

UNIVERSIDADE FEDERAL DE GOIÁS
ESCOLA DE VETERINÁRIA E ZOOTECNIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ZOOTECNIA

GEL NUTRITIVO E SIMBIÓTICO PARA FRANGOS DE CORTE

Fernanda Vieira Castejon
Orientador: Prof. Dr. José Henrique Stringhini

GOIÂNIA
2017



**TERMO DE CIÊNCIA E DE AUTORIZAÇÃO PARA DISPONIBILIZAR
VERSÕES ELETRÔNICAS DE TESES E DISSERTAÇÕES
NA BIBLIOTECA DIGITAL DA UFG**

Na qualidade de titular dos direitos de autor, autorizo a Universidade Federal de Goiás (UFG) a disponibilizar, gratuitamente, por meio da Biblioteca Digital de Teses e Dissertações (BDTD/UFG), regulamentada pela Resolução CEPEC nº 832/2007, sem ressarcimento dos direitos autorais, de acordo com a Lei nº 9610/98, o documento conforme permissões assinaladas abaixo, para fins de leitura, impressão e/ou *download*, a título de divulgação da produção científica brasileira, a partir desta data.

1. Identificação do material bibliográfico: Dissertação Tese

2. Identificação da Tese ou Dissertação:

Nome completo do autor: Fernanda Vieira Castejon

Título do trabalho: Gel nutritivo e simbiótico para frangos de corte

3. Informações de acesso ao documento:

Concorda com a liberação total do documento SIM NÃO¹

Havendo concordância com a disponibilização eletrônica, torna-se imprescindível o envio do(s) arquivo(s) em formato digital PDF da tese ou dissertação.

Assinatura do(a) autor(a)²

Ciente/e de acordo:

Assinatura do(a) orientador(a)²

Data: 08 / 10 / 18

¹ Neste caso o documento será embargado por até um ano a partir da data de defesa. A extensão deste prazo suscita justificativa junto à coordenação do curso. Os dados do documento não serão disponibilizados durante o período de embargo.

Casos de embargo:

- Solicitação de registro de patente;
- Submissão de artigo em revista científica;
- Publicação como capítulo de livro;
- Publicação da dissertação/tese em livro.

² A assinatura deve ser escaneada.

FERNANDA VIEIRA CASTEJON

GEL NUTRITIVO E SIMBIÓTICO PARA FRANGOS DE CORTE

Tese apresentada para obtenção do título de
Doutor em Zootecnia junto à Escola de
Veterinária e Zootecnia da Universidade
Federal de Goiás

Área de Concentração:

Produção Animal

Orientador:

Prof. Dr. José Henrique Stringhini – EVZ/UFG

Comitê de Orientação:

Prof. Dr. Marcos Barcellos Café – EVZ/UFG

Prof.^a Dr.^a Maria Auxiliadora Andrade –
EVZ/UFG

GOIÂNIA
2017

Ficha de identificação da obra elaborada pelo autor, através do Programa de Geração Automática do Sistema de Bibliotecas da UFG.

Castejon, Fernanda Vieira
Gel nutritivo e simbiótico para frangos de corte [manuscrito] /
Fernanda Vieira Castejon. - 2017.
xv, 82 f.: il.

Orientador: Prof. Dr. José Henrique Stringhini; co-orientador Dr.
Marcos Barcellos Café; co-orientador Dr. Maria Auxiliadora Andrade.
Tese (Doutorado) - Universidade Federal de Goiás, Escola de
Veterinária e Zootecnia (EVZ), Programa de Pós-Graduação em
Zootecnia, Goiânia, 2017.

Bibliografia.

Inclui tabelas, lista de figuras, lista de tabelas.

1. Aditivos. 2. Desafio. 3. Hidratação. 4. Microbiota. 5. Nutrição pós
eclosão. I. Stringhini, José Henrique, orient. II. Título.

CDU 635

1 ATA NÚMERO **20** DA SESSÃO DE JULGAMENTO DA DEFESA DE **DOUTORADO** DO
2 PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ZOOTECNIA DA ESCOLA DE VETERINÁRIA
3 E ZOOTECNIA DA UNIVERSIDADE FEDERAL DE GOIÁS, realizada por **FERNANDA**
4 **VIEIRA CASTEJON** . Aos **15/12/2017** a partir das **14h00min**, na sala de Reuniões do
5 Departamento de Zootecnia da Escola de Veterinária e Zootecnia da Universidade Federal de
6 Goiás, nesta Capital, realizou-se a sessão pública de Defesa de Doutorado apresentado (a) pelo
7 (a) Pós-Graduando (a) **FERNANDA VIEIRA CASTEJON** , intitulada “**Uso de gel nutritivo e**
8 **simbiótico para frangos de corte**”, para obtenção do **Título de Doutor em Zootecnia**, junto à
9 Área de Concentração: **Produção Animal** desta Universidade. Os trabalhos foram instalados
10 pelo (a) Presidente da Comissão Julgadora, Orientador (a) **Prof. Dr. José Henrique Stringhini**,
11 com a participação dos demais membros da Banca Examinadora **Profa. Dra. Michele**
12 **Laboissière – UEG/GO; Profa. Dra. Fernanda Rodrigues Taveira Rocha – UEG/GO; Prof.**
13 **Dr. Bruno Moreira dos Santos – UEG/GO (memoria) e Profa. Dra. Regiani Nascimento**
14 **Gagno Pôrto – EVZ/UFG**. Iniciando os trabalhos, o Presidente concedeu a palavra ao (a)
15 candidato (a) **FERNANDA VIEIRA CASTEJON** para exposição em **cinquenta** minutos do
16 seu trabalho. A seguir, o senhor Presidente concedeu a palavra, pela ordem, aos demais membros
17 da banca, os quais passaram a arguir o (a) candidato (a), durante o prazo máximo de **trinta**
18 **minutos**, assegurando-se ao mesmo, igual prazo para responder aos Senhores Membros da
19 Banca Examinadora. Ultimada a arguição, que se desenvolveu nos termos regimentais, a
20 Comissão, em sessão secreta, expressou seu Julgamento, considerando o (a) candidato (a)
21 APROVADA (**Aprovado/Reprovado**) pelos seus membros. Proclamados os
22 resultados da Banca Examinadora, foram encerrados os trabalhos e, para constar lavrou-se a
23 presente ata que, após lida e achada conforme vai assinada pelos membros da Banca
24 Examinadora.

BANCA EXAMINADORA

Prof. Dr. José Henrique Stringhini (Orientador(a))

Profa. Dra. Michele Laboissière – UEG/GO

Profa. Dra. Fernanda Rodrigues Taveira Rocha – UEG/GO

Prof. Dr. Bruno Moreira dos Santos – UEG/GO (memoria)

Profa. Dra. Regiani Nascimento Gagno Pôrto – EVZ/UFG

ASSINATURA

A Banca Examinadora aprovou a seguinte alteração no título da tese:

GEL NUTRITIVO E SIMBIÓTICO PARA FRANGOS DE CORTE

AGRADECIMENTOS

À Deus, pela vida. A grande oportunidade de acordar todos os dias de manhã, construir um dia melhor que o anterior; ver o belo sorriso da minha filha e sentir as cambalhotas do pequeno.

À minha família maravilhosa! Meu esposo, Francisco, grande companheiro, parceiro, alma-gêmea, tampa da panela, metade da laranja. Meus filhos, Catarina e Vicente, razões da minha existência e a motivação para continuar nessa jornada. Tudo que vivi antes de vocês estarem aqui comigo foi para que eu pudesse ser uma mãe melhor para vocês. Ao meu pai, Fernando, que abriu sua casa para minha família e me apoiou imensamente nos momentos difíceis. À minha mãe Simone, por sempre me colocar para frente, amparar e aconselhar nas horas certas. Aos meus irmãos, Letícia e Danilo, pelos incentivos e apoio com os cuidados à pequena Catarina. À minha avó Vanilda, por vir ao meu auxílio, me poupar de outras tarefas para poder escrever este trabalho.

Ao meu orientador, professor Dr. José Henrique Stringhini. Jamais esquecerei nossa convivência. Tenho uma profunda admiração pela sua grande competência profissional, mas, principalmente, por seus valores humanos, pelo carinho com que nos orienta e nos estimula a sermos melhores a cada dia. Sabe trabalhar nossas falhas e nossas virtudes em perfeita harmonia para que os trabalhos sejam realizados da melhor forma possível. Tenha a certeza, professor, que realmente realiza o papel de educador e transforma a vida de todas as pessoas que o cercam para melhor, assim como fez com a minha.

Aos professores membros do meu comitê de orientação, professor Dr. Marcos Barcelos Café e a professora Dr^a Maria Auxiliadora Andrade pela oportunidade de trabalharmos juntos e viabilizarmos a concretização deste trabalho. Pela amizade, confiança e conselhos.

A todos os demais professores e funcionários da EVZ. Em especial, Éder de Sousa Fernandes e Helton Freires Oliveira pelo auxílio com as análises laboratorias, senhor Germano e senhor Antônio. À professora Dr^a Regiane Nascimento Gagno Porto pelo carinho e incentivo. Ao professor Dr. Emmanuel Arnhold pelo auxílio com as análises estatísticas.

A todos do Centro Regional para o Desenvolvimento Tecnológico e Inovação – CRTI. Em especial, ao professor Dr. Jesiel Freitas Carvalho por me incentivar a realizar o doutorado e me liberar das minhas atividades do CRTI para dedicar às aulas e experimentos. À professora Dr^a Cecília Maria Alves de Oliveira, minha ex-chefe e grande minha amiga. Pelos conselhos e confiança. Nossa convivência foi muito importante para meu crescimento pessoal e profissional. A senhora é um grande exemplo de garra, superação e perseverança na realização

daquilo que se acredita. Aos amigos, Kamilla, Flávia, Vinícius e Carla, levarei vocês no coração a vida inteira.

