 – Prevalência de infecção helmíntica (porcentagem de aves infectadas) em galinhas de fundo de quintal, 2002

<i>Helminto</i>	<i>Jovens (n = 100)</i>	<i>Adultos (n = 100)</i>
<i>Allodapa suctoría</i>	3	20
<i>Ascaridia galli</i>	69	29
<i>Capillaria annatis</i>	65	65
<i>Capillaria annulata</i>	1	10
<i>Capillaria bursata</i>	30	32
<i>Capillaria caudinflata</i>	10	4
<i>Capillaria contorta</i>	10	6
<i>Capillaria obsignata</i>	64	68
<i>Cheilospirura hamulosa</i>	36	26
<i>Dispharinx nasuta</i>	18	17
<i>Gongylonema ingluvicula</i>	39	39
<i>Heterakis brevispiculum</i>	14	10
<i>Heterakis gallinarum</i>	89	84
<i>Heterakis isolonche</i>	1	1
<i>Syngamus trachea</i>	14	3
<i>Tetrameres americana</i>	94	82
<i>Tetrameres fissispina</i>	36	24
<i>Trichostrongylus tenuis</i>	43	7
<i>Amoebotaenia cuneata</i>	24	32
<i>Choanotaenia infundibulum</i>	15	6
<i>Davainea proglottina</i>	9	2
<i>Hymenolepis cantaniana</i>	37	36
<i>Hymenolepis carioca</i>	24	30
<i>Raillietina cest icillus</i>	4	3
<i>Raillietina echinobothrida</i>	59	62
<i>Raillietina tetragona</i>	36	21

Fonte: Magwisha et al. (2002).

A partir de 456 tratos intestinais de aves do Kenya foi observada por Irungu, Kimani e Kisia (2004) uma taxa de infecção de 90,78% distribuída em nove espécies descritas na tabela 11.

No Marrocos, a partir de 300 tratos intestinais de frangos criados em fundo de quintal, 89,9% das aves apresentavam parasitas (HASSOUNI; BELGHYTI, 2006). Foram identificadas 13 espécies sendo descrita sua prevalência na tabela 11.

Na Nigéria, 96 aves abatidas no mercado tiveram suas vísceras examinadas por Luka e Ndams (2007) que identificaram cinco espécies de

cestódeos e cinco de nematódeos nas porcentagens de aves infectadas indicadas na tabela 11.

Ainda na Nigéria, Yoriyo (2008) examinou duzentas vísceras de galinhas encontrando 87,8% delas com helmintos. A prevalência está descrita na tabela 11:

Tabela 11 – Ocorrências de helmintos em *Gallus gallus domesticus* na África

<i>Helminthos</i>	(%) Kenya (2004)	(%) Marrocos (2006)	(%) Nigéria (2007)	(%) Nigéria (2008)
<i>Raillietina</i> sp	47,53	-	-	-
<i>Heterakis gallinarum</i>	21,33	10	33,7	-
<i>Ascaridia galli</i>	10,03	9	43,8	-
<i>Strongyloides avium</i>	9,96	-	-	-
<i>Choanotaenia</i> <i>infundibulum</i>	4,61	-	10,9	3,5
<i>Cotugnia digonopora</i>	3,60	-	-	-
<i>Capillaria</i> sp.	1,5	-	-	-
<i>Trichostrongylus</i> <i>tenuis</i>	1,04	-	-	-
<i>Syngamus trachea</i>	0,4	-	2,2	-
<i>Notocotylus</i> <i>gallinarum</i>	-	0,7	-	-
<i>Hymenolepis carioca</i>	-	3,7	25	-
<i>Raillietina</i> <i>echinobothrida</i>	-	5,7	13	42
<i>Hymenolepis</i> <i>cantaniana</i>	-	7	-	-
<i>Raillietina tetragona</i>	-	9,3	23,9	38,5
<i>Raillietina cesticillus</i>	-	12	9,8	10,5
<i>Capillaria obsignata</i>	-	6	-	-
<i>Subulura brumpti</i>	-	15,3	-	31
<i>Cheilospirura</i> <i>hamulosa</i>	-	2,7	-	-
<i>Dispharynx nasuta</i>	-	5,3	-	-
<i>Tetrameres</i> sp	-	3,3	-	-
<i>Hartertia gallinarum</i>	-	-	1	-
<i>Gongylonema</i> <i>ingluvicola</i>	-	-	1	-
<i>Ascaridia styphlocerca</i>	-	-	-	4,5
<i>Heterakis</i> <i>brevispiculum</i>	-	-	-	18
<i>Gongylonema</i> <i>congolense</i>	-	-	-	40,5
<i>Raillietina</i> <i>magninumida</i>	-	-	-	8

Fonte: Irungu, Kimani e Kisia (2004); Hassouni e Belghyti (2006); Luka e Ndams (2007) e Yoriyo (2008).

Na Ásia vários trabalhos demonstram a ocorrência de helmintos em galinhas. Em Bangladesh diferentes tipos de criações de galinhas foram investigados para a descrição da prevalência de helmintos. Estavam parasitadas

100% das aves de quintal por seis espécies (três nematódeos, dois cetódeos e um trematódeo), assim distribuídos: *Raillietina tetragona* (100%), *Ascaridia galli* (87,50%), *Heterakis gallinarum* (80%), *Capillaria annulata* (5%), *Amoebotaenia sphenoides* (40%) e *Catatropis verrucosa* (16,25%) (RABBI et al., 2006).

Ainda em Bangladesh, Roy (2009) descreve a prevalência de helmintos em 200 galinhas adultas de duas raças diferentes encontrando 100% e 98% de aves com parasitismo. Das 14 espécies encontradas 06 foram nematódeos, 05 foram cestódeos e 03 foram trematódeos. A prevalência variou de uma raça para a outra conforme a tabela 12:

Tabela 12 – Comparação da prevalência de helmintos nas raças Deshi e Sonali em Bangladesh, 2009

<i>Helmintho</i>	(%) <i>Raça Deshi</i>	(%) <i>Raça Sonali</i>
<i>Gongylonema ingluvicola</i>	11	7
<i>Dispharynx nasuta</i>	5	2
<i>Acuaria hamulosa</i>	45	24
<i>Capillaria</i> spp	68	50
<i>Ascaridia galli</i>	75	51
<i>Heterakis</i> spp	66	60
<i>Raillietina tetragona</i>	62	42
<i>Raillietina echinobothrida</i>	40	29
<i>Skrajabinia cesticillus</i>	13	5
<i>Choanotaenia infundibulum</i>	9	6
<i>Hymenolepis</i> spp	20	17
<i>Echinostoma revolutum</i>	26	25
<i>Prosthogonimus</i> spp	3	3
<i>Catatropis verrucosa</i>	14	10

Fonte: Roy (2009).

No Iran, investigação helmintológica em 105 galinhas de 43 localidades, Naem e Eskandari (2005) encontraram 100% das aves parasitadas. A distribuição dos helmintos está apontada na tabela 13:

Já em estudo comparativo entre aves de região úmida e outras de região seca, no Iran (ESLAMI; GHAEMI; RAHBARI, 2009), encontrou 08 espécies de helmintos com a sua prevalência descrita na tabela 13:

Tabela 13 – Distribuição de helmintos no Iran em 2005 e 2009

<i>Helminto</i>	(%) Iran (2005)	(%) Iran (2009)
<i>Ascaridia galli</i>	32,38	56
<i>Heterakis gallinarum</i>	61,9	24
<i>Capillaria annatis</i>	-	4
<i>Cheilospirura hamulosa</i>	-	4
<i>Raillietina tetragona</i>	7,62	58
<i>Raillietina echinobothrida</i>	36,2	6
<i>Choanotaenia infundibulum</i>	18,1	8
<i>Syngamus trachea</i>	-	16
<i>Heterakis gallinarum</i>	-	24
<i>Capillaria annatis</i>	-	4
<i>Cheilospirura hamulosa</i>	-	4
<i>Subulura brumpti</i>	32,38	-
<i>Raillietina cesticillus</i>	17,14	-
<i>Echinoparyphium recurvatum</i>	0,95	-
<i>Postharmostomum commutatus</i>	4,76	-

Fonte: Naem e Eskandari (2005); Eslami, Ghaemi e Rahbari (2009).

Ainda na Ásia, a comparação das prevalências de helmintos entre aves de sexos diferentes foi realizada por Rahman; Salim e Ghause (2009) na Malásia. Foram examinados 30 machos e 30 fêmeas encontrando as seguintes prevalências: *Ascaridia galli* (46,7% e 60%), *Heterakis gallinae* (93,3% e 93,3%), *Strongyloides avium* (67,7% e 53,3%), *Capillaria spp* (66,7% e 66,7%), *Raillietina tetragona* (93,3% e 93,3%), *Raillietina echinobothrida* (93,3% e 93,3%), *Raillietina cesticillus* (46,7% e 53,3%) e *Hymenolepis carioca* (80% e 60%).

Em Cuba, Hernández, Larramendy e Szczypel (2002) investigando a incidência de helmintos em 51 aves rústicas encontraram cinco espécies sendo: *Ascaridia galli* (7,8%), *Raillietina cesticillus* (19,6%), *Choanotaenia infundibulum* (21,5%), *Heterakis gallinarum* (9,8%) e *Subulura suctoria* (13,7%).

Na América Central, em pesquisa para se determinar a fauna de helmintos em frangos e galinhas adultas de quintal em diferentes condições climáticas na Nicarágua (COBAS, 2000), foi encontrada 15 espécies diferentes em galinhas adultas e 11 espécies em frangos assim distribuídas conforme tabela 14:

Tabela 14 – Prevalência em % de helmintos no Município de Salse, Nicarágua, 2000

Helminto	Galinha		Frango	
	Úmida	Seca	Úmida	Seca
<i>Ascaridia galli</i>	28	64	56	92
<i>Heterakis gallinarum</i>	76	92	90	98
<i>Heterakis isolonche</i>	2	0	0	0
<i>Heterakis díspar</i>	0	2	0	0
<i>Cheilospirura hamulosa</i>	2	0	0	0
<i>Amidostomum anseris</i>	0	0	8	0
<i>Tetrameres americana</i>	2	12	16	16
<i>Dispharynx nasuta</i>	2	4	0	6
<i>Raillietina tetragona</i>	82	96	88	100
<i>Raillietina williansi</i>	12	0	22	4
<i>Raillietina echinobothrida</i>	2	0	2	0
<i>Raillietina cesticillus</i>	10	0	6	0
<i>Choanotaenia infundibulum</i>	2	0	0	0
<i>Amoebotaenia cuneata</i>	2	0	0	2
<i>Hymenolepis cantianiana</i>	16	0	10	8

Fonte: Cobas (2000).

Também na Nicarágua, ao examinar 98 tratos intestinais de galinhas de fundo de quintal, Luna Olivares et al. (2006) identificou oito espécies de helmintos sendo cinco espécies de nematódeos: *Tetrameres americana* (52%); *Cheilospirura hamulosa* (7,1%); *Heterakis sp* (86,7%), *Ascaridia galli* (34,7%) e *Strongyloides avium* (74,5%); e três espécies de cestódeos: *Raillietina tetragona* (64,3%), *Amoebotaenia cuneata* (24,5%) e *Choanotaenia infundibulum* (6,1%).

Na América do Sul, Torres, Franjola e Yáñez (1974) investigaram helmintos de aves domésticas no Chile identificando sete espécies de helmintos em *Gallus gallus domesticus* nas seguintes proporções: *Capillaria contorta* (15%), *Capillaria obsignata* (25%), *Capillaria caudinflata* (20%), *Capillaria sp.* (25%), *Ascaridia galli* (35%), *Heterakis gallinae* (60%) e *Amoebotaenia sphenoides* (05%).

Após isto, uma lista de helmintos parasitos de *Gallus domesticus* no Chile foi publicada por Alcaino e Gorma (1999) relacionando: *Ascaridia galli*, *Heterakis gallinae*, *Acuaria (Cheilospirura) hamulosa*, *Capillaria retusa*, *Capillaria obsignata*, *Capillaria caudinflata*, *Trichostrongylus tenuis*, *Choanotaenia infundibulum*, *Davainea proglottina*, *Raillietina cesticillus*, *Hymenolepis carioca* e *Amoebotaenia sphenoides*.

