

EFEITOS DA INFECÇÃO EXPERIMENTAL EM FRANGOS, *Gallus gallus*, COM LARVAS INFECTANTES DE *Libyostrongylus douglassii* E *L. dentatus*, NEMATÓIDES DE AVESTRUZES, *Struthio camelus**

EFFECTS OF THE EXPERIMENTAL INFECTION IN CHICKENS, *Gallus gallus*, BY INFECTIVE LARVAE OF *Libyostrongylus douglassii* AND *L. dentatus*, NEMATODES FROM OSTRICHES, *Struthio camelus*

Samira Salim Mello Gallo¹, Nicole Brand Ederli², Murilo de Oliveira Bôa-Morte³ e Francisco Carlos Rodrigues de Oliveira⁴

ABSTRACT. Gallo S.S.M., Ederli N.B., Bôa-Morte M.O., de Oliveira F.C.R. [Effects of the experimental infection in chickens, *Gallus gallus* by infective larvae of *Libyostrongylus douglassii* and *L. dentatus*, nematodes from ostriches, *Struthio camelus*]. Efeitos da infecção experimental em frangos, *Gallus gallus*, com larvas infectantes de *Libyostrongylus douglassii* e *L. dentatus*, nematóides de avestruzes, *Struthio camelus*. *Revista Brasileira de Medicina Veterinária*, 32(1): 26-32, 2010. Laboratório de Sanidade Animal, Hospital Veterinário, Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Av. Alberto Lamego, 2.000, Parque Califórnia, Campos dos Goytacazes, RJ 28013-602, Brasil. E-mail: foliveira@uenf.br

With the objective to investigate the possible effects of the infection by *Libyostrongylus* spp., 48 one-day-old chickens was divided into three groups (inoculated, immunocompromised and control) with 16 birds each. The infected groups received an inoculum consisted of 4.500 and 500 infective larvae of *L. douglassii* and *L. dentatus*, respectively. The immunocompromised group received also a dose of 0.2 mg of dexamethasone. Were measured daily the consumption of fodder and water, and on the 3rd, 7th, 14th, 24th, 38th and 52nd days after inoculation, birds in each group were slaughtered and had measured separately the live weights, the carcass weights and organs weights. Samples were also collected for histopathology. The data were statistically analyzed using the Tukey test. The infective larvae of the genus *Libyostrongylus* were able to cause damage in chickens in the initial development phase in an attempt to establish the infection. However, these parasites are unable to complete their life cycles in these animals.

KEY WORDS. Experimental infection, Trichostrongylidae, ratite.

RESUMO. Com o objetivo de verificar possíveis efeitos da infecção por *Libyostrongylus* spp. em frangos, 48 pintinhos de um dia foram divididos em três grupos (inoculado, suprimido e controle) com 16 aves cada. Os grupos infectados receberam o inoculo com

4.500 e 500 larvas infectantes de *L. douglassii* e *L. dentatus*, respectivamente. O grupo suprimido recebeu também 0,2 mg de dexametasona. Diariamente foram aferidos os consumos de água e ração, e nos dias 3º, 7º, 14º, 24º, 38º e 52º DAI, aves de cada gru-

* Aceito em 21 de setembro de 2009

¹ Curso de Medicina Veterinária, Laboratório de Sanidade Animal (LSA), Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias (CCTA), Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro (UENF). - Bolsista PIBIC.

² Bióloga, Mestre em Ciência Veterinária, Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal (PPGCA), CCTA, UENF. - Bolsista CAPES.

³ Médico-Veterinário, M.Ci.Ani., PPGCA, LSA, CCTA, UENF. - Bolsista FAPERJ.

⁴ Médico-veterinário, *PhD*. Medicina Veterinária (UFRRJ), LSA, CCTA, UENF, Av. Alberto Lamego, 2000, Parque Califórnia, Campos dos Goytacazes, RJ 28013-602, Brasil. E-mail: foliveira@uenf.br – bolsista CNPq.

po foram abatidas e tiveram aferidos os pesos vivo, da carcaça e das vísceras separadamente. Destas também foram coletadas amostras para histopatologia. Os dados foram analisados estatisticamente utilizando-se o teste de Tukey. As larvas infectantes do gênero *Libyostrongylus* foram capazes de causar danos ao desenvolvimento inicial de frangos na tentativa de estabelecimento da infecção. No entanto, estes parasitos não são capazes de completar os seus ciclos biológicos nestas aves.