Aos colegas e amigos da EVZ. Sem vocês esse trabalho jamais seria concretizado. Alguns foram anjos na minha vida! À Mariana Alves Mesquita. Deus quis que nossos caminhos se reencontrassem novamente depois de tantos anos e uma amizade madura surgisse. Te admiro muito pela garra e determinação. À Julyana Machado da Silva Martins, pelo imenso auxílio durante o primeiro experimento. Ao André Luis Machado Carneiro pela ajuda em todos os experimentos e com as lâminas histológicas. Aos alunos da Preventiva, Thiago Matias, Amanda, Daiana. E espero que não esqueça ninguém, todos que ajudaram nos experimentos: Eduardo Miranda, Pedro Rezende, Polyana Martins, Lindolfo Dorcino, Itallo Conrado, Helder Freitas, Janaína Moreira, Déborah Carvalho, Maryelle Durães, Miliane Alves, Angélica Louredo, Geovanne Chagas, Elieny Abreu e todos os demais estudantes do Grupo de Estudos em Avicultura (GEA) da UFG que participaram.

Às empresas parceiras. Biomin, financiadora dos experimentos, em especial ao sr. Filipe Ribeiro pelo apoio na viabilização e execução dos ensaios. À Asa Alimentos pela doação das aves e oportunidade de aplicarmos um dos produtos testados dentro das instalações do incubatório, aos funcionários Sérgio Maestrello e Kayo Paiva. À empresa Agrocria pela doação da salinomicina utilizada, ao senhor Ricardo Scartezini. À empresa São Salvador Alimentos pela doação do promotor, ao senhor Roberto Moraes Jardim Filho.

Meus sinceros agradecimentos.

“A habilidade de disciplinar a si mesmo para adiar a gratificação de curto prazo, para desfrutar de recompensas maiores no longo prazo, é pré-requisito indispensável para o sucesso.”

(Brian Tracy)

SUMÁRIO

CAPÍTULO 1 – CONSIDERAÇÕES INICIAIS	1
1. INTRODUÇÃO.....	1
2. REVISÃO DA LITERATURA	3
2.1. Microbiota intestinal.....	3
2.2. Simbióticos	4
2.3. Coccidiose	8
3. REFERÊNCIAS	13
CAPÍTULO 2 – EFEITOS DA ASSOCIAÇÃO DE SIMBIÓTICO E GEL NUTRITIVO EM PINTOS NEONATOS SUBMETIDOS À JEJUM PRÉ ALOJAMENTO.....	19
1. INTRODUÇÃO.....	21
2. MATERIAL E MÉTODOS.....	23
2.1 Local	23
2.2 Fornecimento dos produtos: gel nutritivo e/ou simbiótico no incubatório; simbiótico na água de bebida.....	23
2.3 Desempenho zootécnico, metabolizabilidade, colheita de sangue, biometria de órgãos e avaliação do rendimento de carcaça	25
2.4 Análise estatística	28
3. RESULTADOS	29
4. DISCUSSÃO.....	43
5. CONCLUSÃO.....	48
6. REFERÊNCIAS	49
CAPÍTULO 3 – EFEITOS DA ASSOCIAÇÃO DE SIMBIÓTICO E GEL NUTRITIVO EM FRANGOS DE CORTE DESAFIADOS COM EIMERIA spp.....	53
1. INTRODUÇÃO.....	55
2. MATERIAL E MÉTODOS.....	57
2.1 Local	57
2.2 Fornecimento dos produtos testados: gel nutritivo e simbiótico no incubatório; simbiótico na água de bebida ou na ração; salinomicina na ração	57
2.3 Desempenho zootécnico, avaliação da cama, contagem de oocistos, escores de lesão e biometria de órgãos	59
2.4 Análise estatística	62
3. RESULTADOS	63
4. DISCUSSÃO.....	73
5. CONCLUSÃO.....	77
6. REFERÊNCIAS	78
CAPÍTULO 4 – CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	82

LISTA DE FIGURAS

CAPÍTULO 1

- FIGURA 1 - Ciclo de *Eimeria* spp9
- FIGURA 2 - Principais locais de lesões macroscópicas (em vermelho) de oito espécies de eimérias de aves.....10

CAPÍTULO 2

- FIGURA 1 - Forma de aplicação do gel nutritivo associado ou não ao simbiótico.24

CAPÍTULO 3

- FIGURA 1 - Inoculação via gavagem de 1 mL de inóculo por ave, em todas as aves alojadas.....59
- FIGURA 2 - Instalações do galpão e aves alojadas em piso no aviário experimental da EVZ, UFG.60
- FIGURA 3 - Gráficos de mortalidade e sobrevivência relativo, mortalidade absoluta e mortalidade total nos tratamentos testados durante as semanas de avaliação experimental.63

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO 2

TABELA 1 - Ingredientes, composição percentual e nutricional das rações experimentais inicial, crescimento e final	26
TABELA 2 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso inicial, peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar de 1 aos 7 dias de idade	29
TABELA 3 - Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar de 1 aos 14 dias de idade	29
TABELA 4 - Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar de 1 aos 21 dias de idade	30
TABELA 5 - Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar de 1 aos 28 dias de idade	30
TABELA 6 - Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar de 1 aos 35 dias de idade	31
TABELA 7 - Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar de 1 aos 42 dias de idade	31
TABELA 8 - Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis de digestibilidade da matéria-seca (Dig. MS), digestibilidade do nitrogênio (Dig. N), digestibilidade da proteína bruta (Dig. PB), digestibilidade do extrato etéreo (Dig. EE), digestibilidade da matéria mineral (Dig. MM) e retenção do nitrogênio (Ret N) do ensaio metabólico realizado de 19 a 23 dias de idade ...	32
TABELA 9 - Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis de digestibilidade da matéria-seca (Dig. MS), digestibilidade do nitrogênio (Dig. N), digestibilidade da proteína bruta (Dig. PB), digestibilidade do extrato etéreo (Dig. EE), digestibilidade da matéria mineral (Dig. MM) e retenção do nitrogênio (Ret N) do ensaio metabólico realizado de 38 a 42 dias de idade ...	32
TABELA 10 - Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis histomorfométricas de altura de vilosidades intestinais (vilo), profundidade de criptas (cripta) e relação entre a altura de vilos e profundidade de criptas (V/C) aos 12 dias de idade	34
TABELA 11 - Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis histomorfométricas de altura de vilosidades intestinais (vilo), profundidade de criptas (cripta) e relação entre a altura de vilos e profundidade de criptas (V/C) aos 24 dias de idade	34
TABELA 12 - Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis histomorfométricas de altura de vilosidades intestinais (vilo), profundidade de	

	criptas (cripta) e relação entre a altura de vilos e profundidade de criptas (V/C) aos 42 dias de idade	35
TABELA 13	- Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis aspartato aminotransferase (AST), alanina aminotransferase (ALT), gama glutamiltransferase (GGT), ácido úrico, creatinina, albuminas, globulinas, proteína total, colesterol, lipoproteína de alta densidade (HDL) e triglicérides dosados aos 12 dias de idade	37
TABELA 14	- Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis aspartato aminotransferase (AST), alanina aminotransferase (ALT), gama glutamiltransferase (GGT), ácido úrico, creatinina, albuminas, globulinas, proteína total, colesterol, lipoproteína de alta densidade (HDL) e triglicérides dosados aos 24 dias de idade	37
TABELA 15	- Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis aspartato aminotransferase (AST), alanina aminotransferase (ALT), gama glutamiltransferase (GGT), ácido úrico, creatinina, albuminas, globulinas, proteína total, colesterol, lipoproteína de alta densidade (HDL) e triglicérides dosados aos 42 dias de idade	38
TABELA 16	- Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis de comprimento intestinal total, comprimento de intestino delgado e comprimento de intestino grosso aos 12 dias de idade	39
TABELA 17	- Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis de pesos relativos de intestino, pâncreas, bursa, fígado e coração aos 12 dias de idade	39
TABELA 18	- Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis de comprimento intestinal total, comprimento de intestino delgado e comprimento de intestino grosso aos 24 dias de idade	40
TABELA 19	- Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis de pesos relativos de intestino, pâncreas, bursa, fígado, coração e baço aos 24 dias de idade	40
TABELA 20	- Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis de comprimento intestinal total, comprimento de intestino delgado e comprimento de intestino grosso aos 42 dias de idade	41
TABELA 21	- Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis de pesos relativos de intestino, pâncreas, bursa, fígado, coração e baço aos 42 dias de idade	41
TABELA 22	- Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis de pesos relativos da carcaça eviscerada, peito, conjunto coxas/sobrecoxas e asas avaliadas aos 42 dias de idade	42

CAPÍTULO 3

TABELA 1	- Ingredientes, composição percentual e nutricional das rações experimentais pré-inicial, inicial, crescimento e final	61
TABELA 2	- Médias de escores de lesões intestinais causadas por <i>Eimeria</i> spp. no sexto dia após a inoculação e valores de p	64

TABELA 3 - Valores médios, coeficiente de variação e valores de p da contagem de oocistos por grama de cama realizada no quinto dia após inoculação (Cama 5º dia), da cama no sexto dia após a inoculação (Cama 6º dia) e do conteúdo intestinal no quinto dia após inoculação (Conteúdo intestinal 5º dia).....	65
TABELA 4 - Valores médios, coeficientes de variação e valores de p para as análises de pH e matéria seca das camas dos boxes.....	65
TABELA 5 - Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso inicial, peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar de 1 a 7 dias de idade	65
TABELA 6 - Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar de 1 a 14 dias de idade	66
TABELA 7 - Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar de 1 a 21 dias de idade	66
TABELA 8 - Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar de 1 aos 28 dias de idade	67
TABELA 9 - Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar de 1 a 35 dias de idade	67
TABELA 10 - Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar aos 42 dias de idade	67
TABELA 11 - Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis histomorfométricas de altura de vilosidades intestinais (vilo), profundidade de criptas (cripta) e relação entre a altura de vilos e profundidade de criptas (V/C) aos 7 dias de idade.....	69
TABELA 12 - Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis histomorfométricas de altura de vilosidades intestinais (vilo), profundidade de criptas (cripta) e relação entre a altura de vilos e profundidade de criptas (V/C) aos 21 dias de idade.....	69
TABELA 13 - Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis histomorfométricas de altura de vilosidades intestinais (vilo), profundidade de criptas (cripta) e relação entre a altura de vilos e profundidade de criptas (V/C) aos 35 dias de idade.....	70
TABELA 14 - Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis histomorfométricas de altura de vilosidades intestinais (vilo), profundidade de criptas (cripta) e relação entre a altura de vilos e profundidade de criptas (V/C) aos 42 dias de idade.....	70
TABELA 15 - Resultados de comprimento intestinal aos sete, 21, 35 e 42 dias de idade	71
TABELA 16 - Resultados de pesos relativos de órgãos aos sete, 21, 35 e 42 dias de idade ..	72