No Brasil, Almeida (1933) organizou a frequência de nematódeos em aves abatidas no Rio de Janeiro sendo assim distribuídas: *Oxyspirura mansoni* (27,35%), *Tetrameres confusa* (61,45%), *Dispharynx spiralis* (7,26%) e *Strongyloides oswaldoi* (1,33%).

Ainda no Rio de Janeiro foi publicada lista dos nematódeos e trematódeos já verificados no Brasil sendo 15 nematódeos: *Strongyloides oswaldoi*, *Subulura differens*, *Heterakis gallinae*, *Heterakis brevispiculum*, *Ascaridia galli*, *Syngamus trachea*, *Dipharynx spiralis*, *Physaloptera truncata*, *Cheilospirura hamulosa*, *Tetrameres confusa*, *Oxyspirura mansoni*, *Capillaria strumosa*, *Capillaria retusa*, *Capillaria columbae*, *Capillaria bursata*; e cinco trematódeos: *Prosthogonimus cuneatus*, *Prosthogonimus ovatus*, *Episthmium oscar*, *Echinostomum revolutum* e *Zygoctyle lunatum* (ALMEIDA, 1934).

Reis et al. (1934) em São Paulo, apresentou os principais helmintos encontrados em galinhas em necropsias no Instituto Biológico como segue: *Strongyloides oswaldoi*, *Ascaridia lineata*, *Heterakis gallinae*, *Capillaria* sp, *Tetrameres fissispinus*, *Acuaria (Cheilospirura) hamulosa*, *Acuaria (Dyspharynx) spiralis*, *Choanotaenia infundibuliformis*, *Syngamus trachea*, *Amoebotaenia sphenoides*, *Davainea proglottina*, *Metroliastes lucida*, *Hymenolepis cantaniana*, *Oxyspirura mansoni*, *Hymenolepis carioca* e *Raillietina tetragona*.

No Espírito Santo, Costa et al. (1975) realizaram necropsias em 30 galinhas adultas encontrando 19 espécies diferentes com os percentuais de ocorrências conforme tabela 15:

Tabela 15 – Percentuais de ocorrências de helmintos em galinhas no Estado do Espírito Santo, 1975

<i>Helmintho</i>	<i>Aves infectadas (%)</i>
<i>Gongylonema freitasi</i>	73,3
<i>Raillietina tetragona</i>	70
<i>Heterakis gallinarum</i>	63,3
<i>Oxyspirura mansoni</i>	60
<i>Ascaridia galli</i>	60
<i>Capillaria obsignata</i>	56,6
<i>Tetrameres confusa</i>	43,3
<i>Amoebotaenia sphenoides</i>	43,3
<i>Davainea proglottina</i>	43,3
<i>Capillaria annulata</i>	36,6
<i>Hymenolepis</i> sp	33,3
<i>Cheilospirula hamulosa</i>	30
<i>Raillietina cestocillus</i>	26,6
<i>Raillietina echinobothrida</i>	23,3
<i>Paratanaisia bragai</i>	13,3
<i>Heterakis brevispiculum</i>	6,6
<i>Postharmostomum commutatum</i>	3,3
<i>Strongyloides</i> sp	3,3
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	3,3

Fonte: Costa et al. (1975).

Albuquerque (1977), realizando necropsias em 203 galinhas de fundo de quintal em Porto Alegre encontrou 12 espécies de helmintos em 98,5% das aves na seguinte percentagem de animais parasitados:

Tabela 16 – Helmintos parasitas de galinhas de fundo de quintal em Porto Alegre – RS, 1977

<i>Helmintho</i>	<i>Aves infectadas (%)</i>
<i>Capillaria</i> spp	86
<i>Heterakis gallinae</i>	81
<i>Raillietina</i> spp	59
<i>Ascaridia galli</i>	58
<i>Strongyloides</i> sp	56
<i>Tetrameres americana</i>	40
<i>Hymenolepis</i> spp	34
<i>Gongylonema ingluvicola</i>	33
<i>Trichostrongylus tenuis</i>	3,5
<i>Amoebotaenia cuneata</i>	2
<i>Dispharynx spiralis</i>	1
<i>Davainea proglottina</i>	0,5

Fonte: Albuquerque (1977).

No Estado do Mato Grosso, Melo e Ribeiro (1977) apresentaram lista de helmintos baseada em necropsias e na literatura existente. Parasitando galinha encontrou: *Episthmium oscari*, *Prosthogonimus cuneatus*, *Prosthogonimus ovatus*, *Raillietina cesticillus*, *Raillietina echinobothrida*, *Raillietina tetragona*, *Heterakis gallinarum*, *Ascaridia galli*, *Dispharynx spiralis* e *Tetrameres confusa*.

Em Jaboticabal – SP, foi descrita lista de helmintos encontrados em galinhas na região contendo 21 espécies assim elaborada: *Syngamus trachea*, *Capillaria annulata*, *Capillaria obsignata*, *Capillaria annatis*, *Capillaria contorta*, *Gongylonema freitasi*, *Tropisurus confusus*, *Dispharynx spiralis*, *Acuaria hamulosa*, *Strongyloides* sp, *Ascaridia galli*, *Oxyspirura mansoni*, *Heterakis gallinarum*, *Tanaisia bragai*, *Postharmostomum commutatum*, *Davainea proglottina*, *Raillietina tetragona*, *Raillietina echinobothrida*, *Raillietina* sp., *Amoebotaenia sphenoides* e *Choanotaenia infundibulum* (COSTA; MACHADO; KASAI, 1979).

Levantamento helmintológico feito por Carneiro et al. (1979), a partir de 33 aves adultas criadas em fundo de quintal em Goiânia, encontrou a prevalência descrita na tabela 17:

Tabela 17 – Helmintos parasitos de galinhas de fundo de quintal em Goiânia – GO, 1979

<i>Helminto</i>	<i>Aves infectadas (%)</i>
<i>Heterakis gallinarum</i>	75
<i>Tetrameres confusa</i>	42
<i>Raillietina echinobothrida</i>	33
<i>Raillietina tetragona</i>	36
<i>Raillietina cesticillus</i>	30
<i>Ascaridia galli</i>	27
<i>Amoebotaenia sphenoides</i>	18
<i>Capillaria</i> sp	12
<i>Strongyloides oswaldoi</i>	06
<i>Choanotaenia infundibulum</i>	03

Fonte: Carneiro et al. (1979).

Machado et al. (1980) relatou os seguintes percentuais de ocorrência de helmintos parasitas em 31 aves adultas de quintal, do município de Jaboticabal – SP conforme tabela 18:

Tabela 18 – Ocorrência de helmintos parasitos de galinhas de fundo de quintal no município de Jaboticabal – SP, 1980

<i>Helminto</i>	<i>Aves infectadas (%)</i>
<i>Heterakis gallinarum</i>	87,09
<i>Oxyspirura mansoni</i>	59,09
<i>Raillietina echinobothrida</i>	45,16
<i>Ascaridia galli</i>	41,93
<i>Tetrameres confusa</i>	41,93
<i>Raillietina tetragona</i>	41,93
<i>Amoebotaenia sphenoides</i>	25,80
<i>Dispharynx spiralis</i>	12,90
<i>Capillaria obsignata</i>	12,90
<i>Gongylonema freitasi</i>	9,67
<i>Capillaria contorta</i>	9,67
<i>Davainea proglottina</i>	9,67
<i>Postharmostomum commutatum</i>	9,67
<i>Syngamus trachea</i>	6,45
<i>Raillietina cesticillus</i>	6,45
<i>Acuaria hamulosa</i>	3,22
<i>Capillaria annulata</i>	3,22
<i>Capillaria annatis</i>	3,22
<i>Paratanaisia bragai</i>	3,22
<i>Strongyloides</i> sp	3,22

Fonte: Machado et al. (1980).

Na Bahia, Reis, Oliveira e Bavia (1980) necropsiando 36 galinhas adultas provenientes dos arredores de Salvador, encontrou parasitos em todas as aves com um total de 35 espécimes da Classe Cestoda e 65 espécimes da Classe Nematoda. A frequência encontrada está descrita na tabela 19:

Tabela 19 – Frequência de ocorrência de helmintos parasitos de galinhas adultas em Salvador – BA, 1980

<i>Helminto</i>	<i>Aves infectadas (%)</i>
<i>Ascaridia galli</i>	44,47
<i>Heterakis gallinarum</i>	22,25
<i>Raillietina cestocillus</i>	5,55
<i>Capillaria contorta</i>	5,55
<i>Syngamus trachea</i>	5,55
<i>Strongyloides sp</i>	2,77
<i>Capillaria obsignata</i>	2,77
<i>Davainea proglottina</i>	2,77
<i>Raillietina tetragona</i>	2,77
<i>Raillietina echinobothrida</i>	2,77
<i>Amoebotaenia sphenoides</i>	2,77

Fonte: Reis, Oliveira e Bavia (1980).

Por sua vez, Duarte (1981) publica lista de helmintos parasitas de galinhas no Estado do Rio de Janeiro contendo 24 espécies sendo eles: *Echinostoma revolutum*, *Prosthogonimus cuneatus*, *Postharmostomum gallinum*, *Tanaisia (Tamerlania) bragai*, *Zygoctyle lunata*, *Raillietina echinobothrida*, *Amoebotaenia cuneatus*, *Strongyloides oswaldoi*, *Capillaria caudinflata*, *Capillaria collaris*, *Capillaria columbae*, *Capillaria retusa*, *Capillaria obsignata*, *Syngamus trachea*, *Heterakis brevispiculum*, *Heterakis gallinarum*, *Subulura differens*, *Ascaridia galli*, *Gongylonema ingluvicola*, *Oxyspirura mansoni*, *Physaloptera truncata*, *Acuaria hamulosa*, *Dispharynx spiralis* e *Tropisurus confusus*.

Na região de Lages, Santa Catarina, Viero (1984) examinou 205 vísceras de galinhas de várias idades encontrando 92,68% das aves parasitadas. Foram encontradas 11 espécies com a frequência de ocorrência descrita na tabela 20:

Tabela 20 – Frequência de ocorrência de helmintos parasitos de galinhas adultas em Lajes – SC, 1984

<i>Helminto</i>	<i>Aves infectadas (%)</i>
<i>Heterakis gallinarum</i>	75,6
larvas de <i>Ascaridia galli</i>	52,19
<i>Capillaria collaris</i>	52,19
<i>Ascaridia galli</i>	32,68
<i>Capillaria obsignata</i>	27,31
<i>Raillietina tetragona</i>	13,65
<i>Raillietina cesticillus</i>	11,7
<i>Tropisurus</i> sp	8,29
<i>Echinolepis carioca</i>	5,36
<i>Capillaria annulata</i>	0,97
<i>Amoeotaenia cuneatus</i>	0,97
<i>Postharmostomum commutatum</i>	0,48

Fonte: Viero (1984).

Costa et al. (1986) atualizaram a lista de helmintos parasitos em animais domésticos encontrando em galinhas os seguintes Trematódeos: *Echinostoma revolutum*, *Episthmium oscar*, *Prosthogonimus cuneatus*, *Prosthogonimus ovatus*, *Postharmostomum commutatum*, *Postharmostomum gallinum*, *Tanaisia (Tamerlania) bragai*, *Zygocotyle lunata*; Cestódeos: *Davainea proglottina*, *Davaineoides vingitivusus*, *Raillietina cesticillus*, *Raillietina Echinobothrida*, *Raillietina laticanallis*, *Raillietina tetragona*, *Raillietina* sp, *Amoebotaenia cuneatus*, *Choanotaenia infundibulum*, *Metroliasthes lucida*, *Echinolepis carioca*, *Staphylepis cantaniana*, *Hymenolepis* sp; Nematódeos: *Strongyloides oswaldoi*, *Strongyloides* sp, *Capillaria annatis*, *Capillaria annulata*, *Capillaria caudinflata*, *Capillaria collaris*, *Capillaria columbae*, *Capillaria contorta*, *Capillaria retusa*, *Capillaria obsignata*, *Capillaria* sp, *Syngamus trachea*, *Trichostrongylus tenuis*, *Heterakis brevispiculum*, *Heterakis gallinarum*, *Heterakis* sp, *Subulura differens*, *Subulura strongylina*, *Subulura brumpti*, *Ascaridia columbae*, *Ascaridia galli*, *Ascaridia lineata*, *Gongylnema freitasi*, *Gongylnema ingluvicola*, *Gongylnema* sp, *Oxyspirura manson*, *Oxyspirura* sp, *Physaloptera truncata*, *Acuaria hamulosa*, *Dispharynx spiralis*, *Tropisurus americanus*, *Tropisurus confusus*,

Tropisurus fissispinus, *Tropisurus* sp, *Aprocta caudata*; Acantocephala: *Macracanthorhynchus hirudinaceus*.

