

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA E ZOOTECNIA
CAMPUS DE BOTUCATU

ÁCIDO BUTÍRICO E BETAÍNA NA ALIMENTAÇÃO DE FRANGOS DE CORTE

PAOLA GENTILE SERPA

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Zootecnia como parte dos requisitos para obtenção do título de mestre.

BOTUCATU - SP

Agosto - 2016

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA E ZOOTECNIA
CAMPUS DE BOTUCATU

ÁCIDO BUTÍRICO E BETAÍNA NA ALIMENTAÇÃO DE FRANGOS DE CORTE

PAOLA GENTILE SERPA
Zootecnista

Orientador: Prof. Dr. JOSÉ ROBERTO SARTORI

Co-Orientadora: Profa. Dra. DENISE RANGEL DA SILVA SARTORI

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Zootecnia como parte dos requisitos para obtenção do título de mestre.

BOTUCATU - SP
Agosto – 2016

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA SEÇÃO TÉCNICA DE AQUISIÇÃO E TRATAMENTO DA INFORMAÇÃO - DIRETORIA TÉCNICA DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO - UNESP - FCA - LAGEADO - BOTUCATU (SP)

S486a Serpa, Paola Gentile, 1990-
Ácido butírico e betaina na alimentação de frangos de corte / Paola Gentile Serpa. - Botucatu: [s.n.], 2016
viii, 69 f. : tabs.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Botucatu, 2016

Orientador: José Roberto Sartori

Coorientador: Denise Rangel da Silva Sartori

Inclui bibliografia

1. Frango de corte - Alimentação e rações. 2. Frango de corte - Carcaça. 3. Ácidos orgânicos. 4. Aditivos. 5. Jejum. I. Sartori, José Roberto. II. Sartori, Denise Rangel da Silva. III. Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" (Câmpus de Botucatu). Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia. IV. Título.

“Mesmo quando tudo parece desabar, cabe a mim decidir entre rir ou chorar, ir ou ficar, desistir ou lutar; porque descobri, no caminho incerto da vida, que o mais importante é o decidir.”

Cora Coralina

Ofereço

*A Deus, que sempre esteve nos meus pensamentos, por me guiar, me
proteger e me levantar nos momentos de angústia.*

*A minha família, que é minha base e sempre me incentivou a ir em
frente, em especial, minha mãe, Ivone Gentile, pelo amor, apoio
incondicional e força nas horas de cansaço e desânimo.*

Dedico

Agradecimentos Especiais

Ao Prof. Dr. José Roberto Sartori, por todos os anos de convivência, por ter me aceito como aluna, por todos os ensinamentos, conselhos, amizade, broncas e puxões de orelha que contribuíram para a minha formação.

À Prof. Dra. Denise Rangel da Silva Sartori, por todo o conhecimento transmitido durante esses anos e também pela paciência e tolerância em me auxiliar a superar as dificuldades encontradas.

À Dra. Juliana Célia Denadai, pessoa iluminada que muito me auxiliou ao longo de todo o período, sempre paciente, divertida e muito disposta a ajudar.

Agradecimentos

A Deus, pela dádiva da vida, por iluminar meu caminho, me dando força para superar as dificuldades e por me fazer manter a fé nos momentos mais difíceis e crer em um amanhã melhor.

À Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia – Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” e ao Programa de Pós-graduação em Zootecnia pela oportunidade da realização do curso.

Ao CNPq pelo apoio financeiro fornecido através da concessão da bolsa de estudos.

Aos professores do Programa de Pós-graduação que se dedicaram em transmitir seus conhecimentos e experiências para o meu crescimento.

Às secretárias da Pós-Graduação, Seila Cristina Cassineli Vieira e Ellen Cassemiro Guilhen, pelo apoio.

À Professora Dra. Maria Márcia Pereira Sartori, pela realização das análises estatísticas e por toda a paciência que teve comigo e com as minhas tabelas.

À equipe do Laboratório de Nutrição de Aves pelo convívio e auxílio no desenvolvimento do projeto de pesquisa. Muitas foram as horas passadas juntos: sempre vou me recordar com muito carinho de vocês!

Aos queridos estagiários, amigos e colegas MyBaby, Ricochete, Tatarada, Jorge, DozeAnos, Guedes, Kbrita, Anderson e Júnior pela ajuda no desenvolvimento das atividades.

Ao funcionário do Laboratório de Nutrição de Aves, Wanderley Thiago da Silva, “corneta” que já faz parte do dia-a-dia, pelo apoio.

Aos funcionários da Fábrica de Ração da FMVZ/UNESP, Campus de Botucatu pela colaboração nas confecções das rações experimentais sempre com muita alegria.

Ao funcionário do Laboratório de Fisiologia, Antonio Carlos de Barros Tardivo, pela imensa ajuda na realização das análises hepáticas, além de sempre ser muito atencioso e prestativo.

Às empresas BTECH Tecnologias Agropecuárias e Comércio Ltda. e ILENDER do Brasil Laboratório Ltda. pelo fornecimento da betaína e ácido butírico, respectivamente, para a realização desta pesquisa.

Ao Gabriel Moreno Martineli, meu namorado, amigo e companheiro, que esteve sempre presente, me aguentando até nos meus piores dias.

À Fabíola Martinez da Silva, pelos muitos anos de convivência e companheirismo, pela ajuda durante os finais de semana, feriados e afins, e pelas muitas noites de gordices.

À Mônica Megumi Aoyagi, muito obrigada não só pela ajuda prestada na montagem, condução e avaliação do experimento envolvido nesta dissertação, mas principalmente pelo apoio e amizade.

À minha família, por toda a paciência, incentivo, força, apoio e principalmente pelo carinho, em especial minha mãe e sobrinha, que sempre fizeram de tudo para estar presentes.

Aos meus animais, por todo o carinho e amor que me dão.

Aos meus amigos pelo carinho e risadas.

A todos que de maneira direta ou indireta me ajudaram na realização deste trabalho.

MUITO OBRIGADA!!!

Durante o mestrado tive a oportunidade de realizar estágio no exterior. Não tenho palavras para explicar o quanto cresci e o quanto sou grata. Agradeço ao Professor José Roberto Sartori e ao Programa de Pós-Graduação pela confiança em mim depositada, à minha família por toda a ajuda e carinho fornecidos, ao Professor Andrew Van Kessel, que não mediu esforços para que minha ida se tornasse realidade, e à toda a sua equipe, Tomohiro Hamaoka, Jason Marshal, Tadele Kiros Gebreyohannes e Sangeeta Dalal, que me receberam muito bem, fazendo com que a University of Saskatchewan se tornasse minha “segunda casa”.

LISTA DE TABELAS

Página

Tabela 1. Composição centesimal e nutricional calculada das dietas basais (DC) para as fases pré-inicial (1 a 7 dias), inicial (8 a 21 dias), crescimento (22 a 35 dias) e final (35 a 42 dias de idade).....	47
Tabela 2. Monitoramento ambiental de galpão de criação de frangos de corte em aviário experimental.....	48
Tabela 3. Efeito do jejum e ácido butírico ou betaína sobre o desempenho de frangos de corte.....	52
Tabela 4. Efeito do jejum e ácido butírico ou betaína sobre o peso de órgãos de frangos de corte aos 8 dias de idade.....	55
Tabela 5. Efeito do jejum e ácido butírico ou betaína sobre a morfometria intestinal de pintos de corte aos 8 dias de idade.....	58
Tabela 6. Efeito do jejum e ácido butírico ou betaína sobre a relação heterófilo: linfócito de frangos de corte aos 21 e 42 dias de idade.....	58
Tabela 7. Efeito do jejum e ácido butírico ou betaína sobre os parâmetros bioquímicos sanguíneos de frangos de corte aos 42 dias de idade.....	59
Tabela 8. Efeito do jejum e ácido butírico ou betaína no rendimento de carcaça e cortes de frangos de corte aos 43 dias.....	60
Tabela 9. Efeito do jejum e ácido butírico ou betaína sobre o peso relativo de fígado (%) e porcentagem (%) de glicogênio e gordura no fígado de frangos de corte aos 43 dias de idade.....	61

SUMÁRIO

	Página
CAPÍTULO I.....	1
CONSIDERAÇÕES INICIAIS	2
INTRODUÇÃO.....	2
REVISÃO DE LITERATURA.....	3
Aditivos	4
Utilização de ácidos orgânicos na nutrição animal.....	4
Utilização de ácido butírico na nutrição animal.....	7
Fontes de Ácido Butírico	9
Utilização de betaína na nutrição de animal	10
Fontes de Betaína	14
Estresse.....	14
Programação Metabólica.....	16
Jejum pós-eclosão em pintos de corte.....	17
Desenvolvimento do trato gastrointestinal.....	21
JUSTIFICATIVA E OBJETIVOS	26
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	27
CAPÍTULO II	41
RESUMO:.....	42
ABSTRACT:	43
INTRODUÇÃO	44
MATERIAL E MÉTODOS.....	45
RESULTADOS E DISCUSSÃO	50
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	62
CAPÍTULO III.....	68
IMPLICAÇÕES	69

CAPÍTULO I

Considerações iniciais

O grande aumento na demanda por alimentos de origem animal nas ultimas décadas resultou em um crescimento mundial na produção intensiva de produtos de origem animal, principalmente no segmento/setor avícola (SPEEDY, 2003).

Melhorias em genética, incubação e eclosão, nutrição e formulação de dietas, programas sanitários, manejo e processamento tem tornado a carne de frango a mais econômica de se produzir (DIBNER; RICHARDS, 2004).

A carne de frango tem se tornado um produto de elevado consumo em todo o mundo devido a fatores como ausência de barreiras religiosas, o que facilitou a sua expansão geográfica, popularidade e aceitação e, principalmente, pelo aumento na demanda por proteína animal de baixo custo (MAGDELAINE et al., 2008).

A produção mundial de carne de frango aumentou de 9 milhões de toneladas em 1960, para 15 milhões de toneladas em 1970, 26 milhões de toneladas em 1980, 41 milhões de toneladas em 1990 e 68 milhões de toneladas em 2000, ultrapassando a produção de carne bovina (60 milhões de toneladas em 2000) (SPEEDY, 2003) e 86 milhões de toneladas em 2014 (USDA, 2016).

Introdução

Com a finalidade de atender a demanda de produção, a avicultura industrial faz uso de incubatórios para produção de pintainhos de um dia. Muitos destes incubatórios utilizam o sistema multiestágio, em que ovos provenientes de matrizes de diferentes idades, com diferentes pesos e em diferentes estágios embrionários são incubados juntos, o que pode submeter os pintainhos que nascerem primeiro a períodos de jejum de 24 a 48 horas, podendo chegar até 72 horas dependendo da distância entre o incubatório e a granja (CARVALHO et al., 2013), o que causa desidratação e consequente perda de peso (ALMEIDA et al., 2006).

Atualmente, as linhagens comerciais de frangos de corte podem multiplicar seu peso corporal em 50 vezes no período de até 40 dias. Em virtude do curto período de criação, o período imediatamente após a eclosão é de elevada importância na produção de frangos (VAN DEN BRAND et al., 2010).

Embora o trato digestivo das aves esteja anatomicamente completo à eclosão, ainda apresenta capacidade funcional reduzida, o que faz com que o consumo de alimento, a digestão e a absorção de nutrientes sejam limitados na primeira semana de vida (MAIORKA et al., 2000). Após a eclosão alterações morfofisiológicas no intestino e órgãos anexos acontecem para que os nutrientes advindos da dieta possam ser utilizados eficientemente (BARANYIOVÁ; HOLUB; PONIZILOVÁ, 1980).

Dessa forma, o atraso no fornecimento de água e de ração no período neonatal compromete o desenvolvimento do sistema digestório dos pintos (NAKAGE, 2007), ocasionando menor atividade de enzimas digestivas e menor desenvolvimento de órgãos (OLIVEIRA, 2012), o que pode limitar a capacidade de utilização dos nutrientes da dieta e o crescimento das aves (AGOSTINHO et al., 2012), consequentemente afetando o desempenho e acarretando em perdas na produtividade ao final do período de criação (GONZALES et al., 2003). Assim, o fornecimento de compostos que atuem favorecendo o desenvolvimento do trato gastrointestinal pode conduzir a melhorias no desempenho e na produtividade dos animais (MAIORKA et al., 2000).

Alguns aditivos alimentares possuem ação sobre a mucosa intestinal, como o ácido butírico, considerado um agente trófico (ANTONGIOVANNI et al., 2007), e a betaína, substância que favorece a manutenção da integridade da mucosa do intestino (KETTUNEN et al., 2001). Dessa forma, o uso desses aditivos para aves que sofreram restrição neonatal pode ocasionar melhor desenvolvimento do trato digestório, reduzindo o efeito negativo causado pelo jejum.

Revisão de literatura

A adoção de novas tecnologias alimentares na produção de aves tem se tornado frequente, em virtude, tanto ao aumento do consumo de carnes no mundo inteiro, quanto pela constante elevação dos custos dos principais ingredientes das rações (SANTANA et al., 2014).

O custo com alimentação pode representar até 75% do custo total de produção do animal vivo (MOURA, 2004), o que o torna um dos fatores de maior importância na exploração avícola. Por isso, é constante a busca por alternativas que possibilitem a formulação de rações mais eficientes e econômicas (STRADA et al., 2005).

Outro aspecto importante na produção avícola é a busca por compostos que favoreçam a manutenção da integridade do trato gastrintestinal das aves, fato de fundamental relevância para obtenção de bons índices zootécnicos (BARBOSA, 2009).

Aditivos

Para alcançar a alta produtividade apresentada pela indústria avícola, faz-se uso rotineiro de aditivos alimentares (ARAÚJO et al., 2007). Estes aditivos, segundo o decreto de lei nº. 76.896 de 06 de janeiro de 1976, são todas as substâncias adicionadas intencionalmente ao alimento com a finalidade de conservar, intensificar ou modificar as suas propriedades, desde que não prejudique o seu valor nutricional.

Dentre os aditivos alimentares regulamentados no Brasil, encontram-se os aqueles utilizados para melhorar o desempenho dos animais (RENGEL, 2010) e, entre estes aditivos mais comumente utilizados na avicultura, destacam-se os antibióticos melhoradores de desempenho, anticoccidianos, premixes vitamínicos e minerais, aminoácidos, enzimas, antioxidantes, eletrólitos e ácidos orgânicos (WENK, 2000).

Utilização de ácidos orgânicos na nutrição animal

Na nutrição animal, emprega-se o termo ácido orgânico para se referir aos ácidos graxos de cadeia curta (AGCC), com estrutura de 1 a 7 átomos de carbono, que produzem menor quantidade de prótons por molécula ao se dissociarem (DIBNER; BUTTIN, 2002).

A absorção dos ácidos fracos na forma não dissociada ocorre pelo epitélio intestinal por processo de difusão passiva (FASCINA, 2011) que, após sua absorção, são transportados para os órgãos em que atuam como substratos ou moléculas sinalizadoras (BESTEN et al., 2013).

Os ácidos orgânicos que apresentam ação antimicrobiana são os ácidos graxos de cadeia curta, tanto os monocarboxílicos, como o fórmico, acético, propiônico e butírico, quanto os carboxilados que possuem grupo hidroxila, como láctico, málico, tartárico e cítrico. A maioria dos ácidos orgânicos que possuem atividade

antimicrobiana tem um pKa, pH no qual metade do ácido é dissociada, entre 3 e 5 (DIBNER; BUTTIN, 2002).

Estes ácidos têm sido utilizados como aditivos na nutrição animal há várias décadas (VIOLA; VIEIRA, 2007) por promover a acidificação da dieta, reduzir a colonização do trato por patógenos e a produção de metabólitos tóxicos, melhorar a digestibilidade da proteína e a disponibilidade de Ca, P, Mg e Zn. Podem também servir como substrato no metabolismo intermediário (GUNAL et al., 2006), substrato para a síntese de colesterol e ácidos graxos de cadeia longa, co-substrato para a síntese de glutamina e glutamato (BESTEN et al., 2013), e estimular a secreção pancreática (ADIL et al., 2010).

Os ácidos orgânicos de cadeia curta também possuem capacidade de aumentar a atividade da enzima proteína quinase ativada por AMP (AMPK) no fígado e no tecido muscular, o que desencadeia a expressão da proteína (PGC)-1 α , responsável por controlar a atividade de transcrição de vários fatores fundamentais na regulação do metabolismo do colesterol, de lipídios e da glicose, aumentando, consequentemente, a oxidação dos ácidos graxos e diminuindo a síntese de ácidos graxos no fígado pela via *de novo* (BESTEN et al., 2013). Demigné et al. (1995) verificaram diminuição na síntese lipídica com o uso de ácido propiônico. Hara et al. (1999) observaram supressão da síntese de colesterol em fígados e intestinos de ratos que receberam uma mistura composta por ácido acético, propiônico e butírico.

Os ácidos orgânicos também agem diretamente como inibidores do crescimento bacteriano (VIOLA; VIEIRA, 2007), sendo utilizados na conservação de grãos e alimentos (ELIAS et al., 2008), sanitização do alimento (SILVA et al., 2001) e como aditivo promotor de crescimento em dietas para aves (LEESON et al., 2005).

Os AGCC possuem ação bacteriostática ou bactericida *in vitro* para as bactérias gram-negativas desde que existam moléculas suficientes de ácido não dissociado presente e que estejam em contato com as bactérias por tempo suficiente (VAN IMMERSEEL et al., 2002), todavia, seu efeito antimicrobiano varia de ácido para ácido e é dependente da concentração e pH (DIBNER; BUTTIN, 2002).

O AGCC na forma não dissociada é lipofílico e difunde para o interior da célula bacteriana sem gasto de energia. Dentro da célula bacteriana o ácido se dissocia, reduzindo o pH intracelular, paralisando as reações enzimáticas e o transporte de

nutrientes e ocasionando acúmulo de ânions e prótons (VAN IMMERSEEL et al., 2002). Como o processo de transporte do próton livre para fora da célula exige energia, a disponibilidade energética para a proliferação é reduzida, causando, consequentemente, redução das infecções subclínicas e pode contribuir para melhoria da digestibilidade dos nutrientes e redução da demanda por nutrientes pelo tecido linfóide associado ao intestino (DIBNER; BUTTIN, 2002).

Segundo Gunal et al. (2006), os ácidos orgânicos diminuem a contagem bacteriana total do trato gastrintestinal pela supressão do crescimento de espécies bacterianas intolerantes aos ambientes ácidos, como *E. coli*, *Salmonella* spp. e *Campylobacter* spp., o que pode favorecer o crescimento da microbiota benéfica (BOZKURT et al., 2009). Mohamed et al. (2014) forneceram um produto comercial feito da mistura de ácidos orgânicos para frangos de corte e verificaram benefícios no desempenho, provavelmente devido à diminuição na contagem intestinal de *Escherichia coli* e *Clostridium perfringens*, e de mudanças histológicas nas vilosidades e nos órgãos do sistema imune. Por outro lado, Naseri et al. (2012) não obtiveram efeito no desempenho, histomorfologia intestinal, colonização cecal ou excreção fecal em frangos de corte suplementados com ácidos orgânicos na dieta.

Segundo Khan; Katamay (1969), ácidos graxos livres de baixo peso molecular (butírico, valérico, caprótico) são eficientes em inibir o crescimento de *Salmonella* spp. em meios de cultura. Estes autores verificaram que a adição destes ácidos graxos à farinha de carne e ossos inoculada com *Salmonella* spp. reduziu substancialmente a carga bacteriana da amostra, exibindo efeito inibitório e antagonístico contra o patógeno.

Ao adicionar uma mistura composta pelos ácidos fumárico e propiônico na ração de frangos de corte, Rocha et al. (2010) não encontraram efeito no desempenho ou rendimento de carcaça, enquanto Rezende et al. (2008) e Fascina et al. (2012) observaram melhora no desempenho de frangos de corte com a adição de ácidos orgânicos na ração. García et al. (2007) verificaram que a inclusão dos ácidos melhorou a utilização dos nutrientes, assim como proporcionou maior altura de vilos e maior profundidade de criptas do intestino delgado de frangos de corte.