PALAVRAS-CHAVE. Infecção experimental, Trichostrongylidae, ratita.

INTRODUÇÃO

O gênero *Libyostrongylus* foi originalmente descrito na África do Sul por Cobbold em 1882, sendo endêmico no sul da África (Hoberg et al. 1995). *Libyostrongylus douglassii* é considerado o primeiro nematóide Trichostrongilidae patogênico encontrado no proventrículo das avestruzes (Jansson et al. 2002). Estes parasitos são relatados como exóticos nas Américas, e foi introduzido na América do Norte com a importação de avestruzes (Craig & Diamond 1996) e possivelmente introduzido no Brasil durante a década de 1990 com a importação desses animais dos EUA e Espanha (Aichinger et al. 2007).

Atualmente o gênero *Libyostrongylus* está amplamente distribuído, sendo relatado na África do Sul (Reinecke 1993, Malan et al. 1988, Fockema et al. 1985), Austrália (Barton & Seward 1993, Button et al. 1996, More 1996), EUA (Hoberg et al. 1995), Itália (Pintori et al. 2000), Escócia no RU (Pennycott & Patterson 2001), Espanha, Bélgica, Portugal e

Holanda (Ponce Gordo et al. 2002), Suécia (Jansson et al. 2002), Nova Zelândia (Mackereth 2004, McKenna 2005), Zimbábue (Mukaratirwa et al. 2004) e no Brasil em São Paulo (Gomes et al. 2002), Rio de Janeiro (Bonadiman et al. 2006, Ederli et al. 2008) e Rio Grande do Sul (Moreira et al. 2007).

O potencial de transmissão cruzada destes parasitos para outros animais ainda não foi determinado, portanto outras aves domésticas e silvestres podem contribuir na disseminação da infecção, uma vez que é comum a presença destas nos criatórios, juntamente com avestruzes. Embora haja relato de um caso da ocorrência de *L. douglassii* em emu, *Dromaius novaehollandiae*, na Suécia (Jansson & Christensson 2000, *apud* Ponce Gordo et al. 2002), o gênero *Libyostrongylus* parece apresentar especificidade para seu hospedeiro, sendo considerado até o momento um parasita exclusivo das avestruzes.

Estudos sobre infecções parasitárias em avestruzes são importantes na medida em que abrem caminho para a geração de conhecimento sobre estas enfermidades, além de informações a respeito da possível infecção de aves domésticas por parasitos gastrintestinais de avestruzes. O presente trabalho teve como objetivo, verificar se há efeitos da infecção por espécies do gênero *Libyostrongylus* em frangos experimentalmente infectados.

MATERIAL E MÉTODOS

As fezes de avestruzes foram coletadas e misturadas a maravalha e fezes secas de ovinos esterilizadas, e a seguir umedecidas com água destilada. Com esta mistura foram realizadas coproculturas para