Vicente et al. (1995) apontaram 28 espécies de nematódeos parasitas de *Gallus gallus domesticus* sendo assim nominados: *Aprocta caudata*, *Ascaridia brasiliensis*, *Ascaridia galli*, *Ascaridia lineata*, *Aonchoteca bursata*, *Aonchoteca caudinflata*, *Baruscapillaria obsignata*, *Capillaria annulata*, *Capillaria annatis*, *Capillaria columbae*, *Capillaria* sp., *Cheilospirura hamulosa*, *Dispharynx spiralis*, *Eucoleus contorta*, *Gongylonema freitasi*, *Gongylonema ingluvicola*, *Heterakis* sp., *Heterakis brevispiculum*, *Heterakis gallinarum*, *Orthothominx collaris*, *Oxyspirura* sp., *Oxyspirura mansoni*, *Physaloptera truncata*, *Subulura brumpti*, *Subulura differens*, *Subulura strongylina*, *Strongyloides oswaldoi*, *Strongyloides* sp., *Syngamus trachea*, *Tetrameres americanus*, *Tetrameres confusa* e *Tetrameres fissispina*.

Carneiro (2001) apresentou distribuição de helmintos em 55 galinhas criadas soltas no município de Seropédica – RJ, assim apresentados segundo a ordem de importância: espécies centrais: *Heterakis gallinarum* e *Capillaria* sp; espécies secundárias: *Amoebotaenia cuneata*, *Oxyspirura mansoni*, *Gongylonema ingluvicola*, e *Raillietina* sp; espécies satélites: *Davainea proglottina*, *Raillietina echinobothrida*, *Raillietina tetragona*, *Tetrameres confusa*, *Cheilospirura hamulosa* e *Ascaridia galli*.

Em Campos dos Goytacazes – RJ, Gomes et al. (2009), examinando vísceras e fezes de 51 aves encontrou helmintos em 66% delas distribuídos nos seguintes Gêneros: *Ascaridia* (12%), *Heterakis* (12%), *Capillaria* (10%), *Cheilospirula* (02%), *Strongyloides* (02%), *Oxyspirura* (02%) e *Raillietina* (02%).

No Estado do Paraná, Giovannoni e Kubiak (1947) apresentou estudo sobre parasitos em animais domésticos, listou cinco espécies parasitas de galinhas sendo elas: *Ascaridia galli*, *Heterakis gallinae*, *Cheilospirura hamulosa*, *Tetrameres confusa* e *Capillaria annulata*.

Também no Paraná, Fernandes (1965), listou 10 helmintos parasitas de *Gallus domesticus* sendo descritos seis nematódeos, um trematódeo e três cestódeos como segue: *Ascaridia galli*, *Capillaria annulata*, *Acuaria hamulosa*, *Dispharynx spiralis*, *Tropisurus confusus*, *Heterakis gallinarum*, *Postharmostomum commutatum*, *Choanotaenia infundibulum*, *Raillietina echinobothrida* e *Hymenolepis* sp.

Em Maringá, Pavanelli (1981) encontrou 17 espécies de helmintos ao necropsiar 121 galinhas de idades variadas, criados em sistema extensivo. Destas 97,52% estavam parasitadas conforme a distribuição percentual das aves parasitadas descritas a seguir:

Tabela 21 – Distribuição percentual de aves parasitadas por helmintos em Maringá – PR, 1981

<i>Helminto</i>	<i>Aves infectadas (%)</i>
<i>Heterakis gallinarum</i>	85,95
<i>Raillietina tetragona</i>	61,98
<i>Ascaridia galli</i>	43,80
larvas de <i>Ascaridia galli</i>	40,49
<i>Raillietina cesticillus</i>	32,23
<i>Dispharynx spiralis</i>	24,79
<i>Davainea proglottina</i>	22,31
<i>Choanotaenia infundibulum</i>	19,01
<i>Capillaria collaris</i>	12,40
<i>Amoebotaenia cuneata</i>	11,57
<i>Tropisurus fissispinus</i>	9,92
<i>Capillaria annulata</i>	4,96
<i>Raillietina echinobothrida</i>	2,48
<i>Echinolepis carioca</i>	2,48
<i>Tropisurus confusus</i>	1,66
<i>Acuaria hamulosa</i>	1,66
<i>Heterakis brevispiculum</i>	0,83
<i>Capillaria obsignata</i>	0,83

Fonte: Pavanelli (1981).

REFERÊNCIAS

ALBUQUERQUE, B. D. L. **Fauna helmíntica de *Gallus gallus domesticus* (Lin.) de criação em fundo de quintal em Porto Alegre – RS.** 1977. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 1977.

ALCAINO, H.; GORMA, T. Parasitos de los animales domésticos em Chile. **Parasitologia al día**, Santiago, v. 23, n. 1/2, jan. 1999. Disponível em: <http://www.scielo.cl/scielo.php?pid=s0716-07201999000100006&script=sci_arttext>. Acesso em: 13 jan. 2010.

ALMEIDA, J. L. Da freqüência de alguns nematódeos parasitos de *Gallus domesticus* L. no Rio de Janeiro. **Arquivo da Escola Superior de Agricultura e Medicina Veterinária**, Rio de Janeiro, v. 10, n. 2, p. 171-172, 1933.

_____. Nematódeos e trematódeos parasitos de *Gallus domesticus* L., no Brasil. **O Campo**, Rio de Janeiro, v. 5, n. 6, p. 1-29, 1934.

ANDRICH, M. Agricultura familiar tem peso no Estado. **Paraná-Online**, Curitiba, 1 out. 2009. Economia. Disponível em: <<http://www.parana-online.com.br/editoria/economia/news/400377/?noticia=AGRICULTURA+FAMILIAR+TEM+PESO+NO+ESTADO>>. Acesso em: 6 jan. 2010.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DOS PRODUTORES E EXPORTADORES DE FRANGO - ABEF. **Exportações brasileiras de carne de frango.** Disponível em: <<http://www.abef.com.br/Estatisticas/MercadoExterno/Atual.php>>. Acesso em: 6 ago. 2009.

BASSI, L. J.; ALBINO, J. J.; ÁVILA, V. S.; SCHMIDT, G. S.; JAENISCH, F. R. F. **Recomendações básicas para manejo de frango de corte colonial.** Concórdia: EMBRAPA SUÍNOS E AVES, 2006. Disponível em: <<http://www.pronaf.gov.br/dater/arquivos/2014421129.pdf>>. Acesso em: 5 jan. 2010.

BHERING, S. B.; SANTOS, H. G. **Mapas de solos do Estado do Paraná:** legenda atualizada. Rio de Janeiro: Embrapa Solos, 2008.

BRASIL. Ministério da Agricultura e do Abastecimento. **Ofício Circular DOI/DIPOA nº007/99, de 19 de maio de 1999.** Dispõe sobre Registro do Produto "Frango Caipira ou Frango Colonial" ou "Frango Tipo ou Estilo Caipira" ou "Tipo ou Estilo Colonial". Brasília: Ministério da Agricultura e do Abastecimento, 1999.

CARDOZO, S. P.; YAMAMURA, M. H. Parasitas em produção de frangos no sistema tipo colonial/caipira no Brasil. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 25, n. 1, p. 63-74, jan./mar. 2004.

_____, Identificação de espécies de *Eimeria* sp e avaliação do escore de lesões intestinais entre frangos vacinados e tratados com anticoccidiano, produzidos no sistema colonial/caipira. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 27, n. 2, p. 262-270, abr./jun. 2006.

CARNEIRO, J. R.; CAMPOS, D. M. B.; LUSTOSA, E. S.; PEREIRA, E. Ocorrência de helmintos gastrintestinais em *Gallus gallus domesticus* no município de Goiânia. **Arquivos da Escola de Veterinária da UFMG**, Belo Horizonte, v. 31, n. 1, p. 37-38, abr. 1979.

CARNEIRO, V. S. **Composição e estrutura da comunidade de helmintos parasitos de galinhas, *Gallus domesticus* (L.), no município de Seropédica, Estado do Rio de Janeiro**. 2001. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias) – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 2001.

CARVAJAL, J.; DAILEY, M. D. Three New Species of Echinebothrium (Cestoda: Tetraphyllidea) from the Skate, *Raja chilensis* Guichenot, 1848, with Comments on Mode of Attachment and Host Specificity. **The Journal of Parasitology**, Lawrence, v. 61, n. 1, p. 89-94, fev. 1975.

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

COSTA, A. J.; MACHADO, R. Z.; KASAI, N. Lista de helmintos parasitos de animais domésticos da sub-região de Jaboticabal, Estado de São Paulo, Brasil. **Científica**, Jaboticabal, v. 7, n. 2, p. 281-286, 1979.

COSTA, H. M. A.; LEITE, A. C. R.; GUIMARÃES, M. P.; LIMA, W. S. Distribuição de helmintos parasitos de animais domésticos no Brasil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, v. 31, n. 4, p. 465–579, 1986.

COSTA, J. C.; GRISI, L.; GUIMARÃES, M. P.; BARROS, G. C. Helmintos parasitos de *Gallus gallus domesticus* (L.) no litoral sul do Espírito Santo – Brasil. **Arquivos da Escola de Veterinária da UFMG**, Belo Horizonte, v. 27, n. 1, p. 45-46, 1975.

DEAN, A. G.; DEAN, J. A.; COULOMBIER, D.; BRENDEL, K. A.; SMITH, D. C.; BURTON, A. H.; DICKER, R. C.; SULIVAN, K. M.; FAGAN, R. F.; ARNER, T. G. **Epi Info, version 6**: a word processing, database, and statistic program for epidemiology on microcomputers. Geórgia: Center for Diseases Control and Prevention, 1994.

DUARTE, M. J. F. Helmintos parasitas de animais domésticos no Estado do Rio de Janeiro. **Arquivos da Escola de Veterinária da UFMG**, Belo Horizonte, v. 33, n. 1, p. 67-98, abr. 1981.

ESHETU, Y.; MULUALEM, E.; IBRAIM, H.; BERHANU, A.; ABERRA, K. Study of gastro-intestinal helminths of scavenging chickens in four rural districts of Amhara region, Ethiopia. **Revue scientifique et technique (International Office of Epizootics)**, Paris, v. 20, n. 3, 2001. Disponível em: <<http://www.oie.int/boutique/extrait/eshetu.pdf>>. Acesso em: 31 dez. 2009.

ESLAMI, A.; GHAEMI, P.; RAHBARI, S. Parasitic infections of free-range chickens from Golestan Province, Iran. **Iranian Journal of Parasitology**, Tehran, v. 4, n. 3, 2009. Disponível em:

<http://journals.tums.ac.ir/full_text.aspx?org_id=59&culture_var=en&journal_id=17&issue_id=1659&manuscript_id=14219&segment=en>. Acesso em: 2 jan. 2010.

FERNANDES, B. F. **Parasitas de animais domésticos do Paraná**. 1965. Tese (Docência Livre Parasitologia) – Escola de Agronomia e Veterinária do Paraná, Curitiba, 1965.

FIGUEIREDO, E. A. P.; AVILA, V. S.; ROSA, P. S.; JAENISCH, F. R. F.; PAIVA, D. P. **Criação dos frangos de corte embrapa 041**. Concórdia: EMBRAPA SUÍNOS E AVES, 2001. Disponível em: <<http://www.cnpsa.embrapa.br/>>. Acesso em: 7 jan. 2010.