RESUMO

Dois experimentos foram realizados com o objetivo de verificar os efeitos da associação entre um gel nutritivo fornecido no incubatório associado a um produto simbiótico frente às situações de desafios de manejo e sanitário. No primeiro experimento, avaliou-se a suplementação de simbiótico associado ao gel nutritivo no desempenho de frangos de corte, metabolizabilidade, histomorfometria intestinal, bioquímica sanguínea, morfometria de órgãos e características de carcaça em pintos submetidos à jejum hídrico e alimentar no período pré-alojamento. Os tratamentos foram: CN – controle negativo; G – somente gel nutritivo no incubatório; GS – somente simbiótico dissolvido no gel nutritivo no incubatório; GSS - simbiótico dissolvido no gel nutritivo no incubatório e simbiótico ofertado na água de bebida, em dias específicos, e S – somente simbiótico, em dias específicos, na água dos animais. Diferenças significativas foram observadas no desempenho aos 7, 21, 28 e 35 dias de idade, em geral, com valores superiores para os tratamentos G, GS e GSS, assim como maiores valores de metabolizabilidade do extrato etéreo encontradas para os mesmos grupos. Não ocorreram diferenças no comprimento intestinal total ou segmentos, mas o peso relativo de alguns órgãos diferiram entre os tratamentos. As características de carcaça não foram influenciadas pelos tratamentos. No segundo experimento, objetivou-se avaliar a suplementação de simbiótico associado ao gel nutritivo comparados à salinomicina na mortalidade, escores de lesões, excreção de oocistos de *Eimeria*, qualidade da cama, desempenho zootécnico, histomorfometria intestinal e morfometria de órgãos em frangos desafiados com *E. acervulina*, *E. tenella* e *E. maxima*. Os tratamentos foram: CP - controle positivo; GSA – simbiótico dissolvido no gel nutritivo no incubatório e fornecimento, em dias específicos, de simbiótico na água; GSR – simbiótico dissolvido no gel nutritivo no incubatório associado ao uso contínuo de simbiótico na ração e SAL – anticoccidiano salinomicina adicionado na ração. Foi observado um aumento na mortalidade absoluta em todos os tratamentos na terceira semana experimental e maior mortalidade durante todo o período experimental no grupo CP. Não foram verificadas diferenças para lesões intestinais, excreção de oocistos, pH e matéria-seca da cama entre os tratamentos. Algumas diferenças foram encontradas entre peso relativo de órgãos nas idades avaliadas. Melhor desempenho zootécnico, de forma geral, foi observado no grupo SAL. Conclui-se que na situação de jejum pré-alojamento, a suplementação precoce de gel nutritivo associado ou não ao simbiótico pode estimular e/ou contribuir para o desenvolvimento funcional do trato-gastrintestinal, o que se refletiu em melhor desempenho e metabolizabilidade. Já nas condições do segundo experimento, os mesmos benefícios observados do uso do gel associado ou não ao simbiótico não foram observados, uma vez que não pôde ser verificado melhoria nos parâmetros avaliados, de forma que o uso de anticoccidiano na ração ainda deve ser recomendado.

Palavras-chave: aditivos, desafio, hidratação, microbiota, nutrição pós eclosão.

ABSTRACT

Two experiments aimed to evaluate the association between a nutritive gel and synbiotic, offered on different days and pharmaceutical formulations in face of the situations of pre-allotment fasting and sanitary challenge. At the first trial, the synbiotic supplementation associated to the nutritive gel were evaluated at the performance of broilers, nutrient metabolizability, intestinal histomorphometry, blood biochemistry, organ morphometry and carcass traits in chicks submitted to fasting. The treatments were: CN - negative control; G - nutritive gel in the hatchery; GS - synbiotic dissolved in the nutritive gel; GSS - synbiotic dissolved in the nutritive gel+synbiotic offered in drinking water on specific days and S - only synbiotic, on specific days, in the water. Significant differences were observed on 7, 21, 28 and 35 days of age, with higher values for the G, GS and GSS treatments, as well as higher metabolizable values for the ether extract. There were no differences of total intestinal length or segments, but the relative weight of some organs differed between treatments. Carcass yield were not influenced by the treatments. In the second experiment, the objective was to evaluate the synbiotic supplementation associated with nutritional gel in mortality, lesion scores, oocyst excretion, litter quality, zootechnical performance and organ morphometry in chickens challenged with *E. acervulina*, *E. tenella* and *E. maxima*. The treatments were: CP - positive control; GSA - synbiotic dissolved in the nutritive gel in the hatchery and supply, of synbiotic in the water on specific days; GSR - synbiotic dissolved in the nutritive gel in the hatchery+continuous use of synbiotic in the diet and SAL - anticoccidial salinomycin added in the diet. Higher absolute mortality in all treatments was observed in the third experimental week and higher total mortality was found in the CP group. No differences were found for intestinal lesions, oocyst excretion, pH and dry matter of the bed between treatments. Some differences were found between relative weight of organs at the ages evaluated. Better overall performance was observed in the SAL group. It is concluded that in the pre-accommodation fasting situation, the early supplementation of nutritive gel associated or not to the synbiotic can stimulate or contribute to the functional development of the gastrointestinal tract, which was reflected in better performance and metabolizability. Under the conditions of the second experiment, the same observed benefits of the use of the gel associated or not to the synbiotic were not observed, since no improvement could be verified in the evaluated parameters, so the use of anticoccidial in the diet should still be recommended.

Keywords: additives, challenge, hydratation, microbiota, post-hatching nutrition.

CAPÍTULO 1 – CONSIDERAÇÕES INICIAIS

1. INTRODUÇÃO

A produção e exportação brasileira de proteína animal de carne de frango é destaque no mercado mundial, com produtos de qualidade acessíveis à grande parte da população devido ao baixo custo quando comparado à outras espécies animais. Em 2016, a produção brasileira de carne de frango foi de 12,9 milhões de toneladas e, as exportações, 6,87 milhões de toneladas¹.

Isto é possível devido aos altos índices de produtividade à campo, gerados a partir de investimentos e melhorias constantes em genética, nutrição, manejo, ambiência e controle sanitário. Na nutrição animal, o uso de aditivos zootécnicos permite obter máximo desempenho do animal.

A utilização de antibióticos melhoradores de desempenho (AMD) foram considerados, durante muitos anos, indispensáveis à produção avícola industrial por produzir melhorias significativas na produtividade. O mecanismo de ação principal dos AMDs é a manutenção da microbiota desejável, assim como a manutenção do ambiente intestinal favorável para desenvolvimento da mesma².

A microbiota eubiótica das aves é complexa, dinâmica e é constituída por inúmeras espécies de bactérias. A efetiva colonização intestinal ocorre logo após a eclosão e tende a persistir ao longo do ciclo de vida da ave, passando a compor a microbiota normal³. A partir dos quatro dias de vida ocorre aumento significativo no número de bactérias intestinais, com tendência a estabilidade a partir da segunda semana de vida⁴.

O desequilíbrio da microbiota intestinal com alteração na população de microrganismos é chamado de disbiose. Ocorre em diversas situações frequentes durante a produção, como o jejum alimentar ou hídrico prolongado, estresse e infecções. Mudanças que possam ocorrer na proporção dos grupos de bactérias benéficas e microrganismos indesejáveis determinam baixo desempenho e enterites nos animais⁵.

Como consequências da disbiose, pode ser verificado a diminuição da absorção de nutrientes, o aumento da espessura da mucosa e aumento da taxa de passagem da digesta, a diminuição da altura de vilos e o aumento na profundidade de criptas. Há possibilidade de produção de aminas biogênicas (cadaverina, histamina, putrescina), amônia e gases, que são altamente prejudiciais à integridade da mucosa e à saúde intestinal⁶.

Vários produtos no mercado, além dos aditivos AMDs, atuam de forma direta ou indireta na modulação da microbiota intestinal. O volume de pesquisas realizados com os

aditivos alternativos aumentou nos últimos anos como consequência da tentativa do mercado avícola de se adequar à uma demanda crescente por parte dos consumidores de que ocorra a retirada ou redução do uso dos AMDs. Essa demanda é baseada em preocupações relacionadas aos resíduos químicos em produtos de origem animal e a indução de resistência bacteriana e parasitária.

Assim, combinações de diferentes aditivos e novas estratégias de fornecimento que priorizem o desenvolvimento intestinal e o estabelecimento de uma microbiota benéfica residente podem ser recomendadas a fim de possibilitar o máximo desempenho da ave.

Neste contexto, objetivou-se, por meio de dois experimentos, elucidar os efeitos da associação de gel nutritivo fornecido pós-eclosão associado a diferentes formas de inclusão de simbiótico na dieta frente à desafio de manejo (jejum pré-alojamento) e em situação de desafio com inoculação experimental de coccídeas.

2. REVISÃO DA LITERATURA

2.1. Microbiota intestinal

A microbiota das aves é dinâmica, complexa e composta por vários microrganismos, como fungos, protozoários e bactérias, sendo essas últimas em maior número⁷.

