



**UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAÍBA
CAMPUS II – AREIA-PB
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
BACHARELADO EM ZOOTECNIA**

DANIELA DA SILVA GOMES

**AVALIAÇÃO DA MORFOLOGIA INTESTINAL E CONTAGEM DE CÉLULAS
CALICIFORMES EM FRANGOS DE CORTE COBB E LABEL ROUGE RECÉM-
ECLODIDOS**

AREIA

2021

DANIELA DA SILVA GOMES

**AVALIAÇÃO DA MORFOLOGIA INTESTINAL E CONTAGEM DE CÉLULAS
CALICIFORMES EM FRANGOS DE CORTE COBB E LABEL ROUGE RECÉM-
ECLODIDOS**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao
Curso de Zootecnia no Centro de Ciências Agrárias
da Universidade Federal da Paraíba, como requisito
parcial à obtenção do título de graduado em
Zootecnia.

Orientadora: Profa. Dr^a. Patrícia Emília Naves Givisiez

AREIA

2021

Catálogo na publicação
Seção de Catalogação e Classificação

G633a Gomes, Daniela da Silva.

Avaliação da morfologia intestinal e contagem de células caliciformes em frangos de corte Cobb e Label Rouge recém-eclodidos / Daniela da Silva Gomes. - Areia:UFPB/CCA, 2021.

29 f.

Orientação: Patrícia Emília Naves Givisiez.
TCC (Graduação) - UFPB/CCA.

1. Zootecnia. 2. Células caliciformes. 3. Genótipos. 4. Morfometria intestinal. I. Givisiez, Patrícia Emília Naves. II. Título.

UFPB/CCA-AREIA

CDU 636(02)

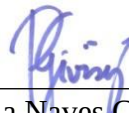
DANIELA DA SILVA GOMES

**AVALIAÇÃO DA MORFOLOGIA INTESTINAL E CONTAGEM DE CÉLULAS
CALICIFORMES EM FRANGOS DE CORTE COBB E LABEL ROUGE RECÉM-
ECLODIDOS**

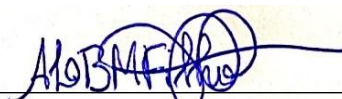
Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao
Curso de Zootecnia no Centro de Ciências Agrárias
da Universidade Federal da Paraíba, como requisito
parcial à obtenção do título de graduado em
Zootecnia.

Aprovado em: 12/07/2021

BANCA EXAMINADORA



Profa. Dr. Patrícia Emília Naves Givisiez (Orientadora)
Universidade Federal da Paraíba (UFPB/CCA)



Prof. Dr. Alexandre Lemos de Barros Moreira Filho
Universidade Federal da Paraíba (UFPB/CCHSA)



Prof. Dr. Celso José Bruno de Oliveira
Universidade Federal da Paraíba (UFPB/CCA)

Aos meus avós Maria Ângela e Pedro Firmino
(*in memoriam*) por todo amor, carinho e
dedicação na minha criação.

DEDICO

AGRADECIMENTOS

Agradeço à Deus por sua infinita bondade e proteção na minha vida, por me manter perseverante nos momentos difíceis e forte para enfrentar as adversidades que a vida nos impõe; sem a tua presença, Senhor, eu nada seria.

Agradeço a minha mãe, Damiana Oliveira, pelo apoio emocional e financeiro durante minha jornada, por seu carinho, amor e amizade. Pela compreensão de minha ausência e por ter apoiado na minha mudança de área de estudo. Agradeço ao meu pai, Francisco Araújo, pelos ensinamentos de princípios e valores que alicerçam minha postura como filha e cidadã.

Agradeço aos meus amados avós Maria Ângela e Pedro Firmino, que dedicaram suas vidas no cuidado de minha criação e de meus irmãos, por todo amor, afeto e carinho depositado; jamais vou esquecê-los. Embora vocês não estejam mais presentes fisicamente, sinto ainda vossa presença ao meu lado, dando-me forças a seguir meus objetivos e sonhos.

Aos meus irmãos Danielma e Djardiel, por todo o companheirismo, amizade, cumplicidade e amor. Por vocês acreditarem em mim, especialmente minha irmã, que tanto me apoia e ajuda nos momentos que me sinto desanimada.

Ao meu esposo Messias Júnior, que tanto me apoia nos estudos e nas minhas escolhas pessoais, obrigada, amor, por você fazer parte da minha vida.

Ao meu sobrinho Guilherme, meus cunhados Maysa e Vavá que acreditam no meu potencial. As minhas melhores amigas Marianny, Anny e Adenilza que são amigas/irmãs que sei que posso contar com elas em qualquer situação da minha vida.

Aos meus colegas e amigos de turma Itamar Rufino, André Silva, Wylke Alves, Ediane Cardoso, Raiane Santos, Rayssa Nobrega, Paloma Gabriela, Nelquides Viana, Edgleison, Arinaldo Filho e Paulo Júnior, obrigada por tantos momentos divertidos, de alegria, de companheirismo. Acredito que somos uma turma da qual muitos professores se lembram, por sermos esforçados e dedicados.

À minha orientadora Patrícia Emília Naves Givisiez, sou muito grata por todos esses anos de convivência, por todo aprendizado obtido no PIBIC, bem como os conhecimentos adquiridos no LAPOA e em sala de aula. Agradeço por essa oportunidade, paciência, generosidade, humildade em compartilhar seus ensinamentos, que sem dúvidas foram essenciais nessa etapa da minha vida.

A todos membros do Laboratório de Análise de Produtos de Origem Animal (LAPOA), por compartilharem seus conhecimentos, especialmente Eudes Fernando, sou muito grata por sua ajuda, a Maylane, Amanda, Tamires, Kilmer, Thamara, Priscila, Núbia, prof. CelsoOliveira, prof. Paulo Azevedo, e Dra. Juliana Nogueira.

A todos do corpo docente da UFPB que contribuíram na minha formação profissional, sou muito grata e afortunada de tê-los como professores. Agradeço a Universidade Federal da Paraíba pela oportunidade concedida para a realização do curso. Aos funcionários da Biblioteca, restaurante universitário, posto médico e o Departamento de Zootecnia pela presteza e atendimento cordial.

Ao CNPq e à Universidade Federal da Paraíba pela concessão de bolsas de estudo.

RESUMO

Objetivou-se avaliar a morfometria intestinal e a contagem de células caliciformes do intestino delgado de aves de diferentes genótipos com um dia de idade. O experimento foi conduzido no Laboratório de Avaliação de Produtos de Origem Animal - LAPOA, Areia-PB. Foram utilizados 200 ovos com peso médio semelhante, proveniente de matrizes da linhagem Cobb 500 e Label Rouge, distribuídos de acordo com delineamento inteiramente ao acaso em dois tratamentos (genótipos), quatro repetições e 20 aves por repetição. Amostras de duodeno, jejuno e íleo foram colhidas de oito aves de cada tratamento, avaliando-se a altura de vilosidade, profundidade de cripta, relação vilosidade/cripta, área de absorção e contagem de células caliciformes. No duodeno, a altura de vilosidades foi significativamente maior nos pintos Cobb, em comparação com os pintos Label ($p < 0,0005$). O mesmo ocorreu no jejuno ($p < 0,0006$) e íleo ($p < 0,001$). Nos segmentos duodeno, jejuno e íleo não houve diferença estatística para profundidade de cripta em ambas as linhagens. A relação vilosidade/cripta e área de absorção foram maiores para aves da linhagem Cobb em comparação a Label, em todos os segmentos avaliados. Houve diferença apenas na quantidade de células caliciformes no segmento duodeno na linhagem Label em comparação com a Cobb. As aves selecionadas para crescimento rápido (Cobb) apresentam, já no primeiro dia de vida, morfologia intestinal apta para atender ao maior consumo de alimento, que é típico destas aves, com maior área de vilosidade, relação vilo:cripta e área de absorção. Provavelmente, essa característica as capacita para melhor utilização do alimento e, conseqüentemente, para o maior desempenho observado nestas aves.