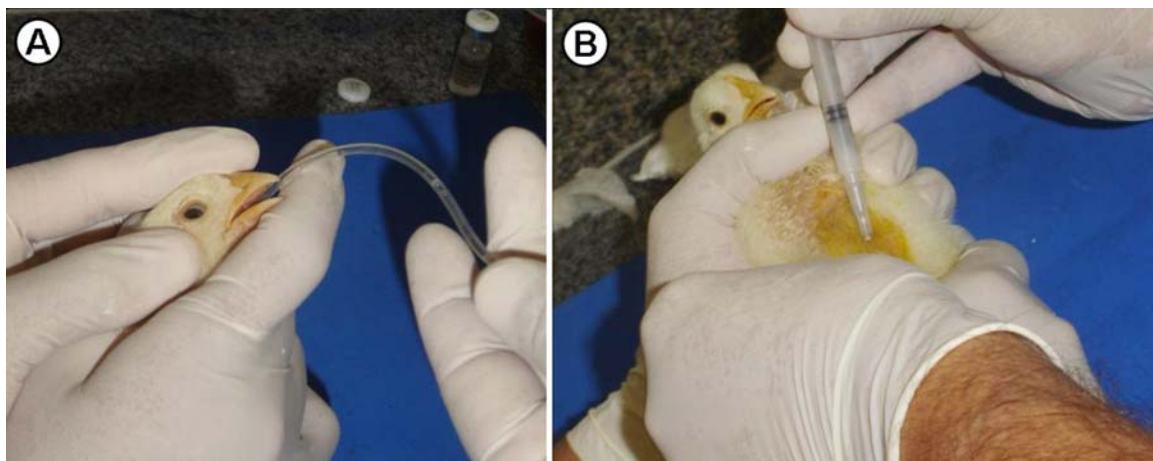


Figura 1. Pintinhos com sete dias de idade. (A) Inoculado diretamente no esôfago através de uma sonda de polietileno acoplada a uma seringa de 1 ml de uma suspensão contendo 4.500 e 500 larvas infectantes de *Libyostrongylus douglassii* e *L. dentatus*, respectivamente. (B) Aplicação de 0,2 mg de fosfato dissódico de dexametasona (Decadron injetável-Aché®) em uma suspensão de 0,1 ml, via intramuscular profunda diretamente no músculo do peito, utilizando-se seringa de 1 ml e agulha hipodérmica.

obtenção das larvas infectantes conforme técnica descrita por Ueno & Gonçalves (1998). As larvas recuperadas foram quantificadas e utilizadas para a preparação de inóculos padronizados com 4.500 e 500 larvas infectantes de *Libyostrongylus douglassii* e *L. dentatus*, respectivamente. Quarenta e oito pintinhos de um dia de idade foram divididos em três grupos com 16 aves cada. Os animais dos grupos infectados foram denominados de *Inoculado*, referente aos dos animais que receberam diretamente no papo o inóculo padronizado (Figura 1A) e *Suprimido*, referentes aos animais que, além do inóculo padronizado, receberam uma dose de 0,2 mg de fosfato dissódico de dexametazona (Decadron injetável-Aché®) no músculo peitoral (Figura 1B). Um terceiro grupo foi formado por animais que receberam somente água destilada via oral (placebo) e denominado de *Controle*. Diariamente, desde o quarto dia antes da infecção até o 52º dia após infecção (DAI), o consumo de água em mililitros e ração em gramas por grupo foi monitorado. Na primeira semana, diariamente, as fezes de cada grupo foram colhidas e submetidas a exame coprológicos pelas técnicas de flutuação em sacarose e coprocultura (Ueno & Gonçalves, 1998). Este mesmo procedimento foi realizado nos 7º, 14º, 24º, 38º e 52º DAI. No 3º, 7º, 14º, 24º, 38º e 52º DAI os pesos vivos (PV) dos animais foram aferidos, além de escolhido aleatoriamente dois ou três animais de cada grupo, levando-se em consideração a manutenção de um mínimo de animais por grupo até que se pudesse chegar com pelo menos dois animais por grupo até o final do experimento aos 52º DAI (Tabela 4). As aves escolhidas foram abatidas, sendo aferido o peso das carcaças

sem penas e órgãos internos, e avaliado se havia ou não possíveis lesões macroscópicas em seus órgãos, dando-se ênfase ao trato gastrointestinal e mais especificamente ao proventrículo e moela. Destes animais foram removidos e pesados os seguintes órgãos: proventrículo; moela; pulmão; coração; fígado; e bursa de Fabricius. De todos estes órgãos e também dos intestinos delgado e grosso amostras teciduais foram colhidas e fixadas em solução de formalina a 10% tamponada, que posteriormente foram processadas por técnicas convencionais, sendo os cortes histológicos examinados em microscopia óptica na tentativa de observação de parasitos ou lesões teciduais.

Os resultados foram analisados através do Teste de Tukey com 95% de intervalo de confiança, utilizando-se o software SAEG.

RESULTADOS

Nos três primeiros dias morreu um animal do grupo infectado *Suprimido* e até o 7º DAI outros seis pintinhos vieram a óbitos neste grupo. Nos pintinhos dos grupos infectados, *Suprimidos* e *Inoculados*, observou-se diarreia logo no dia seguinte da infecção até o 7º DAI, sendo mais grave nos primeiros dias, com melhora progressiva até o 7º DAI, observando-se que os sinais clínicos foram sempre mais severos nos animais do grupo *Suprimido*.

Os animais do grupo *Suprimido* consumiram mais água (Tabela 1) que os do grupo *Inoculado* e *Controle* ($P < 0,05$) desde o dia seguinte ao da infecção até o 38º DAI, exceto nos 14º e 24º DAI. Embora as aves do grupo *Inoculado* tenham consumido mais água que as do grupo *Controle* não foram observa-

Tabela 1. Frangos, *Gallus gallus domesticus*, infectados com $4,5 \times 10^3$ larvas infectantes de *Libyostrongylus douglassii* e $0,5 \times 10^3$ de *L. dentatus*, nematóides gastrintestinais de avestruzes, *Struthio camelus*.