Após a eclosão, o frango já apresenta microrganismos que podem ser isolados do trato gastrintestinal, porém em pequenas quantidades. Supõem-se que parte dos microrganismos presentes no oviduto sejam incorporados ao ovo durante sua formação e se estabeleçam no trato gastrointestinal, passando a compor a microbiota do embrião⁸. Outra hipótese relatada na literatura seria da passagem desses microrganismos do trato reprodutor para o líquido amniótico do ovo, que é deglutido pelo embrião no final do desenvolvimento embrionário⁹.

O estabelecimento efetivo da microbiota ocorre após a eclosão, quando o frango entra em contato com os microrganismos do ambiente. Na produção industrial de pintos as aves adquirem essa microbiota no incubatório durante os processos de manuseio, embalagem, contato com caixa de transporte, poeira e vacinação, e o processo final de colonização inicial se completa na granja com a ingestão de alimentação, água e o contato com a cama presente no aviário⁸.

Porém, os incubatórios são ambientes limpos e isso afeta a colonização inicial dos microrganismos que irão compor a microbiota. Outro fator que afeta a colonização inicial são as distâncias entre os incubatórios e as granjas, assim os pintos recém-eclodidos permanecem muito tempo sem acesso a água e comida. Por conta disso, pode ocorrer atraso no processo de colonização e do próprio desenvolvimento funcional do trato gastrintestinal. A conversão alimentar, a eficiência de aquisição e utilização dos nutrientes da dieta são afetadas pela microbiota e, por isso, o rápido estabelecimento durante o período pós-eclosão é fundamental⁸.

A microbiota se torna mais complexa em termos de diversidade microbiana de acordo com a idade¹⁰. Antes de receber o alimento, os microrganismos presentes no ceco das aves são coliformes, *Streptococcus* sp e pequena quantidade de *Clostridium* sp. Após um dia de vida, encontra-se pequeno número de *Lactobacillus* sp e após três dias, estes, se tornam o grupo de bactérias predominantes na flora cecal. A partir do quarto dia pós eclosão, ocorre principalmente, o aumento de bactérias anaeróbicas¹¹.

De forma que a microbiota intestinal do frango adulto é composta, em sua maioria, por microorganismos pertencentes às famílias *Lactobacillaceae*, *Clostridiaceae*, *Bacillus*,

Streptococcaceae, *Enterococcaceae*, *Actinobacteria*, *Proteobacteria*, *Flavobacteriaceae*, *Bacteroidaceae* e bactérias desconhecidas¹⁰. Pode alcançar concentrações de 10^9 e 10^{11} por grama de conteúdo ileal e cecal, respectivamente¹².

A população microbiana indesejável é composta por *E. coli*, *Clostridium* spp., *Staphylococcus* spp., *Blastomyces* spp., *Pseudomonas* spp. e *Salmonella* spp.¹³.

Existe um balanço entre bactérias benéficas e não benéficas na microbiota intestinal que funcionam como proteção à colonização de patógenos. Além disso, essa microbiota realiza a produção de substratos como vitaminas e ácidos graxos de cadeia curta que estimulam o desenvolvimento do sistema imune¹⁴. Porém, quando a mesma se encontra em desequilíbrio, disbiose intestinal, pode resultar em infecções localizadas ou sistêmicas, necrose intestinal e formação de toxinas¹⁵, baixo desempenho e enterites nos animais⁵.

A microbiota do trato gastrintestinal pode variar em função dos substratos adquiridos via dieta, da disponibilidade de oxigênio, das alterações no pH luminal, da concentração de sais biliares e da presença de bacteriocinas¹².

Apesar dos conhecimentos disponíveis sobre a microbiota das aves, muitas informações ainda precisam ser melhor estudadas, principalmente porque se constituem em um ambiente extremamente dinâmico que afeta os processos de digestão e absorção, integridade intestinal e sistema imune. Ainda em torno de 90% das bactérias encontradas no trato gastrintestinal das aves são desconhecidas, de acordo com estudo feito por Apajalahti et al.¹², utilizando técnicas de avaliação de DNA microbiano, fato que reforça que ainda há muito o que ser estudado sobre a microbiota das aves.

2.2. Simbióticos

Produtos feitos a partir da mistura ou a combinação de aditivos prebiótico e probiótico, que fornecem componentes da microbiota intestinal e substâncias que estimulam o desenvolvimento e a atividade dessa microbiota, em um só produto são chamados simbióticos¹⁴. Em outra definição mais ampla, simbióticos constituem a mistura de probióticos e prebióticos que afetam benéficamente o hospedeiro melhorando a sobrevivência e implantação de microrganismos vivos no trato gastrintestinal suplementados via dieta. Esses efeitos são devido a ativação do metabolismo de um número limitado de bactérias benéficas e/ou ao estímulo seletivo do seu crescimento, o que proporciona melhoria ao bem-estar do hospedeiro¹⁶.

Os probióticos, segundo a definição da legislação brasileira¹⁷, são cepas de microrganismos vivos que agem como auxiliares na recomposição da microbiota do trato

digestivo dos animais diminuindo o número dos microrganismos patogênicos ou indesejáveis. São microrganismos capazes de se multiplicar e se adaptarem rapidamente ao meio intestinal da maioria dos animais e com capacidade de impedir mecanismos de fixação de bactérias indesejáveis no trato gastrintestinal, competir por nutrientes ou ainda, produzir compostos antimicrobianos¹⁸.

Os probióticos podem ser adicionados às rações, na água de bebida, em cápsulas gelatinosas, inoculação em ovos embrionados e na cama usada pelas aves¹⁹. De acordo com Menten²⁰, os principais modos de ação dos probióticos são: adesão aos sítios de ligação do epitélio intestinal bloqueando a ligação às bactérias patogênicas, produção de bacteriocinas, estímulo imunológico, agonistas da digestão e absorção de nutrientes, supressão da produção de amônia que pode ser tóxica para as células intestinais e neutralização de enterotoxinas. Outros benefícios da adição de probióticos podem ser refletidas no aumento da secreção de enzimas intestinais, diminuição de amônia e produtos fenólicos e promoção de resistência a proliferação de bactérias patogênicas no intestino²². Praticamente, a maior parte da atividade antimicrobiana demonstrada por probióticos podem ser devido à produção de ácido láctico²³.

Gonzales & Sartori²¹ citar am que os probióticos mais comuns são cepas de bactérias gram positivas de *L. acidophilus*, *L. farciminis*, *L. rhammnosus*, *L. reuteri* e *L. salivarius*, *S. faecium* e *S. mundtii* e *B. cereus*, *B. licheniformis*, *B. subtilis* e *B. toyoi*, além de leveduras, como as cepas de *Saccharomyces cerevisiae*.

Já os prebióticos, outro componente do simbiótico, são definidos como ingredientes seletivamente fermentados que permitem mudanças específicas, em composição e atividade da microbiota gastrintestinal que conferem benefícios ao hospedeiro²⁴. Ou ainda, definidos como ingredientes que não são digeridos pela ação das enzimas digestivas do animal e que são fermentados por bactérias intestinais originando substâncias que estimulam seletivamente o crescimento e/ou atividade de bactérias benéficas e inibem a colonização de bactérias patogênicas ou indesejáveis¹⁷.

Os prebióticos mais importantes são hexoses como glicose, frutose, galactose e manose, além das pentoses como ribose, xilose e arabinose²⁵, carboidratos encontrados naturalmente em frutas e vegetais²⁶, como inulina, fruto-oligossacarídeos (FOS), galacto-oligossacarídeos (GOS), oligossacarídeos da soja (SOS), xilo-oligossacarídeos (XOS), piro dextrinas, isomalto-oligosacarídeos (IMO) e lactulose. Entretanto, a maioria dos estudos completos realizados são sobre inulina, FOS e GOS²⁷.

O exato mecanismo envolvendo os prebióticos para reduzir as infecções por patógenos ainda não é elucidado. Tem-se que pode atuar na exclusão competitiva de patógenos

por aumentar a quantidade de microrganismos benéficos que produzem bacteriocinas; promover a mobilização de macrófagos, estímulo da produção de anticorpos e fatores anti-tumorais²⁸.

Outras teorias já consideram que eles possam ter ação direta, como a imunomodulação. Há crescimento seletivo de bactérias produtoras de ácido lático resultando em aumento na concentração de ácidos graxos de cadeia curta (AGCC) como acetato, propionato e especialmente o butirato, como fonte energética aos colonócitos e estímulo à integridade intestinal. A redução do pH está associada à supressão de patógenos e aumento da solubilidade de certos nutrientes²⁹.

Embora o manano-oligossacarídeo (MOS) venha sendo utilizado da mesma maneira que os outros prebióticos que agem de maneira diferenciada, o MOS adere aos patógenos e os remove do trato gastrointestinal, e ainda, estimulam a sistema imune³⁰, pois ao bloquear os sítios de adesão de bactérias patogênicas, os patógenos são apresentados às células imunes como antígenos atenuados³¹.

A interação do probiótico e o prebiótico no organismo do animal pode ser favorecida pela adaptação do probiótico ao substrato prebiótico, o que pode resultar em vantagem competitiva para o probiótico, caso sejam consumidos juntos³². São citados como efeitos benéficos do uso de simbióticos o aumento da permeabilidade intestinal; a melhoria da resposta imune e da função imunológica da barreira intestinal e regulação de citocinas pró inflamatórias³³.

Vários trabalhos têm sido realizados utilizando produtos probióticos, prebióticos e simbióticos, além destes em combinações com enzimas, ácidos orgânicos, fitobióticos e outros aditivos. De forma geral, o objetivo é verificar a possibilidade de substituição aos antibióticos melhoradores de desempenho frente a diversas variáveis zootécnicas e metabólicas.

Em trabalho no qual foram testados um prebiótico (0,2% de parede celular de *S. cerevisiae*), probiótico (300 ppm de *B. subtilis*) simbiótico (os mesmos prebiótico e probiótico testados) ou antibiótico (Olaquinox e Nitrovin), Maiorka et al.³⁴ demonstraram que houve melhoria no desempenho dos frangos, aos 45 dias de idade e o melhor ganho de peso foi observado em aves que receberam o simbiótico, seguido daquelas com antibiótico, prebiótico e probiótico.