Palavras-chave: células caliciformes; genótipos; morfometria intestinal.

ABSTRACT

The aim of this study was to evaluate the intestinal morphometry and the count of goblet cells in the small intestine of birds of different genotypes at one day of age. The experiment was conducted at the Laboratory for the Evaluation of Products of Animal Origin - LAPOA, Areia-PB. Two hundred eggs with similar average weight were used, from Cobb 500 and Label Rouge breeders, distributed according to a completely randomized design in two treatments (genotypes), four replicates and 20 birds per replicate. Duodenum, jejunum and ileum samples were collected from eight birds of each treatment, respectively, evaluating the villus height, crypt depth, villus/crypt ratio, absorption area and goblet cell count. Without duodenum, villus height was higher in Cobb chicks compared to Label chicks ($p < 0.0005$). The same occurs in the jejunum ($p < 0.0006$) and ileum ($p < 0.001$). In the duodenum, jejunum and ileum segments there was no statistical difference for crypt depth in both strains. The villus/crypt ratio and absorption area were higher for birds of Cobb lineage compared to Label, in all segments obtained. There was a difference only in the amount of goblet cells in the duodenum segment in the Label lineage compared to a Cobb. Birds selected for rapid growth (Cobb) have on the first day of life, an intestinal morphology capable of meeting the higher food consumption, which is typical of these birds, with a larger villous area in relation to the population: crypt and area of absorption. Probably enabling them better to use the food and, consequently, for the higher performance observed previously.

Keywords: goblet cells; genotypes; intestinal morphometry.

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	9
2 REVISÃO DE LITERATURA.....	11
2.1 LINHAGENS DE FRANGOS DE CORTE	11
2.2 ESTRUTURA DA MUCOSA INTESTINAL	12
2.3 DESENVOLVIMENTO DA MUCOSA INTESTINAL PRÉ E PÓS-ECLOSÃO.....	13
2.3.1 Influência da linhagem no desenvolvimento do trato gastrointestinal	16
3 METODOLOGIA.....	18
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	20
5 CONCLUSÃO.....	24
REFERÊNCIAS	25

1 INTRODUÇÃO

A atividade avícola destaca-se no agronegócio brasileiro em virtude das estratégias decorrentes da evolução do setor e quanto aos avanços na tecnologia, genética, sanidade e ambiência visando a superação contínua dos índices produtivos da avicultura nacional. A avicultura de corte baseia-se na criação de animais em curto espaço de tempo e busca sempre a diminuição de custos, sem perda de qualidade e com expressivos números em produção de carne e seus derivados. O setor da indústria avícola representa percentuais satisfatórios de produtividade, destacando-se entre os diversos setores da economia brasileira, pois a produção de carne de frango retrata uma parcela significativa no mercado consumidor.

O Brasil é o terceiro maior produtor e maior exportador mundial de carne de frango (ABPA, 2021). Este é um reflexo da cadeia produtiva bem estruturada que apresenta melhorias no manejo animal, preocupação com a sanidade nas granjas, nos incubatórios e nos abatedouros, o que acontece por meio da agregação das tecnologias e dos avanços na qualidade da genética. Estes são fundamentos que estabelecem os pilares da atividade, ressaltando o desempenho e rendimento da indústria de frangos de corte.

As aves apresentam particularidades inerentes em seu desenvolvimento. Aves de crescimento lento são consideradas mais resistentes aos agentes patogênicos (Wigley, 2004) e apresentam taxa de crescimento diferente das linhagens comerciais para crescimento rápido (Van Hemert et al., 2006). O uso da seleção genética modifica os índices de produtividade, longevidade, sistemas imunológicos e hematológicos das aves, especialmente nas linhagens de crescimento rápido (Bayyari et al., 1997; Cheng et al., 2001).

O desenvolvimento precoce da mucosa intestinal garante melhorias no processo de assimilação dos nutrientes, sendo este um fator determinante que influenciará no desempenho das aves. Após o período de incubação mudanças dramáticas ocorrem no tamanho, morfologia e função do intestino horas após a ingestão do alimento exógeno (Uni et al., 1996). O acesso precoce ao alimento resultará no desenvolvimento mais rápido do intestino durante o período pós-nascimento e afetará o desempenho dos frangos, especialmente nas primeiras duas semanas após a eclosão.

O trato gastrointestinal dos frangos de corte na primeira semana pós-eclosão, apesar de estar anatomicamente completo, tem capacidade funcional limitada, o que pode afetar digestão e absorção de nutrientes (Sell, 1996). Quanto mais precocemente o intestino atingir sua maturidade funcional, mais cedo o pintainho poderá utilizar os nutrientes dietéticos e expressar seu potencial genético para ganho de peso (Uni & Ferket, 2004). As alterações

morfológicas podem ocorrer pelo processo de hiperplasia, aumento no número de células intestinais e o crescimento de órgãos digestivos.

O objetivo deste estudo foi comparar o desenvolvimento intestinal das aves de crescimento rápido (Cobb) e crescimento lento (Label Rouge) de um dia de idade, permitindo detectar diferenças entre genótipos por meio da avaliação da morfometria intestinal e a contagem de células caliciformes nos segmentos do intestino delgado.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 LINHAGENS DE FRANGOS DE CORTE

Frangos de corte de diferentes linhagens têm características fisiológicas e imunológicas específicas que ainda não foram totalmente elucidadas. No que diz respeito às aves comerciais, os processos de melhoramento genético intensivo permitiram o aperfeiçoamento do desempenho zootécnico e o rendimento de partes nobres. Mas, por outro lado, afetaram características como rusticidade e resistência a doenças, incluindo doenças causadas por patógenos, e doenças metabólicas respiratórias e cardiovasculares (Crossley & Altimiras, 2012).

As aves de linhagem de crescimento lento apresentam menor taxa de desenvolvimento e exigências nutricionais diferentes em relação às linhagens de corte industrial (Santos et al., 2005; Mendonça et al., 2008). Apresentam ainda maior rusticidade e adaptam-se melhor ao sistema de criação semiconfinado, além de apresentarem características sensoriais diferenciadas da carne (Hellmeister Filho et al., 2003). Por estas características produtivas, somente as linhagens de crescimento lento são permitidas em sistemas de criações ao ar livre (BRASIL, 1999; Fanatico et al., 2008).

Aves de crescimento lento, conhecidas no Brasil como aves caipira, apresentam menor desempenho, entretanto, são mais ativas e menos susceptíveis às anormalidades nos membros (Santos et al., 2005). A linhagem Label Rouge atinge a idade ao abate no período de 80-90 dias, com peso de aproximadamente 2,3kg (Albino et al., 2013).