FRANÇA. Ministère de L'agriculture et de la Pêche. **Notice technique définissant les critères minimaux à remplir pour l'obtention d'un label rouge en volailles fermières de chair presentees en frais, surgele, transforme, entier et decoupe**. 2006. Disponível em: <http://agriculture.gouv.fr/IMG/pdf/nt_vol_homol.pdf>. Acesso em: 20 abr. 2008.

GIOVANNONI, M.; KUBIAK, G. V. L. Fauna parasitológica paranaense. IV. Lista prévia da ocorrência de helmintos em animais domésticos. **Arquivos de Biologia e Tecnologia**, Curitiba, v. 2, n. 1, p. 225-232, 1947.

GLOBOAVES. **Manual de manejo**: linha colonial. 2008. Disponível em: <<http://www2.globoaves.com.br/?id=8>>. Acesso em: 5 jan. 2010.

GOMES, F. F.; MACHADO, H. H. S.; LEMOS, L. S.; ALMEIDA, L. G.; DAHER, R. F. Principais parasitos intestinais diagnosticados em galinhas domésticas criadas em regime extensivo na municipalidade de Campos dos Goytacazes, RJ. **Ciência Animal Brasileira**, Goiânia, v. 10, n. 3, p. 818-822, jul./set. 2009.

HASSOUNI, T.; BELGHYTI, D. Distribution of gastrointestinal helminths in chicken farms in the Gharb region – Morocco. **Parasitology Research**, Berlin, v. 99, n. 2, 2006. Disponível em: <<http://www.springerlink.com/content/y82021243m748v4l/fulltext.pdf?page=1>>. Acesso em: 31 dez. 2009.

HELLMEISTER FILHO, P.; MENTEN, J. F. M.; SILVA, M. A. N.; DOMINGOS COELHO, A. A.; SAVINO, V. J. M. Efeito de genótipo e do sistema de criação sobre o desempenho de frangos tipo caipira. **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, v. 32, n. 6, 2003. Disponível em: <<http://www.scielo.br/pdf/rbz/v32n6s2/20960.pdf>>. Acesso em: 7 jan. 2010.

HERNÁNDEZ, M.; LARRAMENDY, R.; SZCZYPEL, B. Incidencia de parasitos en aves de producción alternativa y recomendaciones para su control. **Revista Cubana de Ciência Avícola**, Havana, v. 26, n. 1, 2002. Disponível em: <http://www.iaa.cu/pdf/v26_141.pdf>. Acesso em: 1 jan. 2010.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA - IBGE. **Censo agropecuário**: tabelas de resultados. 2006. Disponível em: <http://www.ibge.gov.br/home/estatistica/economia/agropecuaria/censoagro/agri_familiar_2006/familia_censoagro2006.pdf>. Acesso em: 4 jan. 2010.

INSTITUTO PARANAENSE DE DESENVOLVIMENTO ECONÔMICO E SOCIAL - IPARDES. **Diagnóstico socioeconômico do território norte pioneiro: 1ª fase: caracterização global.** Curitiba: IPARDES, 2007.

INSTITUTO DE TERRAS CARTOGRAFIA E GEOCIÊNCIAS - ITCG. **Produtos cartográficos.** Disponível em: <<http://www.itcg.pr.gov.br/modules/conteudo/conteudo.php?conteudo=52>>. Acesso em: 6 jan. 2010.

IRUNGU, L. W.; KIMANI, R. N.; KISIA, S. M. Helminth parasites in the intestinal tract of indigenous poultry in parts of Kenya. **Journal of South African Veterinary Association**, Pretoria, v. 75, n. 1, p. 58-59, mar. 2004.

JULIÃO, A. M. **Avaliação da composição centesimal e aceitação sensorial da carne de frangos de linhagens comercial e tipo colonial comercializadas em nível varejista.** 2003. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) – Universidade Federal Fluminense, Niterói, 2003.

KURT, M.; ACICI, M. Cross-sectional survey on helminth infections of chickens in the Samsun region, Turkey. **Dtsch Tierarztl Wochenschr**, Hannover, v. 115, n. 6, p. 239-242, 2008.

LUKA, S. A.; NDAMS, I. S. Gastrointestinal parasites of domestic chicken *Gallus-gallus domesticus* Linnaeus 1758 in Samaru, Zaira Nigeria. **Science World Journal**, Kaduna, v. 2, n. 1, 2007. Disponível em: <<http://www.scienceworldjournal.org/article/view/688>>. Acesso em: 14 jan. 2010.

LUNA OLIVARES, L.; KYVSGAARD, N.; RIMBAUD, E.; PINEDA, N. Prevalencia y carga parasitaria de helmintos gastrointestinales en gallinas de traspatio (*Gallus Gallus Domesticus*), en el municipio de El Sauce, departamento de León, Nicaragua. **Revista Electrónica de Veterinaria Redvet**, Málaga, v. 7, n. 11, nov. 2006. Disponível em: <<http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n111106.html>>. Acesso em: 1 jan. 2010.

MACHADO, R. Z.; COSTA, J. O.; KASAI, N.; COSTA, A. J. Helmintos parasitos de *Gallus gallus domesticus* (L.) do município de Jaboticabal – São Paulo. **Arq. Esc. Vet. UFMG**, Belo Horizonte, V. 32, n. 2, p. 241-243, ago. 1980.

MAGWISHA, H. B.; KASSUKU, A. A.; KYVSGAARD, N. C.; PERMIN, A. A comparison of the prevalence and burdens of helminth infections in growers and adult free-range chickens. **Tropical Animal Health and Production**, Netherland, v. 34, n. 3, 2002. Disponível em: <<http://www.smallstock.info/reference/TAHP/TAHP-34-3-205-214.pdf>>. Acesso em: 31 dez. 2009.

MELO, H. J. S.; RIBEIRO, H. S. Helmintos parasitas dos animais domésticos no Estado do Mato Grosso. **Arquivos da Escola de Veterinária da UFMG**, Belo Horizonte, v. 29, n. 2, p. 161-164, 1977.

NAEM, S.; ESKANDARI, S. Prevalence of intestinal helminths of native chickens in Urmia, Iran. **Iranian Journal of Veterinary Research**, Univ. Shiraz, v. 3, n. 2, 2005. Disponível em:

<<http://www.cababstractsplus.org/abstracts/Abstract.aspx?AcNo=20053015825>>. Acesso em: 2 jan. 2010.

PARANÁ. Disponível em:

<<http://www.cidadao.pr.gov.br/modules/conteudo/conteudo.php?conteudo=73>>. Acesso em: 28 dez. 2009.

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

PERMIN, A.; BISGAARD, M.; FRANDSEN, F.; PEARMAN, M.; KOLD, J.; NANSEN, P. Prevalence of gastrointestinal helminths in different poultry production systems. **British Poultry Science**, London, v. 40, n. 4, p. 439–443, set. 1999.

PERMIN, A.; HANSEN, J. W. **The epidemiology, diagnosis and control of poultry parasites**. Roma: FAO, 1998.

PESSOA, S. B. **Parasitologia médica**. 7. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1967.

RABBI, A. K. M. A.; ISLAM, A.; MAJUMDER, S.; ANISUZZAMAN, A.; RAHMAN, M. H. Gastrointestinal helminthes infection in different types of poultry. **Bangladesh Journal of Veterinary Medicine**, Bangladesh, v. 4, n. 1, 2006. Disponível em: <<http://www.banglajol.info/index.php/BJVM/article/viewPDFInterstitial/1519/1483>>. Acesso em: 13 jan. 2010.

RAHMAN, W. A.; SALIM, H.; GHASE, M. S. Helminthic parasites of scavenging chickens (*Gallus domesticus*) from some villages in Penang Island, Malaysia. **Tropical Life Sciences Research**, Pulau Pinang, v. 20, n. 2, 2009. Disponível em: <<http://myais.fsktm.um.edu.my/6594/1/TLSR6.pdf>>. Acesso em: 1 jan. 2010.

REIS, C. H. L.; OLIVEIRA, P. E.; BAVIA, E. M. Investigação parasitológica em *Gallus gallus domesticus* (L., 1758) naturalmente infectados na região de Salvador – Bahia. **Arquivo EMV-UFBA**, Salvador, v. 5, n. 1, p. 75-83, 1980.

REIS, J.; REIS, A. S.; NÓBREGA, P. Moléstias de aves observadas em São Paulo. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 5, p. 43-49, 1934.

ROY, D. K. **Helminthosis of free-range chickens in Bangladesh – with emphasis on prevalence and effect on productivity**. Tese (Msc in poultry production and health) – The Royal Veterinary and Agricultural University, Denmark. Disponível em: <<http://www.cababstractsplus.org/abstracts/Abstract.aspx?AcNo=20043176113>>. Acesso em: 31 dez. 2009.

RUFF, M. D. Important parasites in poultry production systems. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 84, n. 3/4, p. 337-347, ago. 1999.

SAVINO, V. J. M.; DOMINGOS COELHO, A. A.; ROSÁRIO, M. F.; SILVA, M. A. N. Avaliação de materiais genéticos visando à produção de frango caipira em diferentes

sistemas de alimentação. **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, v. 36, n. 3, p. 578-583, 2007.

SCHMIDT, G. D. **CRC handbook of tapeworm identification**. Boca Raton: CRC Press, 1986.

SECRETARIA DE ESTADO DA AGRICULTURA E DO ABASTECIMENTO – SEAB. Departamento de Economia Rural. **Precipitação pluviométrica regional**. Disponível em: <<http://www.seab.pr.gov.br/>>. Acesso em: 4 jan. 2010.

SILVA, R. A. **Avicultura paranaense**: subsídios para a formação de programa voltado à agricultura familiar. Curitiba: SEAB, 2005. Disponível em: <http://www.seab.pr.gov.br/arquivos/File/deral/avicultura_2005.pdf>. Acesso em: 6 jan. 2010.

SINDICATO DAS INDÚSTRIAS DE PRODUTOS AVÍCOLAS DO ESTADO DO PARANÁ. **Estatísticas**. Disponível em: <<http://www.sindiavipar.com.br/index.php?modulo=8&acao=frango>>. Acesso em: 6 ago. 2009.

SLOSS, M. W.; ZAJAC, A. M.; KEMP, R. L. **Parasitologia clínica veterinária**. 6. ed. São Paulo: Manole, 1999.

SONAIYA, E. B.; SWAN, S. E. J. **Small-scale poultry production**: technical guide. Roma: FAO, 2004.

SUPERINTENDÊNCIA DE DESENVOLVIMENTO DE RECURSOS HÍDRICOS E SANEAMENTO - SUDERHSA. **Alturas pluviométricas diárias, 2008/2009**. Arquivos.

TAKAHASHI, S. E.; MENDES, A. A.; SALDANHA, E. S. P. B.; PIZZOLANTE, C. C.; PELÍCIA, K.; GARCIA, R. G.; PAZ, I. C. L. A.; QUINTEIRO, R. R. Efeito do sistema de criação sobre o desempenho e rendimento de carcaça de frangos de corte tipo colonial. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, v. 58, n. 4, ago. 2006. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S0102-09352006000400026&script=sci_arttext&tlng=pt>. Acesso em: 7 jan. 2010.

TORRES, P.; FRANJOLA, R.; YÁÑEZ, L. Estudio preliminar sobre helmintos y artrópodos del *Gallus gallus domesticus* en la provincia de Valdivia, Chile. **Boletín Chileno de Parasitología**, Santiago, v. 29, n. 3, p. 115-117, 1974.

TRAVASSOS, L. Introdução ao estudo da helmintologia. **Revista Brasileira de Biologia**, Rio de Janeiro, 1950. 173 p.

UNIÃO BRASILEIRA DE AVICULTURA. Produção de carne de frango nas américas. **Relatório anual 2007/2008**. Brasília: Athalaia, 2008.

VICENTE, J. J.; RODRIGUES, H. O.; GOMES, D. C.; PINTO, R. M. Nematóides do Brasil. Parte IV: nematóides de aves. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, v. 12, (Supl. 1), p. 1-273, 1995.