Awad et al.³⁵, utilizando simbiótico composto por *Enterococcus faecium* e prebióticos derivados de chicória e de algas, obtiveram melhorias no desempenho, morfologia intestinal e na absorção de nutrientes.

Em outro estudo no qual foi testada a inclusão de probióticos (*Lactobacillus*) sp. e simbiótico (produto comercial), diversas variáveis apresentaram efeitos significativos. O peso corporal, ganho em peso diário, rendimento de carcaça e conversão alimentar foram maiores com a inclusão do simbiótico em relação aos grupos controle e probiótico, além de terem atuado favoravelmente em variáveis histomorfométricas³⁶.

Dizaji et al.³⁷, utilizando prebiótico, probiótico, simbiótico ou acidificante comerciais, obtiveram maiores pesos corporais com o tratamento com o simbiótico e menor conversão alimentar (o tratamento com acidificantes também) em relação ao grupo controle.

Testando produtos probiótico, prebiótico e simbiótico comerciais, Ghahri et al.³⁸ obtiveram maior consumo de ração e ganho em peso para o grupo com simbiótico comparado aos demais tratamentos. De forma geral, todos os tratamentos promoveram melhorias nas variáveis analisadas em relação ao grupo controle, concluem que são produtos promissores à substituição dos AMDs.

Jozefiak & Rutkowski³⁹ sugerem que a combinação de ácidos orgânicos (produto comercial) e simbiótico (*Enterococcus faecium* e lactose purificada) utilizada no experimento pode substituir antibióticos na dieta baseada em cevada, de acordo com os dados de desempenho obtidos.

Com relação à microbiota intestinal, Erdogan et al.⁴⁰ testando simbiótico e fitobiótico comercial, não verificaram diferenças no desempenho zootécnico, porém constataram diminuição da contagem total de coliformes cecais.

Dibaji et al.⁴¹ testaram a utilização de um simbiótico comercial em diferentes dosagens no perfil microbiano cecal. Ocorreu redução de *E. coli* e coliformes totais e o aumento de lactobacilos. Concentrações mais altas do simbiótico aumentaram a população de bactérias ácido lácticas no intestino.

Mookiah et al.⁴² testaram a inclusão de probiótico (11 gêneros de *Lactobacillus*), prebiótico (isomalto-oligossacarídeos) e simbiótico (mistura dos dois anteriores) no desempenho, microbiota cecal e perfil de ácidos graxos (voláteis de não voláteis). Ocorreu melhoria no desempenho, aumento na população de lactobacilos e bífido bactérias no ceco e diminuição de *E.coli* aos 21 dias, aumento de ácido graxos voláteis. Não foi verificado efeito sinérgico quando comparado ao uso do probiótico e do prebiótico separadamente.

As pesquisas com simbióticos demonstram bons resultados para que possam ser utilizados comercialmente, entretanto ainda há ausência de informações adequadas sobre níveis de inclusão, e melhores associações entre probióticos e prebióticos visando desempenho superior⁴³. Autores relatam a dificuldade de avaliar trabalhos com probióticos devido a alguns

estudos conduzidos serem pobremente delineados, com número limitado de animais ou análises estatísticas⁴⁴, não serem analisados estatisticamente, possuírem protocolos experimentais não claramente definidos, não indentificarem microrganismos e a viabilidade dos mesmos verificada no estudo⁴⁵.

2.3. Coccidiose

A coccidiose aviária é uma doença parasitária causada por protozoários do filo Apicomplexa, gênero *Eimeria*⁴⁶, sendo também conhecida pelo termo eimeriose.

É considerada por alguns autores como uma das doenças infecciosas de maior importância econômica na avicultura industrial^{47,48}. Isso ocorre devido aos prejuízos no desempenho zootécnico e aos custos com práticas de controle, medicamentos e vacinações⁴⁹.

Acomete todos os tipos de criações avícolas, sejam aves de subsistência, aves de criação caipira comercial, frangos de corte ou reprodutores industriais. Os oocistos de *Eimeria* permanecem viáveis por mais de um ano no ambiente em condições ideais de temperatura e umidade. Morais et al.⁵⁰ encontraram, por meio de estudo utilizando microscopia, que 96% das granjas avaliadas no estudo foram positivas para a presença de eimérias.

Os parasitas do gênero *Eimeria* são espécie-específicos, assim, as espécies que parasitam as aves domésticas são parasitas exclusivos das galinhas, não ocorrendo contaminações cruzadas com mamíferos, por exemplo. São parasitas intra-celulares de células intestinais e podem levar à uma grande destruição epitelial.

A disseminação dos oocistos e contaminação entre as aves ocorre principalmente por meio das fezes, já que uma ave com coccidiose elimina grande quantidade de oocistos nas excretas, mas também via cama, insetos ('cascudinho', moscas) e outros materiais diversos, além do trânsito de funcionários.

Quando a infecção por coccídeos ocorre em número suficiente para produzir manifestações clínicas é chamada de coccidiose. Uma infecção leve que não resulta em efeitos clínicos, mas subclínicos, é chamada de coccidíase⁵¹.

O ciclo de vida varia de quatro a sete dias, de acordo com a espécie de Eiméria, e de maneira geral, segue o esquema descrito na Figura 1. O ciclo de vida desse protozoário é complexo e consiste de dois estágios de desenvolvimento: um estágio exógeno (esporogonia) e um estágio endógeno (esquizogonia e gametogonia). Algumas espécies podem variar no número de gerações assexuadas e no tempo requerido para cada estágio de desenvolvimento^{52,53}.

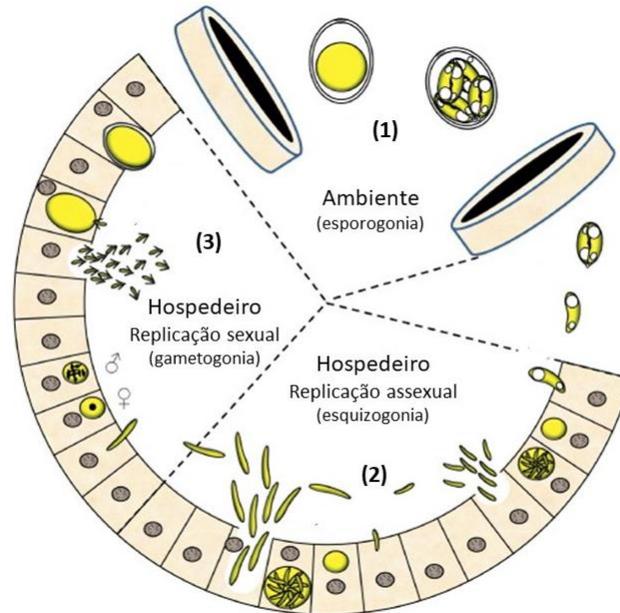


FIGURA 1 – Ciclo de *Eimeria* spp. (1) O oocisto esporulado é ingerido liberando esporozoítos. (2) Replicação assexual: esporozoítos penetram nas células epiteliais intestinais onde completam a primeira geração de merontes ou esquizontes, que rompem a célula e infectam novas células, dando origem a uma nova geração de merontes ou podem dar início à reprodução sexual. (3) Replicação sexual: os merozoítos geram microgametócitos masculinos e macrogametócitos femininos. O zigoto formado a partir da fertilização dos macrogametas pelos microgametas desenvolve uma parede dupla dando origem ao oocisto não esporulado, que rompe a célula e são eliminados no ambiente através das excretas.

Fonte: Adaptado de Blake e Tomley⁵³.

São relatadas, como parasitas de galinhas domésticas, sete espécies causadoras de coccidiose: *E. tenella*, *E. acervulina*, *E. maxima*, *E. mitis*, *E. praecox*, *E. brunetti* e *E. necatrix*. As espécies *E. acervulina*, *E. maxima* e *E. tenella* apresentam a maior prevalência em frangos de corte⁵⁴. As espécies de *Eimeria* que são reportadas como patogênicas são *E. brunetti*, *E. maxima*, *E. necatrix* e *E. tenella*. Já as espécies consideradas de baixa patogenicidade incluem *E. acervulina*, *E. mitis*, e *E. mivati*, enquanto *E. praecox* e *E. hagani* são consideradas as menos patogênicas^{55,56}. Ressalta-se que as espécies *E. hagani* e *E. mivati* ainda estão em estudo⁵¹.

O foco principal de infecção de cada espécie varia ao longo do intestino (Figura 2). Tal informação é importante para o diagnóstico feito à campo, no qual é realizado necropsia de algumas aves do lote, avaliação das lesões macroscópicas quanto às características do intestino e das lesões encontradas com colheita ou não de material para confirmação laboratorial das espécies em questão. As infecções, geralmente, não são causadas por uma única espécie, mas por uma mistura de *Eimeria* spp.⁵⁷.

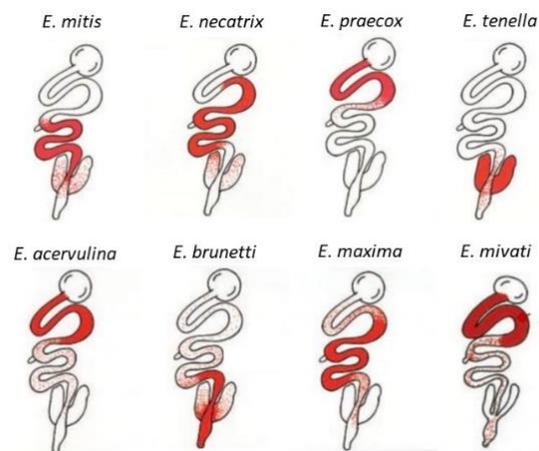


FIGURA 2 – Principais locais de lesões macroscópicas (em vermelho) de oito espécies de eimérias de aves.

Fonte: Adaptado de Conway & MacKenzie⁵¹.