Devido à seleção genética para crescimento rápido e a criação intensiva na indústria avícola, as aves da linhagem Cobb500 atingem peso médio vivo de 3,5 kg em 42 dias (Lupatini, 2015). Essas aves apresentam menor custo de peso vivo produzido, desempenho superior em rações de menor custo, excelente taxa de crescimento e melhor uniformidade de frango para processamento da carne (Cobb-Vantress, 2018).

2.2 ESTRUTURA DA MUCOSA INTESTINAL

Morfológicamente, o intestino delgado apresenta regiões denominadas de vilos e criptas. As vilosidades estão presente no lúmen intestinal e são revestidas apenas por uma camada de epitélio colunar, contendo células diferenciadas. As criptas são invaginações epiteliais na mucosa do intestino responsáveis pelo potencial proliferativo deste tecido (Rodrigues et al., 2016, p.443). Residem nas criptas as células-tronco intestinais capazes de promover a constante renovação da população celular do epitélio intestinal, as células-tronco intestinais possuem duas propriedades: autorrenovação celular e a capacidade de gerar todas as células diferenciadas do tecido de origem (multipotência) (Rodrigues et al., 2016, p. 444).

As células migram das criptas, movendo-se na direção apical, enquanto diferenciam-se em enterócitos, células caliciformes e as células enteroendócrinas (Boleli et al., 2002). Os enterócitos correspondem à maior quantidade de células epiteliais e participam da digestão e absorção de nutrientes (Maiorka, 2004). Os enterócitos são responsáveis pela captação e transferência de nutrientes, conduzida através de transportadores localizados na borda apical em escova e membranas basolaterais (Zhang et al., 2019).

As células caliciformes assumem a morfologia de um cálice e estão distribuídas entre os enterócitos. Sua principal função é secretar mucinas e outros produtos (proteínas antimicrobianas, quimiocinas e citocinas), demonstrando funções na imunidade inata além da manutenção da barreira epitelial (Knoop e Newberry, 2018). As células caliciformes produzem e acumulam muco nas vesículas de secreções na região apical do cálice (Rodrigues et al., 2016, p. 444). O muco é composto de 95% de água e 5% de mucinas, sendo a treonina o componente mais abundante das mucinas (Nogueira, 2006) seguida por serina e prolina (Carvalho, 2009).

Por produzirem grande quantidade de muco, as células caliciformes lubrificam o epitélio gastrointestinal, protegendo-o de danos mecânicos constituintes da dieta, protegendo também o epitélio da ação corrosiva do ácido gástrico e da proteólise por enzimas digestivas (Zhang et al., 2019). O muco também impede a adesão de bactérias ou vírus nas células epiteliais (Rodrigues et al., 2016, p. 444).

As células enteroendócrinas, embora sejam menos abundantes em comparação com outras células intestinais, desempenham papel importante na secreção de vários hormônios, os quais modulam a atividade enzimática gastrointestinal e o comportamento alimentar (Rehfeld, 2004). As células enteroendócrinas produzem hormônios peptídicos (gastrina, secretina e colecistoquinina) e monoaminas biogênicas, tais substâncias participam na regulação da digestão e absorção e utilização dos nutrientes (Maiorka, 2004).

2.3 DESENVOLVIMENTO DA MUCOSA INTESTINAL PRÉ E PÓS-ECLOSÃO

O desenvolvimento embrionário das aves é realizado fora do organismo materno. Por isto, o ovo deve conter todos os nutrientes essenciais para desenvolvimento do embrião e ser fertilizado antes da postura. O desempenho de frangos de corte tem relação direta com a qualidade dos ovos, sendo este um parâmetro importante na embriogênese e, por consequência, influencia os índices de eclodibilidade, podendo afetar na qualidade do pinto neonato (Tona et al., 2003).

O processo de incubação é crucial no ciclo produtivo avícola. Durante 21 dias, inúmeras transformações e eventos acontecem, dando origem ao novo ser (Cesario & Gonzales, 2013). Durante a embriogênese ocorre o desenvolvimento dos anexos embrionários em paralelo ao desenvolvimento do embrião. A primeira membrana a se formar é a do saco vitelino, seguida do âmnio, o córion e o alantoide, que são membranas fundamentais para o desenvolvimento e sobrevivência do embrião.

Nas primeiras 24 horas de incubação, as aves iniciam o desenvolvimento do trato digestório. No quinto dia de vida embrionária acontece a diferenciação da cavidade oral, formação do proventrículo e moela e, ao sexto dia, inicia-se o processo de formação do bico (Maiorka & Rocha, 2009). No décimo quarto dia de vida embrionária inicia-se a introdução do intestino na cavidade abdominal e, no décimo sétimo dia, a abertura do divertículo de Meckel (Maiorka & Rocha, 2009).

Entre o 14º e 15º dia de incubação, o albúmen se mistura com o conteúdo do saco amniótico, o qual é composto de uma mistura de carboidratos, proteínas e lipídios. Conforme continua o crescimento do embrião, ele gera aumento na pressão intraovo; essa pressão, exercida em função desse crescimento embrionário, resultará no completo consumo oral da mistura do conteúdo albúmen-âmnio que passará pelo trato digestório (Moran Júnior, 2007).

Até o momento da eclosão, as células epiteliais do intestino delgado do embrião são colunares, e ao 21º dia de incubação, cada vilão apresenta uma cripta rudimentar. Segundo Uni et al. (2003b), as células caliciformes aparecem pela primeira vez ao 13º dia de incubação, contendo mucinas ao longo do vilão; a maioria das células contém mucinas ácidas no 18º dia de incubação, representando 13% das células epiteliais.

A taxa de crescimento do intestino delgado é maior que os demais órgãos aos 18 dias de incubação e, conseqüentemente, a proporção do peso do intestino delgado do embrião é maior em proporção ao peso corporal do embrião (Uni et al., 2003a, b). Aos 18 dias de

incubação, as vilosidades intestinais são maiores e apresentam formato digitiforme, enquanto o outro grupo de vilos são curtos e estreitos, com forma pontiaguda. A partir do 19º dia de incubação observa-se uma nova fase de desenvolvimento de vilosidade (Uni et al., 2003a).

Aos 20–21 dias de incubação ocorre o aumento na densidade de células caliciformes ao longo do vilo em todos os segmentos do intestino delgado, as quais passam a produzir mucinas ácidas e neutras (Ozaydin & Celik, 2012). Esses autores afirmaram que o número de células caliciformes aumenta no sentido distal dos segmentos intestinais no 21º dia de incubação.

As células enteroendócrinas apresentam formato piramidal ou oval, visualizados pela primeira vez no 13º dia de incubação, presentes no epitélio e subepitélio ao longo dos vilos, tornando-se gradativamente mais frequentemente observadas; aos 20-21 dias de incubação apresentam distribuição uniforme ao longo dos segmentos duodeno, jejuno e íleo, sendo observadas também criptas rudimentares (Ozaydin & Celik, 2012).

Observa-se também a presença de células em proliferação ao longo do vilo no epitélio, no tecido conectivo e na camada muscular da mucosa no estágio inicial de incubação tendo papel importante no rápido crescimento do vilo, resultando em aumento da superfície absorptiva intestinal (Ozaydin & Celik, 2012).