DAI ^a	nº Total de Animais	Consumo médio de água (ml)					Valor de P	
		Infectado				Controle		
		N ^b	<i>Suprimido</i> ^c	N	<i>Inoculado</i>			
Antes ^d	48	16	0,065±0,004(A)	16	0,073±0,006(A)	16	0,064±0,060(A)	0,0500
3	47	15	0,150±0,038(A)	16	0,071±0,014(B)	16	0,083±0,022(B)	0,0215
7	32	6	0,082±0,014(A)	13	0,025±0,026(B)	13	0,037±0,037(B)	0,0078
14	24	4	0,150±0,043(A)	10	0,239±0,046(B)	10	0,254±0,062(B)	0,0027
24	16	2	0,290±0,021(A)	7	0,317±0,049(AB)	7	0,354±0,056(B)	0,0124
38	10	2	0,436±0,132(A)	4	0,320±0,045(B)	4	0,357±0,063(AB)	0,0043
52	6	2	0,364±0,046(A)	2	0,354±0,050(A)	2	0,264±0,023(B)	0,0001

^a Dias Após Infecção.

^b Número de animais do grupo no período analisado.

^c Grupo que recebeu 0,2 mg de fosfato dissódico de dexametazona em uma suspensão de 0,1 ml, via intramuscular profunda.

^d Quatro dias antes da inoculação

Letras iguais entre parênteses na mesma linha não diferem significativamente com intervalo de confiança de 0,5% pelo Teste de Tukey.

Tabela 2. Frangos, *Gallus gallus domesticus*, infectados com $4,5 \times 10^3$ larvas infectantes de *Libyostrongylus douglassii* e $0,5 \times 10^3$ de *L. dentatus*, nematóides gastrintestinais de avestruzes, *Struthio camelus*.

DAI ^a	n ^o Total de Animais	Consumo médio de ração (g)					Valor de P	
		Infectado				N		Controle
		N ^b	Suprimido ^c	N	Inoculado			
Antes ^d	48	16	35,67±5,38(A)	16	35,29±7,44(A)	16	36,76±6,03(A)	0,9439
3	47	15	42,86±6,49(A)	16	51,67±5,05(A)	16	56,67±6,17(A)	0,0734
7	32	6	47,39±9,17(A)	13	91,54±8,38(A)	13	84,04±18,08(A)	0,0018
14	24	4	141,43±41,80(A)	10	153,14±27,67(A)	10	158,14±30,45(A)	0,6451
24	16	2	344,00±50,27(A)	7	228,86±14,52(B)	7	296,71±44,94(C)	0,0001
38	10	2	396,43±57,43(A)	4	290,54±55,64(B)	4	400,36±70,48(A)	0,0001
52	6	2	374,29±42,19(A)	2	289,29±21,65(B)	2	531,43±12,32(C)	0,0001

^a Dias Após Infecção.

^b Número de animais do grupo no período analisado.

^c Grupo que recebeu 0,2 mg de fosfato dissódico de dexametasona em uma suspensão de 0,1 ml, via intramuscular profunda.

^d Quatro dias antes da inoculação

Letras iguais entre parênteses na mesma linha não diferem significativamente com intervalo de confiança de 0,5% pelo Teste de Tukey.

Tabela 3. Frangos, *Gallus gallus domesticus*, infectados com $4,5 \times 10^3$ larvas infectantes de *Libyostrongylus douglassii* e $0,5 \times 10^3$ de *L. dentatus*, nematóides de avestruzes *Struthio camelus*.

DAI ^a	n ^o Total de Animais	Peso vivo médio (g)				N	Controle	Valor de P
		Infectado		N	Inoculado			
		N ^b	Suprimido ^c					
(1) ^d	48	16	201 ± 16 (A)	16	183 ± 16 (A)	16	198 ± 14 (A)	0,3019
3	47	15	252 ± 29 (A)	16	304 ± 25 (B)	16	294 ± 25 (B)	< 0,001
7	32	6	325 ± 49 (A)	13	478 ± 28 (B)	13	439 ± 34 (C)	< 0,001
14	24	4	702 ± 73 (A)	10	878 ± 65 (B)	10	740 ± 94 (B)	< 0,007
24	16	2	1380 ± 135 (A)	7	1453 ± 163 (A)	7	1318 ± 108 (A)	0,2234
38	10	2	2522 ± 237 (A)	4	2289 ± 291 (A)	4	2232 ± 258 (A)	0,4892
52	6	2	> 3000	2	> 3000	2	2490 ± 57	NA ^e

^a Dias após infectados.