De acordo com Adil et al. (2010), a suplementação de ácidos orgânicos para frangos de corte beneficiou o desempenho, resultando em melhora no ganho de peso

corporal e na conversão alimentar, aumento na altura das vilosidades intestinais da porção ileal e elevação da concentração de cálcio e fósforo séricos. Para galinhas poedeiras, quando adicionados na ração, os ácidos orgânicos podem melhorar a produção de ovos e a massa de ovos (YOUSSEF et al., 2013). Houshmand et al. (2012), todavia, não obtiveram melhora no desempenho e nos parâmetros intestinais (altura de vilos e profundidade de cripta) com a adição de ácidos orgânicos na ração de frangos de corte, e Salazar et al. (2008) não verificaram melhora na histomorfometria intestinal.

Utilização de ácido butírico na nutrição animal

O ácido butírico é um ácido graxo de cadeia curta (AGCC) que possui todas as suas ligações saturadas (PUPA, 2004), com pKa de 4,82 (DIBNER; BUTTIN, 2002) e dentre os AGCC, é o que apresenta maior atividade bactericida na forma não dissociada (PANDA et al., 2009). Seu mecanismo de ação bactericida deve-se à redução do pH no interior da célula microbiana (BOZKURT et al., 2009, PICKLER et al., 2011). Por ser lipossolúvel, possui a capacidade de atravessar a membrana celular de forma passiva (BOZKURT et al., 2009), resultando em aumento na pressão osmótica celular e consequente aumento da pressão na parede celular, promovendo assim o seu rompimento (PICKLER et al., 2011).

Segundo Panda et al. (2009), a suplementação de ácido butírico é capaz de melhorar parâmetros de desempenho, saúde do trato gastrointestinal, desenvolvimento de vilosidades e qualidade de carcaça de frangos de corte, tornando-os semelhantes aqueles obtidos com antibiótico promotor de crescimento, pois o ácido butírico é fonte de energia primordial para os enterócitos e para o correto desenvolvimento do tecido linfóide associado ao intestino (ANTONGIOVANNI et al., 2007).

De acordo com Salazar et al. (2008), o ácido butírico atua como agente trófico, favorecendo o desenvolvimento da mucosa intestinal por estimular o processo mitótico, o que acarreta aumento do número de células e do tamanho de vilos, causando aumento na área absorptiva (MAIORKA et al., 2000).

Levy et al. (2015) não encontraram benefício da inclusão de ácido butírico encapsulado sobre a histomorfologia intestinal, entretanto, verificaram que o

fornecimento deste aditivo proporcionou melhor conversão alimentar e maior ganho de peso de frangos de corte machos da linhagem Cobb.

Antongiovanni et al. (2007) suplementaram ácido butírico na dieta de frangos de corte e observaram melhor conversão alimentar e maior peso ao abate, enquanto Leeson et al. (2005) não observaram benefícios no desempenho porém notaram aumento no peso de carcaça e no rendimento de carne de peito em frangos de corte. Panda et al. (2009) também relataram que a adição deste aditivo causou aumento no rendimento de carcaça e diminuição do conteúdo de gordura.

Fernández-Rubio (2009) forneceram ácido butírico na ração de frangos de corte contaminados com *Salmonella enteritidis* e notaram redução na contaminação pelo patógeno no trato das aves que receberam o aditivo. Trabalhando com níveis de inclusão de glicerídeos de ácido butírico na ração de aves para avaliação de sua atividade antimicrobiana contra *Salmonella Typhimurium* e *Clostridium perfringens*, Namkung et al. (2011) determinaram que a inclusão de 1.500 mg/ kg de ração foi capaz de inibir em 90% *Salmonella Typhimurium* e que a inclusão de 2.000 mg/ kg de ração obteve taxa superior à 90% de inibição para *Clostridium perfringens*.

Taherpour et al. (2009) verificaram que o fornecimento de glicerídeos de ácido butírico via ração proporcionou melhor desempenho, em virtude do menor consumo de ração, maior ganho de peso, melhor conversão alimentar, maior peso final e redução nas concentrações de colesterol total e LDL séricos em frangos de corte.

Irani et al. (2011), ao fornecerem 0,3% de glicerídeos de ácido butírico na ração durante todo o período de criação de frangos de corte, verificaram redução no colesterol sérico e aumento no rendimento de carcaça.

Conforme demonstrado por Zhang et al. (2011), o ácido butírico e o seu sal sódico podem diminuir a expressão de citocinas pró-inflamatórias e influenciar a resposta imune inata de frangos de corte. Estes autores suplementaram a ração com butirato de sódio e observaram que sua inclusão diminuiu o fator de necrose tumoral alpha, interleucina-6 sérica e a peroxidação lipídica (MDA), além de aumentar a atividade de superóxido dismutase e catalase, enzimas que participam do sistema antioxidante. Apesar da ação imunomoduladora, a suplementação de ácido butírico não afetou o desempenho. Estes autores também avaliaram o efeito do fornecimento deste aditivo em dietas de frangos de corte desafiados com lipopolissacarídeo (LPS) de *E.*

coli, e verificaram manutenção do ganho de peso corporal e de consumo de ração, demonstrando que este aditivo pode melhorar o desempenho de frangos de corte submetidos a desafio sanitário/microbiológico.

Qaisrani et al. (2015) observaram que a adição de ácido butírico na ração melhora o desempenho de frangos de corte recebendo fontes proteicas de baixa qualidade.

Edmonds; Johal; Moreland (2014) verificaram que em condição de estresse por calor, a adição de ácido butírico melhorou o desempenho, eficiência alimentar e reduziu a mortalidade em frangos de corte.

Fontes de Ácido Butírico

O ácido butírico apresenta-se disponível nas formas livre, protegido por gorduras e como sal de sódio, potássio, magnésio ou cálcio. A vantagem dos sais em relação à forma livre está relacionada ao fato destes serem inodoros e mais fáceis de serem manuseados no processo de fabricação de alimentos, devido à sua forma sólida e menor volatilidade (GUILLOTEAU et al., 2010).

Segundo Guilloteau et al. (2010), tanto o butirato na forma de ácido como sal atuam, na maioria das circunstâncias, de modo semelhante, não apenas exercendo efeito anti-bacteriano no intestino, mas também no inglúvio (VAN IMMERSEEL et al., 2002).

O butirato na forma de sal é mais eficiente contra as bactérias no pH ácido da porção superior do trato digestivo, conforme demonstrado por Fernández-Rubio et al. (2009), que verificaram redução de 90% na colonização do inglúvio.

De acordo com Van Immerseel et al. (2002), quando encapsulado, ocorre a liberação lenta dos ácidos, de modo que uma quantidade suficiente de produto atinja a porção inferior do trato intestinal. Este fato foi verificado por Fernández-Rubio et al. (2009), que observaram que o fornecimento de butirato de sódio protegido com gordura vegetal foi mais eficiente que a forma não protegida em reduzir a excreção de *Salmonella* nas fases finais da infecção experimental.

Utilização de betaína na nutrição de animal

Descoberta ainda no século XIX a partir do extrato do suco de beterraba (*Beta vulgaris*), a betaína é um composto aromático encontrado naturalmente nas células e sintetizada por uma grande variedade de microrganismos e plantas (CRAIG, 2004). É classificada como uma metilamônia em virtude de seus três grupamentos metil quimicamente reativos unidos ao átomo de nitrogênio de uma molécula de glicina (GARCIA NETO, 2004).

Sua estrutura bipolar confere propriedades de osmoproteção importantes na manutenção do balanço hídrico celular, reduzindo lesões intestinais causadas por eimerias (AUGUSTINE et al., 1997) e outros patógenos em frangos de corte, além de amenizar os efeitos ocasionados pelo estresse calórico. Além disso, seus radicais metil são quimicamente reativos e participam de reações catalisadas por enzimas (RIBEIRO et al., 2011).

Dentre os osmólitos orgânicos, a betaína tem-se mostrado ser o osmoprotetor mais efetivo (GUDEV et al., 2011). Atua ativamente nas células, substituindo o potássio intracelular, o que afeta o movimento da água, acumulando-a rapidamente em nível intracelular, sem alterar o metabolismo celular mitocondrial, reduzindo a permeabilidade vascular, ocasionando maior retenção de água no conteúdo intracelular e maior tolerância das aves à elevadas temperaturas ambientais (BARBOSA, 2009), além de proteger as funções de troca iônica, culminando em maior proteção de células, proteínas e enzimas contra o estresse ambiental (CRAIG, 2004).

Ao reduzir o gasto energético para manutenção das atividades metabólicas da célula (EKLUND et al., 2005), disponibiliza energia para outros processos metabólicos de produção e crescimento, trazendo benefícios no desempenho produtivo (BARBOSA, 2009).

Dada a grande variação osmótica existente entre as células e o *lúmen* intestinal, a manutenção do balanço hídrico pode auxiliar nas atividades metabólicas das células (FETTERER et al., 2003) por contribuir na estabilização estrutural da mucosa intestinal (KETTUNEN et al., 2001).

Por mediar a troca de água, de íons e de nutrientes e macromoléculas entre o plasma e o fluido intestinal, as células intestinais dependem de um epitélio intacto, e o processo de digestão e absorção de nutrientes, de um mecanismo osmolítico para o seu

correto funcionamento (EKLUND et al., 2005). Com isso, a capacidade osmolítica que a betaína possui pode afetar positivamente a digestibilidade, fazendo com que o seu acúmulo no tecido intestinal (FETTERER et al., 2003) resulte em aumento na capacidade de retenção de água das células intestinais (HONARBAKHSI et al., 2007).

Barbosa (2009) e Sakomura et al. (2013) verificaram melhora nas características morfológicas do intestino delgado com a inclusão de betaína na dieta de frangos de corte.

A betaína também atua como doadora de grupos metil, necessários nas reações de síntese que envolvem transferência de grupos de carbono simples como a metilação de moléculas de DNA, RNA, formação das membranas celulares, síntese de metionina, carnitina, creatina (PEREIRA et al., 2010), hormônios adrenais, lecitina (RATRIYANTO et al., 2009) e de purinas, que tem como principal destino a formação de ácido úrico (SAKOMURA et al., 2013).

A ingestão inadequada de compostos doadores de grupo metil leva a hipometilação em muitas vias metabólicas importantes, causando distúrbios no metabolismo hepático de proteína e metabolismo inadequado de gordura hepática (CRAIG, 2004).

A esteatose hepática, que é o acúmulo de ácidos graxos no fígado, pode ser prevenida com a inclusão de betaína na dieta devido a sua participação nas reações de metilação no metabolismo hepático da gordura, evitando assim, a síndrome do fígado gorduroso (SANTANA et al., 2014).

Assim como a betaína, a metionina e a colina são fontes doadoras de grupos metil (PEREIRA et al., 2010), contudo, a betaína é o mais eficiente doador de grupamentos metil, essencial para o ciclo de transmetilação. Assim, a inclusão de betaína em dietas para aves pode poupar nutrientes nobres como colina e metionina, que podem então desenvolver outras funções (GARCIA NETO, 2004) como a formação de membranas celulares e a síntese proteica, respectivamente.

A betaína doa grupos metil para a homocisteína, que é então metabolizada a metionina (BOEMO, 2012). Ao doar um grupamento metil para a regeneração da metionina, a betaína é metabolizada à dimetilglicina, um composto intermediário que contém dois grupamentos metílicos em sua molécula. A dimetilglicina pode, por meio de reações de oxidação, doar um grupamento metílico e então ser degradada à sarcosina e

finalmente à glicina (EKLUND et al., 2005), um aminoácido importante na síntese proteica que colabora para o desenvolvimento muscular (BOEMO, 2012).

A metilação da homocisteína pode ocorrer por duas rotas paralelas: na primeira, há a presença de vitamina B₁₂ e ácido fólico em uma reação catalisada pela enzima metionina sintase. Na via alternativa de metilação da homocisteína para regeneração da metionina, a enzima betaína-homocisteína-metiltransferase (BHMT) é que catalisa a reação (CORBIN; ZEISEL, 2012). Esta reação é necessária para desintoxicação do organismo, pois, tal como outros animais, as aves também são intolerantes à hiperhomocisteinemia. Assim, a remetilação da homocisteína é de grande importância para a saúde animal (SAKOMURA et al., 2013).

Em frangos de corte, a maior parte da betaína é absorvida no jejuno (KETTUNEN et al.; 2001), pelo sistema de transporte de aminoácido A e pelo transportador de betaína-ácido gama amino butírico (BGT-1) (PETRONINI et al., 2000).

Em aves, a betaína é sintetizada na mitocôndria das células hepáticas (KETTUNEN et al., 2001) a partir da oxidação da colina (BURG et al., 2007). Entretanto, sob estresse, a síntese orgânica pode não ser suficiente para atender à demanda do organismo. Desta forma, a suplementação da betaína na ração pode conduzir a melhorias no desempenho animal em condições de estresse (RIBEIRO et al., 2011).

Além da função de osmoproteção e de doação de grupamento metil, a betaína também possui a capacidade de inibir inflamações, peroxidação lipídica, ajudar na prevenção do estresse oxidativo e da apoptose (FISININ; SURAI, 2013), além da modulação de funções celulares como a liberação de óxido nítrico e a fagocitose em macrófagos (FETTERER et al., 2003).

A betaína também pode aumentar o conteúdo de creatina e carnitina livres no fígado, a atividade da enzima lipase hormônio-sensível na gordura abdominal, a concentração de ácidos graxos livres no sangue e diminuir a concentração de ácido úrico sanguíneo (ZHAN et al., 2006).

Na nutrição animal, a betaína é amplamente apresentada como “modificador de carcaça” devido ao seu efeito lipotrófico (EKLUND et al., 2005). Participa da síntese de lecitina, que facilita o transporte da gordura pelo corpo (RATRIYANTO et al., 2009), e

interage com o metabolismo lipídico por estimular o catabolismo oxidativo dos ácidos graxos (SCHUTTE et al., 1997) por meio do aumento da síntese de carnitina no fígado assim como da atividade da enzima lipase hormônio-sensível nas células adiposas, proporcionando redução na gordura abdominal (ZHAN et al., 2006) e oferecendo assim um potencial para a redução de gordura de carcaça na produção comercial (SCHUTTE et al., 1997).

A betaína pode, também, influir positivamente na digestibilidade de gordura por estimular a síntese de quilomícrons, assim como melhorar a digestibilidade de nutrientes por induzir o aumento da atividade contrátil das células do músculo liso duodenal associado à melhora na secreção pancreática e mistura da digesta (EKLUND et al., 2005).

A adição de betaína na dieta melhorou o ganho de peso e a conversão alimentar de patos (WANG et al., 2004) e a conversão alimentar de frangos de corte (PEREIRA et al., 2010), contudo, Zulkifli et al. (2004) não verificaram efeito da betaína sobre os parâmetros zootécnicos de frangos de corte expostos à altas temperaturas, mas observaram que as aves suplementadas estavam menos hipertérmicas e apresentavam melhora nas respostas fisiológicas e imunológicas.

A betaína pode aumentar o peso corporal assim como o peso da carcaça pela sua capacidade de retenção de água (ESTEVE-GARCIA; MACK, 2000). Pode também aumentar a absorção e retenção mineral, podendo também contribuir para o aumento na capacidade de retenção de água no tecido muscular (EKLUND et al., 2005).

Além disso, o uso de betaína aumentou o rendimento de carcaça de frangos de corte (ESTEVE-GARCIA; MACK, 2000; BOEMO, 2012), de cortes em patos (WANG et al., 2004), de peito em frangos de corte (MCDEVITT; MACK; WALLIS, 2000; ZHAN et al., 2006; BOEMO, 2012), e diminuiu a gordura da carcaça em suínos (FERNÁNDEZ et al., 2000), em patos (WANG et al., 2004) e em frangos de corte (ZHAN et al., 2006; BOEMO, 2012).

Fontes de Betaína

Quantidades consideráveis de betaína podem ser encontradas em frutos do mar, especialmente invertebrados marinhos, germe e farelo de trigo, espinafre e açúcar de beterraba (CRAIG, 2004).

A betaína é utilizada também como aditivo alimentar em uma de suas formas purificadas, que podem ser anidra, monofosfato e cloridrato de betaína. Como as formas purificadas de betaína são comumente originadas a partir da extração de melaços solúveis, o melaço também é muitas vezes utilizado como fonte dietária de betaína, contudo, por apresentar alto conteúdo de minerais, pode influenciar a capacidade osmolítica da betaína (EKLUND et al., 2005).

A betaína anidra é extraída como subproduto do processamento da beterraba açucareira mediante processo de separação cromatográfica (REZENDE, 2015) e obtida por uma reação que envolve ácido tricloroacético, hidróxido de sódio e trimetilamina. Já o cloridrato de betaína (betaína HCl), por uma reação com ácido hidrolórico (EFSA FEEDAP PANEL, 2013).

As propriedades químicas da betaína apresentam particularidades se forem consideradas as diferenças na produção das suas diferentes formas. O cloridrato de betaína apresenta menor solubilidade em água quando comparada à betaína anidra e betaína monohidratada, o que causa redução da sua capacidade osmolítica. Já a betaína HCl auxilia na redução do pH estomacal, melhorando potencialmente a digestibilidade de nutrientes de forma diferente de outra betaína (EKLUND et al., 2005).

Estresse

O estresse é a resposta biológica de um indivíduo quando percebe a ameaça à sua homeostase (PINHEIRO et al., 2003) e consiste de uma síndrome que pode desencadear várias alterações endócrinas, metabólicas, bioquímicas (LAGANÁ et al., 2005), imunológicas e fisiológicas, que podem acarretar perdas no desempenho e na imunocompetência das aves (BORGES; MAIORKA; SILVA, 2003).

Fatores hierárquicos e sociais, falta de espaço, doenças, calor ou privação alimentar (PINHEIRO et al., 2003) são considerados fatores estressores. Estes fatores

aumentam o estresse intestinal, o que pode prejudicar a absorção e transporte de nutrientes (MURUGUESAN, 2013).

Animais adultos respondem à restrição de alimentos aumentando seus níveis sanguíneos de hormônios glicocorticoides (WINGFIELD et al., 1995), que por sua vez aumentam o comportamento alimentar e a deposição de gordura (PRAVOSUDOV; MENDOZA; CLAYTON, 2003). Se os níveis destes hormônios permanecem elevados por um longo período de tempo, podem ser observados importantes efeitos deletérios do estresse como a perda de massa muscular e a debilidade do sistema imune (WINGFIELD et al., 1995).

Em resposta ao estresse, pode ocorrer aumento no número de heterófilos e decréscimo no número de linfócitos (BORGES; MAIORKA; SILVA, 2003), tornando bastante variável a utilização dos valores da contagem como parâmetro para mensuração do estresse; contudo, a relação heterófilo:linfócito não se altera tanto. Por isso, Gross e Siegel (1983) sugeriram a utilização desta relação para mensurar o estresse em aves. Estes autores estabeleceram que valores em torno de 0,2 como baixo, 0,5 como médio e 0,8 como alto nível de estresse dos animais.

Outra resposta ao estresse que pode ocorrer é o aumento da concentração de glicose, resposta direta à maior secreção de adrenalina, noradrenalina e glicocorticoides (BORGES, 2001), e à menor secreção de insulina. Neste novo quadro hormonal, a menor captação de glicose pelos tecidos periféricos como músculo e tecido adiposo e a maior produção hepática de glicose estariam contribuindo para elevação nos níveis sanguíneos de glicose (REMAGE-HEALEY; ROMERO, 2001).

Além disso, também ocorre redução no teor de globulina, indicando possível imunossupressão, e diminuição nos teores de albumina (PINHEIRO et al., 2003), proteína responsável por reduzir o estresse oxidativo (SANTOS et al., 2004).