Próximo da eclosão, ocorrem diversas mudanças no desenvolvimento morfológico do TGI, que incluem a diferenciação dos enterócitos e a definição das criptas, assim como o aumento expressivo na área de superfície de absorção intestinal (Sklan, 2001). Além disso, o saco vitelino não utilizado no período de incubação é incorporado a cavidade abdominal como uma extensão do intestino (Noble & Ogunyemi, 1989). Os estudos de Esteban et al. (1991) confirmam que próximo ou mesmo no momento da eclosão, parte da gema residual é absorvida pelo intestino, fornecendo nutrientes digestíveis que podem estimular as funções absorptivas e digestivas (Noy et al., 1996; Sulaiman et al., 1996).

Até o momento da eclosão as aves não terão ingerido nenhum alimento exógeno, desta forma, o período imediato após a eclosão é caracterizado por uma transição da utilização do conteúdo do saco vitelino, rico em lipídeos, como fonte de nutrientes para alimentação exógena, rica em carboidratos e proteínas (Sklan, 2001). Esta transição é acompanhada pelo rápido desenvolvimento físico e funcional do TGI (Uni et al., 1999) e demora 2 a 3 dias para ser completada (Vieira, 2004). O desenvolvimento pós-eclosão o trato gastrointestinal está sob dependência de fatores intrínsecos e extrínsecos, podendo ser afetada pelos nutrientes da dieta (características físicas e químicas), assim como pelos níveis de hormônios circulantes e peptídeos (Macari, 2003).

O acesso precoce ao alimento resultará no desenvolvimento mais rápido do intestino durante o período pós-nascimento e afetará o desempenho dos frangos, especialmente nas primeiras duas semanas após a eclosão. Este tempo é importante porque representa 30% da vida útil de um frango de corte (Murakami et al., 2007). Também corresponde ao tempo necessário para que a superfície entérica esteja completa e todo o vestígio de células embrionárias desapareçam (Moran Júnior, 2007).

Após a eclosão o sistema digestório da ave está anatomicamente completo, porém, sua capacidade funcional não permite ainda adequada digestão e absorção de todos os nutrientes (Maiorka, 2004). No trato gastrointestinal de aves de corte, as alterações morfológicas podem ocorrer pelo processo de hiperplasia, aumento no número de células intestinais e o crescimento dos órgãos digestivos.

As alterações morfológicas mais evidentes ocorrem no intestino delgado, com aumento do comprimento do intestino, altura e densidade dos vilos, aumento no volume das células epiteliais denominadas enterócitos, células caliciformes e enteroendócrinas. Estas alterações ocorrem entre o 17º dia de incubação e o 7º dia pós-eclosão (Uni et al, 1998), sendo que o tamanho das vilosidades no duodeno pode aumentar em 200 a 300% no final do período de incubação (Sklan, 2001). Nos segmentos jejuno e íleo, o crescimento continua até o 14º dia, resultando em aumento no número de enterócitos por vilos (Noy & Sklan, 1997). Ainda neste período, a profundidade de cripta aumenta, sendo maior no duodeno e menor no íleo (Nitsan et al., 1991). Entretanto, a maturação do TGI nos frangos de corte é estabelecida aos 16 dias de idade (Uni et al., 1998).

A mucosa intestinal inclui o epitélio de revestimento, a lâmina própria, glândulas, a muscular da mucosa e os vilos (Boleli et al., 2002). Cada segmento do intestino delgado difere quanto à espessura da túnica muscular e das paredes, apresentando diferenças de profundidade das criptas e altura, formato dos vilos, pregas microscópicas capazes de aumentar a superfície interna do órgão, consequentemente a digestão e absorção dos nutrientes (Boleli et al., 2002).

Os vilos são revestidos por epitélio simples constituído por três tipos de células: células caliciformes, células epiteliais e células enteroendócrinas (Maiorka, 2004). As células caliciformes estão presentes no embrião desde os 18 dias de incubação (Uni et al., 2003b); elas secretam muco formado a partir de glicoproteínas insolúveis em água. Sua função é proteger o epitélio intestinal da ação das enzimas digestivas, da abrasão da matéria digerida e previne a colonização de patógenos, pois estes se ligam às glicoproteínas em vez de aderir à mucosa. Os enterócitos atuam como barreira física e são responsáveis pela digestão final, absorção e

secreção. As células enteroendócrinas secretam hormônios peptídicos que regulam a digestão e a absorção (Boleli et al., 2002; Maiorka, 2004).

De acordo com Sell (1996), a capacidade do trato digestório dos frangos na primeira semana após o nascimento pode ser considerada um fator que restringe o consumo de alimentos para a digestão e absorção de nutrientes.

Aves recém eclodidas apresentam pouca diversidade microbiana, podendo ser um fator limitante na digestão e favorecimento para que o intestino seja colonizado por patógenos entéricos maléficos (Lorençon et al., 2007), embora o mesmo possa ocorrer nas aves adultas mediante um desequilíbrio na sua microbiota normal (Pedroso, 2011). Portanto, quanto mais precocemente o intestino atingir sua maturidade funcional, mais cedo o pintainho poderá utilizar os nutrientes dietéticos e expressar todo seu potencial genético para ganho de peso (Uni & Ferket, 2004).

O desenvolvimento e manutenção da mucosa ocorrem devido a eventos citológicos que são a perda celular e a renovação celular. Esses eventos são constantes e responsáveis pela manutenção do tamanho e densidade dos vilos, o que mantém a capacidade digestiva e de absorção do intestino (Boleli et al., 2002). Esse processo tem ainda mais relevância quando se considera o tempo gasto; para aves de 4 dias, a renovação do epitélio intestinal leva cerca de 72 horas e, em aves adultas, leva de 90 a 96 horas, o que representa 9% da vida útil dos frangos de corte (Maiorka, 2004). A renovação celular leva ao aumento nos custos de energia, menor eficiência de absorção e, portanto, piora a taxa de conversão alimentar, o que requer a necessidade de manejo adequado para manter o equilíbrio funcional e controlar a presença de patógenos intestinais (Maiorka et al., 2004).

A integridade das células que compõem a mucosa intestinal é de suma importância, pois são responsáveis na absorção dos nutrientes, impedindo a fixação e multiplicação de agentes patogênicos na mucosa intestinal, prevenindo de doenças entéricas e, melhorando o desempenho, diminuindo a mortalidade, contaminação dos produtos de origem animal, portanto, o sucesso da atividade avícola dependerá do desempenho das aves (Maiorka et al., 2004).

2.3.1 Influência da linhagem no desenvolvimento do trato gastrointestinal

Santos (2012) avaliou a biometria de órgãos digestórios e a mucosa intestinal de frangos de corte de crescimento lento e rápido, relatando que não houve diferença significativa para o

comprimento do TGI das linhagens aos sete dias de idade, entretanto, respectivamente aos 21 e 42 dias, as aves de crescimento rápido (Cobb) apresentaram comprimento do TGI 22,40% e 25,73% maiores em relação as aves (Isa Label) crescimento lento.

Ao considerar as diferenças no desenvolvimento corporal e dos órgãos digestivos entre as duas linhagens, Santos (2012) afirmou que, aos 42 dias de idade, as vilosidades duodenais dos frangos Isa Label ainda não tinham atingido sua máxima altura, diferentemente dos frangos Cobb que se encontrava em estágio de terminação.