A classificação das lesões pode ser feita em escores de um a quatro de acordo com a gravidade das lesões, cujo método mais utilizado mundialmente se baseia na publicação de Johnson & Reid⁵⁸. Além disso, outra forma de monitoramento da contaminação dos lotes quanto à coccidiose é a contagem de oocistos da cama de frangos na câmara de MacMaster em adaptações da metodologia descrita por Gordon & Whitlock⁵⁹. O monitoramento é feito para acompanhamento dos métodos de controle empregados na produção. São protozoários de fácil disseminação e poucos agentes químicos ou físicos são capazes de destruir os oocistos no ambiente. Os agentes capazes de matá-los são tóxicos e de difícil utilização, como o gás de amônia e o brometo de metila⁴⁶.

O controle é baseado em manejo sanitário adequado para evitar disseminação entre lotes, bom manejo de cama, uso de drogas anti-coccidianas e vacinação. A cama é um dos locais onde ocorre parte do ciclo do protozoário (umidade e temperatura que predispõem à esporulação do oocisto), assim o correto tratamento para a reutilização entre os lotes consecutivos contribui para a menor sobrevivência de oocistos⁶⁰. Embora um bom manejo possa ajudar a reduzir o risco de transmissão de coccídeas, medidas adicionais são essenciais para realizar um controle completo da doença⁶¹.

A indústria avícola tem utilizado boas práticas na administração de anticoccidianos e a rotação de princípios ativos. O uso de várias drogas, isoladas ou em combinação, provou ser uma alternativa efetiva contra a coccidiose aviária⁵⁷. O uso de medicamentos combinados pode diminuir as concentrações medicamentosas em relação ao uso dos mesmos medicamentos em dose única⁶².

Existem dois grupos de anticoccidianos utilizados comercialmente, os sintéticos e os ionóforos. Alguns exemplos dos medicamentos sintéticos são as drogas sulfaquinoxalina, robenidina, diclazuril, toltrazuril, amprólio e nicarbazina. Já os ionóforos, medicamentos produzidos pela fermentação de microrganismos, são a monensina, lasalocida, salinomina, maduramicina, narasina e senduramicina. De forma geral, ionóforos causam a morte do parasita por interferir na passagem de íons pela membrana celular, enquanto os químicos agem por inibir diferentes rotas metabólicas do parasita⁶³.

A vacinação tem sido, também, uma prática comum, principalmente em aves reprodutoras. Dois tipos de vacinas são utilizados para controlar a coccidiose, as vacinas vivas virulentas e as atenuadas. A imunidade induzida pela vacina viva atenuada é protetora, uma vez que ocorre o desenvolvimento completo do ciclo do parasita, estimulando a resposta imune⁶⁴.

Outros produtos, chamados alternativos, têm sido testados para substituir ou otimizar o uso das drogas disponíveis comercialmente, a fim de reduzir os riscos à saúde animal e humana devido à resíduos nos produtos de origem animal. A maioria dos produtos são compostos naturais extraídos de plantas ou produzido por microrganismos⁵⁷.

Esses produtos incluem extratos de fungos, extratos de plantas e probióticos para reduzir os problemas causados pela coccidiose⁶⁵. Os efeitos variam de acordo com o tipo de produto, mas podem atuar por meio de estimulação do sistema imune do hospedeiro, atividades anti-inflamatórias e antioxidantes ou danos citoplasmáticos aos parasitas⁶⁶.

Uma microbiota balanceada seria capaz de auxiliar os mecanismos de defesa inerentes de um trato gastrointestinal saudável, resultando em melhor controle de patógenos intestinais⁶⁷, incluindo as eimérias.

Utilizando prebiótico, em experimento realizado com a adição de MOS (1g/Kg) à dieta experimental de frangos desafiados com *E. tenella*, ocorreu redução da severidade das lesões intestinais⁶⁸. Já em estudo feito por McCann et al.⁶⁹ o uso de MOS (0,5g/Kg) não foram observadas nenhum efeito sobre as lesões causadas por *E. acervulina*, *E. maxima* e *E. tenella*. Em outro experimento, a suplementação de MOS (10g/Kg) reduziu a excreção de oocistos e diminuiu a severidade das lesões de *E. acervulina* em aves infectadas com uma mistura de *E. acervulina*, *E. maxima* e *E. tenella* em doses subclínicas⁷⁰. Os resultados divergentes podem, em parte, serem explicados pela dose utilizada do prebiótico e as diferentes doses infectantes das eimérias utilizadas nos desafios.

Lee et al.⁷¹, utilizando produto a base de *Pediococcus acidilactici*, verificaram aumento da resistência à infecção experimental de *E. acervulina*, com aumento do peso corporal e redução da excreção de oocistos em relação aos controles infectados. Em outro estudo,

desenvolvido com probiótico a base de *Pediococcus* e *Saccharomyces* com desafio experimental de *E. acervulina* e *E. tenella*, também ocorreu a diminuição da excreção de oocistos e o houve aumento nos títulos de anticorpos⁷¹. Com a utilização de probióticos a base de *Bacillus* sp., foi encontrado aumento do ganho em peso em aves desafiadas com *E. maxima*⁷².

Testando diferentes combinações de produtos e tratamentos frente ao desafio com *E. acervulina*, Ali et al.⁷³, verificaram que a associação entre diclazuril e um produto simbiótico possibilitaram redução na excreção de oocistos e severidade dos escores de lesão.

Pelos resultados publicados, há grande potencial para utilização, em larga escala, dos produtos alternativos. Porém, ajustes quanto às doses de inclusão recomendadas a cada situação e sistema de criação são necessários, bem como combinações de produtos que possam maximizar os efeitos e, até mesmo, produzir efeitos sinérgicos.

3. REFERÊNCIAS

1. ABPA. Associação Brasileira de Proteína Animal. Relatório Anual 2017. [acesso 10 out de 2017]. Disponível em: www.abpabr.com.br/setores/avicultura/publicacoes /relatorios- anuais.
2. Albuquerque R. Antimicrobianos como promotores do crescimento. In: Spinosa HS, Palermo Neto J, Górnaiak SL. Farmacologia aplicada a avicultura. São Paulo: Rocca; 2005. p. 149-159.
3. Flemming JS. Utilização de leveduras, probióticos e mananoligossacarídeos (MOS) na alimentação de frangos de corte [Tese]. Curitiba: Universidade Federal do Paraná, Setor de Tecnologia de Alimentos; 2005.
4. Maiorka A. Adaptações digestivas pós eclosão. Conferência Apinco FACTA; 2001, Campinas, Brasil. São Paulo: FACTA; 2001a. p.141-152.
5. Savage DC. Microbial ecology of the gastrointestinal tract. Annual Veterinary Microbiology. 1977;31;107-133.
6. Visek WJ. The mode of growth promotion by antibiotics. Journal of Animal Science. 1978;46;1447.
7. Gabriel I, Lessire M, Mallet S, Guillot JF. Microflora of the digestive tract: critical factors and consequences for poultry. World's Poultry Science Journal. 2006;62;499–511.
8. Pedroso AA. Microbiota do trato digestório: transição do embrião ao abate. Conferência Apinco FACTA; 2011, Santos, Brasil. São Paulo: FACTA; 2011. p.123-130.
9. Pedroso AA. Embryonic chicks may possess bacterial community within the egg. American Society for Microbiology General Meeting, 2008, Toronto, Canadá. Washington: ASM; 2008.
10. Lu J, Idris U, Harmon B, Hofacre C, Maurer JJ, Lee MD. Diversity and succession of the intestinal bacterial community of the maturing broiler chicken. Appl. Environ. Microbiol. 2003;69;6816–6824.
11. Ito NMK. Saúde do gastrointestinal, manejo e medidas para controlar as enfermidades gastrointestinal. In: Mijayi CI, Lima EA, Okabayaski S. Produção de frangos de corte. Campinas: FACTA; 2004. cap. 13, p. 207-215.
12. Apajalahti J, Kettunen A, Graham H. Characteristics of thegastrointestinal microbial communities, with special reference to the chicken. World's. Poultry Science Journal, 2004;60;223–232.
13. Garlich JD. Microbiología del tracto intestinal: los probióticos. Tecnología Avipecuaria en Latinoamérica. 1999;13;24-28.
14. Gaggia F, Mattarelli P, Biavati B. Probiotics and prebiotics in animal feeding for safe food production. International Journal of Food Microbiology. 2010;141(1);S15-28.

15. Jeurissen SH, Lewis F, Van Der Klis JD, Mroz Z, Rebel JM, Ter Huurne AA. Parameters and techniques to determine intestinal health of poultry as constituted by immunity, integrity, and functionality. *Curr. Issues Intest. Microbiol.* 2002;3;1–14.
16. Gibson GR, Roberfroid MB. Dietary modulation of the human colonic microbiota: introducing the concept of prebiotics. *J. Nutr.* 1995;125(6);1401-1412.
17. Brasil. Instrução Normativa SARC nº 13 de 30 nov 2004. Aprova o Regulamento Técnico sobre Aditivos para Produtos Destinados à Alimentação Animal. Diário Oficial da União, Brasília (01 dez 2004); Sec 1.
18. Guarner F, Malagelada JR. Gut flora in health and disease. *Lancet.* 2003;360;512-518.
19. Butolo JE. Utilização de ingredientes líquidos na alimentação animal. Simpósio sobre Ingredientes na Alimentação Animal, 2001, Campinas, Brasil. Campinas: CBNA; 2001. p.295-305.
20. Menten JFM. Probióticos, prebióticos e aditivos fitogênicos na nutrição de aves. Simpósio sobre Ingredientes na Alimentação Animal; 2002, Uberlândia, Brasil. Campinas: CBNA; 2002. p. 251-276.
21. Gonzales E, Sartori JR. Aditivos para aves e suínos, Botucatu: DPEA/Unesp, 2001;69p.
22. Yusrizal Chen TC. Effect of adding chicory fructans in feed on fecal and intestinal microflora and excreta volatile ammonia. *Int. J. Poult. Sci.* 2003;2;188-194.
23. Makras L, Triantafyllou V, Fayol-Messaoudi D, Adriany T, Zoumpopou-lou G, Tsakalidou E, Servin A, De Vuyst L. Kinetic analysis of the antibacterial activity of probiotic lactobacilli towards *Salmonella enterica* serovar *Typhimurium* reveals a role for lactic acid and other inhibitory compounds. *Res. Microbiol.* 2006;157;241-247.
24. Food and Agriculture Organization/World Health Organization. Working Group guidelines for the evaluation of probiotics in food. Canada: WHO; 2002.
25. Van Immerseel F, Fievez V, De Buck J, Pasmans F, Huyghebaert G, Haesebrouck F, Ducatelle R. *Clostridium perfringens* in poultry: an emerging threat for animal and public health. *Avian Pathology.* 2004;33;6;537-549.
26. Charalampopolus D, Rastall RA. Prebiotics and probiotics science and technology. Springer Verlag, 2009;1;516.
27. Macfarlane GT, Steed H, Macfarlane S. Bacterial metabolism and health-related effects of galacto-oligosaccharides and other prebiotics. *J Appl Microbiol.* 2008;104;305-344.
28. Vamanu E, Vamanu A. The influence of prebiotics on bacteriocin synthesis using the strain *Lactobacillus paracasei* CMGB16. *Afr. J. Microbiol Res.* 2010;4;534-537.
29. Józefiak D, Rutkowski A, Martin SA. Carbohydrate fermentation in the avian ceca: a review. *Anim. Feed Sci. Technol.* 2004;113;1-15.