Ao estudar o efeito da restrição alimentar parcial nos indicadores sanguíneos de estresse em frangos de corte, Pinheiro et al. (2003) e Laganá et al. (2004) encontraram alterações nos teores de glicose, albumina e globulinas.

Programação Metabólica

O organismo possui a capacidade de responder a situações que alteram seu desenvolvimento normal por meio de adaptações celulares, moleculares e bioquímicas. Dentre estas situações pode-se destacar o fornecimento de quantidades inadequadas de nutrientes no início da vida da ave (PATEL et al., 2002). Com isso, ocorrem mudanças fisiológicas e metabólicas permanentes do organismo que continuam a ser expressas mesmo na ausência do estresse que a iniciou, podendo ser caracterizadas como programação metabólica (ZHAN et al., 2007).

Segundo González-Barranco; Ríos-Torres (2004) a má nutrição no início da vida, tanto na fase fetal quanto no período pós-natal, pode causar anormalidades metabólicas e doenças crônicas na vida adulta como obesidade, intolerância a glicose e resistência à insulina em ratos e humanos.

Em mamíferos tem sido documentado que o estresse pré e pós-natal produz mudanças na função adrenal (VALLEE et al., 1999; WEAVER et al., 2000). Em aves domésticas a restrição de proteínas na fase inicial do desenvolvimento alterou a produção de glicocorticoides da adrenal e resultou em resposta adrenal aumentada ao estresse na fase adulta (CARSIA; WEBER, 2000).

Para frangos de corte, a primeira semana de vida é uma fase crítica dada à influência da composição da dieta no desenvolvimento da ave e à elevada exigência para manutenção da alta taxa metabólica (ZHAN et al., 2007).

Frangos de corte submetidos à restrição alimentar na fase pós-natal apresentam pior desempenho aos 21 dias de idade, assim como alteração no metabolismo lipídico. Após o término da restrição alimentar, estas aves podem apresentar ganho compensatório, obesidade, maior teor de gordura e elevação na síntese lipídica na fase final, sugerindo que a restrição alimentar na primeira semana de vida dos pintos pode induzir a programação metabólica, resultando em obesidade na vida adulta (ZHAN et al., 2007).

Mohebodini et al. (2009) observaram em frangos de corte submetidos à restrição alimentar na fase inicial de criação valores mais elevados de triacilgliceróis e colesterol no plasma sanguíneo aos 35 dias de idade e associaram esta alteração no metabolismo lipídico com a restrição alimentar na fase inicial de crescimento dos animais.

Jejum pós-eclosão em pintos de corte

O desenvolvimento inicial das aves é de extrema importância, pois vários eventos fisiológicos importantes ocorrem neste período. Dentre os muitos fatores que podem afetar o desenvolvimento das aves, destacam-se a idade da matriz, o tamanho e peso do ovo, os fatores ligados ao manejo e à restrição alimentar (HAYASHI, 2011).

Durante o desenvolvimento embrionário, os nutrientes exigidos pelas aves são fornecidos pela gema do ovo e, após a eclosão, inicia-se a utilização dos nutrientes procedentes de dietas relativamente complexas para a sua manutenção e crescimento (NAKAGE, 2007), demonstrando assim, a importância do acesso precoce ao alimento e água imediatamente após a eclosão para o desempenho subsequente (BATAL; PARSONS, 2002).

Nas duas primeiras semanas de vida dos pintainhos, ocorre rápida maturação do sistema imune, desenvolvimento do trato gastrintestinal e atividade de enzimas pancreáticas (ZHAO et al., 2014). Este crescimento inicial dos frangos de corte após a eclosão ocorre tanto na presença quanto na ausência de alimento exógeno, mas tem relação direta com a quantidade de nutrientes que o animal recebe (YANG et al., 2009).

A presença de alimento exógeno no trato gastrintestinal, contudo, é necessária para potencializar o seu desenvolvimento (ZHAO et al., 2014) por estimular a liberação do conteúdo do saco vitelino para o intestino (YANG et al., 2009). Além do sistema imune e digestório, o fornecimento precoce de alimento também é importante para o desenvolvimento do sistema termorregulatório de frangos de corte (VAN DEN BRAND et al., 2010).

Após a eclosão, grande parte dos nutrientes utilizados pelas aves é destinada ao desenvolvimento do trato digestório, principalmente intestinos (ALMEIDA et al., 2006), sendo que, durante os quatro primeiros dias de vida, 25% de toda proteína absorvida é direcionada ao desenvolvimento deste órgão (BARBOSA, 2012), sendo a taxa de crescimento do TGI cinco vezes superior à do resto do corpo (DIBNER et al., 1996), apresentando taxa de renovação superior a de qualquer outro tecido corporal (DIBNER; RICHARDS, 2004).

O aumento do peso intestinal de pintos de corte no período pós-eclosão está correlacionado com o aumento nas atividades de tripsina, amilase e lipase. Já em aves

submetidas à privação alimentar, este aumento na atividade enzimática não ocorre (SCANES, 2015).

Este desenvolvimento preferencial ocorre tanto na presença quanto na ausência de alimento, conforme descrito por Noy; Sklan (1997). Estes autores verificaram aumento de 60% no peso intestinal de pintos de corte desprovidos de alimento e água por 48 horas após a eclosão e 200% naqueles que receberam alimentação pós-eclosão.

Resultados semelhantes também foram encontrados por Bigot et al. (2003), que observaram aumento no peso intestinal de pintos de corte submetidos a 48 horas de jejum após a eclosão. Porém, quando os nutrientes não são fornecidos pela alimentação, os neonatos utilizam o saco vitelino como fonte energética e proteica para o crescimento intestinal, o que prejudica o desenvolvimento da ave (DIBNER et al., 1998) pois os nutrientes provenientes do saco vitelínico são mais valiosos para a imunidade passiva e composição de membranas celulares (DIBNER; RICHARDS, 2004).

O período pós-eclosão é crítico para as aves devido ao crescimento intestinal, desenvolvimento das funções digestivas e à troca para a nutrição enteral (UNI; NOY; SKLAN, 1999). A ingestão de ração causa rápido desenvolvimento do trato gastrointestinal (TGI), assim como, dos órgãos associados ao TGI com a finalidade de melhorar o aproveitamento dos nutrientes ingeridos (UNI; GANOT; SKLAN, 1998). Este rápido desenvolvimento foi verificado por Baranyiova; Holub; Ponízilova (1980), que estudaram o desenvolvimento de órgãos do TGI em aves. Estes autores observaram um aumento superior a seis vezes no peso do intestino delgado de pintos de corte na primeira semana de vida, o fígado teve seu peso dobrado em patos e o esôfago+inglúvio, um aumento de doze vezes nas primeiras duas semanas após a eclosão.

Além disso, após a eclosão, a atividade enzimática muda para se adaptar à presença de substrato, ocorrendo aumento na secreção e atividade duodenal conforme avanço na idade, o que ajuda a explicar a melhora na absorção dos nutrientes e na digestibilidade dos alimentos conforme as aves ficam mais velhas (NOY; SKLAN, 1997).

De acordo com Nakage (2007), o jejum de água e ração após a eclosão afeta negativamente os parâmetros sanguíneos (contagem de glóbulos vermelhos, dosagem de hemoglobina, hematócrito e volume corpuscular médio) e intestinais, prejudicando o

desenvolvimento do sistema digestório dos pintos (NAKAGE, 2007; AGOSTINHO et al., 2012), podendo causar menor atividade de enzimas digestivas e menor desenvolvimento de órgãos do sistema digestório (OLIVEIRA, 2012) e do sistema imune (DIBNER et al., 1998), o que pode limitar a capacidade de utilização dos nutrientes da dieta, a saúde e o crescimento das aves.

Ao avaliar o efeito do jejum pós-eclosão no desenvolvimento dos órgãos digestivos de pintos de corte, Cançado (1999) observou menor peso de proventrículo, moela, fígado e pâncreas em comparação a aves alimentadas imediatamente após eclosão. Gonzales et al. (2003) verificaram que pintos de corte submetidos à restrição alimentar por 30 e 48 horas apresentaram menor peso de intestinos. Pedroso et al. (2005) estudaram o efeito do jejum sobre o peso de intestino delgado, pâncreas, proventrículo e moela, e saco vitelino de frangos e observaram maiores pesos para aves que receberam água e alimento precocemente. Maiorka et al. (2003) observaram maior peso relativo de fígado, duodeno, jejuno e íleo em pintos de corte alimentados logo após a eclosão. O maior peso de órgãos do TGI de aves alimentadas no período imediatamente após a eclosão deve-se ao fato da ingestão de alimento favorecer o desenvolvimento do trato digestivo (MAIORKA et al., 2003).

Entretanto, Zhao et al. (2014) verificaram que pintos de corte submetidos a 72 horas de restrição alimentar após a eclosão apresentaram maior peso relativo de pâncreas e fígado. Maiorka et al. (2003) encontraram maior peso relativo de moela e proventrículo em pintos submetidos a restrição alimentar (24, 48, 72 horas pós-eclosão). Katanbaf et al. (1989) observaram que a privação alimentar ocasionou aumento no peso relativo de órgãos do trato gastrintestinal.

Semelhanças entre os pesos de órgãos do TGI entre pintos de corte privados de alimentação e pintos de corte prontamente alimentados sugerem que o atraso na alimentação durante o período pós-nascimento não afetou o taxa de desenvolvimento dos órgãos (ZHAO et al., 2014). Estes resultados indicaram que os pintos de corte priorizam o desenvolvimento dos órgãos relacionados à digestão para melhor utilização do alimento e crescimento (MAIORKA et al., 2003).

Nas primeiras semanas de vida, pintos de corte submetidos à restrição alimentar podem apresentar maior peso relativo de órgãos pela necessidade de satisfazer a transformação e desenvolvimento da ave. Contudo, a partir da terceira semana, a

porcentagem que estes órgãos representam diminui, indicando que a taxa de crescimento corporal torna-se superior à dos órgãos (ZHAO et al., 2014).

O jejum logo após a eclosão ocasiona a mobilização das reservas lipídicas (BARANYIOVÁ; STANDARA, 1980), assim como aumenta a gliconeogênese (SCANES, 2015). Entretanto, quando a restrição alimentar acontece por curto período de tempo, a concentração de glicose plasmática é mantida pela glicogenólise hepática. Contudo, em períodos prolongados de jejum, pode ocorrer hipoglicemia, perda de peso corporal, elevação na relação heterófilo/linfócito e elevação na concentração total de proteína e glicose plasmáticas (NAKAGE, 2007).

Batal; Parsons (2002) verificaram que o fornecimento de alimento logo após a eclosão melhorou o desempenho e a utilização da energia de frangos de corte alimentados com dieta à base de milho e farelo de soja, em virtude do desenvolvimento mais rápido do trato gastrointestinal. Estes autores também observaram ganho de peso reduzido aos 21 dias de idade em pintos de corte submetidos a 48 horas de jejum no período pós-eclosão.

Ao submeterem pintos de corte a diferentes períodos de jejum pós-eclosão (12, 24, 36, 48, 60 e 72 horas), Yang et al. (2009) verificaram que quanto maior o período de privação ao qual os animais são submetidos, pior o seu desempenho nas fases subsequentes de criação. Zhao et al. (2014) observaram menor peso corporal em pintos de corte submetidos a 72 horas de jejum comparado aqueles que foram prontamente arraçoados.

Oliveira (2012) observou que pintos de corte não submetidos ao jejum, apresentaram maior peso e consumo de ração aos sete dias de idade em comparação àqueles submetidos a 10 e 20 horas de jejum. Vargas et al. (2009) notaram efeito negativo do jejum de 12 horas após a eclosão no consumo de ração em pintos de corte aos 10 dias de idade. De acordo com Teixeira et al. (2009), quanto maior o período de jejum pós-eclosão para pintos de corte, menor o consumo de ração, ganho de peso e peso aos sete dias de idade. Contudo, Almeida et al. (2006) não observaram comprometimento do desempenho dos frangos aos 42 dias de idade, quando submetidos à 48 horas de jejum entre o nascimento e o alojamento.

Segundo Bigot et al. (2003), a redução no desempenho de frangos de corte submetidos a privação alimentar pode ser ocasionada pelo fato da seleção genética para

crescimento estimular primariamente o consumo alimentar, o que não acontece durante o jejum.

Uni; Ganot; Sklan (1998) verificaram que 36 horas de atraso no fornecimento de alimento e água para pintos de corte resultou em diminuição no desenvolvimento da mucosa intestinal, além de mudanças morfológicas como aglutinação das microvilosidades e estrutura anormal de cripta.

Nakage (2007) avaliou o hemograma e comprimento do intestino delgado, área e altura de vilo, perímetro do vilo em corte transversal, densidade de vilo e profundidade de cripta de pintos submetidos ao jejum de 24 e 48 horas pós-eclosão, seguidos de alimentação até o 5º dia de idade e verificou que a restrição alimentar e hídrica pós-eclosão, com posterior alimentação, não permitiu a recuperação das aves em relação ao grupo controle.

Ao estudarem o efeito do jejum pós-eclosão em pintos de corte, Gonzales et al. (2003) verificaram efeito linear negativo sobre o peso e desempenho aos 42 dias de idade. O jejum absoluto pós-eclosão também ocasiona atraso no desenvolvimento do sistema imune, representado pelo menor peso de Bursa, aparecimento mais tardio de IgA biliar e dos discos germinativos (DIBNER et al., 1998).

A privação alimentar por 48 horas após a eclosão pode também reduzir a proliferação de enterócitos e a expressão dos genes responsáveis pela definição e diferenciação celular (GEYRA et al., 2002), além de prejudicar o desenvolvimento da fibra muscular esquelética (HALEVY et al., 2000).

Desenvolvimento do trato gastrintestinal (TGI)

O desenvolvimento do TGI das aves se inicia nas primeiras 24 horas de vida do embrião. Estas mudanças ocorrem para que o TGI das aves esteja preparado para o período pós-eclosão no qual acontece a rápida transição para a nutrição exógena (OZAYDIN; CELIK, 2012).

O intestino é originado da endoderme envolta pela mesoderme esplânica e no 3º dia de incubação já pode ser diferenciado a porção proximal, intermediária e final do trato gastrintestinal (DIBNER; RICHARDS, 2004).

Durante a incubação do embrião, os lipídios presentes no saco vitelínico suprem a necessidade calórica da ave através da corrente sanguínea. Com a aproximação da eclosão, ocorre o acúmulo de glicogênio no fígado, que será utilizado para fornecimento de glicose como fonte de energia durante o processo de eclosão (DIBNER; RICHARDS, 2004), e a internalização do saco vitelínico na cavidade abdominal (NOY; GEYRA; SKLAN, 2001).

À eclosão, a maioria dos enterócitos encontram-se na forma não-polar e não apresentam membrana de borda em escova visível. As criptas contêm poucas células, e a invaginação não é completa pelo intestino delgado (GEYRA; UNI; SKLAN, 2001).

Após a eclosão ocorrem alterações na morfologia da mucosa do TGI das aves, incluindo a maturação de enterócitos, criptogênese, crescimento e aquisição de polaridade pelos vilos, hipertrofia das células enterocíticas (GEYRA et al., 2002), definição da borda em escova, aumento do número de criptas por vilo e invaginação completa 48 horas após a eclosão (GEYRA; UNI; SKLAN, 2001).

O intestino é um tubo oco e fibromusculoso formado por quatro túnicas concêntricas denominadas mucosa, submucosa, muscular e serosa (MAIORKA; BOLELI; MACARI, 2002). Este padrão geral pode ser observado do esôfago até o cólon (DIBNER; RICHARDS, 2004).

O intestino consiste de regiões distintas anatomicamente e funcionalmente, denominadas duodeno, jejuno, íleo, ceco e cólon (MURUGUESAN, 2013). O intestino delgado, constituído por duodeno, jejuno e íleo, é a porção mais longa do sistema digestório e é o principal responsável pela digestão final do alimento e absorção dos nutrientes (BOLELI; MAIORKA; MACARI, 2002).

O trato gastrointestinal (TGI) também funciona como a primeira barreira de proteção contra patógenos exógenos que podem colonizar ou invadir as células hospedeiras ou tecido, e é o maior órgão do sistema imunológico do corpo (CHOCT, 2009).

A mucosa intestinal é constituída por células enterocíticas, caliciformes e enteroendócrinas (BUENO et al., 2012) e representa uma extensa área de exposição a agentes exógenos que estão presentes nessa região a partir do início da ingestão de alimentos e digestão e absorção de nutrientes (MAIORKA et al., 2000).

Sendo assim, o TGI deve permitir o transporte de nutrientes do *lúmen* para a circulação sistêmica, aumentar a resistência a translocação de patógenos, além de desempenhar papel significativo na economia energética do hospedeiro, servindo como barreira que protege o corpo contra microrganismos e substâncias que não servem como nutrientes (MURUGUESAN, 2013). Quando saudável, este epitélio é impermeável a macromoléculas e micróbios em virtude das zônulas oclusivas (DIBNER; RICHARDS, 2004) e do muco epitelial (MURUGUESAN, 2013).

As células de Goblet ou caliciformes são altamente polarizadas, e apresentam a membrana apical voltada para o *lúmen* intestinal. Estas células são especializadas em secretar um mistura de glicoproteínas que são componentes primários do muco gastrointestinal. A defesa contra patógenos é promovida por um grupo de proteínas presentes no muco denominadas defensinas, que são secretadas pelas células de Paneth. As defensinas são pequenos polipeptídios que apresentam ação antimicrobiana por se insirem na membrana celular de uma variedade de microrganismos causando sua ruptura e levando-os à morte (DIBNER; RICHARDS, 2004).

O muco, juntamente com o glicocálice, formam uma cobertura viscosa que recobrem a borda em escova da mucosa (CUNNINGHAM; KLEIN, 2008), protegendo o epitélio intestinal de ações mecânicas por impedir o contato de microrganismos e de secreções do próprio organismo com a mucosa (FIGUEIREDO et al., 2003).

Como as camadas do epitélio intestinal constituem uma barreira física e química que protegem o hospedeiro contra patógenos presentes no *lúmen* (FISININ; SURAI, 2013), a redução na proliferação das células epiteliais e atrofia das vilosidades do intestino podem permitir a invasão do organismo por patógenos presentes no *lúmen* intestinal (GUNAL et al., 2006).

O epitélio do vilo é composto por uma única camada de células colunares especializadas em secretar muco (células caliciformes), absorver nutrientes (enterócitos de absorção) ou secretar hormônios (células enteroendócrinas). A capacidade absorptiva da membrana apical dos enterócitos é favorecida pela presença das microvilosidades, que proporcionam aumento de 30 vezes na área da superfície da membrana de absorção (DIBNER; RICHARDS, 2004).

Durante a primeira semana de vida, a capacidade do trato digestivo dos frangos pode ser considerada um fator limitante para o consumo de alimento, digestão e

absorção de nutrientes para crescimento e, por isso, o uso de substâncias que tenham ação trófica sobre a mucosa intestinal, aumentando sua capacidade funcional, pode propiciar melhora no desempenho das aves pela maior capacidade de digerir e absorver os nutrientes da dieta (MAIORKA et al., 2000).

O desenvolvimento da mucosa pode ser estimulado por agentes tróficos que estimulam o processo mitótico na região cripta-vilo e aumentam o número de células e tamanho do vilo (BUENO et al., 2012). A presença de alimento no TGI ocasiona aumento da altura do vilo, já a privação retarda o desenvolvimento do vilo e diminui o tempo de *turnover* das células epiteliais (UNI; NOY; SKLAN, 1995).