O estudo de Verdal et al. (2010) identificou que existem particularidades nas características morfológicas dos órgãos digestivos e na morfometria da mucosa intestinal quanto ao aproveitamento nutricional em linhagens de frangos de crescimento rápido. Para estes autores, as aves que apresentaram maior compartimento gástrico (proventrículo e moela) tiveram a eficiência digestiva superior com relação àquelas com maior desenvolvimento do intestino delgado.

Em aves de crescimento rápido nota-se maior desenvolvimento da mucosa intestinal, visto que elas possuem vilosidades mais altas, provavelmente resultando em maior absorção de nutrientes e, portanto, o maior aporte nutricional será refletido no desempenho (Boleli et al., 2002). Para Verdal et al. (2010), a maior altura de vilosidade pode estar relacionada à tentativa fisiológica de compensar a baixa funcionalidade da região gástrica; os autores notaram que as aves apresentavam menor compartimento gástrico, entretanto possuíam intestinos mais longos e pesados, especialmente o jejuno e o íleo que ainda apresentaram maior altura de vilosidades e profundidade de criptas. Vale ressaltar que os dados de morfometria das vilosidades, criptas intestinais e desenvolvimento das estruturas do TGI conforme a evolução das aves ainda são escassos na literatura para frangos de crescimento lento.

De acordo com Stringhini et al. (2009), o desempenho das linhagens selecionadas para crescimento rápido tende a manter semelhanças entre os genótipos comerciais em função da alta competitividade. Por outro lado, ainda existem discrepâncias quanto aos dados com relação a aptidão produtiva e desempenho das linhagens de crescimento lento, visto que há pequena quantidade de trabalhos nesta área, especialmente estudos direcionado à nutrição destas aves (Hellmeister Filho et al., 2003).

3 METODOLOGIA

3.1 ANIMAIS, LOCAL E DELINEAMENTO EXPERIMENTAL

Foram utilizados 200 ovos com peso médio semelhante, proveniente de matrizes da linhagem Cobb 500 e Label Rouge. Os ovos foram distribuídos em três incubadoras artificiais (IP130, incubadoras Premium Ecológica Ltda, Belo Horizonte, MG, Brasil) com controle de temperatura e viragem automática. As incubadoras foram mantidas em condições normais de incubação, sendo realizado a ovoscopia e descarte de embriões mortos e ovos brancos.

O experimento foi conduzido no Laboratório de Avaliação de Produtos de Origem Animal (LAPOA), pertencente ao Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal da Paraíba – Campus II, na cidade de Areia-PB.

Todos os procedimentos de manejo, abate e amostragem da presente pesquisa foram submetidas e aprovadas pela Comissão de Ética no Uso de Animais do Centro de Biotecnologia da Universidade Federal da Paraíba (protocolo nº 186/2015).

Os animais foram distribuídos em delineamento experimental inteiramente ao acaso com dois tratamentos (genótipos), com quatro repetições e 20 aves por repetição. Os animais foram alojados em caixas de madeira equipadas com bebedouro e comedouro recomendados para fase inicial. Termohigômetros digitais foram instalados no ambiente (Oregon Scientific, Portland, EUA) para aferições de temperatura e umidade relativa.

A dieta experimental foi elaborada à base farelo de milho e farelo de soja para a fase inicial (1-10 dias), seguindo as recomendações de Rostagno et al. (2011). A ração fornecida aos animais foi a mesma para todos os tratamentos experimentais, sendo composta de 22,2% de PB, 2.950 kcal/kg de energia metabolizável, 1,31% de lisina digestível, 0,94% de metionina +cistina digestível e 0,852% de treonina digestível.

3.2 ANÁLISE HISTOLÓGICA

Após a eclosão, com um dia idade, foram colhidas as amostras de aproximadamente 3 cm da porção medial do duodeno, jejuno e do íleo de oito animais por tratamento, lavadas com soro fisiológico NaCl 0,9% e fixadas em formol a 10% por 24 horas. Em seguida, foram desidratadas em série crescentes de álcoois (70, 80, 90 e 100%), diafanizadas em xilol e incluídas em parafina. Foi realizada microtomia semi-seriada a uma espessura de 5 micrômetros, sendo 5 a 7 cortes colocados em cada lâmina; para cada animal foram confeccionadas duas lâminas por segmento intestinal. Para morfometria intestinal, as lâminas foram coradas por hematoxilina-eosina.

As imagens foram capturadas usando um microscópio óptico com uma câmera digital acoplada e mensuradas com auxílio do programa computacional Image J, avaliando-se: altura de vilosidade (medida da região basal do vilo, coincidente com a porção superior das criptas, até ao seu ápice); profundidade de cripta (medida da sua base até a região de transição cripta:vilosidade); e relação vilo:cripta, que foi obtida a partir do valor médio da altura de vilosidade dividido pelo valor médio de profundidade de cripta. A área de superfície de absorção foi calculada levando-se em consideração a equação $2\pi \times AV \times (LV/2)$, onde AV é a altura da vilosidade e LV é a largura da vilosidade (Uni et al., 1999). Para cada amostra foram realizadas 10 mensurações, totalizando 40 mensurações por tratamento, para cada variável estudada e para cada segmento.

Para contagem de células caliciformes, as lâminas foram coradas pelo método do ácido periódico e reagente de Schiff (PAS) e foram tiradas três fotomicrografias para cada lâmina confeccionada. As células caliciformes foram contadas ao longo de 2000µm lineares em cada fotomicrografia, utilizando o sistema analisador de imagens Motic Image Plus 2.0. Foram obtidas doze contagens por tratamento (número de repetições), totalizando 24000µm lineares analisados.

3.3 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os dados de morfometria e contagem de células caliciformes foram submetidos à análise de variância de acordo com delineamento experimental inteiramente casualizado, com dois tratamentos (genótipo), utilizando-se o programa estatístico R (R Development Core Team, 2008). Realizou-se o teste F a probabilidade de 5% para detectar diferenças entre as linhagens.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

O procedimento experimental foi conduzido nas porções correspondentes a cada segmento do intestino delgado (duodeno, jejuno e íleo) pertencentes a dois grupos: pintainhos da linhagem Cobb 500 e pintainhos da linhagem Label, a fim de avaliar as variáveis morfométricas (altura de vilosidade, profundidade de cripta, relação vilo:cripta, área de absorção e contagem de células caliciformes) das aves recém-eclodidas, cujos resultados estão apresentados a seguir na Tabela 1.

Tabela 1 - Morfologia intestinal e contagem de células caliciformes de aves crescimento rápido e lento de um dia idade.

Variáveis	Tratamentos			
	Label	Cobb	p-valor	CV (%)
Duodeno				
Altura de vilosidade (µm)	570,42b	756,86a	0,0005	15,72
Profundidade de cripta (µm)	67,40a	64,07a	0,5951	11,99
Relação vilo:cripta (µm)	8,52b	11,99a	0,0095	21,54
Área (µm)	74081,47b	100347,43a	0,0007	16,99
Células caliciformes (n a cada 2000 µm)	89,91a	75,58b	5,254 e ^{10,5}	9,35
Jejuno				
Altura de vilosidade (µm)	263,52b	344,86a	0,0061	8,22
Profundidade de cripta (µm)	53,20a	58,97a	0,1192	16,64
Relação vilo:cripta (µm)	5,15b	6,94a	0,1712	15,64
Área (µm)	20922,41b	32355,96a	0,0148	8,99
Células caliciformes (n a cada 2000 µm)	49,83a	48,50a	0,3583	2,44
Íleo				
Altura de vilosidade (µm)	429,67b	488,74a	0,0010	15,68
Profundidade de cripta (µm)	55,31a	55,23a	0,9914	9,16
Relação vilo:cripta (µm)	9,11b	10,95a	0,2921	14,60
Área (µm)	41418,21a	42671,16a	0,6824	26,42
Células caliciformes (n a cada 2000 µm)	64a	64a	1,0	3,71

Médias seguidas de letras minúsculas diferentes na mesma linha diferem entre si; CV - coeficiente de variação (%); P-valor – valor de probabilidade. Teste F (probabilidade 5%).