^b Número de animais do grupo no período analisado.

^c Grupo que recebeu 0,2 mg de fosfato dissódico de dexametasona em uma suspensão de 0,1 ml, via intramuscular profunda.

^d No dia da infecção, antes de inocular os animais.

^e Não avaliado (número de animais insuficiente para análise estatística).

Letras iguais entre parênteses na mesma linha não diferem significativamente pelo teste de Tukey.

Tabela 4. Frangos, *Gallus gallus domesticus*, infectados com $4,5 \times 10^3$ larvas infectantes de *Libyostrongylus douglassii* e $0,5 \times 10^3$ de *L. dentatus*, nematóides de avestruzes *Struthio camelus* e animais controles (placebo).

DAI ^a	n ^o Total de Animais	Peso médio das carcaças (g)				N	Controle	Valor de P
		Infectado		N	Inoculado			
		N ^b	Suprimido ^c					
3	47	3	188 ± 10 (A)	3	191 ± 45 (A)	3	170 ± 19 (A)	0,6486
7	32	2	187 ± 25 (A)	3	328 ± 29 (B)	3	305 ± 25 (B)	0,0051
14	24	2	499 ± 83 (A)	3	613 ± 7 (A)	3	592 ± 99 (A)	0,2920
24	16	0	NA ^d	3	1174 ± 48 (A)	3	1006 ± 98 (B)	0,0382
38	10	0	NA	2	1684 ± 93 (A)	2	1870 ± 146 (A)	0,2687
52	6	2	2600 ± 445 (A)	2	2642 ± 235 (A)	2	1980 ± 73 (A)	0,0628

^a Dias após infecção.

^b Número de animais do grupo no período analisado.

^c Grupo que recebeu 0,2 mg de fosfato dissódico de dexametasona em uma suspensão de 0,1 ml, via intramuscular profunda.

^d Não avaliado (numero de animais insuficiente no grupo).

Letras iguais entre parênteses na mesma linha não diferem significativamente pelo teste de Tukey.

das diferenças significantes ($p > 0,05$) entre o consumo de água destes grupos.

Até o 14^o DAI os animais dos grupos infectados *Suprimidos* e *Inoculados* consumiram menos ração

em comparação com os do grupo *Controle* (Tabela 2); no entanto, esta diferença não foi significativa ($p > 0,05$). Do 14^o DAI até o final do experimento, 52^o DAI, o consumo variou entre os grupos, inclusi-

ve, com maior consumo pelo grupo *Suprimido* em relação ao grupo *Inoculado* (Tabela 2), mas sempre com maior consumo pelos animais do grupo *Controle*.

No início do experimento o PV dos grupos foram distribuídos de maneira uniforme, visto a não diferença estatística ($p=0,3019$), observada entre os grupos no dia da infecção (Tabela 3). O grupo *Suprimido* iniciou o experimento com média de PV superior aos demais grupos, mas já no 3º DAI este grupo estava com a média de PV menor ($p<0,001$) que as médias de PV dos grupos *Inoculado* e *Controle*, não se observando diferenças entre estes dois grupos (Tabela 3). Esta condição perdurou até o 14º DAI, exceção ocorreu na avaliação do 7º DAI onde as diferenças foram verificadas entre todos os grupos experimentais. Após a segunda semana de experimento não foram observadas diferenças significativas entre os grupos avaliados (Tabela 3).

Não foram observados ovos dos parasitos nas fezes dos animais infectados experimentalmente, no entanto, larvas foram observadas ainda vivas, porém sem bainhas nas fezes destes animais até o 3º e 5º DAI nos animais dos grupos *Suprimidos* e *Inoculados*, respectivamente.