A divisão e replicação dos enterócitos ocorrem somente nas criptas (CUNNINGHAM; KLEIN, 2008; BUENO et al., 2012; MURUGUESAN, 2013). Os enterócitos das criptas são células totipotentes com alta capacidade mitótica e que se regeneram rapidamente. Quando as células das criptas se multiplicam, migram em direção à extremidade do vilo, vão se modificando de células relativamente indiferenciadas nas criptas para células absorptivas altamente especializadas nos vilos. Ao atingirem a extremidade dos vilos, as células se desprendem devido à idade, exposição aos conteúdos intestinais (CUNNINGHAM; KLEIN, 2008) ou a presença de patógenos e suas toxinas (BUENO et al., 2012).

A maturação dos enterócitos ocorre durante o processo de migração da cripta para a ponta do vilo, portanto, quanto maior o número de células, maior o tamanho do vilo e, por consequência, maior a área absorptiva (BUENO et al., 2012).

Segundo Iji et al. (2001), o tempo de vida estimado dos enterócitos e o tempo gasto pelos enterócitos na cripta varia com a idade, sendo que, em pintainhos de 7 dias de idade, observa-se migração completa ou quase completa no período de 96 horas após o nascimento celular.

O equilíbrio entre a renovação celular e a perda de células do ápice dos vilos determina o *turnover*, ou seja, a manutenção do tamanho dos vilos e, consequentemente, da capacidade digestiva e de absorção intestinal (MAIORKA; BOLELI; MACARI, 2002).

Quando a descamação celular do ápice dos vilos é superior à replicação celular, ocorre um encurtamento dos vilos. Esta diminuição no comprimento dos vilos culmina em redução da área disponível para secreção de enzimas digestivas e absorção de

nutrientes, podendo ser um fator causal para o fraco desempenho (DIBNER et al., 1996). Contudo, se a replicação das células da cripta for maior que a perda celular do ápice dos vilos, o resultado é o alongamento dos mesmos (CUNNINGHAM; KLEIN, 2008).

Criptas mais profundas indicam alta atividade proliferativa celular e maior demanda por tecidos novos para permitir a renovação dos vilos e criptas (MURUGUESAN, 2013). Esta maior profundidade pode ocorrer não somente devido a um efeito trófico de um ingrediente da dieta, mas também devido a alguma injúria da mucosa por processo inflamatório. Neste último caso, a finalidade é renovar perdas demasiadas na altura de vilos (BUENO et al., 2012).

Redução na altura dos vilos e aumento na profundidade de cripta levam ao aumento na secreção endógena e redução na absorção de nutrientes, resistência à doença e piora no desempenho. Em contrapartida, aumento na relação altura de vilo/profundidade de cripta está diretamente correlacionada com aumento do *turnover* das células epiteliais, o que causa aumento na absorção e, consequentemente, benefício no desempenho (MURUGUESAN, 2013).

JUSTIFICATIVA E OBJETIVOS

Poucas são as informações disponíveis sobre o efeito de aditivos alimentares para pintos de corte submetidos a períodos de privação hídrica e alimentar entre o nascimento e o alojamento. Dessa forma, o objetivo da presente pesquisa foi avaliar os efeitos da utilização de ácido butírico ou betaína em rações para frangos de corte alojados em programa de restrição hídrica e alimentar pós-eclosão sobre o desempenho, peso relativo de órgãos, desenvolvimento do trato gastrointestinal, níveis de glicogênio e gordura hepáticos, glicemia, ácido úrico, proteínas totais, colesterol e triglicérides plasmáticos, rendimento de carcaça, partes e gordura abdominal.

Diante disso, o Capítulo II, intitulado “ÁCIDO BUTÍRICO E BETAÍNA PARA FRANGOS DE CORTE SUBMETIDOS A JEJUM PÓS-ECLOSÃO”, encontra-se em conformidade com as normas para publicação na **Revista Brasileira de Ciência Avícola – Brazilian Journal of Poultry Science**, publicada pela Fundação APINCO de Ciência e Tecnologia Avícolas.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ADIL, S.; et al. Effect of dietary supplementation of organic acids on performance, intestinal histomorphology, and serum biochemistry of broiler chicken. **Veterinary Medicine International**, v. 7, p. 4061-4065, 2010.

AGOSTINHO, T. S. P.; et al. Desenvolvimento de órgãos do trato gastrointestinal e desempenho de frangos de corte arraçoados na fase pré-alojamento. **Revista Brasileira de Saúde e Produção Animal**, v. 13, n. 4, p. 1143-1155, 2012.

ALMEIDA, J. G.; et al. Efeito do jejum no intervalo entre o nascimento e o alojamento sobre o desempenho de frangos de corte provenientes de matrizes de diferentes idades. **Archives of Veterinary Science**, v. 11, n. 2, p. 50-54, 2006.

ANTONGIOVANNI, M. et al. Butyric acid glycerides in the diet of broiler chickens: effects on gut histology and carcass composition. **Italian Journal of Animal Science**, v. 6, p. 19-25, 2007.

ARAÚJO, J. A. et al. Uso de Aditivos na Alimentação de Aves, **Acta Veterinária Brasília**, v. 1, n. 3, p. 69-77, 2007.

AUGUSTINE, P. C.; et al. Effect of betaine on the growth performance of chicks inoculated with mixed cultures of avian *Eimeria tenella* and *Eimeria acervulina* *in vitro* and *in vivo*. **Poultry Science**, v. 76, p. 802-809, 1997.

BARANYIOVÁ, A.; HOLUB, A.; PONIZILOVÁ, E. Changes in the mass and chemical composition of the gastrointestinal tract and liver of ducks in the first two months after hatching. **Acta Veterinaria Brno**, v. 52, p. 39-47, 1980.

BARANYIOVÁ, A.; STANDARA, S. Effect of deutectomy, fasting and environmental temperature on free fatty acid concentration in the blood plasma of chicken in the first week after hatching. **Acta Veterinaria Brno**, v. 49, p. 187-192, 1980.

BARBOSA, N. A. A. **Avaliação de aditivos em dietas de frangos de corte**. 2009. 190 f. Tese (Doutorado em Zootecnia) - Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal. 2009.

BARBOSA, H. Z. **Efeito da restrição alimentar no desenvolvimento do trato gastrointestinal de frangos de corte.** 2012. 23 f. Monografia (Graduação em Zootecnia) - Universidade Federal de Goiás, Jataí. 2012.

BATAL, A. B.; PARSONS, C. M. Effect of fasting versus feeding Oasis after hatching on nutrient utilization in chicks. **Poultry Science**, v. 81, p. 853-859, 2002.

BESTEN, G. D.; et al. The role of short-chain fatty acids in the interplay between diet, gut microbiota, and host energy metabolism. **Journal of Lipid Research**, v. 54, n. 9, p. 2325–2340, 2013.

BIGOT, K.; et al. Effects of delayed feed intake on body, intestine and muscle development in neonate broilers. **Poultry Science**, v. 82, p. 781-788, 2003.

BOEMO, L. S. **N,N, dimetilglicina em dietas para frangos de corte.** 71 f. 2012. Dissertação (Mestrado em Zootecnia) - Centro de Ciências Rurais, Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, 2012.

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/ UNESP, 2002. p. 75-96.

BORGES, S. A. **Balanço eletrolítico e sua interrelação com o equilíbrio ácido-base em frangos de corte submetidos a estresse calórico.** 2001. 97 f. Tese (Doutorado em Zootecnia) - Curso de Pós-graduação em Zootecnia, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2001.

BORGES, S. A.; MAIORKA, A.; SILVA, A. V. F. Fisiologia do estresse calórico e a utilização de eletrólitos em frangos de corte **Ciência Rural**, v. 33, n. 5, p. 975-981, 2003.

BOZKURT, M. et al. The effect of single or combined dietary supplementation of prebiotics, organic acid and probiotics on performance and slaughter characteristics of broilers. **South African Journal of Animal Science**, v. 39, n. 3, p. 197-205, 2009.

BUENO, R.; et al. Efeito da influência de probiótico sobre a morfologia intestinal de codornas japonesas. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 49, n. 2, p. 111-115, 2012.

BURG, M. B.; et al. Cellular response to hyperosmotic stresses. **Physiological Reviews**, v. 87, p. 1441-1474, 2007.

CANÇADO, S. V. **Efeito do intervalo de tempo entre o nascimento e alojamento de pintos de corte sobre o desempenho, digestibilidade da ração, desenvolvimento do trato gastrointestinal e atividade da lipase**. 1999. 145 f. Tese (Doutorado em Zootecnia) – Programa de Pós-Graduação em Zootecnia, Universidade Federal de Minas Gerais. Belo Horizonte, 1999.

CARSIA, R. V.; WEBER, H. Dietary protein restriction stress in the domestic chicken (*Gallus gallus domesticus*) induces remodeling of adrenal steroidogenic tissue that supports hyperfunction. **General and Comparative Endocrinology**, v. 120, p. 99–107, 2000.

CARVALHO, L. S. S. et al. Desenvolvimento biométrico e desempenho de frangos de corte submetidos a diferentes períodos de jejum pós-eclosão. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 50, n. 4, p. 300-306, 2013.

CHOCT, M. Managing gut health through nutrition. **British Poultry Science**, v. 50, n. 1, p.9-15, 2009.

CORBIN, K. D.; ZEISEL, S. H. Choline metabolism provides novel insights into nonalcoholic fatty liver disease and its progression. **Current Opinion in Gastroenterology**, v. 28, p. 159-165, 2012.

CRAIG, S. A. S. Betaine in human nutrition. **The American Journal of Clinical Nutrition**, v. 80, p. 539-539, 2004.

CUNNINGHAM, J. G.; KLEIN, B. G. **Tratado de fisiologia veterinária**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2008. 710 p.

DEMIGNÉ, C.; et al. Effect of propionate on fatty acid and cholesterol synthesis and on acetate metabolism in isolated rat hepatocytes. **British Journal of Nutrition**, v. 74, p. 209-219, 1995.

DIBNER, J. J.; BUTTIN, P. Use of organic acid as a model to study the impact of gut microflora on nutrition and metabolism. **Journal of Applied Poultry Research**, v. 11, p. 453-463, 2002.

DIBNER, J. J.; et al. Early feeding and development of the immune system in neonatal poultry. **Journal of Applied Poultry Research**, v. 7, p. 425-436, 1998.

DIBNER, J. J.; et al. The effect of dietary ingredients and age on the microscopic structure of the gastrointestinal tract in poultry. **Journal of Applied Poultry Research**, v. 5, p. 70-77, 1996.

DIBNER, J. J.; RICHARDS, J. D. The digestive system: challenges and opportunities. **Journal of Applied Poultry Research**, v. 13, p. 86-93, 2004.

EDMONDS, M. S.; JOHAL, S.; MORELAND, S. Effect of supplemental humic and butyric acid on performance and mortality in broilers raised under various environmental conditions. **Journal of Applied Poultry Research**, v. 23, p. 260-267, 2014.

Efsa Feedap Panel (EFSA panel on additives and products or substances used in animal feed). Scientific opinion on the safety and efficacy of betaine (betaine anhydrous and betaine hydrochloride) as a feed additive for all animal species based on a dossier submitted by VITAC EEIG. **EFSA Journal**, v. 11, n. 5, p. 1-23, 2013.

EKLUND, M.; et al. Potential nutritional and physiological functions of betaine in livestock. **Nutrition Research Reviews**, v. 18, p. 31-48, 2005.

ELIAS, M. C.; et al. Avaliação do uso de ácidos orgânicos na conservação de grãos de sorgo (*Sorghum bicolor* L. Moench) durante o armazenamento. **Ciências Agrárias**, v. 29, n. 1, p. 35-46, 2008.

ESTEVE-GARCIA, E.; MACK, S. The effect of DL-methionine and betaine on growth performance and carcass characteristics in broilers. **Animal Feed Science and Technology**, v. 87, p. 85-93, 2000.

FASCINA, V. B.; et al. Phytogenic additives and organic acids in broiler chicken diets. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 41, n. 10, p. 2189-2197, 2012.

FASCINA, V. B. **Aditivos fitogênicos e ácidos orgânicos em dietas de frangos de corte**. 175 f. 2011. Tese (Doutorado em Zootecnia) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade Estadual Paulista. Botucatu, 2011.

FERNÁNDEZ, C.; et al. Effect of source of betaine on growth performance and carcass traits in lambs. **Animal Feed Science and Technology**, v. 86, p. 71-82, 2000.

FERNÁNDEZ-RUBIO, C.; et al. Butyric acid-based feed additives help protect broiler chickens from *Salmonella Enteritidis* infection. **Poultry Science**, v. 88, p. 943-948, 2009.

FETTERER, R. H.; et al. The effect of dietary betaine on intestinal and plasma levels of betaine in uninfected and coccidia-infected broiler chicks. **Parasitology Research**, v. 90, p. 343-348, 2003.

FIGUEIREDO, D. F.; et al. Desempenho e morfometria da mucosa de duodeno de frangos de corte alimentados com farelo de canola, durante o período inicial. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 32, n. 6, p. 1321-1329, 2003.

FISININ, V. I.; SURAI, P. Gut immunity in birds: facts and reflections (review). **Agricultural Biology**, n. 4, p. 3-25, 2013.

GARCIA NETO, M. **Avaliação da biodisponibilidade relativa entre betaína e metionina para frangos de corte**. 102 f. 2004. Livre Docência – Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Estadual Paulista. Araçatuba, 2004.

GARCÍA, V.; et al. Effect of formic acid and plant extracts on growth, nutrient digestibility, intestine mucosa morphology, and meat yield of broilers. **Journal of Applied Poultry Research**, v. 16, p. 555-562, 2007.

GEYRA, A.; et al. Starving affects CDX gene expression during small intestine development in the chick. **The Journal of Nutrition**, v. 132, p. 911-917, 2002.

GEYRA, A.; UNI, Z.; SKLAN, D. Enterocyte dynamics and mucosal development in the posthatch chick. **Poultry Science**, v. 80, p. 776-782, 2001.

GONZALES, E.; et al. Performance and physiological parameters of broiler chickens subjected to fasting on the neonatal period. **Poultry Science**, v. 82, p. 1250-1256, 2003.

GONZÁLEZ-BARRANCO, J.; RÍOS-TORRES, J. M. Early malnutrition and metabolic abnormalities later in life. **Nutrition Reviews**, v. 62, n. 7, p. 134-139, 2004.

GROSS, W. B.; SIEGEL, H. S. Evaluation of the heterophil/lymphocyte ratio as a measure of stress in chickens. **Avian Diseases**, v. 27, n. 4, p. 972-979, 1983.

GUDEV, D.; et al. Effect of betaine on egg performance and some blood constituents in laying hens reared indoor under natural summer temperatures and varying levels of air ammonia. **Bulgarian Journal of Agricultural Science**, v. 17, n. 6, p. 859-866, 2011.

GUILLOTEAU, P.; et al. From the gut to the peripheral tissues: the multiple effects of butyrate. **Nutrition Research Reviews**, v. 23, p. 366-384, 2010.

GUNAL, M.; et al. The effects of antibiotic growth promoter, probiotic or organic acid supplementation on performance, intestinal microflora and tissue of broilers. **International Journal of Poultry Science**, v. 5, n. 2, p. 149-155, 2006.

HALEVY, O.; et al. Early posthatch starvation decreases satellite cell proliferation and skeletal muscle growth in chicks. **Journal of Nutrition**, v. 130, p. 858-864, 2000.

HARA, H.; et al. Short chain fatty acids suppress cholesterol synthesis in rat liver and intestine. **Journal of Nutrition**, v. 129, p. 942-948, 1999.

HAYASHI, R. M. **Estudo do Sistema imunológico e do trato gastrointestinal de frangos de corte nascidos em diferentes períodos em uma mesma incubadora**. 77 f. 2011. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias) – Universidade Federal do Paraná Curitiba, 2011.

HONARBAKSH, S.; et al. Can betaine be an effective osmolyte in broiler chicks under water salinity stress? **Asian-Australian Journal of Animal Science**, v. 20, n. 11, p. 1729-1737, 2007.

HOUSHMAND, M.; et al. Effects of non-antibiotic feed additives on performance, immunity and intestinal morphology of broilers fed different levels of protein. **South African Journal of Animal Science**, v. 42, n. 1, p. 22-32, 2012.

IRANI, M.; et al. The effect of butyric acid glycerides on serum lipids and carcass analysis of broiler chickens. **African Journal of Biotechnology**, v. 10, n. 53, p. 11087-11092, 2011.

IJI, P. A.; SAKI, A.; TIVEY, D. R. Body and intestinal growth of broiler chicks on a commercial starter diet. 1. Intestinal weight and mucosal development. **British Poultry Science**, v. 42, n. 4, p. 505-513, 2001.

KATANBAF, M. N.; et al. Restricted feeding in early and late-feathering chickens. 3. Organ size and carcass composition. **Poultry Science**, v. 68, p. 359-368, 1989.

KHAN, M.; KATAMAY, M. Antagonistic effect of fatty acids against *Salmonella* in meat and bone meal. **Applied Microbiology**, v. 17, n. 3, p. 402-404, 1969.

KETTUNEN, H.; et al. Dietary betaine accumulates in the liver and intestinal tissue and stabilizes the intestinal epithelial structure in healthy and coccidia-infected broiler chicks. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 130, p. 759-769, 2001.

LAGANÁ, C. et al. Suplementação de vitaminas e minerais orgânicos nos parâmetros bioquímicos e hematológicos de frangos de corte em estresse por calor. **Boletim da Indústria Animal**, v. 62, n. 2, p. 157-165, 2005.

LAGANÁ, C. et al. Efeito do estresse pelo calor e restrição alimentar no tamanho de órgãos linfoides e nos parâmetros sanguíneos de frangos de corte. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, v. 6, n. 1, p. 161, 2004.

LEESON, S. et al. Effect of butyric acid on the performance and carcass yield of broiler chickens. **Poultry Science**, v. 84, n. 9, p. 1418-1422, 2005.

LEVY, A. W.; et al. Effect of feeding an encapsulated source of butyric acid (ButiPEARL) on the performance of male Cobb broilers reared to 42 d of age. **Poultry Science**, v. 94, p.1864-1870, 2015.

MAGDELAINE, P.; et al. Poultry meat consumption trends in Europe. **World's Poultry Science Journal**, v. 64, p. 53-64, 2008.

MAIORKA, A.; BOLELI, I. C.; MACARI, M. Desenvolvimento e reparo da mucosa intestinal. In: MACARI, M.; FURLAN, R. L.; GONZALES, E. **Fisiologia aviária aplicada a frangos de corte**. 2.ed. Jaboticabal: FUNEP/ UNESP, 2002. p. 113-124.

MAIORKA, A.; et al. Influência da suplementação de glutamina sobre o desempenho e o desenvolvimento de vilos e criptas do intestino delgado de frangos. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 52, n. 5, p. 487-490, 2000.

MAIORKA, A.; et al. Posthatching water and feed deprivation affect the gastrointestinal tract and intestinal mucosa development of broiler chicks. **Journal of Applied Poultry Research**, v. 12, p. 483-492, 2003.

MCDEVITT, R. M.; MACK, S.; WALLIS, I. R. Can betaine replace or enhance the effect of methionine by improving broiler growth and carcass characteristics? **British Poultry Science**, v. 41, n. 4, p. 473-480, 2000.

MOHAMED, M. A.; et al. Growth performance and histological changes in ileum and immune related organs of broilers fed organic acids or antibiotic growth promoter. **International Journal of Poultry Science**, v. 13, n. 10, p. 602-610, 2014.

MOHEBODINI, H et al. The comparasion of early feed restriction and meal feeding on performance, carcass characteristics and blood constituents of broiler chickens. **Journal of Animal and Veterinary Advances**, v. 8, n.10, p. 2069-2074, 2009.

MOURA, A. M. A. Conceito da proteína ideal aplicada na nutrição de aves e suínos. **Revista Eletrônica Nutritime**, v. 1, n. 1, p. 31-34, 2004.