VIEIRA, F. E. G.; TARODA, A.; CUNHA, I. A. L.; SANDESKI, L. M.; WASQUES, D. G.; FABRICIO, D. M. N.; GUIMARÃES, I. G.; YAMAMURA, M. H.. Alterações tissulares encontradas no intestino delgado de galináceo (*Gallus domesticus*) parasitado pelo cestódeo *Raillietina echinobothrida* (Méglin, 1881). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE PARASITOLOGIA, 21.; ENCONTRO DE PARASITOLOGIA DO MERCOSUL, 2., 2009, Foz do Iguaçu. **Anais...** Foz do Iguaçu, 2009a.

VIERO, M. H. Incidência helmíntica em *Gallus gallus domesticus* (L.) criados em fundo de quintal na microrregião dos Campos de Lages, Santa Catarina. **Acta Biológica Paranaense**, Curitiba, v. 13, n. 1/2/3/4, p. 123-135, 1984.

YAMAGUTI, S. **Sistema helminthum**: the cestodes of vertebrates. New York: Interscience, 1959. v. 2, p. 183–349.

_____. **Sistema helminthum**: the nematodes of vertebrates. New York: Interscience, 1961. v. 3, p. 197–330.

YORIYO, K. P. Helminthes parasites of local chickens in Bauchi State, Nigeria. **Science Word Journal**, Kaduna, v. 3, n. 2, 2008. Disponível em: <<http://www.scienceworldjournal.org/article/viewFile/2820/2116>>. Acesso em: 31 dez. 2009.

ZIELA, M. **A comparative study of gastrointestinal nematode infections in traditional and commercial chickens and effects of anthelmintic treatment on production**. 1999. Dissertação (Mestrado em Parasitologia Veterinária) - University of Zâmbia, Lusaka, 1999.

5 OBJETIVOS

5.1 OBJETIVO GERAL

Conhecer a ocorrência dos helmintos parasitos de frangos (*Gallus gallus domesticus*) criados em sistema colonial/caipira no Norte do Paraná.

5.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Coletar e identificar helmintos parasitos de frangos em crescimento e engorda no sistema colonial/caipira.

Realizar inquérito epidemiológico relativo à helmintofauna no sistema colonial/caipira e avaliar sua relação com a ocorrência de helmintos.

6 ARTIGO PARA PUBLICAÇÃO

HELMINTOFAUNA EM FRANGOS (*Gallus gallus domesticus* LINNAEUS, 1758) CRIADOS EM SISTEMA COLONIAL/CAIPIRA NA REGIÃO NORTE DO ESTADO DO PARANÁ.

Fernando Emmanuel Gonçalves Vieira

RESUMO: O presente trabalho teve como objetivo avaliar a ocorrência de helmintos em frangos criados em sistema semi-intensivo na região norte do estado do Paraná. Foram avaliadas os órgãos internos de 262 aves provenientes de 14 propriedades. Os parasitos foram colhidos através da raspagem do conteúdo dos órgãos e imersos em líquido de Railliet-Henry para sua fixação. Os nematódeos mais delgados e os cestódeos foram banhados em azul de lactofenol. Trematódeos são corados em Carmin de Mayer. Os helmintos foram identificados e contados. As características dos locais de criação foram verificadas por inquérito epidemiológico. A análise estatística dos dados ocorreu pelo programa Epi 6. Os 15 nematódeos, cinco cestódeos e um trematódeo encontrados estavam distribuídos nas seguintes percentagens: *Heterakis gallinarum* 71,4%, *Ascaridia galli* 45%, *Raillietina cesticillus* 23,3%, *Raillietina echinobothrida* 7,6%, *Raillietina* sp 6,1%, *Capillaria annatis* 6,1%, *Raillietina tetragona* 5,3%, *Hymenolepis carioca* 3,8%, *Postharmostomum commutatum* 2,7%, *Dispharynx spiralis* 2,3%, *Capillaria* sp 2,3%, *Strongyloides oswaldoi* 2,3%, *Capillaria obsignata* 1,9%, *Subulura brumpti* 1,2%, *Capillaria contorta* 1,2%, *Tropisurus americanus* 1,2%, *Capillaria annulata* 0,8%, *Choanotaenia infundibulum* 0,8%, *Capillaria collaris* 0,8%, *Syngamus trachea* 0,4%, *Oxyspirura mansoni* 0,4%, *Physaloptera truncata* 0,4% e *Tropisurus fissispinus* 0,4%. O trabalho demonstrou que a criação inicial dos pintinhos em palha e o tipo de solo argiloso estavam relacionados com a menor infecção enquanto a criação extensiva, fora do piquete de pastejo, favoreceu o parasitismo. Foi verificado também que o vazio sanitário inferior que 60 dias favoreceu o parasitismo por *Heterakis gallinarum* e *Ascaridia galli*. Os helmintos *Heterakis gallinarum*, *Ascaridia galli* e *Raillietina cesticillus* apresentaram maior intensidade de infecção.

Palavras-chave: Galinha. Colonial-caipira. Ocorrência. Helminto.

ABSTRACT: This study has aimed to evaluate the helminths occurrence in chickens reared under semi-intensive in the northern state of Parana. We evaluated the internal organs of 262 birds from 14 properties. Parasites were taken by scraping the viscera content and they were immersed in liquid Railliet-Henry for their attachment. The thinner nematodes and cestodes are bathed in blue lactophenol. Trematodes are stained with Mayer's Carmin. Helminths were identified and counted. The characteristics of the breeding sites are verified by epidemiological investigation. The statistical analysis of data occurs using Epi 6 program. The 15 nematodes, five cestodes and one trematode that were found were distributed in the following percentages: *Heterakis gallinarum* 71.4%; *Ascaridia galli* 45%; *Raillietina cesticillus* 23.3%; *Raillietina echinobothrida* 7.6%; *Raillietina* sp 6.1%; *Capillaria annatis* 6.1%; *Raillietina tetragona* 5.3%; *Hymenolepis carioca* 3.8%; *Postharmostomum commutatum* 2.7%; *Dispharynx spiralis* 2.3%; *Capillaria* sp 2.3%; *Strongyloides*

oswaldoi 2.3%; *Capillaria obsignata* 1.9%; *Subulura brumpti* 1.2%; *Capillaria contorta* 1.2%; *Tropisurus americanus* 1.2%; *Capillaria annulata* 0.8%; *Choanotaenia infundibulum* 0.8%; *Capillaria collaris* 0.8%; *Syngamus trachea* 0.4%; *Oxyspirura mansoni* 0.4%; *Physaloptera truncata* 0.4% and *Tropisurus fissispinus* 0.4%. The study has demonstrated that the initial rearing of the chicks in straw litter and the clay soil type were related to low levels of infection as the extensive rearing, outside the paddock grazing so it promoted parasitism. It was also proved that the following of less than 60 days, has favored the parasitism by *Heterakis gallinarum* and *Ascaridia galli*. The helminths *Heterakis gallinarum*, *Ascaridia galli* and *Railletina cestacillus* have presented greater intensity of infection.

Key-words: Chicken. Free-range chicken. Occurrence. Helminth.

6.1 INTRODUÇÃO

A avicultura colonial/caipira tem grande importância sócio-econômica. Ela é responsável por fornecer uma considerável parcela da proteína animal disponível para as populações rurais e urbanas, principalmente nas regiões mais carentes. Serve ainda de fonte de renda ao agricultor familiar que comercializa o excedente da sua produção.

O sistema colonial/caipira é caracterizado por uma criação semi-intensiva das aves visando maior bem estar aos animais e buscando obter uma carne de características diferenciadas da carne derivada da avicultura industrial intensiva.

Segundo Cardozo e Yamamura (2004), o sistema colonial/caipira visa reproduzir ao máximo as condições naturais de vida das aves sem a utilização de produtos químicos para o controle de doenças.

No Brasil este sistema de criação foi regulamentado pelo Ofício Circular Nº007/99 do Departamento de Inspeção de Produtos de Origem Animal, do Ministério da Agricultura e do Abastecimento (BRASIL, 1999) determinando o limite de 25 dias de confinamento às aves dando a elas após este período, acesso a piquetes para pastoreio com espaço mínimo de 3m² por ave e idade mínima para abate de 85 dias. A alimentação deve ser constituída por ingredientes, exclusivamente de origem vegetal, sendo proibido o uso de promotores de crescimento. Deve-se também utilizar apenas linhagens próprias para este tipo de criação, não se permitindo o uso de raças comerciais.

O sistema semi-intensivo de criação favorece a ocorrência do parasitismo. Permin et al. (1999) observou em estudo comparativo, maior

prevalência de helmintos em aves criadas soltas que em aves confinadas. O mesmo ocorreu em estudo feito por Ziela (1999) e por Rabbi et al. (2006).

O parasitismo causa perdas econômicas significantes. Hassouni e Belghyti (2006) apontaram os helmintos como a principal causa de doenças e perda de produtividade em galinhas na África. Ruff (1999) afirma que os nematódeos são os helmintos de maior importância nos sistemas não confinados em países em desenvolvimento.

Vários trabalhos descreveram freqüências de helmintos em galinhas criadas no sistema extensivo no Brasil: Costa (1975) em Anchieta e Guarapari – ES necropsiou 30 aves encontrando 19 espécies de helmintos. Albuquerque (1977) em Porto Alegre – RS encontrou 98,5% de infecção parasitária. Carneiro (1979) em Goiânia – GO apresentou *Heterakis gallinarum* como o helminto mais prevalente. Machado et al. (1980) observou em 31 aves 87,09% parasitadas por *Heterakis gallinarum* em Jaboticabal – SP. Reis, Oliveira e Bavia (1980) em Salvador – BA descreveu positividade de 65% de nematódeos e 35% de cestódeos. Viero (1984) em Lajes – SC identificou 11 espécies de helmintos. Carneiro (2001) em Seropédica – RJ encontrou 100% de aves parasitadas com a média de 194,7 helmintos por ave. Gomes et al. (2009) em Campos dos Goytacazes – RJ observou 66% das aves parasitadas.

No Estado do Paraná foi apresentado apenas um trabalho descrevendo a freqüência de helmintos em galinhas criadas em sistema extensivo (PAVANELLI, 1981) além de duas listas de helmintos divulgadas antes por Giovannoni e Kubiak (1947) e Fernandes (1965). Nenhum destes trabalhos tentou relacionar fatores de produção ou ambientais com o parasitismo ou pesquisou aves criadas em sistema semi-confinado o que justifica o trabalho aqui apresentado.

O presente trabalho verifica a ocorrência de helmintos parasitos de frangos criados no sistema colonial/caipira em propriedades do Norte do Estado do Paraná e analisa os fatores inerentes à área e ao sistema de produção que possam interferir no parasitismo.

A região onde se localizam as propriedades possui solo argiloso em sua maior parte. É cortada pelo Trópico de Capricórnio fazendo médias de temperatura no verão de 22°C com chuvas bem distribuídas. Entre todos os seus municípios foi calculado um plantel de 901.840 aves criadas no sistema colonial/caipira.

6.2 MATERIAL E MÉTODOS

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

Foram selecionadas quatorze propriedades rurais com avicultura colonial na região Norte do Estado do Paraná, por conveniência de acordo com a autorização dos produtores, nos municípios de Jacarezinho, Santo Antônio da Platina, Cambará, Barra do Jacaré, Cornélio Procopio, Santa Mariana, Apucarana e Conselheiro Mairinck. O tamanho da amostra em conglomerado foi calculado através do programa EPI 6 (DEAN et al., 1994). Nas propriedades cadastradas foi executado um inquérito epidemiológico identificando as características da área e do sistema de produção.

Examinou-se os órgãos internos (traquéia, esôfago, ingluvío, pró-ventrículo, ventrículo, intestino delgado, pâncreas, ceco, colo, reto e bolsa de fábrício) de 262 aves abatidas na idade entre 85 a 120 dias, em 46 coletas diferentes durante o período de Outubro de 2008 a Dezembro de 2009. A quantidade de amostras por propriedade foi proporcional ao abate no período. A quantidade de coletas feitas por propriedade variou em função da capacidade de processamento das amostras no laboratório. As vísceras foram enviadas refrigeradas para o Laboratório de Parasitologia Veterinária do Departamento de Medicina Veterinária Preventiva da Universidade Estadual de Londrina.