No duodeno, a altura de vilosidades foi significativamente maior nos pintos Cobb, em comparação com os pintos Label ($p < 0,0005$). Observou-se que o mesmo ocorreu no jejuno ($p < 0,0006$) e íleo ($p < 0,001$). Nos segmentos duodeno, jejuno e íleo não houve diferença significativa quanto a variável profundidade de cripta em ambas as linhagens. A relação vilo/cripta e área de absorção foram maiores para aves da linhagem Cobb em comparação a Label, em todos os segmentos avaliados. O número de células caliciformes foi determinado por vilosidades nos segmentos do intestino delgado. Houve diferença estatística apenas na quantidade de células caliciformes no segmento duodeno entre as linhagens Label e Cobb.

As aves selecionadas para crescimento rápido apresentaram, já no primeiro dia de vida, morfologia intestinal apta para atender ao maior consumo de alimento, que é típico destas aves, com maior área de vilosidade, relação vilo:cripta e área de absorção.

A morfologia do intestino delgado rapidamente é alterada nos estágios finais de incubação, sendo o desenvolvimento da cripta crucial para maturação do intestino, dessa forma, o aumento da cripta fornece enterócitos para aumentar a superfície de absorção intestinal ao mesmo tempo em que as vilosidades crescem (Ozaydin & Celik, 2012).

Segundo Moran Júnior (1985), os nutrientes exercem o papel na estimulação do crescimento de vilos e criptas, sendo evidenciado essas diferenças em seu estudo com aves entre nascimento e 4 dias pós-eclosão. Horas após a eclosão o desenvolvimento do intestino das aves é ainda sensível a ingestão de alimentos, enquanto o período de jejum pós-nascimento precoce inibe a maturação intestinal, deprimindo o desenvolvimento de criptas e vilosidades intestinais, desta forma, impede a proliferação e migração de enterócitos (Geyra et al. 2001b).

Deseja-se que a relação vilosidade e cripta seja maior que um, indicando que as vilosidades são proporcionalmente mais altas que as criptas. Quanto maior a altura do vilo em relação a profundidade de cripta, há melhor absorção de nutrientes, enquanto valores mais baixos indicam que estar havendo perda de energia com o processo de renovação celular (Li et al., 1991).

Após a eclosão, basicamente todas as células estão em proliferação, mas com a idade a proporção destas células tende a diminuir, tornando-se restrita às criptas em desenvolvimento durante as primeiras 72 horas (Geyra et al., 2001a). De acordo com Uni et al. (1995), o volume das vilosidades é ampliado de três a cinco vezes no intestino delgado próximo a eclosão. O maior aumento das vilosidades é observado no duodeno ocorrendo antes ou após 4 dias de idade, posteriormente diminui a taxa de crescimento. Em contrapartida, nos segmentos jejuno e íleo, os autores observaram que aumento das vilosidades mantiveram até 10 dias de idade.

No estudo de Geyra et al. (2001a), a altura de vilosidade aumentou duas vezes em 48 horas após a eclosão e atingiu o seu máximo entre 6 e 8 dias no duodeno e depois de 10 dias no jejuno e íleo. As criptas se formaram no dia da eclosão e foram definidas entre 2 e 3 dias, aumentando tanto a quantidade de células quanto seu tamanho (Uni et al., 2000; Geyra et al., 2001a). A relação do aumento e o tamanho das criptas apresentam dois efeitos diretos sobre o crescimento das vilosidades e o aumento da taxa de renovação celular mediante o fornecimento de enterócitos, o que aumenta a área de superfície de absorção (Geyra et al., 2001a).

A idade da matriz e o desenvolvimento do trato gastrointestinal do pintainho pode ser influenciado pelo acesso imediato ou retardado da alimentação. Este tema apresenta resultados contraditórios na literatura quanto ao ganho de peso corporal dos pintainhos, pois são também influenciados pela idade da matriz, o que pode afetar diretamente o desenvolvimento intestinal das aves (Pinchasov, 1991; Peebles et al., 1999; Yalcin et al., 2001; O'Dea et al., 2006; Vargas et al., 2009; Shaw et al., 2010).

De acordo com Uni et al. (2003b), as células caliciformes contêm proporções semelhantes nos segmentos do intestino delgado após a eclosão e até o sétimo dia pós-eclosão. A quantidade de células caliciformes por unidade de área aumenta no duodeno, jejuno e íleo de acordo com a idade da ave (Uni et al., 2003b). No estudo de Cruz et al. (2019), a quantidade de células caliciformes presentes nas vilosidades do intestino delgado foi semelhante entre as codornas europeias e japonesas após a eclosão. Estes dois trabalhos corroboram os resultados do presente estudo.

Reynolds et al. (2020) determinaram a expressão específica da idade e do segmento intestinal do mRNA de Muc2 e as mudanças na quantidade de células caliciformes de frangos Cobb 500 desde o dia embrionário 19 (ED), dia da eclosão (D0h) e nos dias 2 e 4 após a eclosão. Houve aumento na densidade de células caliciformes nas vilosidades, nas criptas do jejuno e íleo de 19 (ED) para o dia da eclosão e do dia 2 para o dia 4, sem alterar entre D0h e do dia 2. Por outro lado, a quantidade de células caliciformes das vilosidades e criptas permaneceram constantes no duodeno desde o 19 (ED) até o quarto dia após eclosão, aumento posteriormente.

O duodeno é primeiro segmento intestinal a entrar em contato com os patógenos que entram por via oral e, portanto, é essencial que a camada de muco esteja bem formada para proporcionar proteção ao pintainho recém-eclodido. Desta forma, o resultado sugere que, na eclosão, o duodeno tenha atingido quantidade maximizada de células caliciformes, enquanto o jejuno e íleo continuam seu desenvolvimento (Reynolds et al., 2020).

Nos segmentos (jejuno e íleo) não houve diferença estatística quanto ao número de células caliciformes entre aves de crescimento rápido e lento observada aqui, somente no duodeno houve diferença o que pode indicar que há uma outra via que confira a maior resistência aos patógenos em aves de crescimento lento no início da vida. Como já informado, aves de crescimento lento são consideradas mais resistentes aos agentes patogênicos do que linhagens comerciais para crescimento rápido (Hellmeister Filho et al., 2003; Wigley, 2004; Van Hemert et al., 2006; Crossley & Altimiras, 2012). De fato, Santos (2018, ainda não publicado) mostrou que a expressão relativa das interleucinas evidencia uma dinâmica diferente entre as linhagens, relatando que aves Label Rouge têm ligação com as citocinas que são expressas por heterófilos e apresentam desenvolvimento mais precoce da tolerância à *S. Enteritidis* que a linhagem Cobb500.