MURUGUESAN, G. R. **Characterization of the effects of intestinal physiology modified by exogenous enzymes and direct-fed microbial on intestinal integrity, energy metabolism, body composition and performance of laying hens and broiler chickens.** 2013. 177 f. Tese (Doutorado em Nutritional Sciences) - Iowa State University, Ames. 2013.

NAKAGE, E. S. **Respostas fisiológicas de pintos submetidos a diferentes períodos de jejum: parâmetros hematológicos e intestinais.** 2007. 100 f. Tese (Doutorado em Zootecnia) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal. 2007.

NAMKUNG, H.; et al. Antimicrobial activity of butirate glycerides toward *Salmonella Typhimurium* and *Clostridium perfringens*. **Poultry Science**, v. 90, p. 2217-2222, 2011.

NASERI, K. G.; et al. Comparison of the effects of probiotic, organic acid, and medicinal plant on *Campylobacter jejuni* challenged broiler chickens. **Journal of Agricultural Science and Technology**, v. 14, p.1485-1496, 2012.

NOY, Y.; GEYRA. A.; SKLAN, D. The effect of early feeding on growth and small intestinal development in the posthatch poult. **Poultry Science**, v. 80, p. 912-919, 2001.

NOY, Y.; SKLAN, D. Posthatch development in poultry. **Journal of Applied Poultry Research**, v. 6, p. 344-354, 1997.

OLIVEIRA, C. E. C. **Efeito do jejum alimentar durante a janela de nascimento em frangos.** 2012. 45 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba. 2012.

OZAYDIN, T.; CELIK, I. Histological and immunohistochemical investigations on the developing small intestines of broiler embryos. **Journal of Animal and Veterinary Advances**, v. 11, n. 16, p. 2936-2944, 2012.

PANDA, A. K. et al. Effect of butyric acid on performance, gastrointestinal tract health and carcass characteristics in broiler chickens. **Asian-Australian Journal of Animal Science**, v. 22, n. 7, p. 1026-1031, 2009.

PATEL, M. S.; SRINIVASAN, M. Metabolic programming: causes and consequences. **The Journal of Biological Chemistry**, v. 277, n. 3, p. 1629-1632, 2002.

PEDROSO, A. A.; et al. Desempenho e biometria de órgãos digestórios de frangos provenientes de matrizes jovens após diferentes intervalos de alojamento. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, v. 3, p. 5, 2005.

PEREIRA, P. W. Z. et al. Avaliação de complexo enzimático e betaína natural em rações para frangos de corte criados em aviário comercial. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 39, n. 10, p. 2230-2236, 2010.

PETRONINI, P. G.; et al. Induction of BGT-1 and amino acid sytem A transport activities in endothelial cells exposed to hyperosmolarity. **American Journal of Physiology Regulatory Integrative and Comparative Physiology**, v. 279, p. 1580-1589, 2000.

PICKLER, L. et al. Alternativas aos antibióticos para equilibrar a microbiota gastrointestinal de frangos. **Archives of Veterinary Science**, v. 16, n. 3, p. 1-13, 2011.

PINHEIRO, C. C. et al. Indicadores sanguíneos de estresse por calor e restrição alimentar em frangos de corte. IN: Salão de Iniciação Científica. **Anais...** Porto Alegre 2003.

PRAVOSUDOV, V. V.; MENDOZA, S. P.; CLAYTON, N. S. The relationship between dominance, corticosterone, memory and food caching in mountain chickadees (*Poecile gambeli*). **Hormones Behaviour**, v. 44, p. 93–102, 2003.

PUPA, J. M. R. Óleos e gorduras na alimentação de aves e suínos. **Revista Eletrônica Nutritime**, v. 1, n. 1, p. 69-73, 2004.

QAISRANI, S. N.; et al. Diet structure, butyric acid, and fermentable carbohydrates influence growth performance, gut morfology, and cecal fermentation characteristics in broilers. **Poultry Science**, v. 94, p. 2152-2164, 2015.

RATRIYANTO, A.; et al. Metabolic, osmoregulatory and nutritional functions of betaine in monogastric animals. **Asian-Australasian Journal of Animal Science**, v. 22, n. 10, p. 1461-1476, 2009.

REMAGE-HEALEY, L.; ROMERO, M. Corticosterone and insulin interact to regulate glucose and triglyceride levels during stress in a bird. **American Journal of Physiology - Regulatory Integrative and Comparative Physiology**, v. 281, n. 1, p. 994-1003, 2001.

RENGEL, G. Aditivos melhoradores de desempenho e produtos de uso veterinário, Aspectos Regulatórios. Simpósio Paranaense de Saúde e Produção de Aves na UFPR, **Anais...** Curitiba, 2010.

REZENDE, C. S. M.; et al. Ácido acético em rações de frangos de corte experimentalmente contaminadas com *Salmonella Enteritidis* e *Salmonella Typhimurium*. **Revista Brasileira de Saúde e Produção Animal**, v. 9, n. 3, p. 516-528, 2008.

REZENDE, P. M. **Relações de aminoácidos sulfurados: lisina digestíveis e diferentes fontes de betaína nas dietas pré-inicial e inicial de frangos**. 2015. 74 f. Dissertação (Mestrado em Zootecnia) - Escola de Veterinária e Zootecnia, Universidade Federal de Goiás, Goiânia. 2015.

RIBEIRO, P. R.; et al. Diferentes níveis de betaína sobre incidência de diarreia, desempenho, características de carcaça e parâmetros sanguíneos de suínos. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 48, n. 4, p. 299-306, 2011.

ROCHA, A. P.; et al. Prebióticos, ácidos orgânicos e probióticos em rações para frangos de corte. **Revista Brasileira de Saúde e Produção Animal**, v. 11, n. 3, p. 793-801, 2010.

SAKOMURA, N. K.; et al. Efeito de suplementação de betaína em dietas de frangos de corte em condição de termoneutralidade. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, v. 8, n. 2, p. 336-341, 2013.

- SALAZAR, P. C. R.; et al. Efeito dos ácidos láctico e butírico, isolados e associados, sobre o desempenho e morfometria intestinal em frangos de corte. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 45, n. 6, p. 463-471, 2008.
- SANTANA, M. H. M.; et al. Interações nutricionais entre aminoácidos sulfurosos, colina e betaína para aves. **Archivos de Zootecnia**, v. 63, p. 69-83, 2014.
- SANTOS, N. S. J.; et al. Albumina sérica como marcador nutricional de pacientes em hemodiálise. **Revista de Nutrição**, v. 17, n. 3, p. 339-349, 2004.
- SCANES, C. G. **Sturkie's Avian Physiology**. Milwaukee: Elsevier, 2015. 1055 p.
- SCHUTTE, J. B.; et al. Replacement value of betaine for DL-methionine in male broiler chicks. **Poultry Science**, v. 76, p. 321-325, 1997.
- SILVA, J. A.; et al. Sanitização de carcaças de frango com soluções de ácidos orgânicos comerciais e suco de limão. **Revista TeC Carnes**, v. 3, n. 1, p. 19-26, 2001.
- SPEEDY, A. W. Global production and consumption of animal source foods. **The Journal of Nutrition**, v. 133, p. 4048- 4053, 2003.
- STRADA, E. S. O.; et al. Uso de enzimas na alimentação de frangos de corte. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 34, n. 6, p. 2369-2375, 2005.
- TAHERPOUR, K.; et al. Effects of dietary probiotic, prebiotic and butyric acid glycerides on performance and serum composition in broiler chickens. **African Journal of Biotechnology**, v. 8, n. 10, p. 2329-2334, 2009.
- TEIXEIRA, E. N. M; et al. Efeito do tempo de jejum pós-eclosão, valores energéticos e inclusão do ovo desidratado em dietas pré-iniciais e iniciais de pintos de corte. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 38, n. 2, p. 314-322, 2009.
- UNI, Z.; GANOT, S.; SKLAN, D. Posthatch development of mucosal function in the broiler small intestine. **Poultry Science**, v. 77, p. 75-82, 1998.

UNI, Z.; NOY, Y.; SKLAN, D. Posthatch changes in morphology and function of the small intestine in heavy and light strain chicks. **Poultry Science**, v. 74, p. 1622-1629, 1995.

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

USDA Livestock and Poultry World Markets and Trade. **Foreign Agricultural Service**, Abril, 2016.

VALLEE, M.; et al. Long-term effects of prenatal stress and postnatal handling on age-related glucocorticoid secretion and cognitive performance: a longitudinal study in the rat. **European Journal of Neuroscience**, v. 11, p. 2906–2916, 1999.

VAN DEN BRAND, H.; et al. Early feeding affects resistance against cold exposure in young broiler chickens. **Poultry Science**, v. 89, p. 716-720, 2010.

VAN IMMERSEEL, F.; et al. Feed additives to control *Salmonella* in poultry. **World's Poultry Science Journal**, v. 58, p. 501-513, 2002.

VARGAS, S. C.; et al. Influences of breeder age and fasting after hatching on the performance of broilers. **Journal of Applied Poultry Research**, v. 18, p. 8-14, 2009.

VIOLA, E. S.; VIEIRA, S. L. Suplementação de acidificantes orgânicos e inorgânicos em dietas para frangos de corte: desempenho zootécnico e morfologia intestinal. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 36, n. 4, p. 1097-1104, 2007.

WANG, Y. Z.; et al. The effect of betaine and DL-methionine on growth performance and carcass characteristics in meat ducks. **Animal Feed Science and Technology**, v. 116, p. 151-159, 2004.

WEAVER, S. A.; et al. Neonatal handling permanently alters hypothalamic-pituitary-adrenal axis function, behavior, and body weight in boars. **Journal of Endocrinology**, v. 164, p. 349–359, 2000.

WENK, C. Recent advances in animal feed additives such as metabolic modifiers, antimicrobial agents, probiotics, enzymes and highly available minerals. **Asian-Australian Journal of Animal Science**, v. 13, n. 1, p. 86-95, 2000.

WINGFIELD, J. C.; et al. Modulation of the adrenocortical responses to acute stress in arctic birds: a possible ecological basis. **American Zoologist**, v. 35, p. 285–294, 1995.

YANG, H.; et al. Effects of starter feeding time on body growth and viscera development of newly hatched chicks. **Italian Journal of Animal Science**, v. 8, p. 585-593, 2009.

YOUSSEF, A. W.; et al. Effect of probiotics, prebiotics and organic acids on layer performance and egg quality. **Asian Journal of Poultry Science**, v. 7, n. 2, p. 65-74, 2013.

ZHANG, W. H.; et al. Sodium butyrate maintains growth performance by regulating the immune response in broiler chickens. **British Poultry Science**, v. 52, p. 292-301, 2011.

ZHAN, X. A.; et al. Effect of early feed restriction on metabolic programming and compensatory growth in broiler chickens. **Poultry Science**, v. 86, p. 654–660, 2007.

ZHAN, X. A.; et al. Effects of methionine and betaine supplementation on growth performance, carcass composition and metabolism of lipids in male broilers. **British Poultry Science**, v. 47, n. 5, p. 57-580, 2006.

ZHAO, X.; et al. Delayed feeding after hatch caused compensatory increases in blood glucose concentration in fed chicks from low but not high body weight lines. **Poultry Science**, v. 93, p. 617-624, 2014.

ZULKIFLI, I.; et al. Dietary supplementation of betaine (betafin) and response to high temperature stress in male broiler chickens. **Asian - Australasian Journal of Animal Sciences**, v. 17, n. 2, p. 244-249, 2004.

CAPÍTULO II

Ácido butírico e betaína para frangos de corte submetidos a jejum pós-eclosão.

Resumo: O objetivo deste estudo foi avaliar os efeitos da adição de betaína e ácido butírico em dietas de frangos de corte submetidos a 48 horas de privação hídrica e alimentar pós-eclosão. Foi realizado um experimento com delineamento inteiramente casualizado, com quatro tratamentos e seis repetições de 35 aves cada. Os tratamentos consistiram em: (DC) dieta basal e sem jejum absoluto; (DC+J) dieta basal + jejum; (BET+J) dieta basal suplementada com betaína + jejum e (BUT+J) dieta basal suplementada com ácido butírico + jejum. Foram avaliados o desempenho (ganho de peso, consumo de ração, conversão alimentar), peso relativo de órgãos (proventrículo, moela, intestinos, fígado e pâncreas), histomorfometria intestinal, relação heterófilo:linfócito, ácido úrico, proteínas totais, glicose, triglicérides, colesterol plasmáticos, conteúdo de gordura e glicogênio hepático e rendimento de carcaça, cortes e gordura abdominal. Os resultados obtidos foram analisados por análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Os tratamentos com jejum apresentaram pior desempenho aos 7 e 21 dias de idade, assim como menor peso absoluto de órgãos aos 8 dias. O DC obteve os melhores parâmetros de histomorfologia intestinal, juntamente com o BUT+J. O tratamento BUT+J reduziu o teor de colesterol plasmático aos 42 dias. O tratamento BET+J apresentou melhor conversão alimentar aos 42 dias e maior rendimento de peito aos 43 dias. A privação alimentar e hídrica por 48 horas após a eclosão é prejudicial ao desempenho dos frangos de corte até 21 dias de idade, pois reduz o ganho de peso e peso corporal e atrasa o desenvolvimento dos órgãos do trato gastrointestinal, com alterações evidentes no peso e na histomorfometria intestinal. A adição de ácido butírico melhora os parâmetros intestinais dos frangos de corte aos 8 dias de idade e reduz o colesterol plasmático aos 42 dias de idade quando submetidos a privação alimentar e hídrica por 48 horas após a eclosão. Para todo o período de criação, o uso da betaína melhora a conversão alimentar e o rendimento de peito dos frangos de corte submetidos à privação alimentar e hídrica por 48 horas após a eclosão.

Palavras-chave: ácido orgânico, aditivos, peso de órgãos, rendimento de carcaça, restrição alimentar.

Butyric acid and betaine to broiler chickens subjected to neonatal fasting

Abstract: The aim of this study was to evaluate the effect of betaine and butyric acid addition on diets of broiler chickens held for 48 hours post-hatch with no feed nor water. A completely randomized design was realized, with four treatments and six replicates each. Treatments were: (CD) control diet; (CD+F) control diet + fasting; (BET+F) control diet supplemented with betaine + fasting; and (BUT+F) control diet supplemented with butyric acid + fasting. Performance (weight gain, feed consumption and feed conversion ratio), relative organs weight (proventriculus, gizzard, gut, liver and pancreas), intestinal histomorphometry, heterophil: lymphocyte ratio, plasmatic glucose, triglycerides, uric acid, total proteins and cholesterol, hepatic glycogen and fat content, carcass and cuts yield, and abdominal fat were analyzed. Data were analyzed by ANOVA and means, compared by Tuckey test at 5% of significance. Fasting (CD+F; BET+F; BUT+F) reduced broiler performance at 7 and 21 days, and organs weight at 8 days of age. Intestinal histomorphometry parameters were greater in CD, but with no difference to BUT+F. BUT+F decreased plasmatic cholesterol content at 42 days old. BET+ F improved feed conversion ratio at 42 days old and breast yield at day 43. Neonatal feed and water deprivation depressed broilers growth performance at 21 days and development of digestive organs. Butyric acid improved intestinal parameters at 8 days of age and reduced plasmatic cholesterol at 42 days old. For the entire period, betaine improved feed conversion ratio and breast yield.

Key words: additives, organic acids, dressing percentage, fasting, organs weight.

INTRODUÇÃO

Após a eclosão, os pintos são normalmente submetidos a privação alimentar e hídrica por períodos de 24 a 48 horas, devido ao tempo dispendido com sexagem, vacinação e transporte (NOY; SKLAN, 1998). Dependendo da distância entre o incubatório e a granja, o tempo de jejum pode chegar até a 72 horas (GOMIDE JUNIOR et al., 2004).

As aves nascem com o trato gastrointestinal imaturo (UNI; FERKET, 2004), e imediatamente após a eclosão ocorrem alterações morfológicas e fisiológicas que proporcionam aumento na área de superfície para digestão e absorção, entretanto o seu desenvolvimento depende do consumo adequado de nutrientes (GOMIDE JUNIOR et al., 2004).

Quanto mais rápido o intestino atinge sua capacidade funcional, mais rápido as aves podem utilizar nutrientes advindos da dieta e crescer de modo a expressar todo o seu potencial (UNI; FERKET, 2004).

O jejum entre o nascimento e o alojamento pode causar desidratação dos animais que nasceram primeiro, podendo resultar em pior desempenho e em perda da produtividade avícola ao término do período de criação (GONZALES et al., 2003), além de anormalidades metabólicas e doenças crônicas na vida adulta (ZHAN et al., 2007).

No caso de jejum entre o nascimento e alojamento, por ser um fator limitante no consumo de alimentos, o fornecimento de compostos que favoreçam o desenvolvimento do trato gastrointestinal e melhorem o aproveitamento dos nutrientes pode beneficiar o desempenho e produtividade dos animais (MAIORKA et al., 2000).

Alguns aditivos alimentares apresentam ação sobre a mucosa intestinal. Ácidos orgânicos possuem efeito trófico, estimulando o desenvolvimento da mucosa intestinal (ANTONGIOVANNI et al., 2007; PANDA et al., 2009) e a betaína funciona como osmoprotetor com a capacidade de estabilizar a estrutura da mucosa intestinal (KETTUNEN et al., 2001).

Dessa forma, ácido butírico e betaína foram adicionados na ração de frangos de corte com o intuito de verificar sua capacidade em atenuar os efeitos deletérios causados pelo jejum pós-eclosão.

MATERIAL E MÉTODOS

Todos os procedimentos experimentais realizados foram aprovados pela Comissão de Ética no Uso de Animais da FMVZ, UNESP, Câmpus de Botucatu, protocolo nº 87/2014, estando de acordo com os princípios éticos na experimentação animal adotados pelo Colégio Brasileiro de Experimentação Animal (COBEA).

Um experimento com frangos de corte da linhagem Cobb500 foi conduzido na UNESP – Universidade Estadual Paulista, Campus de Botucatu, no Laboratório de Nutrição de Aves da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia (FMVZ).

Foram utilizados 840 pintos de corte, machos e fêmeas, de um dia de idade, com peso inicial médio de $49,0 \text{ g} \pm 0,9\text{g}$, oriundos de matrizes de 48 semanas de idade. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com quatro tratamentos e seis repetições de 35 aves cada.

As dietas foram formuladas à base de milho e farelo de soja, de acordo com as exigências nutricionais propostas por Rostagno et al. (2011) para frangos de corte machos de desempenho médio. Foi adotado o esquema nutricional de quatro fases (Tabela 1): pré-inicial (1 a 7 dias), inicial (8 a 21 dias) crescimento (22 a 35 dias) e final (35 a 42 dias de idade). O programa de privação alimentar consistiu de jejum absoluto (restrição hídrica e alimentar) pelo período de 48 horas após a chegada à granja, e os tratamentos foram: (DC) dieta controle sem jejum; (DC+J) DC e jejum absoluto; (BET+J) DC com betaína e jejum absoluto e (BUT+J) DC com ácido butírico e jejum absoluto.

A fonte de betaína utilizada foi a betaína HCl 95% (Betaine[®]), que continha 725 g/kg de betaína, e a fonte de ácido butírico utilizada foi o C4 Powder SI[®], composta por 65% de glicerídeos de ácido butírico, com no mínimo 430 g/kg de ácido butírico total e no máximo 25g/kg de ácido butírico livre.

Os aditivos foram adicionados na ração na forma *on top*, em substituição ao inerte (caulim). A inclusão de betaína foi realizada da seguinte forma: 0,30% de betaína na ração de 0 a 7 dias de idade; 0,20% de betaína dos 8 aos 14 dias de idade; e 0,15% de betaína dos 15 dias até o abate. Os níveis de inclusão de ácido butírico foram: 0,30% de ácido butírico na ração de 0 a 21 dias de idade; e 0,20% dos 21 dias de idade até o abate em conformidade com as recomendações comerciais dos produtos.