Após o exame macroscópico, os órgãos foram abertos e seu conteúdo raspado e tamisado em peneiras de abertura 600 μm , 425 μm e 150 μm (PAVANELLI, 1981) para separação dos helmintos.

Os nematódeos foram embebidos em líquido de Railliet-Henry aquecido para sua fixação (TRAVASSOS, 1950). Após a fixação, os espécimes foram clarificados e montados em lâmina em solução de Hoyer (SLOSS, 1999). Espécimes mais delgados foram corados com azul de lactofenol para melhor visualização de suas estruturas (TRAVASSOS, 1950).

Os cestódeos foram colocados em solução fisiológica e refrigerados por 24 horas (PAVANELLI, 1981). Para a sua fixação os helmintos foram prensados entre lâminas e imersos em líquido de Railliet-Henry. Após a fixação, os espécimes

foram diafanizados em azul de lactofenol (CARVAJAL, 1975), sendo passados em série alcoólica e montados em solução de Hoyer.

Os trematódeos foram primeiro montados entre lâminas com água e aquecidos em fogo brando para depois mergulhar as lâminas em Líquido de Railliet-Henry (DUARTE, 1980). Retirados do fixador os helmintos foram lavados por 5 horas em água destilada e colocados para corar em Carmin de Mayer. Foram descorados com álcool acidulado, e desidratados em série alcoólica. Após sua desidratação foram diafanizados em creosoto de Faia e montados em bálsamo Canadá entre lâmina e lamínula para observação em microscópio óptico (PESSOA, 1967).

Os helmintos encontrados foram identificados segundo Yamaguti (1959; 1961); Schmidt (1986); Travassos, Texeira de Freitas e Kohn (1969) e referências citadas por Costa et al. (1986).

O programa EPI 6 (DEAN et al., 1994) foi utilizado para a análise estatística dos resultados encontrados.

6.3 RESULTADOS

O presente trabalho identificou 14 gêneros e 21 espécies diferentes de helmintos distribuídas em 15 nematódeos, cinco cestódeos e um trematódeo.

Todas as propriedades apresentaram aves parasitadas em pelo menos um dia de coleta. Em apenas duas coletas todas as vísceras examinadas estavam sem helmintos.

De 262 aves examinadas 225 (85,9%) continham helmintos. A espécie *Heterakis gallinarum* foi o nematódeo de maior frequência (71,4%) enquanto que a espécie *Raillietina cesticillus* foi o cestódeo mais encontrado nas aves (23,3%). Os helmintos *Heterakis gallinarum* (3.939 espécimes), *Ascaridia galli* (1.435 espécimes) e *Raillietina cesticillus* (531 espécimes) apresentaram maior intensidade de infecção (21,06; 12,16 e 8,7 helmintos por ave).

A tabela 1 descreve a frequência em que as espécies foram encontradas na pesquisa:

Tabela 1 – Ocorrência de helmintos em 262 frangos criados no sistema colonial/caipira no Norte do Paraná em 2008/2009.

Helminto	Órgão	Aves infectadas	
		Número	(%)
<i>Heterakis gallinarum</i>	Ceco	187	71,4
<i>Ascaridia galli</i>	Int. delgado	118	45
<i>Raillietina cesticillus</i>	Int. delgado	61	23,3
<i>Raillietina echinobothrida</i>	Int. delgado	20	7,6
<i>Capillaria annatis</i>	Ceco, int. delgado	16	6,1
<i>Raillietina sp.</i>	Int. delgado	16	6,1
<i>Raillietina tetragona</i>	Int. delgado	14	5,3
<i>Hymenolepis carioca</i>	Int. delgado	10	3,8
<i>Postharmostomum commutatum</i>	Ceco	07	2,7
<i>Capillaria sp</i>	Ceco, int. delgado	06	2,3
<i>Dispharynx spiralis</i>	Pró-ventrículo	06	2,3
<i>Strongyloides oswaldoi</i>	Int. delgado	06	2,3
<i>Capillaria obsignata</i>	Int. delgado	05	1,9
<i>Subulura brumpti</i>	Ceco	03	1,2
<i>Tetrameres americanus</i>	Pró-ventrículo	03	1,2
<i>Capillaria contorta</i>	Inglúvio	03	1,2
<i>Capillaria collaris</i>	Ceco, int. delgado	02	0,8
<i>Capillaria annulata</i>	Inglúvio	02	0,8
<i>Choanotaenia infundibulum</i>	Int. delgado	02	0,8
<i>Syngamus trachea</i>	Traquéia	01	0,4
<i>Oxyspirura mansoni</i>	Int. delgado	01	0,4
<i>Physaloptera truncata</i>	Inglúvio	01	0,4
<i>Tetrameres fissispina</i>	Pró-ventrículo	01	0,4

A tabela 2 apresenta os resultados do inquérito epidemiológico aplicado nas propriedades que participaram da pesquisa e a análise dos dados feita pelo Epi 6:

Tabela 2 – Análise do inquérito epidemiológico realizado em propriedades com criação de frangos no sistema colonial/caipira no Norte do Paraná em 2008/2009.

<i>Variável</i>	<i>Opções de resposta</i>	<i>Presença de helmintos/total (%)</i>	<i>P</i>	<i>OR (IC 95%)</i>
Forração	Palha	127/160 (79)	0,0006	–
	Chão	22/22 (100)		
	Madeira	76/80 (95)		
Idade de soltura	Abaixo de 30 dias	166/193 (86)	0,9216	1,04 (0,44-2,44)
	Acima 30 dias	59/69 (85)		
Idade de abate	Abaixo de 100 dias	180/205 (87)	0,1379	1,92 (0,83-4,40)
	Acima de 100 dias	45/57 (78)		
Fonte de água	Lençol freático	129/149 (86)	0,8560	1,14 (0,53-2,44)
	Poço Artesiano	96/113 (84)		
Vazio sanitário	Abaixo de 60 dias	173/193 (89)	0,0876	2,03 (0,91-2,45)
	Acima de 60 dias	52/66 (79)		
Cria outras espécies de aves	Cria	48/52 (79)	0,2059	2,24 (0,70-7,93)
Aves fechadas no piquete	Não cria	177/210 (84)	0,0436	0,31 (0,09-0,98)
	Fechadas	162/195 (83)		
Tipo de Solo	Soltas	63/67 (94)	0,0257	–
	Argiloso	153/186 (82)		
	Arenoso	58/62 (93)		
Lotação dos piquetes	Misto	14/14 (100)	0,3674	1,17 (1,11-1,23)
	Abaixo de 3m ² /ave	9/9 (100)		
Sombreamento	Acima de 3m ² /ave	216/253 (85)	0,2059	0,45 (0,13-1,42)
	Sim	177/210 (84)		
	Não	48/52 (92)		

O inquérito epidemiológico revelou significância estatística para os seguintes fatores: Tipo de forração, sistema de criação e tipo de solo ($p < 0,05$).

Ocorreu menor parasitismo em forração com palha nos primeiros dias de criação dos pintinhos.

A criação das aves fora do piquete de pastejo (manejo extensivo) aumentou a chance de infecção parasitária.

Ocorreu menor parasitismo em solo argiloso em comparação com solos de maior porosidade.

A tabela 3 descreve a análise do resultado da pesquisa relacionando a presença de *Heterakis gallinarum* com os fatores variáveis encontrados nas propriedades:

Tabela 3 – Análise do inquérito epidemiológico em relação à presença de *Heterakis gallinarum* em frangos criados no sistema colonial/caipira no Norte do Paraná em 2008/2009.

<i>Variável</i>	<i>Opções de resposta</i>	<i>Presença de Heterakis/total (%)</i>	<i>P</i>	<i>OR (IC 95%)</i>
Forração	Palha	105/160 (65)	0,0025	–
	Chão	22/22 (100)		
	Madeira	60/80 (75)		
Idade de soltura	Abaixo de 30 dias	136/193 (70)	0,6976	0,84 (0,43-1,64)
	Acima 30 dias	51/69 (73)		
Idade de abate	Abaixo de 100 dias	145/205 (70)	0,7867	0,86 (0,42-1,76)
	Acima de 100 dias	42/57 (73)		
Fonte de água	Lençol freático	109/149 (73)	0,5524	1,22 (0,68-2,18)
	Poço Artesiano	78/113 (69)		
Vazio sanitário	Abaixo de 60 dias	149/196 (76)	0,0067	2,34 (1,24-4,41)
	Acima de 60 dias	38/66 (57)		
Cria outras espécies de aves	Cria	45/52 (86)	0,0113	3,08 (1,24-7,98)
	Não cria	142/210 (67)		
Aves fechadas no piquete	Fechadas	139/195 (71)	0,9199	0,98 (0,50-1,91)
	Soltas	48/67 (71)		
Tipo de Solo	Argiloso	130/186 (69)	0,0513	–
	Arenoso	43/62 (69)		
	Misto	14/14 (100)		
Lotação dos piquetes	Abaixo de 3m ² /ave	9/9 (100)	0,0636	1,42 (1,31-1,54)
	Acima de 3m ² /ave	178/253 (70)		
Sombreamento	Sombreado	141/210 (67)	0,0040	0,27 (0,10-0,70)
	Não sombreado	46/52 (88)		

A tabela 4 descreve a análise do resultado da pesquisa relacionando a presença de *Ascaridia galli* com os fatores variáveis encontrados nas propriedades:

Tabela 4 – Análise do inquérito epidemiológico em relação à presença de *Ascaridia galli* em frangos criados no sistema colonial/caipira no Norte do Paraná em 2008/2009.

<i>Variável</i>	<i>Opções de resposta</i>	<i>Presença de Ascaridia/total (%)</i>	<i>P</i>	<i>OR (IC 95%)</i>
Forração	Palha	55/160 (34)	0,00026	–
	Chão	08/22 (36)		
	Madeira	55/80 (68)		
Idade de soltura	Abaixo de 30 dias	95/193 (49)	0,0326	1,94 (1,05-3,61)
	Acima 30 dias	23/69 (33)		
Idade de abate	Abaixo de 100 dias	104/205 (50)	0,0007	3,16 (1,55-6,53)
	Acima de 100 dias	14/57 (24)		
Fonte de água	Lençol freático	70/149 (46)	0,5484	1,20 (0,71-2,03)
	Poço Artesiano	48/113 (42)		
Vazio sanitário	Abaixo de 60 dias	104/196 (53)	0,00001	4,20 (2,08-8,58)
	Acima de 60 dias	14/66 (21)		
Cria outras espécies de aves	Cria	12/52 (23)	0,0006	0,29 (0,14-0,62)
Aves fechadas no piquete	Não Cria	106/210 (50)	0,0004	0,35 (0,19-0,65)
	Fechadas	75/195 (38)		
Tipo de Solo	Soltas	43/67 (64)	0,00003	–
	Argiloso	68/186 (36)		
	Arenoso	43/62 (69)		
	Misto	7/14 (50)		
Lotação dos piquetes	Abaixo de 3m ² /ave	7/9 (77)	0,0953	4,48 (0,82-32,29)
	Acima de 3m ² /ave	111/253 (43)		
Sombreamento	Sombreado	105/210 (50)	0,0020	3,0 (1,44-6,35)
	Não sombreado	13/52 (25)		

O vazio sanitário abaixo de 60 dias favoreceu o parasitismo por *Heterakis gallinarum* e *Ascaridia galli*.

A fase inicial de criação quando feita em chão sem forração favoreceu a ocorrência de *Heterakis gallinarum* enquanto que a criação dos pintinhos em viveiro de assoalho de madeira favoreceu a ocorrência de *Ascaridia galli*.

O sombreamento foi favorável apenas ao parasitismo por *Ascaridia galli* assim como a criação extensiva (fora do piquete de pastejo), solos arenosos, e

quando os pintinhos são soltos no piquete antes de 30 dias de vida. Também foi verificado que aves abatidas mais tarde têm menor parasitismo por *A. galli*.

6.4 DISCUSSÃO

O presente trabalho relata pela primeira vez, pelo conhecimento dos autores, os nematódeos *Strongyloides oswaldoi*, *Capillaria annatis*, *Capillaria contorta*, *Syngamus trachea*, *Subulura brumpti*, *Oxyspirura mansoni*, *Physaloptera truncata* e *Tetrameres americanus* parasitando *Gallus domesticus* no Estado do Paraná.