30. Spring P, Wenk C, Dawson KA, Newman KE. The effects of dietary mannanoligosaccharides on cecal parameters and the concentrations of enteric bacteria in the ceca of *Salmonella*-challenged broiler chicks. *Poultry Sci.* 2000;79;205-211.
31. Roppa F. Promotores naturais de crescimento. In: Especial Ave World. A Revista do Avicultor Moderno. ago/set 2006;16.
32. Araújo JC, Silva JHV, Amâncio ALL, Lima M, Lima CB. Uso de aditivos na alimentação de aves. *Acta Veterinária Brasília.* 2007;1(3);69-77.
33. Usami M, Miyoshi M, Kanbara Y, Ayoama M, Sakaki H, Shuno K, Hirata K, Takahashi M, Ueno K, Tabata S, Asahara T, Nomoto K. Effects of perioperative synbiotic treatment on infectious complications, intestinal integrity and fecal flora and organic acids in hepatic surgery with or without cirrhosis. *Journal of Parenteral and Enteral Nutrition.* 2011;35(3);317-328.
34. Maiorka A, Santin E, Sugeta SM, Almeida JC, Macari M. Utilização de prebióticos, probióticos ou simbióticos em dietas para frangos. *Revista Brasileira de Ciência Avícola.* 2001b;3(1);75-82.
35. Awad W, Ghareeb K, Böhm J. Intestinal structure and function of broiler chickens on diets supplemented with a synbiotic containing *Enterococcus faecium* and oligosaccharides. *Int. J. Mol. Sci.* 2008;9(11);2205-2216.
36. Awad WA, Chareeb K, Abdel-Raheem S, Bohm J. Effects of dietary inclusion of probiotic and symbiotic on growth performance, organ weight and intestinal histomorphology of broiler chickens. *Poult Sci.* 2009;88:49–56.
37. Dizaji BR, Hejazi S, Zakeri A. Effects of dietary supplementations of prebiotics, probiotics, synbiotics and acidifiers on growth performance and organs weights of broiler chicken. *Pelagia Research Library European Journal of Experimental Biology.* 2012;2(6);2125-2129.
38. Ghahri H, Toloei T, Soleimani H. Efficacy of antibiotic, probiotic, prebiotic and synbiotic on growth performance, organ weights, intestinal histomorphology and immune response in broiler chickens. *Global J. Anim. Sein. Res.* 2013;1(1);23-38.
39. Jozefiak D, Rutkowski A. The effect of supplementing a symbiotic, organic acids or β -glucanase to barley based diets on the performance of broiler chickens. *Journal of Animal Feed Science.* 2005;14;447-450.
40. Erdogan Z, Erdogan S, Aslantas O, Celik S. Effects of dietary supplementation of synbiotics and phytobiotics on performance, caecal coliform population and some oxidant/antioxidant parameters of broilers. *Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition.* 2010;94;e40-e48.
41. Dibaji SM, Seidavi A, Asadpour L, Moreira da Silva F. Effect of a symbiotic on the intestinal microflora of chickens. *J. Appl. Poult. Res.* 2014;23;1-6.
42. Mookiah S, Sieo CC, Ramasamy K, Abdullah N, Ho Y.W. Effects of dietary prebiotics, probiotic and symbiotic on performance, caecal bacterial populations and caecal fermentation concentrations of broiler chickens. *J. Sci. Food Agric.* 2014;94;341-348.

43. Bertechini AG. Nutrição de Monogástricos. Lavras: UFLA, 2006. 301p
44. Alloui MN, Szczurek W, Świątkiewicz S. The usefulness of prebiotics and probiotics in modern poultry nutrition: review. *Ann. Anim. Sci.* 2013;1;17-32.
45. Stavric S, Kornegay ET. Microbial probiotics for pigs and poultry. In: Wallace RJ, Chesson A. *Biotechnology in Animal Feeds and Animal Feeding*. New York: VHC; 1995. p. 205–231.
46. Kawazoe U. Coccidiose. In: Berchieri Jr, Macari M. *Doenças das Aves*. Campinas: FACTA; 2000. p. 391- 405.
47. Allen PC, Fetterer RH. Recent advances in biology and immunobiology of eimeria species and in diagnosis and control of infection with these coccidian parasites of poultry. *Clinical Microbiology Reviews.* 2002;15(1);58–65.
48. Pinard-van der Laan MH, Bed'hom B, Coville JL, Pitel F, Fève K, Leroux S, Legros H, Thomas A, Gourichon D, Repérant JM, Rault P. Microsatellite mapping of QTLs affecting resistance to coccidiosis (*Eimeria tenella*) in a Fayoumi × White Leghorn cross. *BMC Genomics.* 2009;10;31.
49. Shirley MW, Smith AL, Tomley FM. The biology of avian *Eimeria* with an emphasis on their control by vaccination. *Adv Parasitol.* 2005;60;285-330.
50. Moraes JC, França M, Sartor AA, Bellato V, Miletti LC. Prevalence of *Eimeria* spp. in Broilers by Multiplex PCR in the Southern Region of Brazil on Two Hundred and Fifty Farms. *Avian Diseases.* 2015;59;277–281.
51. Conway DP, McKenzie ME. *Poultry Coccidiosis. Diagnostic and Testing Procedures*. Ames: Blackwell Publishing; 2007. 168p.
52. McDougald LR. Coccidiosis. In: Swayne DE. *Diseases of Poultry*. New Jersey: Wiley-Blackwell; 2013. p. 1408
53. Blake DP, Tomley FM. Securing poultry production from the ever-present *Eimeria* challenge. *Trends in Parasitology.* 2014;30(1);12–19.
54. Cornelissen JB, Swinkels WJ, Boersma WA, Rebel JM. Host response to simultaneous infections with *Eimeria acervulina*, *maxima* and *tenella*: a cumulation of single responses. *Veterinary Parasitology.* 2009;162;58-66.
55. Nematollahi GH, Moghaddam NF. Prevalence of *Eimeria* spp among broiler chicks in Tabriz. *Munis Entomology & Zoology.* 2009;4;53–58.
56. Jadhav BN, Nikam SV, Bhamre SN, Jaid EL. Study of *Eimeria necatrix* in broiler chicken from Aurangabad district of Maharashtra state India. *International Multidisciplinary Research Journal.* 2011;1(11);11–12.
57. Quiroz-Castaneda RE, Dantán González R. Control of avian coccidiosis: future and presente natural alternatives. *Bio. Med. Res. Int.* 2015;430610.

58. Johnson J, Reid WM. Anticoccidial drugs: Lesion scoring techniques in battery and floor pen experiments with chickens. *Experimental Parasitology*. 1970;28;30–36.
59. Gordon HMcL, Whitlock HV. A new technique for counting nematode eggs in sheep faeces. *J. Counc. Sci. Indian Res.* 1939;12(1);50-52.
60. Costa AC, Ávila VS. Efeito da idade das aves e da reutilização e manejo da cama de aviário sobre a coccidiose em frangos de corte. Comunicado Técnico nº 327. Concórdia: EMBRAPA; 2003. 5p.
61. McDonald V, Shirley MW. Past and future: vaccination against *Eimeria*. *Parasitology*. 2009;136;1477–1489.
62. Ferreira AJP, Pizarro LDCR. Agentes antiprotozoários. In: Spinosa HS; Górnaiak SL, Bernardi MM. *Farmacologia Aplicada à Medicina Veterinária*. 5 ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan; 2011. p. 501-558.
63. Chapman HD, Jeffers TK, Williams RB. Forty years of monensin for the control of coccidiosis in poultry. *Poult Sci.* 2010;89;1788–1801.
64. Lillehoj HS, Lillehoj EP. Avian coccidiosis. A review of acquired intestinal immunity and vaccination strategies. *Avian Dis.* 2000;44;408–425.
65. Chapman HD, Barta JR, Blake D. A selective review of advances in coccidiosis research. *Advances in Parasitology*. 2013;83;93–171.
66. Abbas RZ, Colwell DD, Gilleard J. Botanicals: an alternative approach for the control of avian coccidiosis. *World's Poult. Sci. J.* 2012;68;203–215.
67. Pollmann M, Nordhoff M, Pospischil A, Tedin K, Wieler LH. Effects of a probiotic strain of *Enterococcus faecium* on the rate of natural *Chlamydia* infection in swine. *Infect. Immun.* 2005;73;4346–4353.
68. Elmusharaf MA, Bautista V, Nollet L, Beynen AC. Effect of a mannanoligosaccharide preparation on *Eimeria tenella* infection in broiler chickens. *Int J Poult Sci.* 2006;5;583–588.
69. McCann M, Newell MEE, Preston C, Forbes K. The use of mannan-oligosaccharides and/or tannin in broiler diets. *Int J Poult Sci.* 2006;5;873–879.
70. Elmusharafa MA, Peekb HW, Nollelic L, Beynena AC. The effect of an in-feed mannanoligosaccharide preparation (MOS) on a coccidiosis infection in broilers. *Anim.Feed. Sci. Tech.* 2007;134;347-354.
71. Lee SH, Lillehoj HS, Dalloul RA, Park DW, Hong YH, Lin JJ. Influence of *Pediococcus*-based probiotic on coccidiosis in broiler chickens. *Poult. Sci.* 2007;86;63–66.
72. Lee KW, Lee SH, Lillehoj HS, Li GX, Jang SI, Babu US, Park MS, Kim DK, Lillehoj EP, Neumann AP, Rehberger TG, Siragusa GR. Effects of direct-fed microbials on growth performance, gut morphometry, and immune characteristics in broiler chickens. *Poult. Sci.* 2010;89;203–216.