As aves foram vacinadas no incubatório contra as doenças de Marek, Gumboro e Bouda Aviária. Todas as aves de todos os tratamentos foram submetidas a 20 horas de jejum hídrico e alimentar após a eclosão, ocasionado pelo tempo dispendido com vacinação, sexagem, preparo para o transporte e viagem.

Ao chegarem, as aves foram pesadas para determinação da homogeneidade do lote e distribuídas de modo que todas as unidades experimentais apresentassem peso semelhante. Após a pesagem, as aves do tratamento DC foram imediatamente alojadas em boxes de 2,5 m² (14 aves/m²), com cama de maravalha reutilizada de 15 cm de espessura, munidos com comedouros tubulares, bebedouros pendulares e campânulas elétricas.

As aves dos demais tratamentos, após a pesagem, foram mantidas nas caixas que vieram do incubatório, fechadas, identificadas quanto ao box e tratamento ao qual pertenciam, e mantidas em câmara climatizada com temperatura em torno de 26°C, sem acesso a água e ração por 48 horas. Após as 48 horas, os pintos foram pesados para determinação da perda de peso, que foi de 9,55%, e alojados no galpão experimental.

Aos 11 dias de idade as aves foram vacinadas contra a doença de Gumboro, via água de bebida. A água e ração foram fornecidas à vontade durante todo o período experimental, e o programa de luz adotado foi de luz contínua nas duas primeiras semanas de criação e, a partir de então, as aves foram criadas em regime de 16 horas de luz e 8 horas de escuro, até o fim do período experimental.

Tabela 1. Composição centesimal e nutricional calculada das dietas basais (DC) para as fases pré-inicial (1 a 7 dias), inicial (8 a 21 dias), crescimento (22 a 35 dias) e final (35 a 42 dias de idade)

Ingredientes	Pré-inicial	Inicial	Crescimento	Final
Milho	53,88	58,12	61,01	65,64
Farelo de soja 45%	38,73	35,15	31,87	27,66
Óleo de soja	2,63	2,56	3,45	3,30
Fosfato bicálcico	1,91	1,51	1,27	1,07
Calcário calcítico	0,91	0,92	0,86	0,77
Premix vit/min ¹	0,40	0,40	0,40	0,40
Sal comum	0,35	0,35	0,35	0,34
Inerte	0,30	0,30	0,20	0,20
L-Lisina HCl (78,4%)	0,27	0,20	0,18	0,22
Bicarbonato de sódio	0,23	0,20	0,16	0,16
DL-Metionina (99,0%)	0,22	0,18	0,17	0,16
L-Treonina (98,5%)	0,10	0,06	0,04	0,05
Cloreto de colina (60%)	0,06	0,06	0,05	0,04
Total	100,00	100,00	100,00	100,00
Composição nutricional calculada				
EMA (kcal/kg)	2950	3000	3100	3150
Proteína bruta (%)	22,20	20,80	19,50	18,00
Fibra bruta (%)	2,99	2,87	2,74	2,60
Lisina dig. (%)	1,31	1,17	1,08	1,01
Metionina dig. (%)	0,51	0,46	0,43	0,41
Met+Cis dig. (%)	0,81	0,74	0,70	0,66
Treonina dig. (%)	0,85	0,76	0,70	0,66
Triptofano dig (%)	0,25	0,23	0,22	0,19
Ácido linoléico (%)	2,79	2,80	3,31	3,28
Cálcio (%)	0,92	0,82	0,73	0,64
Fósforo disp. (%)	0,47	0,39	0,34	0,30
Potássio (%)	0,87	0,81	0,76	0,70
Sódio (%)	0,22	0,21	0,20	0,20
Cloro (%)	0,26	0,26	0,26	0,25

¹Premix Mineral e Vitamínico para frangos de corte (Itabom®) níveis de garantia/kg de ração para a fase **Pré-Inicial**: Ácido fólico 1 mg; Ácido pantotênico 12 mg; Biotina 0,065mg; Cobre 9 mg; Etotiquim 0,12 g; Fitase 0,5 FTU; Ferro 0,055 g; Halquinol 20 mg; Iodo 1 mg; Manganês 0,075 g; Narasina 0,05 g; Niacina 0,04 g; Nicarbazina 0,05 g; Selênio 0,3 mg; Vitamina A 10500 UI; Vitamina B1 1,9 mg; Vitamina B12 17 µ; Vitamina B2 6,5 mg; Vitamina B6 2,9 mg; Vitamina D3 2600 UI; Vitamina E 20 UI; Vitamina K3 2,5 mg; Zinco 0,065 g. **Inicial**: Ácido fólico 1 mg; Ácido pantotênico 12 mg; Biotina 0,065 mg; Cobre 9 mg; Etotiquim 0,12 g; Fitase 60 FTU; Ferro 0,055 g; Halquinol 20 mg; Iodo 1 mg; Manganês 0,075 g; Narasina 0,05 g; Niacina 0,04 g; Nicarbazina 0,05 g; Selênio 0,3 mg; Vitamina A 10500 UI; Vitamina B1 1,9 mg; Vitamina B12 17 µ; Vitamina B2 6,5 mg; Vitamina B6 2,9 mg; Vitamina D3 2600 UI; Vitamina E 20 UI; Vitamina K3 2,5 mg; Zinco 0,065 g; Amilase 6 U; Betaglucanase 40 U; Celulase 8 U; Protease 140 U; Xilanase 20 U. **Crescimento**: Ácido fólico 0,7 mg; Ácido pantotênico 11 mg; Biotina 0,05 mg; Cobre 9 mg; Etotiquim 0,12 g; Fitase 60 FTU; Ferro 0,055 g; Halquinol 20 mg; Iodo 1 mg; Manganês 0,075 g; Monensina 0,12 g; Niacina 30 g; Selênio 0,3 mg; Vitamina A 9500 UI; Vitamina B1 1,7 mg; Vitamina B12 13 µ; Vitamina B2 5,5 mg; Vitamina B6 2,5 mg; Vitamina D3 1900 UI; Vitamina E 18 UI; Vitamina K3 2 mg; Zinco 0,065 g; Amilase 6 U; Betaglucanase 40 U; Celulase 8 U; Protease 140 U; Pectinase 800 U; Ácido 3 nitro 0,05 g. **Final**: Ácido fólico 0,25 mg; Ácido pantotênico 8 mg; Biotina 0,04 mg; Cobre 9 mg; Etotiquim 0,12 g; Fitase 0,06 FTU; Ferro 0,055 g; Halquinol 20 mg; Iodo 1 mg; Manganês 0,075 g; Monensina 0,12 g; Niacina 20 mg; Selênio 0,3 mg; Vitamina A 6000 UI; Vitamina B1 0,5 mg; Vitamina B12 6 µ; Vitamina B2 2,5 mg; Vitamina B6 0,5 mg; Vitamina D3 1200 UI; Vitamina E 15 UI; Vitamina K3 1,5 mg; Zinco 0,065g; Amilase 6 U; Betaglucanase 40 U; Celulase 40 U; Pectinase 800 U; Protease 140 U.

Os parâmetros de desempenho avaliados foram peso corporal (PC), ganho de peso (GP), consumo de ração (CR) e conversão alimentar (CA), obtidos por meio da pesagem das aves e das rações aos 7, 21 e 42 dias de idade e, diariamente, foi anotada a mortalidade de cada unidade experimental para determinação da viabilidade (VB). Ao final do período de criação foi determinado o fator de eficiência produtiva Europeu (FEP) expresso pela seguinte fórmula:

$$\text{FEP} = \frac{(\text{PC} \times \text{VB})}{(\text{CA} \times \text{idade})} \times 100$$

O monitoramento da temperatura e umidade relativa do ar foi realizado por meio de conjunto de termômetros de máxima e mínima, higrômetro e termômetro de globo negro colocados na altura das aves e foram calculados os índices de temperatura e umidade (ITU) e de temperatura de globo e umidade (ITGU) conforme Thom (1959) e Buffington et al. (1981), respectivamente. As temperaturas foram registradas diariamente em dois horários (8 e 18 horas). Os resultados do monitoramento ambiental do galpão estão apresentadas na Tabela 2.

Tabela 2. Monitoramento ambiental de galpão de criação de frangos de corte em aviário experimental

Idade (dias)	Máx ¹	Mín ¹	GN Máx ¹	GN Mín ¹	UR Máx ¹	UR Mín ¹	ITU Máx. ²	ITU Mín. ²	ITGU Máx. ²	ITGU Mín. ²
1 a 7	34,3	27,4	36,0	25,0	66,0	50,0	88,8	75,2	88,3	76,2
8 a 14	32,1	26,1	35,0	26,0	82,0	55,0	80,9	72,3	86,9	76,5
15 a 21	30,6	25,3	30,0	25,0	78,0	50,0	78,8	72,3	80,6	75,1
22 a 28	26,9	23,1	30,0	22,0	91,0	64,0	75,9	68	80,5	70,7
29 a 35	27,9	22,6	30,0	23,0	90,0	66,0	78,8	68,7	80,9	70,3
36 a 42	25,3	19,7	27,0	22,0	84,0	60,0	74,4	66,5	74,7	70,6

¹Máx., temperatura máxima em °C; Mín., temperatura mínima em °C; GN Máx., temperatura máxima de globo negro em °C; GN Mín., temperatura mínima de globo negro em °C; UR Máx., umidade relativa máxima do ar em %; UR Mín., umidade relativa mínima do ar em %. ²ITGU Máx., índice de temperatura de globo e umidade máxima; ²ITGU Mín., índice de temperatura de globo e umidade mínima; ²ITU Máx., índice de temperatura e umidade máxima; ²ITU Mín., índice de temperatura e umidade mínima.

Aos oito dias de idade, foram retiradas duas aves por unidade experimental, representativas do peso médio do boxe, pesadas e abatidas por deslocamento cervical após jejum de duas horas. Posteriormente, foram coletados e pesados o proventrículo, moela, intestinos, fígado e pâncreas para o cálculo dos pesos relativos.

Para as análises histomorfológicas foram colhidos segmentos de 3 cm do duodeno, jejuno e íleo, cortados transversalmente e abertos longitudinalmente pela sua borda mesentérica, lavados e estendidos pela túnica serosa em placa de papelão, fixados em formol tamponado a 10% por um período de 24 horas.

Para a confecção das lâminas histológicas, as amostras foram desidratadas em série crescente de álcool (álcool 70%; 80%; 90%; 100%; 100%; 100%) por 30 minutos em cada passagem. Na sequência, foram diafanizadas em solução álcool:xilol (1:1) por 30 minutos e xilol 100% por 30 minutos, imersas em parafina (Paraplast) em estufa a 55°C por 90 minutos e, incluídas em parafina para a formação dos blocos. Posteriormente, as amostras foram submetidas à microtomia obtendo-se corte histológicos de cinco micrômetros de espessura, os quais foram colocados em lâminas e corados com PAS.

Aos 21 e 42 dias de idade, foram utilizadas duas aves por unidade experimental para colheita de 1 mL de sangue por meio de punção da veia braquial com seringa heparinizada para determinação da relação heterófilo:linfócito (H:L) de acordo com metodologia proposta por Charles Noriega (2000). A contagem diferencial foi realizada em microscópio ótico utilizando-se objetiva de imersão em óleo com aumento de 100X. Foram contadas 100 células leucocitárias para determinação da relação H:L.

Aos 42 dias de idade, foram coletados 5 mL de sangue de duas aves por unidade experimental por meio de punção da veia braquial com seringa heparinizada para obtenção de plasma para análises de glicose, triglicérides, colesterol, ácido úrico e proteínas totais. Estas análises foram realizadas utilizando-se kits comerciais por meio de espectrofotômetro.

Aos 43 dias de idade foram retiradas, ao acaso, quatro aves por boxe, sendo dois machos e duas fêmeas, somando 24 aves por tratamento, totalizando 96 aves, que foram identificadas individualmente por anilhas numeradas em uma das patas e após passarem por um período de 8 horas de jejum, foram pesadas e imediatamente abatidas no abatedouro da FMVZ, UNESP, Campus de Botucatu. As aves foram insensibilizadas por eletronarcose e abatidas por sangria. Na sequência as aves foram depenadas e evisceradas. O rendimento de carcaça (sem pés e cabeça) e de gordura abdominal foram obtidos em relação ao peso vivo antes do abate. Para a obtenção do rendimento de partes, calculou-se a relação entre o peso de cada uma das partes (peito,

coxa+sobrecoxa, asas e dorso) e o peso da carcaça eviscerada. Após o abate, os fígados foram pesados e imediatamente congelados para análise de gordura e glicogênio.

A gordura do fígado foi determinada pela metodologia proposta por Folch et al. (1957) e, para determinação da concentração de glicogênio hepático, 500 mg de fígado foram colocados em 2mL de solução de KOH 30%, em tubos de centrifugação de vidro, segundo metodologia proposta por Krisman (1962). Os resultados de mensuração de gordura e glicogênio foram expressos em porcentagem.

Os resultados obtidos no experimento foram analisados utilizando análise de variância (ANOVA) com auxílio do procedimento *General Linear Model (GLM)* do programa estatístico Minitab 16 (2011) e, quando significativas, as médias entre os tratamentos foram comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Na fase pré-inicial (1 a 7 dias de idade), houve diferença entre os tratamentos ($P < 0,0001$) para o peso final, ganho de peso e consumo de ração, que foram maiores nas aves que não foram submetidas a jejum.

Para o período de 1 a 21 dias de idade, não houve diferença entre tratamentos para conversão alimentar e viabilidade, mas houve diferença ($P < 0,0001$) para peso final, ganho de peso e consumo de ração. Os frangos do tratamento DC apresentaram melhor desempenho quando comparados com os frangos dos tratamentos que foram submetidos ao jejum (DC+J; BET+J; BUT+J). Estes dados corroboram aqueles obtidos por Oliveira (2012), Bigot et al. (2003) e Gonzales et al. (2003), em que foram observados efeitos negativos do jejum pós-eclosão no desempenho dos frangos de corte nas primeiras semanas de vida.

A presença de alimento exógeno no trato digestório é necessária para potencializar o seu desenvolvimento por estimular a liberação do conteúdo do saco vitelino para o intestino (GONZALES et al., 2003), fazendo com que sua capacidade funcional seja alcançada mais rapidamente (UNI; FERKET, 2004). Esta maturação mais rápida do trato pode ajudar a explicar o melhor desempenho das aves que foram prontamente alojadas e alimentadas.

As aves dos tratamentos com jejum (DC+J; BET+J; BUT+J) apresentaram menor tempo de acesso ao alimento e, conseqüentemente, apresentaram menor consumo de ração. Pelo fato do ganho de peso em pintos de corte recém-eclodidos ser diretamente relacionado à disponibilidade de alimento (BIGOT et al., 2003), o desenvolvimento dos órgãos do trato gastrintestinal pode ter sido comprometido (DIBNER et al., 1998; UNI; GANOT; SKLAN, 1998), fazendo com que os pintos de corte que foram privadas de água e ração apresentassem pior desempenho (GONZALES et al., 2003) conforme verificado pelo menor consumo de ração, ganho de peso e peso corporal aos 7 e 21 dias de idade.

No período total de criação (1 a 42 dias de idade), não foram observadas diferenças entre os tratamentos para o peso final, ganho de peso, viabilidade e fator de produção; contudo verificou-se efeito dos tratamentos para consumo de ração ($P<0,0001$) e conversão alimentar ($P=0,019$).

Os resultados de ganho de peso e peso corporal final mostram que as aves submetidas ao jejum pós-eclosão (DC+J; BET+J; BUT+J) apresentaram, aos 42 dias de idade, peso corporal semelhante às do tratamento DC. Este achado corrobora o encontrado por Almeida et al. (2006), que não verificaram efeito do jejum pré alojamento no peso dos frangos de corte ao término de período de criação (42 dias de idade).

As aves do tratamento DC apresentaram maior consumo de ração que as dos tratamentos com jejum (CD+J; BET+J; BUT+J), possivelmente devido ao maior tempo de acesso ao alimento nos primeiros dias de vida. Outra explicação para este resultado refere-se ao fato do consumo de alimento estimular o desenvolvimento do trato gastrintestinal, fazendo com que a capacidade funcional do mesmo seja mais rapidamente atingida, ocasionando, conseqüentemente, maior consumo de ração (UNI; FERKET, 2004).

No presente estudo não foi observado melhora no desempenho dos frangos de corte com adição de ácido butírico na ração em nenhuma das fases de criação, estando em concordância com os resultados de Houshmand et al. (2012) e Leeson et al. (2005), que não encontraram melhora no desempenho de frangos de corte recebendo ácidos orgânicos na ração, entretanto, difere dos resultados obtidos por Viola; Vieira (2007) e

de Adil et al. (2010), que verificaram benefícios no desempenho de frangos de corte suplementados com ácidos orgânicos na ração.

A inconsistência dos resultados encontrados na literatura quanto ao efeito dos ácidos orgânicos pode ser devido às diferenças em ambiente, manejo, nutrição, tipo do ácido orgânico utilizado, dosagem e característica das aves, que podem afetar a resposta dos frangos de corte (HOUSHMAND et al., 2012).

Foi observado que o tratamento BET+J melhorou a conversão alimentar (CA) dos frangos no período de 1 a 42 dias de idade comparado com as aves do tratamento DC, resposta, esta, consistente com outros trabalhos. Wang et al. (2004) observaram menor conversão alimentar no período de 1 a 21 dias de idade em patos alimentados com dietas contendo betaína, assim como Pereira et al. (2010), que encontraram melhora na conversão alimentar com a inclusão de betaína na ração de frangos de corte no período total de criação. Entretanto, Zulkifli et al. (2004) não obtiveram melhora nos parâmetros zootécnicos de frangos de corte com a adição de betafin® (betaína natural).

Tabela 3. Efeito do jejum e ácido butírico ou betaína sobre o desempenho de frangos de corte

Variáveis	DC ¹	DC+J ¹	BET+J ¹	BUT+J ¹	p-value	CV, %
<u>1-7 dias de idade</u>						
PI ² , g	49,1	49,0	49,2	49,0	0,9590	1,9
PF ² , g	182,5 ^a	134,9 ^b	138,6 ^b	135,8 ^b	0,0001	2,4
GP ² , g	133,3 ^a	85,9 ^b	89,4 ^b	86,9 ^b	0,0001	3,5
CR ² , g	145,5 ^a	101,0 ^b	99,9 ^b	95,0 ^b	0,0001	6,4
CA ² , g:g	1,091	1,184	1,130	1,099	0,337	8,3
VB ² , %	100,0	99,0	99,0	99,0	0,65	1,6
<u>1-21 dias de idade</u>						
PF, g	953,0 ^a	849,3 ^b	844,2 ^b	847,5 ^b	0,0001	2,0
GP, g	903,9 ^a	800,3 ^b	795,0 ^b	798,5 ^b	0,0001	2,1
CR, g	1239,3 ^a	1084,6 ^b	1062,4 ^b	1076,1 ^b	0,0001	1,9
CA, g:g	1,386	1,374	1,366	1,373	0,322	1,4
VB, %	99,5	99,0	97,1	98,1	0,121	1,8
<u>1-42 dias de idade</u>						
PF, g	2796,6	2711,8	2696,6	2729,4	0,114	2,6
GP, g	2747,5	2662,8	2647,4	2680,4	0,115	2,7
CR, g	4573,5 ^a	4353,7 ^b	4243,1 ^b	4343,8 ^b	0,0001	2,6
CA, g:g	1,683 ^a	1,657 ^{ab}	1,629 ^b	1,640 ^{ab}	0,019	1,7
VB, %	98,1	97,6	95,7	97,1	0,358	2,4
FEP ³	381,2	373,4	371,0	377,9	0,649	4,0

^{a,b} Médias seguidas de letras distintas na mesma linha diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade, ¹DC=dieta controle sem jejum; DC+J= DC e jejum absoluto; BET+J= DC com betaína e jejum absoluto; BUT+J= DC com ácido butírico e

jejum absoluto. ²PI, peso inicial (ao chegar); PF, peso final; GP, ganho de peso; CR, consumo de ração; CA, conversão alimentar; VB, viabilidade; ³FEP, fator de eficiência produtiva; $FEP = ((PC \times VB)/(CA \times idade)) \times 100$.