O número de espécies encontradas é maior que o de relatos anteriores no Estado do Paraná sendo 21 espécies em 14 gêneros. Comparado com as 05 espécies e 05 gêneros citados por Giovannoni e Kubiak (1947), as 10 espécies e 10 gêneros referidos por Fernandes (1965) e as 17 espécies e 11 gêneros reportados por Pavanelli (1981).

A alta ocorrência encontrada em frangos (85,9%) no presente trabalho foi também observada em aves jovens por Yoriyo (2008) que encontrou 87,8% na Nigéria, assim como Cobas (2000) na Nicarágua e Magwisha et al. (2002) na Tanzânia que verificaram a prevalência de 100%.

Também em galinhas adultas criadas em sistema extensivo foram relatadas altas prevalências em trabalhos anteriores: Roy (2009) encontrou 100% e 98% comparando duas raças diferentes em Bangladesh. Assim como Carneiro (2001) em Seropédica - RJ, Naen e Eskandari (2005) no Iran e Rabbi et al. (2006) em Bangladesh encontraram 100%. Albuquerque (1977) obteve 98,5% em Porto Alegre - RS. Eslami, Ghaemi e Rahbari, (2009) no Iran encontraram 96%. Viero (1984) encontrou 92,7% em Lajes - SC. Eshetu et al. (2001) na Etiópia observaram 91,01%. Hassouni e Belghyti (2006) no Marrocos encontraram 89,9%. Entretanto Gomes et al. (2009) em Campos dos Goytacazes – RJ encontraram prevalência menor (66%). Estes dados vêm ao encontro do inquérito epidemiológico que observou que aves soltas fora do piquete (sistema extensivo) têm mais chance de infecção.

As espécies com maior intensidade de infecção (*Heterakis gallinarum* e *Ascaridia galli*) aparecem entre as três de maior importância na maioria dos trabalhos. Segundo Cobas (2000) na Nicarágua, as espécies de maior

intensidade de infecção foram *Raillietina tetragona*, *Heterakis gallinarum*, e *Ascaridia galli* (60; 24 e 14 helmintos por ave). Segundo Magwisha et al. (2002) na Tanzânia foram *Hymenolepis cantaniana*, *Heterakis gallinarum* e *Hymenolepis carioca* (445; 28,1 e 22,1). Segundo Rahman; Salim e Ghouse (2009) na Malásia foram *Raillietina echinobothrida*, *Heterakis gallinae* e *Hymenolepis carioca* (28,8; 23,3 e 10,8). Hassouni e Belghyti (2006) no Marrocos apontaram *Tetrameres* sp, *Heterakis gallinarum* e *Subulura brumpti* (15; 12 e 9,4). Eslami, Ghaemi e Rahbari (2009) no Iran encontraram *Heterakis gallinarum*, *Ascaridia galli* e *Capillaria annatis* (78,66; 10 e 5,33). Reis, Oliveira e Bavia (1980) em Salvador – BA encontraram *Heterakis gallinarum*, *Ascaridia galli* e *Capillaria obsignata* (83,33; 52,77 e 30,55 helmintos por ave).

As diferentes espécies encontradas em trabalhos com frangos criados em sistema não intensivos mostram que algumas espécies são cosmopolitas enquanto outras são endêmicas apenas em determinadas regiões. Da mesma forma as frequências de ocorrência de infecção variam entre regiões diferentes mostrando que a adaptação dos helmintos aos hospedeiros sofre interferências locais.

Exemplo disso é a ocorrência mais frequente das espécies *Heterakis gallinarum* (94%), *Raillietina tetragona* (94%) e *Ascaridia galli* (74%) encontrada em frangos por Cobas (2000) na Nicarágua. Onde observaram-se duas espécies não descritas em *Gallus domesticus* no Brasil (*Raillietina williansi* e *Amidostomum anseris*) e três não descritas no presente trabalho (*Hymenolepis cantaniana*, *R. williansi* e *A. anseris*).

No entanto, Yoriyo (2008) na Nigéria descreveu as seguintes espécies mais frequentes em frangos: *Raillietina echinobothrida* (42%), *Gongylostrongylus congolense* (40,5%) e *Raillietina tetragona* (38,5%). Nesta ocasião observaram-se três espécies não descritas no Brasil em *Gallus domesticus* (*Ascaridia styphlocerca*, *Gongylostrongylus congolense* e *Raillietina magninumida*) e quatro não descritas no presente trabalho (*A. styphlocerca*, *Heterakis brevispiculum*, *G. congolense* e *R. magninumida*).

Porém em frangos com até 168 dias, na Tanzânia, Magwisha et al. (2002) encontraram como as espécies de maior prevalência de infecção helmíntica: *Tetrameres americana* (94%), *Heterakis gallinarum* (89%) e *Ascaridia galli* (69%). Os autores observaram três espécies não descritas no Brasil em *Gallus domesticus* (*Allodapa suctoria*, *Capillaria bursata* e *Heterakis isolonche*) e 10 espécies não

descritas no presente trabalho (*Allodapa suctoria*, *Capillaria bursata*, *C. caudinflata*, *C. hamulosa*, *Gongylonema ingluvicula*, *Heterakis brevispiculum*, *H. isolonche*, *Amoebotaenia cuneata*, *Davainea proglottina* e *Hymenolepis cantaniana*).

O menor parasitismo ocorrido em aves criadas em forração com palha nos primeiros dias se deve ao menor contato precoce com formas parasitárias infectantes do ambiente. Este fato confirma a afirmação de Marietto Gonçalves et al. (2006) que observaram que aves em contato com o solo têm mais chance de infecção helmíntica.

Também ocorre menor parasitismo em solo argiloso em comparação com solos de maior porosidade. Isto foi verificado também por Algustini e Smilie (1926 *apud* ANARUMA FILHO, 1974) que observaram a maior prevalência de infecção helmíntica se deu em solos arenosos. Estes autores concluíram que os solos de menor granulometria eram menos eficientes para o cultivo de larvas.

O vazio sanitário abaixo de 60 dias está correlacionado com a presença de *Heterakis gallinarum* e *Ascaridia galli* provavelmente por facilitar que as aves jovens se contaminem com formas infectantes viáveis presentes no solo ou em hospedeiros intermediários. Ávila e Figueiredo (2009) recomendam um vazio sanitário de pelo menos 30 dias para redução dos riscos de contaminação, principalmente coccidiose e verminose. No entanto os ovos destes helmintos podem se manter viáveis em hospedeiros paratêmicos ou no solo por mais que três meses (SAIF et al., 2003) (SOULSBY, 1987). Do mesmo modo Roberts (1937 *apud* LAPAGE, 1976) observou que as temperaturas altas e a luz solar destroem os ovos enquanto que em condições de umidade e sombreamento eles podem manter a viabilidade por 243 dias.

O maior parasitismo por *Ascaridia galli* observado em aves abatidas abaixo de 100 dias no presente trabalho também foi relatado por Cobas (2000) na Nicarágua e Magwisha et al. (2002) na Tanzânia. Assim como Mendes (1979, *apud* REIS; OLIVEIRA; BAVIA, 1980) sugere uma resistência à verminose adquirida pelas aves no decorrer da vida.

O inquérito evidenciou o favorecimento da infecção por *Heterakis gallinarum* em criação inicial no solo sem forração e quando há outras espécies de aves na propriedade. Segundo Yamaguti (1961), esta espécie de helminto pode parasitar anseriformes domésticos, perus, codornas e outros galiformes sendo potenciais fontes de infecção na propriedade.

Do mesmo modo este trabalho encontrou significância no favorecimento do parasitismo por *Ascaridia galli* em aves que são soltas antes de 30 dias para o pastejo, criadas em solos arenosos e em piquetes sombreados. Este fato foi esclarecido por Santos et al. (2002) que afirma que pastagens que permitem a insolação na base das plantas possuem menos formas infectantes viáveis.

6.5 CONCLUSÃO

Foram encontrados 21 espécies diferentes de helmintos distribuídas em 15 nematódeos, cinco cestódeos e um trematódeo sendo as espécies de maior ocorrência *Heterakis gallinarum*, *Ascaridia galli* e *Raillietina cesticillus*.

Foi verificado que ocorre menor parasitismo quando o manejo inicial dos pintinhos é feito sobre palha e nas criações em solo argiloso em comparação com solos de maior porosidade.

Foi observado que a criação das aves fora do piquete de pastejo (manejo extensivo) aumenta a chance de infecção parasitária.

6.6 REFERÊNCIAS

ALBUQUERQUE, B. D. L. **Fauna helmíntica de *Gallus gallus domesticus* (Lin.) de criação em fundo de quintal em Porto Alegre – RS.** 1977. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 1977.

ANARUMA FILHO, F. **Alguns aspectos epidemiológicos de geohelmintos em amostragem da população de Paulínia – SP.** 1994. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas) – Universidade Estadual de Campinas. Campinas. 1994.

ÁVILA, V. S.; FIGEIREDO, E. A. P. Criação de galinhas em parque: uma alternativa para alimentação familiar. EMBRAPA suínos e aves, Concórdia, 2009. Disponível em: <http://www.cnpsa.embrapa.br/down.php?tipo=artigos&cod_artigo=172>. Acesso em: 22. fev. 2010.

BRASIL. Ministério da Agricultura e do Abastecimento. **Ofício Circular DOI/DIPOA nº007/99, de 19 de maio de 1999.** Dispõe sobre Registro do Produto "Frango Caipira ou Frango Colonial" ou "Frango Tipo ou Estilo Caipira" ou "Tipo ou Estilo Colonial". Brasília: Ministério da Agricultura e do Abastecimento, 1999.

CARDOZO, S. P.; YAMAMURA, M. H. Parasitas em produção de frangos no sistema tipo colonial/caipira no Brasil. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 25, n. 1, p. 63-74, jan./mar. 2004.

CARNEIRO, V. S. **Composição e estrutura da comunidade de helmintos parasitos de galinhas, *Gallus domesticus* (L.), no município de Seropédica, estado do Rio de Janeiro**. 2001. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias) – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 2001.

CARVAJAL, J.; DAILEY, M. D. Three new species of echeneibothrium (Cestoda: Tetraphyllidea) from the Skate, *Raja chilensis* Guichenot, 1848, with Comments on Mode of Attachment and Host Specificity. **The Journal of Parasitology**, Lawrence, v. 61, n. 1, p. 89-94, fev. 1975.

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

COSTA, H. M. A.; LEITE, A. C. R.; GUIMARÃES, M. P.; LIMA, A. S. Distribuição de helmintos parasitos de animais domésticos no Brasil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, v. 31, n. 4, p. 465-579, 1986.

DEAN, A. G.; DEAN, J. A.; COULOMBIER, D.; BRENDEN, K. A.; SMITH, D. C.; BURTON, A. H.; DICKER, R. C.; SULLIVAN, K. M.; FAGAN, R. F.; ARNER, T. G. **Epi Info, version 6: a word processing, database, and statistic program for epidemiology on microcomputers**. Geórgia: Center for Diseases Control and Prevention, 1994.

DUARTE, M. J. F. O ciclo evolutivo de *Posthargostomum gallinum* Witenberg, 1923, no Estado do Rio de Janeiro, Brasil (Trematoda, Brachylaemidae). **Revista Brasileira de Biologia**, Rio de Janeiro, v. 40, n. 4. p. 793-809, 1980.

ESHETU, Y.; MULUALEM, E.; IBRAIM, H.; BERHANU A.; ABERRA, K. Study of gastro-intestinal helminths of scavenging chickens in four rural districts of Amhara region, Ethiopia. **Revue Scientifique et Technique (International Office of Epizootics)**, Paris, v. 20, n. 3, 2001. Disponível em: <<http://www.oie.int/boutique/extrait/eshetu.pdf>>. Acesso em: 31 dez. 2009.