Macroscopicamente não se observaram no proventrículo e moela a presença de larvas dos parasitos e ao exame microscópico desses órgãos não foram verificadas a presença de larvas de nematóides ou de lesão associadas à infecção experimental. Não foram observadas diferenças significantes entre os grupos, quanto ao peso médio do pulmão, coração e fígado, exceção se fez quanto à bursa de Fabricius do grupo *Suprimido* que teve peso médio menor significativamente nos 7º, 14º, e 52º DAI em relação aos grupos *Inoculado* e *Controle*. Nenhuma lesão que pudesse caracterizar processo infeccioso ou parasitário digno de nota foi evidenciada em todas as vísceras examinadas microscopicamente, com exceção de esteatose hepática observadas nos animais dos três grupos.

Os pesos médios das carcaças dos animais do grupo *Suprimido* mantiveram-se inferior até o 14º DAI em relação aos outros dois grupos, no entanto, estatisticamente só foi menor no 7º DAI. No 14º DAI não foi mais possível avaliar o grupo *Suprimido* por ficarem neste grupo apenas dois animais que foram mantidos vivos até o final do experimento, 52º DAI (Tabela 4). Não foram evidenciadas diferenças em relação aos pesos médios das carcaças entre os grupos, *Inoculado* e *Controle*, exceto, no 24º DAI onde

se observou que o peso médio das carcaças dos animais do grupo *Controle* foi menor estatisticamente ($p = 0,0382$) que o do grupo *Inoculado* (Tabela 4).

DISCUSSÃO

O efeito deletério da infecção na tentativa de estabelecimento do parasito no hospedeiro foi observado já no dia seguinte da infecção nos grupos infectados evidenciado pela morte de um pintinho no grupo *Suprimido* e diarreia profusa nos animais deste e no grupo *Inoculado*. A maior gravidade do quadro clínico e a morte de outros pintinhos do grupo *Suprimido*, a princípio, poderiam ser atribuídas ao efeito toxicológico da dexametazona, mas esta hipótese foi descartada uma vez que os corticóides (dexametazona e prednisolona) são os antiinflamatórios preferidos na clínica de aves (Silva et al., 2008). A dosagem preconizada é de 0,3 a 3 ml/kg (Hueza, 2008), que pode e deve ser utilizada em traumas agudos, choques, endotoxemia e processos inflamatórios (Silva et al., 2008), portanto, esta droga na dosagem utilizada no presente trabalho não poderia causar maiores danos, muito pelo contrário, visto que foi aplicada via intramuscular e segundo Hueza (2008), esta é outra vantagem da dexametazona, que quando aplicada via parenteral não sofre biotransformação hepática e portanto pode ser utilizada até em aves com hepatopatia grave. A dexametazona exerceu o efeito desejado de promover imunossupressão nos animais do grupo *Suprimido*, que pode ser notado pelos efeitos mais graves neste grupo de animais, além de menor peso da bursa de Fabricius observado nestas aves.

A diarreia foi determinante na observação de maior consumo de água dos animais infectados (Tabela 1), provavelmente, como uma resposta à uma desidratação. Ao contrário, embora não significativo ($p>0,05$), os animais destes grupos consumiram menos ração que os do grupo *Controle*. Este fato reforça a tentativa de estabelecimento da infecção, uma vez que, se verifica anorexia seguida a infecções parasitárias (Loss & Lopes, 1992). Moço et al. (2005a) também observaram menor consumo de ração por periquitos inoculados com *Sarcocystis* spp. oriundos de gambás, embora, confirmado o estabelecimento da infecção o consumo não foi significativamente maior, como o da presente pesquisa, ressaltando a anorexia em infecções parasitárias.

Embora, inicialmente, o grupo *Suprimido* ter a média de PV maior, a distribuição aleatória dos animais entre os grupos foi determinante na não dife-

rença estatística dos mesmos antes do experimento (Tabela 3). Este grupo no 3º DAI teve a média de PV menor estatisticamente que o grupo *Controle*. Este resultado reforça a hipótese de tentativa do parasito em estabelecer a infecção, e o menor PV está diretamente relacionado à perda de líquido pela diarreia e menor consumo de ração dos animais deste grupo. Segundo Moço et al. (2005b), se por resistência do hospedeiro, a infecção não ocorrer ou a relação parasito-hospedeiro estabilizar-se, a tendência é uma resposta do hospedeiro com maior ganho de peso. Este fato também foi observado na presente pesquisa, onde as diferenças do PV não foram mais significativamente diferentes entre os grupos a partir do 14º DAI até o final do experimento.