A melhora na conversão alimentar apresentada pelas aves do tratamento com adição de betaína (BET+J) provavelmente foi devida à capacidade doadora de grupamento metil da betaína, o que pode ter resultado na utilização mais eficiente da proteína dietária para a deposição muscular (EKLUND et al., 2005). A betaína pode também ter melhorado a absorção e a digestibilidade dos nutrientes por atuar na manutenção da integridade dos vilos da mucosa intestinal (TEIXEIRA et al., 2006; PEREIRA et al., 2010).

Os tratamentos diferiram entre si ($P=0,004$) para peso absoluto de proventrículo, e o maior peso absoluto foi verificado para os frangos do tratamento DC quando comparados aos do tratamento BET+J. As aves dos tratamentos DC+J e BUT+J não diferiram de nenhum dos tratamentos.

Para o peso absoluto da moela, não foi verificada diferença entre os tratamentos. Com relação ao peso absoluto de intestino delgado, houve diferença entre os tratamentos ($P=0,012$), e os frangos do tratamento DC foram os que apresentaram o maior peso, e os do DC+J, os que tiveram o menor peso.

Para o peso absoluto de intestino grosso, verificou-se diferença entre tratamentos ($P=0,012$), e os frangos do tratamento DC apresentaram o maior valor, enquanto os frangos dos tratamentos BET+J, os menores. O peso absoluto de intestino grosso de frangos do tratamento DC+J e BUT+J foram intermediários a estes.

Houve diferença entre tratamentos para pesos absolutos de fígado e pâncreas ($P=0,041$ e $P<0,001$, respectivamente), e os frangos do tratamento DC apresentaram maiores valores que as aves dos demais tratamentos (DC+J; BET+J; BUT+J).

O maior peso absoluto dos órgãos observado no tratamento DC pode ser explicado pelo crescimento alométrico apresentado pelos órgãos na primeira semana de vida (DIBNER et al., 1998). Este crescimento preferencial ocorre devido a presença de alimento no trato proporcionar o seu desenvolvimento mais rápido por direcionar grande parte da proteína e energia para tal finalidade (BIGOT et al., 2003; MAIORKA et al., 2003), o que resulta em aumento do diâmetro intestinal e do peso dos órgãos do trato gastrointestinal (MURUGUESAN, 2013), e justifica, também, o menor peso absoluto dos órgãos de pintos de corte submetidos à privação (MAIORKA et al., 2003),

assim como, o atraso no desenvolvimento do trato gastrointestinal e maturação da secreção das enzimas digestivas (ALMEIDA et al., 2006).

Os resultados encontrados neste estudo corroboram os de Dibner et al. (1998), Cançado (1999); Gonzales et al. (2003) e Pedroso et al. (2005), que verificaram maior peso de órgãos digestórios para pintos de corte que receberam água e ração e menor peso absoluto dos órgãos digestivos em pintos de corte submetidos à restrição neonatal.

Considerando o peso relativo do proventrículo, observou-se diferença entre os tratamentos ($P < 0,001$), com maior peso observado para pintainhos do tratamento DC+J, e menor nos pintainhos dos tratamentos DC e BET+J. O peso relativo das aves do tratamento BUT+J não diferiu daqueles dos demais tratamentos.

Houve diferença entre tratamentos para o peso relativo da moela ($P = 0,018$), sendo que os frangos do tratamento DC+J apresentaram maior peso relativo quando comparados com os do tratamento DC. Os frangos dos tratamentos BET+J e BUT+J apresentaram valores intermediários.

Para o peso relativo do intestino delgado verificou-se diferenças entre os tratamentos ($P = 0,018$), sendo que as aves dos tratamentos BET+J e BUT+J apresentaram o maior peso, e as aves do tratamento DC, o menor.

As médias dos tratamentos não diferiram para os pesos relativos de intestino grosso, fígado e pâncreas.

Os maiores pesos relativos de proventrículo, moela e intestino delgado foram encontrados nas aves que foram submetidas a jejum (DC+J; BET+J; BUT+J). Como o peso relativo é obtido pela relação existente entre o peso do órgão e o peso corporal, pintos de corte com pesos semelhantes de órgãos, mas com pesos corporais diferentes, apresentaram diferenças nos pesos relativos dos órgãos.

O maior peso relativo de órgãos do TGI em pintainhos submetidos a jejum pode ocorrer devido ao maior crescimento proporcional apresentado por estes órgãos durante as primeiras semanas de vida (ZHAO et al., 2014), sugerindo que o desenvolvimento destes é priorizado para assegurar que os alimentos ingeridos consigam ser digeridos e absorvidos eficientemente, visando o crescimento do animal (MAIORKA et al., 2003).

Com relação aos demais órgãos, como o peso corporal e o peso absoluto dos órgãos foram reduzidos, a proporção que estes órgãos representam se manteve constante.

Tabela 4. Efeito do jejum e ácido butírico ou betaína sobre o peso de órgãos de frangos de corte aos 8 dias de idade

Variáveis	DC	DC+J	BET+J	BUT+J	p-value	CV, %
<u>Peso absoluto</u>						
Peso ave, g	200,0 ^a	153,2 ^b	160,8 ^b	155,0 ^b	0,0001	0,046
Proventrículo, g	2,0 ^a	1,9 ^{ab}	1,7 ^b	1,8 ^{ab}	0,004	0,140
Moela, g	8,2	7,9	7,1	7,9	0,288	0,181
Intestino delgado, g	17,0 ^a	14,6 ^b	15,4 ^{ab}	15,2 ^{ab}	0,012	0,112
Intestino grosso, g	2,6 ^a	2,2 ^{ab}	2,0 ^b	2,2 ^{ab}	0,012	0,177
Fígado, g	7,7 ^a	6,7 ^b	6,8 ^b	6,7 ^b	0,041	0,139
Pâncreas, g	1,0 ^a	0,9 ^b	0,8 ^b	0,8 ^b	0,001	0,163
<u>Peso relativo</u>						
Proventrículo (%)	1,0 ^b	1,3 ^a	1,0 ^b	1,1 ^{ab}	0,001	0,132
Moela (%)	4,1 ^b	5,2 ^a	4,4 ^{ab}	5,1 ^{ab}	0,018	0,197
Intestino delgado (%)	8,5 ^b	9,6 ^{ab}	9,9 ^a	10,1 ^a	0,018	0,132
Intestino grosso (%)	1,3	1,4	1,3	1,4	0,126	0,168
Fígado (%)	3,8	4,3	4,2	4,4	0,097	0,133
Pâncreas (%)	0,5	0,6	0,5	0,5	0,23	0,153

^{a,b} Médias seguidas de letras distintas na mesma linha diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade, ¹DC=dieta controle sem jejum; DC+J= DC e jejum absoluto; BET+J= DC com betaína e jejum absoluto; BUT+J= DC com ácido butírico e jejum absoluto.

Houve efeito significativo dos tratamentos para todas as variáveis (altura de vilo, profundidade de cripta e para a relação entre a altura de vilo e a profundidade de cripta) nas três porções do intestino delgado (duodeno, jejuno e íleo).

Para a altura de vilo da porção do duodeno ($P < 0,0001$), os frangos do tratamento DC foram os que apresentaram maior altura, contudo o valor não diferiu daqueles do tratamento BUT+J. As aves do tratamento DC+J apresentaram a menor altura de vilo.

No jejuno, a altura de vilo foi afetada pelos tratamentos ($P < 0,0001$). Os frangos do tratamento BUT+J apresentaram maior altura de vilo, porém não foram diferentes das aves do tratamento DC. Os frangos do tratamento BET+J foram os que apresentaram menor altura de vilo, mas não diferiram dos frangos do tratamento DC+J e, estes por sua vez, também não diferiram das aves que receberam DC.

Na porção do íleo, a altura de vilo das aves do tratamento DC foi a maior ($P < 0,0001$). As médias dos frangos dos tratamentos BET+J e BUT+J não foram diferentes entre si, estando intermediários e os frangos do tratamento DC+J apresentaram a menor altura de vilo.

Para a profundidade de cripta na porção do duodeno, os frangos do tratamento DC foram os que apresentaram a maior profundidade ($P=0,036$), contudo, não diferiram das aves dos tratamentos DC+J ou BUT+J. Os frangos do tratamento BET+J foram os que apresentaram a menor profundidade quando comparados com aqueles do tratamento DC.

Na porção do jejuno, a maior profundidade de cripta foi apresentada pelos frangos do tratamento DC ($P<0,0001$), contudo, não diferiram daqueles do tratamento DC+J. As aves do tratamento BET+J foram as que apresentaram menor profundidade de cripta, entretanto, não diferiram daquelas do tratamento BUT+J.

Os frangos do tratamento DC apresentaram maior profundidade de cripta no íleo, mas não diferiram das aves dos tratamentos DC+J e BUT+J. A menor profundidade foi apresentada pelos frangos do tratamento BET+J, porém não foi diferente das aves do tratamento DC+J ($P<0,0001$).

Na porção duodenal, a menor relação vilosidade: cripta foi apresentada pelos frangos do tratamento DC+J, contudo, não diferiu da média apresentada pelas aves dos tratamentos DC e BUT+J. Os frangos do tratamento BET+J foram os que apresentaram maior relação vilosidade: cripta ($P=0,025$) comparados com os frangos do tratamento DC+J.

Para a relação vilosidade: cripta na porção do jejuno, os frangos do tratamento BUT+J foram os que apresentaram maior relação ($P<0,0001$), contudo não diferiram das aves do tratamento BET+J. Os frangos dos tratamentos DC e DC+J apresentaram as menores relações vilosidade: cripta, não diferindo dos frangos do tratamento BET+J.

Quanto à relação vilosidade: cripta na porção ileal, os frangos do tratamento DC apresentaram maior relação ($P=0,006$), porém não diferiram dos frangos dos tratamentos BET+J e BUT+J. Os frangos do tratamento DC+J foram os que apresentaram menor relação, mas não diferiram dos do tratamento BUT+J.

Os vilos são compostos por células altamente especializadas com função de absorção dos nutrientes (BUENO et al., 2012). Assim, vilos mais longos sugerem maior área de superfície capaz de absorver os nutrientes disponíveis (AWAD et al., 2009). No presente estudo, os pintos do tratamento DC foram prontamente alojados ao chegar, o que favoreceu o crescimento das suas vilosidades devido à ingestão de ração causar rápido desenvolvimento do trato gastrointestinal, assim como das estruturas que o compõem (UNI; GANOT; SKLAN, 1998).

Criptas mais profundas indicam alta atividade proliferativa celular e maior demanda de células para permitir a renovação dos vilos e criptas (MURUGUESAN, 2013). Esta maior profundidade pode ocorrer devido a um efeito trófico de um ingrediente da dieta ou por alguma injúria da mucosa. Quando a mucosa intestinal é lesionada, ocorre o espessamento da cripta com a finalidade de renovar perdas demasiadas na altura de vilos (BUENO et al., 2012).

A altura de vilo e a profundidade de cripta são parâmetros utilizados para avaliação do crescimento e regressão do vilo. Aves submetidas ao jejum pós-eclosão apresentam *turnover* celular e altura de vilos reduzidos devido à perda de água causada pela evaporação via respiração (GOMIDE JUNIOR et al., 2004).

A menor relação vilo:cripta sugere vilos danificados e maior atividade proliferativa nas criptas, com a finalidade de restaurar a forma e a função do epitélio; em contrapartida, a maior relação está diretamente correlacionada com aumento na área de absorção, o que pode consequentemente, beneficiar o desempenho (MURUGUESAN, 2013).

Neste estudo observou-se efeito da adição de ácido butírico na ração de frangos de corte, o que pode ser atribuído à ação trófica que este aditivo apresenta, favorecendo o desenvolvimento da mucosa intestinal por ser fonte de energia para os enterócitos (ANTONGIOVANNI et al., 2007), o que estimula o processo mitótico (SALAZAR et al., 2008), e proporciona saúde do trato gastrointestinal e desenvolvimento das vilosidades (PANDA et al., 2009).

Os resultados encontrados no presente estudo divergem de Maiorka et al. (2004) e de Houshmand et al. (2012), que não verificaram efeito da adição de ácidos orgânicos nos parâmetros intestinais de frangos de corte, tais como altura de vilos e profundidade de cripta. Contudo, corroboram os resultados obtidos por Antongiovanni et al. (2007), Panda et al. (2009) e Adil et al. (2010), que observaram vilos mais longos e criptas mais profundas em frangos de corte que receberam ácido butírico via ração.

A adição de betaína não proporcionou melhora na morfometria intestinal das aves, diferentemente do observado por Barbosa (2009) e Sakomura et al. (2013) que observaram melhora nestes parâmetros com a adição deste aditivo.

Possivelmente a melhora promovida pela adição de betaína pode ser mais expressiva em aves desafiadas devido à destruição das vilosidades pelo patógeno, o que

realçaria o efeito osmoprotetor apresentado por este aditivo na mucosa intestinal (BARBOSA, 2009).

Tabela 5. Efeito do jejum e ácido butírico ou betaína sobre a morfometria intestinal de pintos de corte aos 8 dias de idade

Variáveis	DC	DC+J	BET+J	BUT+J	p-value	CV, %
<u>Altura de vilo (μm)</u>						
Duodeno	988,77 ^a	894,58 ^c	935,03 ^b	957,97 ^{ab}	0,0001	13,824
Jejuno	557,25 ^{ab}	535,48 ^{bc}	525,87 ^c	576,27 ^a	0,0001	18,195
Íleo	497,22 ^a	424,19 ^c	449,10 ^b	469,38 ^b	0,0001	18,398
<u>Profundidade de cripta (μm)</u>						
Duodeno	190,89 ^a	183,79 ^{ab}	178,31 ^b	184,31 ^{ab}	0,036	21,858
Jejuno	149,85 ^a	144,76 ^{ab}	131,70 ^c	139,33 ^{bc}	0,0001	26,774
Íleo	140,92 ^a	132,20 ^{ab}	127,17 ^b	139,13 ^a	0,0001	25,312
<u>Relação V:C</u>						
Duodeno	5,405 ^{ab}	5,071 ^b	5,481 ^a	5,413 ^{ab}	0,025	26,108
Jejuno	3,931 ^b	3,933 ^b	4,214 ^{ab}	4,385 ^a	0,0001	28,121
Íleo	3,769 ^a	3,417 ^b	3,717 ^a	3,531 ^{ab}	0,006	29,604

^{a,b} Médias seguidas de letras distintas na mesma linha diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade, ¹DC = dieta controle sem jejum; DC+J = DC e jejum absoluto; BET+J = DC com betaína e jejum absoluto e BUT+J = DC com ácido butírico e jejum absoluto. V:C relação entre altura de vilo e profundidade de cripta.

Não houve diferença significativa para a relação heterófilo:linfócito nas avaliações de 21 e 42 dias de idade (Tabela 6). Os valores obtidos nos dois períodos indicam baixo nível de estresse nas aves conforme sugerido por Gross; Siegel (1983), demonstrando que o jejum pós-eclosão não afetou esta relação em nenhum dos períodos estudados, corroborando os resultados encontrados por Gonzales et al. (2003).

Tabela 6. Efeito do jejum e ácido butírico ou betaína sobre a relação heterófilo:linfócito de frangos de corte aos 21 e 42 dias de idade

Idade	DC	DC+J	BET+J	BUT+J	p-value	CV, %
21 dias	0,339	0,247	0,391	0,346	0,500	70,886
42 dias	0,247	0,321	0,252	0,337	0,391	55,031

^{a,b} Médias seguidas de letras distintas na mesma linha diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade, ¹DC = dieta controle sem jejum; DC+J = DC e jejum absoluto; BET+J = DC com betaína e jejum absoluto e BUT+J = DC com ácido butírico e jejum absoluto.

Não foi observada diferença significativa entre os tratamentos para ácido úrico, glicose, proteínas totais, triglicérides e VLDL.

Houve diferença entre os tratamentos para o teor de colesterol plasmático das aves (P=0,045). As aves do tratamento DC+J apresentaram valores mais elevados

quando comparadas com as aves do tratamento BUT+J, porém não diferiram dos frangos dos tratamentos DC e BET+J.

A redução no teor de colesterol observada nas aves do tratamento BUT+J deve-se provavelmente à capacidade que os ácidos graxos de cadeia curta têm em reduzir a atividade das enzimas 3-hidroxi-3-metilglutaril-CoA sintase (HMGCS) e 3-hidroxi-3-metilglutaril-CoA redutase (HMGCR), responsáveis pela síntese de colesterol (BESTEN et al., 2013).

Os resultados encontrados neste estudo estão em concordância com Demigné et al. (1995) e Hara et al. (1999), que verificaram redução na concentração de colesterol plasmático com a adição de ácido propiônico e uma mistura composta por ácido acético, propiônico e butírico, respectivamente. Resultados semelhantes também foram obtidos por Taherpour et al. (2009) e Irani et al. (2011) que, ao fornecerem 0,3% de glicerídeos de ácido butírico durante todo o período de criação de frangos de corte, notaram redução no colesterol sérico.

Tabela 7. Efeito do jejum e ácido butírico ou betaína sobre os parâmetros bioquímicos sanguíneos de frangos de corte aos 42 dias de idade

Variáveis	DC	DC+J	BET+J	BUT+J	p-value	CV, %
Ácido úrico (mg/dL)	4,365	4,487	4,934	4,823	0,256	23,83
Colesterol (mg/dL)	110,67 ^{ab}	118,07 ^a	113,06 ^{ab}	108,6 ^b	0,045	10,49
Glicose (mg/dL)	253,18	258,95	250,40	252,82	0,216	5,61
Proteínas totais (g/dL)	2,85	2,95	2,87	2,85	0,068	8,51
Triglicérides (mg/dL)	64,36	59,59	64,98	68,06	0,738	41,15
VLDL (mg/dL)	12,96	11,83	13,04	13,54	0,718	41,00

^{a,b} Médias seguidas de letras distintas na mesma linha diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade, ¹DC = dieta controle sem jejum; DC+J = DC e jejum absoluto; BET+J = DC com betaína e jejum absoluto e BUT+J = DC com ácido butírico e jejum absoluto.

Os resultados de rendimento de carcaça e cortes avaliados aos 43 dias de idade estão contidos na Tabela 8. Não houve diferença significativa para rendimento de carcaça, asas, dorso e porcentagem de gordura abdominal.

Os frangos do tratamento BET+J foram os que apresentaram maior rendimento de peito (P=0,038) comparados com aqueles do tratamento BUT+J, contudo não diferiram das aves dos tratamentos DC e DC+J.

O rendimento de pernas apresentado pelos frangos do tratamento DC+J foi maior ($P=0,017$) comparado com aqueles que receberam o tratamento BET+J, não diferindo, contudo, das aves dos tratamentos DC e BUT+J.

O maior rendimento de peito encontrado neste estudo é consistente com os resultados obtidos por McDevitt; Mack; Wallis (2000), Zhan et al.(2006) e Boemo (2012), que verificaram aumento do rendimento de peito de frangos de corte com a inclusão de betaína.

Este maior rendimento de peito proporcionado pela adição de betaína na ração dos frangos provavelmente ocorreu devido à propriedade que este aditivo tem em doar grupamentos metil para a homocisteína, para a regeneração da metionina, poupando o uso deste aminoácido, essencial para diversas funções no organismo, neste ciclo, e direcionando-o para a síntese proteica (ZHAN et al., 2006). Além disso, ao doar o grupamento metil para a metilação da homocisteína, a betaína é metabolizada à glicina, um aminoácido que apresenta importante ação na síntese proteica e deposição muscular (BOEMO, 2012), o que contribui para o aumento do rendimento de peito.