O presente estudo corrobora trabalhos anteriores desenvolvidos no Laboratório de Análise de Produtos de Origem Animal – LAPOA, CCA, Areia/PB, auxiliando na compreensão dos mecanismos fisiológicos durante o último período de incubação e períodos pós-incubação, bem como os processos fisiológicos do trato gastrointestinal das aves em geral.

5 CONCLUSÃO

Este estudo avaliou a morfometria do intestino delgado das linhagens de frango de corte no primeiro dia pós-eclosão e conclui-se que as aves da linhagem Cobb 500 obtiveram maior altura de vilosidade, relação vilosidade/cripta e área de superfície de absorção em comparação com as aves da linhagem Label, provavelmente capacitando-as melhor para a utilização do alimento e, conseqüentemente, para o maior desempenho observado nestas aves. Entretanto, a dinâmica do trato gastrointestinal sofre inúmeras alterações morfológicas e fisiológicas durante seu desenvolvimento exercendo grande influência no desempenho dos frangos de corte.

REFERÊNCIAS

ABPA. Associação Brasileira de Proteína Animal. **Relatório Anual 2021**. Disponível em: <http://abpa-br.org/abpa-lanca-relatorio-anual-2021/>. Acesso em: 12 mai. 2021.

ALBINO, L.F.T.; TAVAERNARI, F.C.; VIEIRA, R.A.; SILVA, E.P. Criação de frango e galinha caipira: **Sistema alternativo de criação de aves**. 22 ed. Viçosa: Editora Aprenda Fácil, p. 310, 2013.

BAYYARI, G.R. *et al.* Effect of the genetic selection of turkeys for increased body weight and egg production on immune and physiological responses. **Poultry Science**, v. 76, p. 289-296, 1997.

BOLELI, I. C.; MAIORKA, A.; MACARI, M. Estrutura funcional do trato digestório. *In*: MACARI, M.; FURLAN, R. L.; GONZALES, E. **Fisiologia Aviária Aplicada a Frangos de Corte**. 2. ed. Jaboticabal: FUNEP. p.75-95, 2002.

BRASIL, Instrução Normativa nº 7 de 17 de maio de 1999. **Dispõe sobre normas para a produção de produtos orgânicos vegetais e animais**. Disponível em: <http://www.agroecologia.gov.br/sites/default/files/publicacoes/IN%20007.pdf>. Acesso em: 07 abr. 2021.

CARVALHO, T. A. Avaliação de dietas com glutamina e glicina para pintos de corte contendo diferentes relações treonina:lisina. 2009, 118f. **Dissertação** (Mestrado em Zootecnia). Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2009.

CESARIO, M. D. Desenvolvimento embrionário pré e pós-postura – períodos críticos. *In*: MACARI, M.; GONZALES, E.; PATRÍCIO, I.S. *et al.* **Manejo da Incubação**. Jaboticabal: Facta, p. 48-62, 2013.

CHENG, H.W. *et al.* Effect of genetic selection for group productivity and longevity on immunological and hematological parameters of chickens. **Poultry Science**. v. 80, p.1079-1086, 2001.

COBB-VANTRESS, INC. **Manual de manejo de frango de corte**. 2018. Disponível em: <https://www.cobb-vantress.com/assets/Cobb-Files/df5655a7e9/Broiler-Guide-2019-POR-WEB.pdf>. Acesso em: 17 jul. 2021.

CROSSLEY, D. A.; ALTIMIRAS, J. Effect of selection for commercially productive traits on the plasticity of cardiovascular regulation in chicken breeds during embryonic development. **Poultry Science**, v. 91, p.2628-2636, 2012.

CRUZ, F.K. *et al.* Development and growth of digestive system organs of European and Japanese quail at 14 days post-hatch. **Poultry Science**, v. 98, p. 1883–1892, 2019.

ESTEBAN, S.; RAYÓ, J.M.; TUR, J.A. A role played by the vitelline diverticulum in the yolk sac resorption in young posthatched chickens. **Journal of Comparative Physiology**, v. 160, p. 645-648, 1991.

- FANATICO, A. C. *et al.* Performance, livability, and carcass yield of slow-and fast-growing chicken genotypes fed low-nutrient or standard diets and raised indoors or with outdoor access. **Poultry Science**, v.87, p. 1012-1021, 2008.
- GEYRA, A.; UNI, Z.; SKLAN, D. Enterocyte dynamics and mucosal development in the posthatch chick. **Poultry Science**, v.80, p. 776-782, 2001a.
- GEYRA, A.; UNI, Z.; SKLAN, D. The effect of fasting at different ages on growth and tissue dynamics in the small intestine of the young chick. **British Journal of Nutrition**, v.86, p.53-61, 2001b.
- HELLMEISTER FILHO, P. *et al.* Efeito de genótipo e do sistema de criação sobre o desempenho de frangos tipo caipira. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v.32, n.6, p.1883-1889, 2003.
- KNOOP, K.A., NEWBERRY, R.D. Goblet cells: multifaceted players in immunity at mucosal surfaces. **Mucosal Immunology**, v. 11, p. 1551–1557, 2018.
- LI, D. F. *et al.* Interrelationship between hypersensitivity to soybean proteins and growth performance in early-weaned pigs. **Journal Animal Science**, v. 69, p. 4062–4069, 1991.
- LORENÇON, L. *et al.* Utilização de promotores de crescimento para frangos de corte em rações fareladas e peletizadas. **Acta Scientiarum Animal Sciences**, v. 29, p. 151-158, 2007.
- LUPATINI, F. Avaliação do efeito de variáveis produtivas na conversão alimentar de frangos de corte. 2015, 43 f. **Dissertação** (Mestrado em Zootecnia). Universidade Federal de Goiás, Goiânia, 2015.
- MACARI, M. Adaptações digestivas pós-eclosão. IV Simpósio Brasil Sul de Avicultura. Chapecó, 2003.
- MAIORKA, A. *et al.* Effect of broiler breeder age on pancreas enzymes activity and digestive tract weight of embryos and chicks. **Brazilian Journal Poultry Science**, v.6, p.19-22, 2004.
- MAIORKA, A. Qualidade Intestinal. V Simpósio Brasil Sul de Avicultura. Chapecó. **Anais**, 2004.
- MAIORKA, A.; ROCHA, C. **Dietas iniciais, desenvolvimento do trato gastrointestinal e impacto sobre o desempenho de frango de corte.** V Intestinal Health Food Safety Seminar, 2009.
- MENDONÇA, M. O. *et al.* Níveis de energia metabolizável para machos de corte de crescimento lento criados em semiconfinamento. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v.37, p.1433-1440, 2008.
- MORAN JR. E. T. Digestion and absorption of carbohydrates in fowl and events through perinatal development. **The Journal Nutrition**, v. 115, p. 665–674, 1985.
- MORAN JR. E.T. Nutrition of the developing embryo and hatchling. **Poultry Science**, v. 86, p.1043-1049, 2007.