Como ocorreu com o PV, o peso médio da carcaça também foi afetado com a tentativa de estabelecimento da infecção (Tabela 4), mas por resistência do hospedeiro ou especificidade do parasito, a infecção não foi confirmada.

Embora não quantificadas, uma quantidade expressiva de larvas infectantes desembainhadas foi recuperada nas fezes desde o dia seguinte até o 5º DAI nos animais infectados. Segundo Ederli et al. (2008), as larvas infectantes de *L. douglassii* e *L. dentatus* são diferenciadas pelo comprimento da bainha da cauda; desta forma, não foi possível diagnosticar as espécies recuperadas nas fezes dos pintinhos. As larvas infectantes podem sobreviver abaixo das condições naturais por aproximadamente 14 meses (Barton & Seward, 1993). Como as larvas de primeiro e segundo estágio, as larvas infectantes desbainhadas estão protegidas, não sobrevivendo assim às condições ambientais adversas; logo, frangos não podem ser considerados disseminadores destas larvas.

Acúmulo de gordura ou triglicerídeos no citoplasma de hepatócitos (esteatose hepática) é uma das lesões mais comuns encontrada em fígado de animais de produção (Jones et al., 2000), o que nem sempre indica processo patológico. Este se acentua em animais que são constantemente desafiados a produzir com alimentação de alto teor energético, como foi o caso dos frangos deste experimento, portanto, não se pode implicar a presença destas lesões com parasitismo. Esta situação é reforçada, uma vez que as lesões foram observadas em todos os grupos.

O período pré-patente de *L. dentatus* ainda não foi esclarecido; no entanto, McKenna (2005) cita que o período pré-patente de *L. douglassii* é de aproximadamente 36 dias; portanto, a não evidenciação de

ovos do tipo strongilídeos nas fezes das aves experimentais até o 52º DAI contribui para a hipótese de não estabelecimento da infecção.

Pelo exposto podemos inferir que houve tentativa de infecção pelo parasito, visto pelos sinais clínicos, efeitos sobre o consumo de água e ração, bem como o PV e peso das carcaças observados nos animais dos grupos infectados frente aos do *Controle*; no entanto, a não evidenciação de parasitos no proventrículo e moela, além da não observação histológica de lesões teciduais características de parasitismo, a infecção não foi totalmente estabelecida pelo parasito.

CONCLUSÃO

As larvas infectantes do gênero *Libyostrongylus* são capazes de causar danos ao desenvolvimento inicial de frangos, *Gallus gallus*, quando infectados experimentalmente; no entanto, estes parasitos não foram capazes de completar os seus ciclos biológicos nesta espécie de vertebrado.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aichinger A., Martins N.R., Souza J.D., Resende J.S., Muniz R. & Ferreira W.M. O avestruz no Brasil e no mundo. *Rev. Vet. Zootec. Minas*, 27:36-39, 2007.
- Barton N.J. & Seward D.A. Detection of *Libyostrongylus douglassii* in ostriches in Australia. *Aust. Vet. J.*, 70:31-32, 1993.
- Bonadiman S.F., Ederli N.B., Soares A.K.P., Moraes Neto A.H.A., Santos C.P. & Damatta R.A. Occurrence of *Libyostrongylus* sp. (Nematoda) in ostriches (*Struthio camelus* Linnaeus, 1758) from the north region of the state of Rio de Janeiro, Brazil. *Vet. Parasitol.*, 137:175-179, 2006.
- Button N.J., Barton N.J., Veale P.I. & Overend D.J. A survey of *Libyostrongylus douglassii* on ostriches farms in Eastern Victoria. *Aust. Vet. J.*, 70:76, 1999.
- Craig T.M. & Diamond P.L. Parasites of ratites, p. 115-126. In: Tully T.N. & Shane S.N. (Eds.), *Ratite management, medicine and surgery*. Kreiger Publishing Company, Florida, 1996.
- Ederli N.B., De Oliveira F.C.R., Lopes C.W.G., Damatta R.A., Santos C.P. & Rodrigues M.L.A. Morphological diagnosis of infective larvae of *Libyostrongylus douglassii* (Cobbold 1882), Lane 1923, and *L. dentatus* Hoberg, Lloyd and Omar, 1995 (Nematoda: Trichostrongylidae) of ostriches. *Vet. Parasitol.*, 155:323-327, 2008.
- Fockema A., Malan F.S., Cooper G.G. & Visser E. Anthelmintic efficacy of fembendazole against *Libyostrongylus douglassii* and *Houttuynia struthionis* in ostriches. *J. S. Afr. Vet. Assoc.*, 56:47-48, 1985.
- Hoberg E.P., Lloyd S. & Omar H. *Libyostrongylus dentatus* n.sp. (Nematoda: Trichostrongylidae) from ostriches in