O maior rendimento de peito encontrado com a inclusão de betaína pode também estar relacionado à sua capacidade de reter água (ESTEVE-GARCIA; MACK, 2000), assim como, por aumentar a absorção e retenção mineral, o que pode contribuir para maior capacidade de retenção de água no tecido muscular (EKLUND et al., 2005).

Tabela 8. Efeito do jejum e ácido butírico ou betaína no rendimento de carcaça e cortes de frangos de corte aos 43 dias

Variáveis	DC	DC+J	BET+J	BUT+J	p-value	CV, %
Carcaça (%)	75,0	74,6	74,4	74,4	0,552	2,2
Gordura abdominal(%)	2,5	2,5	2,7	2,3	0,304	16,7
Peito (%)	40,7 ^{ab}	41,1 ^{ab}	42,0 ^a	40,2 ^b	0,038	4,9
Pernas (%)	28,7 ^{ab}	29,0 ^a	27,7 ^b	28,8 ^{ab}	0,017	5,7
Asas (%)	10,9	10,6	10,8	10,4	0,586	8,2
Dorso (%)	19,4	19,0	19,4	20,0	0,280	9,7

^{a,b} Médias seguidas de letras distintas na mesma linha diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade, ¹DC = dieta controle sem jejum; DC+J = DC e jejum absoluto; BET+J = DC com betaína e jejum absoluto e BUT+J = DC com ácido butírico e jejum absoluto.

Não houve diferença entre os tratamentos para peso relativo de fígado, porcentagem de glicogênio e gordura hepática de frangos de corte. Estes resultados permitem inferir que o jejum pós-eclosão não afetou o metabolismo hepático das aves aos 43 dias de idade.

Tabela 9. Efeito do jejum e ácido butírico ou betaína sobre o peso relativo de fígado (%) e porcentagem (%) de glicogênio e gordura no fígado de frangos de corte aos 43 dias de idade

Variáveis	DC	DC+J	BET+J	BUT+J	p-value	CV, %
Fígado (%)	2,0	1,9	2,0	1,9	0,07	11,3
Glicogênio (%)	0,524	0,414	0,289	0,646	0,61	143,21
Gordura (%)	5,387	4,930	4,697	4,474	0,71	40,64

^{a,b} Médias seguidas de letras distintas na mesma linha diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade, ¹DC = dieta controle sem jejum; DC+J = DC e jejum absoluto; BET+J = DC com betaína e jejum absoluto e BUT+J = DC com ácido butírico e jejum absoluto.

Os teores de glicogênio hepático observados neste estudo foram semelhantes aos observados por Warriss et al. (1993) em frangos de corte submetidos a 10 horas de jejum (8.7 mg/g). Estes pesquisadores, contudo, encontraram redução de 40% nos teores de glicogênio hepático nas aves em jejum e atribuíram esta redução à necessidade de mobilização desta reserva energética para a manutenção da concentração de glicose sanguínea uma vez que a absorção intestinal de glicose é extremamente baixa em situação de privação de alimento.

No presente estudo, os teores de gordura hepática encontrados são semelhantes aos observados por Badinga et al (2003) em frangos de corte alimentados. Estes resultados parecem indicar que a privação alimentar na fase pós-eclosão (48 horas) e o período de jejum (8 horas) pelo qual as aves foram submetidas antes do abate não afetaram o metabolismo lipídico hepático.

CONCLUSÕES

A privação alimentar e hídrica por 48 horas após a eclosão é prejudicial ao desempenho dos frangos de corte até 21 dias de idade, pois reduz o ganho peso e peso vivo e atrasa o desenvolvimento dos órgãos do trato gastrointestinal, com alterações evidentes no peso e na morfologia intestinal.

A adição de ácido butírico melhora os parâmetros intestinais, tais como a altura de vilos e relação vilo:cripta no jejuno dos frangos de corte aos 8 dias de idade e reduz o colesterol plasmático aos 42 dias de idade quando submetidos a privação alimentar e hídrica por 48 horas após a eclosão. Para todo o período de criação, o uso da betaína melhora a conversão alimentar e o rendimento de peito dos frangos de corte submetidos à privação alimentar e hídrica por 48 horas após a eclosão.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Adil, S.; Banday, T.; Bhat, G. A.; Mir, M. S.; Rehman, M. Effect of dietary supplementation of organic acids on performance, intestinal histomorphology, and serum biochemistry of broiler chicken. *Vet. Med. Int.* 2010; 7: 4061-4065.
- Almeida, J. G.; Dahlke, F.; Maiorka, A.; Macari, M.; Furlan, R. L. Efeito do jejum no intervalo entre o nascimento e o alojamento sobre o desempenho de frangos de corte provenientes de matrizes de diferentes idades. *Arch. Vet. Sci.* 2006; 11(2): 50-54.
- Antongiovanni, M.; Buccioni, A.; Petacchi, F.; Leeson, S.; Minieri, S.; Martini, A.; Cecchi, R. Butyric acid glycerides in the diet of broiler chickens: effects on gut histology and carcass composition. *Ital. J. Anim. Sci.* 2007; 6: 19-25.
- Awad, W. A.; Ghareeb, K.; Abdel-Raheem, S.; Böhm, J. Effects of dietary inclusion of probiotic and symbiotic on growth performance, organ weights, and intestinal histomorphology of broiler chickens. *Poult. Sci.* 2009; 88: 49-55.
- Badinga, L.; Selberg, K. T.; Dinges, A. C.; Comer, C. W.; Miles, R. D. Dietary conjugated linoleic acid alters hepatic lipid content and fatty acid composition in broiler chickens. *Poult. Sci.* 2003; 82: 111-116.
- Barbosa, N. A. A. Avaliação de aditivos em dietas de frangos de corte [tese]. Jaboticabal: Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho; 2009.
- Besten, G. D.; Van Eunen, K.; Groen, A. K.; Venema, K.; Reijngoud, D. J.; Bakker, B. M. The role of short-chain fatty acids in the interplay between diet, gut microbiota, and host energy metabolism. *J. Lipid Res.* 2013; 54(9): 2325-2340.
- Bigot, K.; Mignon-Grasteau, S.; Picard, M.; Tesseraud, S. Effects of delayed feed intake on body, intestine and muscle development in neonate broilers. *Poult. Sci.* 2003; 82: 781-788.
- Boemo, L. S. N, N, dimetilglicina em dietas para frangos de corte [dissertação]. Santa Maria: Centro de Ciências Rurais, Universidade Federal de Santa Maria; 2012.

Bueno, R.; Albuquerque, R.; Murarolli, V. D. A.; Aya, L. A.; Raposo, R. S.; Bordin, R. A. Efeito da influência de probiótico sobre a morfologia intestinal de codornas japonesas. *Braz. J. Vet. Res. Anim. Sci.* 2012; 49(2): 111-115.

Buffington, D. E.; Collazo-Arocho, A.; Canton, G. H.; Pitt, D.; Thatcher, W. W.; Collier, R. J. Black globe-humidity index (BGHI) as comfort equation for dairy cows. *T. ASAE.* 1981; 24(3): 711-714.

Cançado, S. V. Efeito do intervalo de tempo entre o nascimento e alojamento de pintos de corte sobre o desempenho, digestibilidade da ração, desenvolvimento do trato gastrointestinal e atividade da lipase [tese]. Belo Horizonte: Programa de Pós-Graduação em Zootecnia, Universidade Federal de Minas Gerais; 1999.

Charles Noriega, M. L. V. C. Apuntes de hematología aviar: material didático para curso de hematologia aviária. Cidade do México: Universidad Nacional Autónoma de México. Departamento de Producción Animal: Aves, 2000.

Dibner, J. J.; Knight, C. D.; Kitchell, M. L.; Atwell, C. A.; Downs, A. C.; Ivey, F. J. Early feeding and development of the immune system in neonatal poultry. *J. Appl. Poult. Res.* 1998; 7: 425-436.

Demigné, C.; Morand, C.; Levrat, M. A.; Besson, C.; Moundras, C.; Révész, C. Effect of propionate on fatty acid and cholesterol synthesis and on acetate metabolism in isolated rat hepatocytes. *Brit. J. Nutr.* 1995; 74: 209-219.

Eklund, M.; Bauer, E.; Wamatu, J.; Monsenthin, R. Potential nutritional and physiological functions of betaine in livestock. *Nutr. Res. Rev.* 2005; 18: 31-48.

Esteve-Garcia, E.; Mack, S. The effect of DL-methionine and betaine on growth performance and carcass characteristics in broilers. *Anim. Feed Sci. Tech.* 2000; 87: 85-93.

Folch, J.; et al. A simple method for the isolation and purification of total lipids from animal tissues. *J. Biol. Chem.* 1957; 226(1): 497-509.

Gomide Junior, M. H.; Sterzo, E. V.; Macari, M.; Boleli, I. C. Use of scanning electron microscopy for the evaluation of intestinal epithelium integrity. *Rev. Bras. Zootecn.* 2004; 33(6): 1500-1505.

Gonzales, E.; Kondo, N.; Saldanha, E. S. P. B.; Loddy, M. M.; Careghi, C.; Decuypere, E. Performance and physiological parameters of broiler chickens subjected to fasting on the neonatal period. *Poult. Sci.* 2003; 82: 1250-1256.

Gross, W. B.; Siegel, H. S. Evaluation of the heterophil/lymphocyte ratio as a measure of stress in chickens. *Avian Dis.* 1983; 27(4): 972-979.

Hara, H.; Haga, S.; Aoyama, Y.; Kiriya, S. Short chain fatty acids suppress cholesterol synthesis in rat liver and intestine. *J. Nutr.* 1999; 129: 942-948.

Houshmand, M.; Azhar, K.; Zulkifli, I.; Bejo, M. H.; Kamyab, A. Effects of antibiotic feed additives on performance, immunity and intestinal morphology of broilers fed different levels of protein. *S. Afr. J. Anim. Sci.* 2012; 42(1): 22-32.

Irani, M.; Gharahveysi, S.; Rahmatian, R.; Zamani, M.; Pour, V. R. The effect of butyric acid glycerides on serum lipids and carcass analysis of broiler chickens. *Afr. J. Biotechnol.* 2011; 10(53): 11087-11092.

Kettunen, H.; Tiihonen, K.; Peuranen, S.; Saarinen, M. T.; Remus, J. C. Dietary betaine accumulates in the liver and intestinal tissue and stabilizes the intestinal epithelial structure in healthy and coccidia-infected broiler chicks. *Comp. Biochem. Phys.* 2001; 130: 759-769.

Krisman, C. R. A method for the colorimetric estimation of glycogen with iodine. *Anal. Biochem.* 1962; 4: 14-23.

Leeson, S.; Namkung, H.; Antongiovanni, M.; Lee, E. H. Effect of butyric acid on the performance and carcass yield of broiler chickens. *Poult. Sci.* 2005; 84(9): 1418-1422.

Maiorka, A.; Silva, A. V. F.; Santin, E.; Borges, S. A.; Boleli, I. C.; Macari, M. Influência da suplementação de glutamina sobre o desempenho e o desenvolvimento

de vilos e criptas do intestino delgado de frangos. *Arq. Bras. Med. Vet. Zoo.* 2000; 52(5): 487-490.

Maiorka, A.; Santin, E.; Dahlke, F.; Boleli, I. C.; Furlan, R. L.; Macari, M. Posthatching water and feed deprivation affect the gastrointestinal tract and intestinal mucosa development of broiler chicks. *J. Appl. Poult. Res.* 2003; 12: 483-492.

Maiorka, A.; Santin, A. M. E.; Borges, S. A.; Opalinski, M.; Silva, A. V. F. Emprego de uma mistura de ácidos fumárico, láctico, cítrico e ascórbico em dietas iniciais de frangos de corte. *Arch. Vet. Sci.* 2004; 9(1): 31-37.

McDevitt, R. M.; Mack, S.; Wallis, I. R. Can betaine replace or enhance the effect of methionine by improving broiler growth and carcass characteristics? *Brit. Poult. Sci.* 2000; 41(4): 473-480.

Muruguesan, G. R. Characterization of the effects of intestinal physiology modified by exogenous enzymes and direct-fed microbial on intestinal integrity, energy metabolism, body composition and performance of laying hens and broiler chickens [tese]. Ames: Iowa State University, 2013.

Nakage, E. S. Respostas fisiológicas de pintos submetidos a diferentes períodos de jejum: parâmetros hematológicos e intestinais [tese]. Jaboticabal: Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista; 2007.

Noy, Y.; Sklan, D. Metabolic responses to early nutrition. *J. Appl. Poult. Res.* 1998; 7: 437-451.

Oliveira, C. E. C. Efeito do jejum alimentar durante a janela de nascimento em frangos [dissertação]. Curitiba: Universidade Federal do Paraná; 2012.

Panda, A. K.; Rama Rao, S. V.; Raju, M. V. L. N.; Shyam Sunder, G. Effect of butyric acid on performance, gastrointestinal tract health and carcass characteristics in broiler chickens. *Asian-Australas. J. Anim. Sci.* 2009; 22(7): 1026-1031.

Pedroso, A. A.; Stringhini, J. H.; Leandro, N. S. M.; Xavier, A. S.; Lima, F. G.; Barbosa, C. E. Desempenho e biometria de órgãos digestórios de frangos provenientes

de matrizes jovens após diferentes intervalos de alojamento. Rev. Bras. Ciên. Avíc. 2005; 3: 5.

Pereira, P. W. Z.; Menten, J. F. M.; Racanicci, A. M. C.; Traldi, A. B.; Silva, C. S.; Rizzo, P. V. Avaliação de complexo enzimático e betaína natural em rações para frangos de corte criados em aviário comercial. Rev. Bras. Zootecn. 2010; 39(10): 2230-2236.

Rostagno, H. S. Albino, L. F. T.; Donzele, J. L.; Gomes, P. C.; Oliveira, R. F.; Lopes, D. C.; Ferreira, A. S.; Barreto, S. L. T. Tabelas brasileiras para aves e suínos: composição de alimentos e exigências nutricionais. 3rd ed. Viçosa, MG: UFV, 2011.

Sakomura, N. K.; Barbosa, N. A. A.; Silva, E. P.; Longo, F. A.; Kawauchi, I. M.; Fernandes, J. B. K. Efeito de suplementação de betaína em dietas de frangos de corte em condição de termoneutralidade. Rev. Bras. Ciênc. Agr. 2013; 8(2): 336-341.

Salazar, P. C. R.; Albuquerque, R.; Takeara, P.; Trindade Neto, M. A.; Araújo, L. F. Efeito dos ácidos láctico e butírico, isolados e associados, sobre o desempenho e morfometria intestinal em frangos de corte. Braz. J. Vet. Res. Anim. Sci. 2008; 45(6): 463-471.

Taherpour, K.; Moravej, H.; Shivazad, M.; Adibmoradi, M.; Yakhchali, B. Effects of dietary probiotic, prebiotic and butyric acid glycerides on performance and serum composition in broiler chickens. Afr. J. Biotechnol. 2009; 8(10): 2329-2334.

Teixeira, M.; Niang, T. M. S.; Gomes, A. V. C.; Lopes, C. W. Efeito do uso da betaína na biologia na morfologia dos estádios evolutivos de *Eimeria acervulina* em frangos de corte infectados experimentalmente com oocistos esporulados. Rev. Bras. Parasitol. Vet. 2006; 15(4): 193-198.

Thom, E. C. The discomfort index. Weatherwise; 1959; 12(1):57-60.

Uni, Z.; Ferket, R. P. Methods for early nutrition and their potential. World Poult. Sci. J. 2004; 60: 101-111.

Uni, Z.; Ganot, S.; Sklan, D. Posthatch development of mucosal function in the broiler small intestine. *Poult. Sci.* 1998; 77: 75-82.

Viola, E. S.; Vieira, S. L. Suplementação de acidificantes orgânicos e inorgânicos em dietas para frangos de corte: desempenho zootécnico e morfologia intestinal. *Rev. Bras. Zootecn.* 2007; 36(4): 1097-1104.

Wang, Y. Z.; Xu, Z. R.; Feng, J. The effect of betaine and DL-methionine on growth performance and carcass characteristics in meat ducks. *Anim. Feed Sci. Tech.* 2004; 116: 151-159.

Warriss, P. D.; Kestin, S. C.; Brown, S. N.; Knowles, T. G.; Wilkins, L. J.; Edwards, J. E.; Austin, S. D.; Nicol, C. J. The depletion of glycogen stores and indices of dehydration in transported broilers. *Brit. Vet. J.* 1993; 149(4): 391-398.

Zhan, X. A.; Wang, M.; Ren, H.; Zhao, R. Q.; Li, J. X.; Tan, Z. L. Effect of early feed restriction on metabolic programming and compensatory growth in broiler chickens. *Poult. Sci.* 2007; 86: 654-660.

Zhan, X. A.; Li, J. X.; Xu, Z. R.; Zhao, R. Q. Effects of methionine and betaine supplementation on growth performance, carcass composition and metabolism of lipids in male broilers. *Brit. Poult. Sci.* 2006; 47(5): 576-580.

Zhao, X.; Sumners, L. H.; Gilbert, E. R.; Siegel, P. B.; Zhang, W.; Cline, M. Delayed feeding after hatch caused compensatory increases in blood glucose concentration in fed chicks from low but not high body weight lines. *Poult. Sci.* 2014; 93: 617-624.

Zulkifli, I.; Mysahra, S. A.; Jin, L. Z. Dietary supplementation of betaine (betafin) and response to high temperature stress in male broiler chickens. *Asian – Australas. J. Anim. Sci.* 2004; 17(2): 244-249.

CAPÍTULO III

IMPLICAÇÕES

A avicultura tem apresentado desenvolvimento substancial graças à melhoria conjunta em genética, incubação e eclosão, nutrição e formulação de dietas, programas sanitários, manejo e processamento. Entretanto, devido a fatores inerentes ao processo produtivo, tais como, o tempo necessário para vacinar, realização da sexagem, preparo para o transporte e viagem, os pintainhos são submetidos a jejum hídrico e alimentar após a eclosão que pode variar de poucas horas a até dias antes do alojamento.

A reduzida capacidade do trato digestivo apresentada pelos pintainhos na primeira semana de vida, aliada à privação hídrica e alimentar no período pós-eclosão diminuem ainda mais a capacidade destes animais em digerir e absorver os nutrientes para o seu crescimento. Com isso, o fornecimento de substâncias que atenuem o efeito deletério que este jejum proporciona, torna-se necessário e de grande interesse pelos produtores.

Fatores como diferença no tempo de privação alimentar ao qual as aves são submetidas, assim como ao tipo, fonte e nível de inclusão do aditivo utilizado, além das condições sanitárias, de manejo e das características das aves, podem afetar a resposta dos frangos.

Trabalhos na área de saúde intestinal têm demonstrado que o uso de determinados aditivos é capaz de influenciar o pH e a microbiota do trato intestinal, avaliações estas que não foram realizadas no presente estudo, mas que possivelmente poderiam ajudar a melhor entender os efeitos tanto do jejum quanto dos diferentes aditivos sobre os parâmetros intestinais e de saúde, assim como demonstrar o comportamento da microbiota frente à diferentes condições.

Além disso, devido ao período de criação de frangos de corte estar cada mais curto, estudos com nutrição *in ovo* e alimentação precoce tornam-se muito importantes e necessários para se verificar seu efeito sobre o desempenho e o desenvolvimento mais rápido das aves.

Tais informações abrem portas para o conhecimento de mais uma ferramenta para a avicultura e sugerem mais estudos para elucidar os efeitos de diversos aditivos que podem proporcionar melhor saúde e desempenho em frangos de corte submetidos a jejum neonatal, assim como, frente a outras condições de estresse.