ESLAMI, A.; GHAEMI, P.; RAHBARI, S. Parasitic infections of free-range chickens from Golestan Province, Iran. **Iranian Journal of Parasitology**, Tehran, v. 4, n. 3, 2009. Disponível em: <http://journals.tums.ac.ir/full_text.aspx?org_id=59&culture_var=en&journal_id=17&issue_id=1659&manuscript_id=14219&segment=en>. Acesso em: 2 jan. 2010.

FERNANDES, B. F. **Parasitas de animais domésticos do Paraná**. 1965. Tese (Docência Livre Parasitologista) – Escola de Agronomia e Veterinária do Paraná, Curitiba, 1965.

GIOVANNONI, M.; KUBIAK, G. V. L. Fauna parasitológica paranaense. IV. Lista prévia da ocorrência de helmintos em animais domésticos. **Arquivos de Biologia e Tecnologia**, Curitiba, v. 2, n. 1, p. 225-232, 1947.

GOMES, F. F.; MACHADO, H. H. S.; LEMOS, L. S.; ALMEIDA, L. G.; DAHER, R. F. Principais parasitos intestinais diagnosticados em galinhas domésticas criadas em

regime extensivo na municipalidade de Campos dos Goytacazes, RJ. **Ciência Animal Brasileira**, Goiânia, v. 10, n. 3, p. 818-822, jul./set. 2009.

HASSOUNI, T.; BELGHYTI, D. Distribution of gastrointestinal helminths in chicken farms in the Gharb region – Morocco. **Parasitology Research**, Berlin, v. 99, n. 2, 2006. Disponível em: <<http://www.springerlink.com/content/y82021243m748v4l/fulltext.pdf?page=1>>. Acesso em: 31 dez. 2009.

LAPAGE, G. **Parasitologia veterinária**. 4. ed. México: Companhia Editorial Continental, 1976.

MACHADO, R. Z.; COSTA, J. O.; KASAI, N.; COSTA, A. J. Helminthos parasitos de *Gallus gallus domesticus* (L.) do município de Jaboticabal – São Paulo. **Arq. Esc. Vet. UFMG**, Belo Horizonte, V. 32, n. 2, p. 241-243, ago. 1980.

MAGWISHA, H. B.; KASSUKU, A. A.; KYVSGAARD, N. C.; PERMIN, A. A comparison of the prevalence and burdens of helminth infections in growers and adult free-range chickens. **Tropical Animal Health and Production**, Netherland, v. 34, n. 3, 2002. Disponível em: <<http://www.smallstock.info/reference/TAHP/TAHP-34-3-205-214.pdf>>. Acesso em: 31 dez. 2009.

MARIETTO GONÇALVES, G. A.; MARTINS, T. F.; LIMA, E. T.; LOPES, R. S.;

ANDREATTI FILHO, R. L.. **Prevalência de endoparasitas em amostras fecais de aves silvestres e exóticas examinadas no Laboratório de Ornitopatologia e no Laboratório de Enfermidades Parasitárias da FMVZ-UNESP/Botucatu-SP**. In: XV Congresso Paulista de Zoológicos, 2006, São Pedro-SP. Anais do XV Congresso Paulista de Zoológicos, 2006.

ANDREATTI FILHO, R. L.. **Prevalência de endoparasitas em amostras fecais de aves silvestres e exóticas examinadas no Laboratório de Ornitopatologia e no Laboratório de Enfermidades Parasitárias da FMVZ-UNESP/Botucatu-SP**. In: XV Congresso Paulista de Zoológicos, 2006, São Pedro-SP. Anais do XV Congresso Paulista de Zoológicos, 2006.

NAEM, S.; ESKANDARI, S. Prevalence of intestinal helminths of native chickens in Urmia, Iran. **Iranian Journal of Veterinary Research**, Univ. Shiraz, v. 3, n. 2, 2005. Disponível em: <<http://www.cababstractsplus.org/abstracts/Abstract.aspx?AcNo=20053015825>>. Acesso em: 2 jan. 2010.

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

PERMIN, A.; BISGAARD, M.; FRANDSEN, F.; PEARMAN, M.; KOLD, J.; NANSEN, P. Prevalence of gastrointestinal helminths in different poultry production systems. **British Poultry Science**, London, v. 40, n. 4, p. 439–443, set. 1999.

PESSOA, S. B. **Parasitologia médica**. 7. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1967.

RABBI, A. K. M. A.; ISLAM, A.; MAJUMDER, S.; ANISUZZAMAN, A.; RAHMAN, M. H. Gastrointestinal helminthes infection in different types of poultry. **Bangladesh Journal of Veterinary Medicine**, Bangladesh, v. 4, n. 1, 2006. Disponível em: <<http://www.banglajol.info/index.php/BJVM/article/viewPDFInterstitial/1519/1483>>. Acesso em: 13 jan. 2010.

RAHMAN, W. A.; SALIM, H.; GHAUSE, M. S. Helminthic parasites of scavenging chickens (*Gallus domesticus*) from some villages in Penang Island, Malaysia. **Tropical Life Sciences Research**, Pulau Pinang, v. 20, n. 2, 2009. Disponível em: <<http://myais.fsktm.um.edu.my/6594/1/TLRSR6.pdf>>. Acesso em: 1 jan. 2010.

REIS, C. H. L.; OLIVEIRA, P. E.; BAVIA, E. M. Investigação parasitológica em gallus gallus domesticus (L., 1758) naturalmente infectados na região de Salvador – Bahia. **Arquivo EMV-UFBA**, Salvador, v. 5, n. 1, p. 75-83, 1980.

ROY, D. K. **Helminthosis of free-range chickens in Bangladesh – with emphasis on prevalence and effect on productivity**. Tese (MSc in poultry production and health) – The Royal Veterinary and Agricultural University, Denmark. Disponível em: <<http://www.cababstractsplus.org/abstracts/Abstract.aspx?AcNo=20043176113>>. Acesso em: 31 dez. 2009.

RUFF, M. D. Important parasites in poultry production systems. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 84, n. 3/4, p. 337-347, ago. 1999.

SAIF, Y. M.; BAMES, H. J.; GLISSON, J. R.; MCDUGALD, L. R.; SWAYNE, E. **Diseases of poultry**. 11. ed. Ames, IA: Iowa State University Press, 2003.

SANTOS, L.E.; BUENO, M.S.; CUNHA, E.A.; VERÍSSIMO C.J. Manejo de pastagens para a produção de ovinos. Simpósio Mineiro De Ovinocultura, 2., Workshop sobre cortes diferenciados, 2002, Lavras. **Anais...** Lavras: UFLA, 2002. p. 105-140.

SCHMIDT, G. D. **CRC handbook of tapeworm identification**. Boca Raton: CRC Press, 1986.

SLOSS, M. W.; ZAJAC, A. M.; KEMP, R. L. **Parasitologia clínica veterinária**. 6. ed. São Paulo: Manole, 1999.

SOULSBY, E. J. L. **Parasitologia y enfermedades parasitarias**. 7. ed. México: Interamericana, 1987.

TRAVASSOS, L. Introdução ao estudo da helmintologia. **Revista Brasileira de Biologia**, Rio de Janeiro, 1950. 173 p.

TRAVASSOS, L.; TEIXEIRA DE FREITAS, J. F.; KOHN, A. Trematódeos do Brasil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, Tomo 67, Fasc. único, 1969.

VIERO, M. H. Incidência helmíntica em Gallus gallus domesticus (L.) criados em fundo de quintal na microrregião dos Campos de Lages, Santa Catarina. **Acta Biológica Paranaense**, Curitiba, v. 13, n. 1/2/3/4, p. 123-135, 1984.

YAMAGUTI, S. **Sistema helminthum**: the cestodes of vertebrates. New York: Interscience, 1959. v. 2, p. 183–349.

_____. **Sistema helminthum**: the nematodes of vertebrates. New York: Interscience, 1961. v. 3, p. 197–330.

YORIYO, K. P. Helminthes parasites of local chickens in Bauchi State, Nigeria. **Science Word Journal**, Kaduna, v. 3, n. 2, 2008. Disponível em: <<http://www.scienceworldjournal.org/article/viewFile/2820/2116>>. Acesso em: 31 dez. 2009.

ZIELA, M. **A comparative study of gastrointestinal nematode infections in traditional and commercial chickens and effects of anthelmintic treatment on production**. 1999. Dissertação (Mestrado em Parasitologia Veterinária) - University of Zâmbia, Lusaka, 1999.

CONCLUSÃO FINAL

O sistema colonial/caipira fornece proteína animal para a alimentação das populações peri-urbanas e rurais, sendo uma alternativa viável de renda para os agricultores familiares quando as técnicas de manejo corretas são implementadas na propriedade.

A alta prevalência de helmintos em aves criadas no sistema colonial/caipira indica que se deve conhecer o quanto este parasitismo interfere no desempenho e bem estar dos frangos sendo necessário a realização de mais pesquisas sobre o tema.

O controle dos helmintos parasitos de aves deve ser feito pela implantação de tecnologias que suprimam ou diminuam os fatores que favorecem a instalação destas helmintoses diminuindo assim o uso de antiparasitários.

Portanto as instituições de ensino e pesquisa devem apoiar mais estudos sobre a atividade e, junto com as empresas de extensão rural dar acesso aos criadores a estas tecnologias.

APÊNDICES

APÊNDICE A

Cadastro de Propriedade

CADASTRO DE PROPRIEDADE AVÍCOLA			
Código:			
Proprietário:		CPF:	
Telefone:		CNPJ:	
Propriedade:		INCRA:	
		Altitude:	
Município:		UF:	Coordenadas:
		PR	Lat:
		Long:	
Telefone:		Bairro:	
Vacinas:			
Medicamentos:			
Forração:			
Fonte de Água:			
Alimentos:			
Endoparasitos:			
Ectoparasitos:			

APÊNDICE B

Questionário Epidemiológico

QUESTIONÁRIO EPIDEMIOLÓGICO EM CRIAÇÕES DE FRANGOS NO SISTEMA COLONIAL/CAIPIRA.

1. QUE TIPO DE FORRAÇÃO É UTILIZADA NO RECEBIMENTO DOS PINTAINHOS.
1. () PALHA 2. () CHÃO 3. () MADEIRA
2. EM QUE IDADE AS AVES SÃO SOLTAS NO PIQUETE.
1. () ABAIXO DE 30 DIAS 2. () ACIMA DE 30 DIAS
3. QUAL A IDADE DE ABATE DAS AVES.
1. () ABAIXO DE 100 DIAS 2. () ACIMA DE 100 DIAS.
4. QUAL A FONTE DE ÁGUA.
1. () SUPERFICIAL 2. () LENÇOL FREÁTICO 3. () ARTESIANO
5. QUAL O VAZIO SANITÁRIO DOS PIQUETES.
1. () MENOS QUE 60 DIAS 2. () MAIS QUE 60 DIAS
6. ADMINISTRA ANTIPARASITÁRIOS.
1. () SIM 2. () NÃO
7. POSSUI OUTRAS ESPÉCIES DE AVES NA PROPRIEDADE.
1. () SIM 2. () NÃO
8. POSSUI OUTRAS ESPÉCIES DE ANIMAIS NA PROPRIEDADE.
1. () SIM 2. () NÃO
9. CRIA AVES DE OUTRAS ESPÉCIES JUNTAS.
1. () SIM 2. () NÃO
10. AS AVES SÃO FECHADAS EM PIQUETES.
1. () SIM 2. () NÃO
11. TIPO DE SOLO DO PIQUETE
1. () ARGILOSO 2. () ARENOSO 3. () MISTO
12. QUAL A LOTAÇÃO DOS PIQUETES.
1. () MENOS QUE 3M²/AVE 2. () MAIS QUE 3M²/AVE
13. HÁ SOMBREAMENTO NO PIQUETE?
1. () SIM 2. () NÃO

Sinais clínicos e achados de necropsia (órgãos, lesões e alterações)

--

Movimento de animais nos últimos 30 dias

Tipo Ingresso ou saída	Data	Espécie	N.º de Animais	N.º de Doentes	Vacinação*		Procedência/Destino Propriedade/Município	UF	N.º da GTA
					Sim	não			

Observações gerais

Local e data:		
Médico Veterinário;	CRMV-PR	
Endereço	Fone:	
Município	UF: PR	CEP
E-mail:		