- North America, with comments on the genera *Libyostrongylus* and *Paralibyostrongylus*. *J. Parasitol.*, 81:5-93, 1995.
- Hueza I.M. Farmacologia das aves: o uso de medicamentos antiinflamatórios em aves silvestres. *Ars Vet.*, 24:15-24, 2008.
- Jansson D.S., Christensson D.A. & Christensson B.E. Winter survival in Sweden of L₃-stage larvae of the ostrich wireworm *Libyostrongylus douglassii*. *Vet. Parasitol.*, 106: 69-74, 2002.
- Loss Z.G. & Lopes C.W.G. Efeito da infecção experimental por *Cystoisospora felis* (Apicomplexa: Cystoisosporinae) no ganho de peso de camundongos. *Arq. Univ. Fed. Rur. Rio de J.*, 15:109-111, 1992.
- Mackereth G. *Libyostrongylus douglassii* in New Zealand ostriches. *Surveillance*, 31:14-16, 2004.
- Malan F.S., Gruss B., Roper N.A., Ashburner A.J. & Duplessis C.A. Resistance of *Libyostrongylus douglassii* in ostriches to levamisole. *J. S. Afr. Vet. Assoc.*, 59:202-203, 1988.
- McKenna P.B. *Libyostrongylus* infections in ostriches – a brief review with particular reference to their detection in New Zealand. *N. Z. Vet. J.*, 53:267-270, 2005.
- More S.J. The performance of farmed ostriches hens in eastern Australia. *Prev. Vet. Med.*, 29:107-120, 1996.
- Moço M.R., Stanenow C.S., Oliveira F.C.R. & Lopes C.W.G. Consumo de ração de periquitos (*Melopsittacus undulatus*) experimentalmente infectados com esporocistos do gênero *Sarcocystis* obtidos de gambá (*Didelphis aurita*). *Rev. Univ. Rural., Ci. Vida*, 25:39-40, 2005a.
- Moço M.R., Stanenow C.S., Oliveira F.C.R. & Lopes C.W.G. Peso vivo e ganho de peso em periquitos (*Melopsittacus undulatus*) experimentalmente infectados com esporocistos do gênero *Sarcocystis* oriundos gambá (*Didelphis aurita*). *Rev. Univ. Rural., Ci. Vida*, 25:37-38, 2005b.
- Moreira P.V., Chiminazzo C., Queirolo M.T., Feser M., Cereser V.H., Esmeraldino A.T., Difini R. & Fallavena L.C.B. Ventriculite parasitária por *Libyostrongylus* sp. em avestruzes (*Struthio camelus*) e identificação de ovos do parasita em amostras de fezes de ratitas de diferentes criatórios do Estado do Rio Grande do Sul. *Vet. Foco*, 4:169-176, 2007.
- Mukaratirwa S., Cindzi Z.M. & Maononga D.B. Prevalence of *Libyostrongylus douglassii* in commercially reared ostriches in the highveld region of Zimbabwe. *J. Helminthol.*, 78:333-336, 2004.
- Ponce Gordo F., Herrera S., Castro A.T., Durán B.G. & Díaz, R.A.M. Parasites from farmed ostriches (*Struthio camelus*) and rheas (*Rhea americana*) in Europe. *Vet. Parasitol.*, 107:137-160, 2002.
- Reinecke R.K. *Veterinary Helminthology*. Butterworth, Durban, 1983. 295p.
- Silva D.T., Alves G.C., Piazentin K.E. & Toledo-Pinto E.A. Terapêutica das aves silvestres: revisão de literatura. *Rev. Cient. Eletr. Med. Vet.*, 10:11-16, 2008.
- Jones T.C., Hunt R.D. & King N.W. *Patologia Veterinária*. 6ª ed. Manole, Barueri, 2000. 1415p.
- Ueno H. & Gonçalves P.C. *Manual para diagnóstico das helmintoses de ruminantes*. 4ª ed. JICA, Tóquio, 1998. 141p.