- MURAKAMI, A. E. *et al.* Supplementation of glutamine and vitamin e on the morphometry of the intestinal mucosa in broiler chickens. **Poultry Science**, v. 86, p. 488–495, 2007.
- NITSAN, Z.; DUNNINGTON, E. A.; SIEGEL, P. B. Organ growth and digestive enzymes levels to fifteen days of age in lines of chickens differing in body weight. **Poultry Science**, v. 70, p. 2040-2048, 1991.
- NOBLE, R.C.; OGUNYEMI, D. Lipid changes in the residual yolk and liver of the chick immediately after hatching. **Biology of the Neonate**, v. 56, p. 228-236, 1989.
- NOGUEIRA, E. Nutrição de aminoácidos para frangos de corte. In: V Seminário Internacional de Aves e Suínos – AVESUI/AVICULTURA, Florianópolis- SC, **Anais**, 2006.
- NOY, Y.; SKLAN, D. Posthatch development of poultry. **Journal of Applied Poultry Research**, v.6, p. 344-354, 1997.
- NOY, Y.; UNI, Z.; SKLAN, D. Routes of yolk utilization in the newly hatched chick. **Poultry Science**, v.75, p.13, 1996.
- O'DEA, E. D.*et al.* Investigating the effects of commercial probiotics on broiler chick quality and production efficiency. **Poultry Science**, v. 85, p. 1885-1863, 2006.
- OZAYDIN, T.; CELIK, I. Histological, histochemical and immunohistochemical investigations on the developing small intestines of broilers embryos. **Journal of Animal and Veterinary Advances**, v. 11, p. 2936-2944, 2012.
- PEDROSO, A. A. Microbiota do trato digestório: transição do embrião ao abate. In: CONFERÊNCIA APINCO FACTA, **Anais**, p. 123-130, 2011.
- PEEBLES, E.D. *et al.* Effects of breeder age and dietary fat on subsequent broiler performance.2. Slaughter yield. **Poultry Science**, v. 78, p. 512-515, 1999.
- PINCHASOV, Y. Relationship between the weight of hatching eggs and subsequent early performance of broiler chicks. **British Poultry Science**, v. 32, p. 109-115, 1991.
- R DEVELOPMENT CORE TEAM. R: **A language and environment for statistical computing**. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, 2008.
- REHFELD, J.F. A centenary of gastrointestinal endocrinology. **Hormone and Metabolic Research**, v.36, p. 735-741, 2004.
- REYNOLDS, K.L.; CLOFT, S.E; WONG, E.A. Changes with age in density of goblet cells in the small intestine of broiler chicks. **Poultry Science**, v. 99, p. 2342-2348, 2020.
- RODRIGUES, F.A.P.; *et al.* Fisiologia da barreira epitelial intestinal. In: ORIÁ, R.B; BRITO, G.A.C. **Sistema digestório – Integração básico-clínica**. São Paulo: Editora Edgard Bluncher Ltda, cap. 18, p. 443-444, 2016.

ROSTAGNO, H.S. *et al.* Tabela Brasileira para Aves e Suínos: **Composição de alimentos e exigências nutricionais**. 3rd ed. Viçosa: UFV, 2011.

SANTOS, A. L. *et al.* Estudo do crescimento, desempenho, rendimento de carcaça e qualidade de carne de três linhagens de frango de corte. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v.34, p.1589-1598, 2005.

SANTOS, F.R. Comparação da eficiência digestiva e metabolismo de nutrientes e de energia entre frangos de crescimento lento e rápido. 2012, 83 f. **Tese** (Doutorado em Ciência Animal). Universidade Federal de Goiás, Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Goiânia, 2012.

SANTOS, M.R.B. Dinâmica da expressão de interleucinas no intestino de pintainhos de diferentes linhagens desafiados com *Salmonella enteritidis*. 2018, 39 f. **Dissertação** (Mestrado em Zootecnia). Universidade Federal da Paraíba, Areia, 2018.

SELL, J.L. Physiological limitations and potential for improvement in gastrointestinal tract function of poultry. **Journal of Applied Poultry Research**, v. 05, p. 96-101, 1996.

SHAW, A.L.; BLAKE, J.P.; MORAN, E.T. Effect of flesh attachment on bone breaking and of phosphorus concentration on performance of broilers hatched from young and old flocks. **Poultry Science**, v. 89, p. 295-302, 2010.

SKLAN, D. Development of the digestive tract of poultry. **World's Poultry Science Journal**, v.57, p. 415-428, 2001.

STRINGHINI, J.H. *et al.* Protein and amino acid supplementation levels for broilers in pre-starter ration. **International Journal of Poultry Science**, v.8, p.946-951, 2009.

SULAIMAN, A. *et al.* Histological evidence for a role of the yolk stalk in gut absorption of yolk in the post-hatch broiler chick. **Poultry Science**, v. 75, p. 48, 1996.

TONA, K. *et al.* Morphological, molecular, and functional changes in the chicken small intestine of the late-term embryo. **Poultry Science**, v. 82, p.1747-1754, 2003.

UNI Z.; FERKET P.R. Methods for early nutrition and their potential. **World's Poultry Science Journal**, v. 60, p.101-111, 2004.

UNI, Z. *et al.* Small intestinal development in the young chick: crypt formation and enterocyte proliferation and migration. **British Poultry Science**, v. 41, p.544-551, 2000.

UNI, Z., *et al.* Morphological, molecular and functional changes in the chicken small intestine of the late-term embryo. **Poultry Science**, v. 82, p. 1747-1754, 2003a.

UNI, Z., NOY, Y.; SKLAN, D. Posthatch development of small intestinal function in the poult. **Poultry Science**, v. 78, p. 215-222, 1999.

UNI, Z.; GANOT, S.; SKALAN, D. Posthatch development of mucosa function in the broiler small intestine. **Poultry Science**, v.77, p. 75-82, 1998.

- UNI, Z.; NOY, Y.; SKLAN, D. Developmental parameters of the small intestines in heavy and light strain chicks pre and post-hatch. **British Poultry Science**, 1996.
- UNI, Z.; NOY, Y.; SKLAN, D. Posthatch changes in morphology and function of the small intestines in heavy-and light-strain chicks. **Poultry Science**, v. 74, p. 1622-1629, 1995.
- UNI, Z.; SMIRNOV, A.; SKLAN, D. Pre-and posthatch development of goblet cells in the broiler small intestine: effect of delayed access to feed. **Poultry Science**, v. 82, p. 320–327, 2003b.
- VAN HEMERT, S. *et al.* Gene expression responses to a Salmonella infection in the chicken intestine differ between lines. **Veterinary Immunology and Immunopathology**, v. 114, p. 247-258, 2006.
- VARGAS, F. S. *et al.* Influence of breeder age and fasting after hatching on the performance of broilers. **Journal of Applied Poultry Research**, v. 18, p. 8-14, 2009.
- VERDAL, H. *et al.* Digestive tract measurements and histological adaptation in broiler lines divergently selected for digestive efficiency. **Poultry Science**, v.89, p.1955-1961, 2010.
- VIEIRA, S. L. Digestão e utilização de nutrientes após a eclosão de frangos de corte. V Simpósio Brasil Sul de Avicultura. Chapecó, SC, p. 26-41, 2004.
- WIGLEY, P. Genetic resistance to Salmonella infection in domestic animals. **Research in Veterinary Science**, v. 76, p.165-169, 2004.
- YALCIN, S. *et al.* Effects of strain, maternal age and sex on morphological characteristics and composition of tibial bone in broilers. **British Poultry Science**, v. 42, p. 184-190, 2001.
- ZHANG, H. *et al.* Cellular composition and differentiation signaling in chicken small intestinal epithelium. **Animals (Basel)**, v. 11, p. 870, 2019.