73. Ali AM, Khater HF, Seddiek AS, Nada MO. Comparative efficacy of synbiotic and diclazuril on broilers experimentally infected with *Eimeria acervulina*. Assiut Veterinary Medical Journal. 2015;61;24-33.

CAPÍTULO 2 – EFEITOS DA ASSOCIAÇÃO DE SIMBIÓTICO E GEL NUTRITIVO EM PINTOS NEONATOS SUBMETIDOS À JEJUM PRÉ ALOJAMENTO

RESUMO: Neste estudo, avaliou-se os efeitos da suplementação de simbiótico associado a um gel nutritivo fornecido no incubatório sobre o desempenho de frangos de corte, metabolizabilidade, histomorfometria intestinal, bioquímica sanguínea, morfometria de órgãos e características de carcaça. Foram alimentados no incubatório, 400 pintos neonatos, machos, da linhagem Cobb 500, transportados para instalações experimentais e alojados em gaiolas metálicas, distribuídos em 5 tratamentos e 8 repetições de 10 aves cada. Os tratamentos foram: CN - controle negativo; G – somente gel nutritivo no incubatório; GS – somente simbiótico dissolvido no gel nutritivo no incubatório; GSS - simbiótico dissolvido no gel nutritivo no incubatório e simbiótico ofertado na água de bebida em dias específicos; S – somente simbiótico, em dias específicos, na água dos animais. O simbiótico na água foi fornecido durante os três primeiros dias; um dia antes, no dia e no primeiro dia após a mudança da dieta; e uma vez por semana entre os fornecimentos. Assim, GSS recebeu o simbiótico no incubatório e nos dias experimentais 2, 3, 7, 10, 11, 12, 14, 22, 23, 24, 28 e, o grupo S, nos dias 2,3,4,7,10,11, 12, 14, 22, 23, 24, 28. Todos os grupos permaneceram em um período de jejum hídrico e alimentar por 24 horas, após a expedição do incubatório. Foram avaliados o peso vivo, ganho de peso médio, consumo de ração e conversão alimentar; a metabolizabilidade da matéria-seca, nitrogênio, proteína bruta, extrato etéreo, matéria mineral e a retenção de nitrogênio; avaliações de bioquímica sérica; mensurações de comprimento total intestinal e segmentos, peso relativo de intestino, pâncreas, fígado, coração e baço; além da avaliação de rendimento de carcaça, peito, coxas e sobrecoxas, asas. Foram obtidas diferenças significativas no desempenho aos 7, 21, 28 e 35 dias de idade, com valores superiores para os tratamentos G, GS e GSS. Maiores valores de metabolizabilidade do extrato etéreo foram encontrados, também, nos grupos G, GS e GSS. Os resultados da histomorfometria intestinal não foram conclusivos. Não ocorreram diferenças no comprimento intestinal total ou parcial, mas o peso relativo de alguns órgãos diferiram entre os tratamentos. As características de carcaça não foram influenciadas pelos tratamentos. A suplementação precoce de gel nutritivo associado ou não ao simbiótico pode contribuir para o desenvolvimento funcional do trato-gaстрintestinal, o que se refletiu em melhor desempenho e metabolizabilidade.

Palavras-chave: aditivos, frangos de corte, hidratação, microbiota.

CHAPTER 2 - EFFECT OFF THE ASSOCIATION OF SYNBIOTIC AND NUTRITIVE GEL IN NEONATE CHICKS SUBMITTED TO FASTING BEFORE ALLOTMENT

ABSTRACT: In this study, a synbiotic associated with a nutritive gel in the hatchery on broiler performance, digestibility, intestinal histomorphometry, blood biochemical parameters, organs morphometry and carcass yield were evaluated. 400 male neonato Cobb 500 chicks were fed in the hatchery and then transported to experimental facilities and allotted in battery cages, in 5 treatments and 8 replicates of 10 birds each. Treatments were: CN- negative control; G – gel in hatchery; GS – Gel plus synbiotic in hatchery; GSS – Gel plus synbiotic in the hatchery and synbiotic, in specific days, in water; S – Synbiotic in water in specific days. Synbiotic was offered during the 3 days after allotment; before, on the first day and a day after diet change and once a week between treatments; so GSS received the synbiotic in the hatchery and d 2, 3, 7, 10, 11, 12, 14, 22, 23, 24, 28 (12 times points) and S at d 2,3,4,7,10,11, 12, 14, 22, 23, 24, 28 (12 times points). All groups remained in a 24 h period of fasting of feed and water, after hatchery expedition. The live weight, average weight gain, feed intake and feed conversion rate; the digestibility of dry matter, nitrogen, crude protein, ether extract, mineral matter and nitrogen retention; serum biochemistry (AST, ALT, GGT, uric acid, creatinine, globulins, total proteins, total cholesterol, HDL and triglycerides); total intestinal length and segment measurements, relative weight of intestine, pancreas, pro-ventricle and gizzard, liver and heart; evaluation of carcass yield, chest, thighs, overcoats and wings were evaluated. Statistical analysis was performed using ANOVA and the Scott-Knott test applied for comparison of the means using the R Software. Significant differences in performance were obtained at 7, 21, 28 and 35 days of age, in general, with higher values for the G, GS and GSS groups. Higher values of digestibility of ether extract were also found in groups G, GS and GSS. There were no differences in total intestinal length or segments, but the relative weight of some organs differed between treatments. Intestinal histomorphometry data were not conclusive. The carcass characteristics were not influenced by the treatments. The early supplementation of nutritive gel associated or not to the synbiotic can stimulate the beneficial microbiota and/or contribute to the functional development of the gastrointestinal tract, which was reflected in better performance and digestibility.

Keywords: additives, broiler, hydration, microbiota.

1. INTRODUÇÃO

A produção avícola industrial alcança, a cada dia, a excelência em produtividade associada à qualidade dos produtos. Isso ocorre devido aos esforços de toda a cadeia produtiva para promover ajustes em cada etapa de produção. Na nutrição das aves, faz-se a aplicação de práticas de sucesso já consolidadas associadas às tecnologias de ponta desenvolvidas por empresas e a comunidade acadêmica.

A inclusão de aditivos nas dietas pode proporcionar o uso de rações com ótima relação custo-benefício e obtenção de máximo desempenho do animal. Os antibióticos melhoradores de desempenho (AMD) são aditivos zootécnicos utilizados na nutrição animal e que trazem melhorias significativas na produtividade. Agem mantendo a microbiota saudável nas aves e o ambiente intestinal favorável ao desenvolvimento da mesma¹.

A microbiota eubiótica das aves é complexa, dinâmica e é constituída por inúmeras espécies de bactérias, tais como bactérias anaeróbias facultativas produtoras de ácido lático (*Bacillus*, *Bifidobacterium*, *Lactobacillus*) e bactérias anaeróbias estritas (bacterióides, *Fusobacterium*, *Fubacterium*)². Existe um balanço entre bactérias benéficas e não benéficas na microbiota intestinal que funcionam como uma proteção à colonização de patógenos, além disso, essa microbiota realiza a produção de substratos como vitaminas e ácidos graxos de cadeia curta que estimulam o desenvolvimento do sistema imune³.

A demora para o alojamento das aves, em que as mesmas permanecem longo tempo sem acesso a água e comida, afeta negativamente o desenvolvimento da mucosa intestinal de pintos recém-eclodidos. Ocorre aumento da produção de muco e aumento da extrusão celular no intestino delgado e prejuízos que podem se estender por todo o ciclo de produção do animal visto que esse é o período de maior desenvolvimento da mucosa intestinal⁴. Tal fato, associado à deficiente colonização inicial que ocorre no incubatório (baixas concentrações microbianas) são fatores que prejudicam o estabelecimento de uma microbiota eubiótica. A conversão alimentar e a eficiência de aquisição e utilização dos nutrientes da dieta são afetadas pela microbiota, portanto o rápido estabelecimento durante o período pós-eclosão é fundamental⁵.

Existem vários produtos no mercado, além dos aditivos AMDs, que atuam de forma direta ou indireta na modulação da microbiota intestinal. A busca por produtos alternativos aos AMDs ou produtos para serem utilizados conjuntamente de forma a reduzir a inclusão dos mesmos, os aditivos chamados promotores alternativos, aumentou nos últimos anos.

Os aditivos simbióticos são produtos feitos a partir da combinação de aditivos prebiótico e probiótico, fornecem componentes da microbiota intestinal e substâncias que

estimulam o desenvolvimento e a atividade dessa microbiota em um só produto³. Os efeitos benéficos do uso de simbióticos incluem o aumento da permeabilidade intestinal; a melhoria da resposta imune intestinal e regulação de citocinas pró inflamatórias⁶. Vários estudos verificaram efeitos modulatórios no desempenho zootécnico^{7,8,9,10} e na microbiota intestinal^{11,12,14}.

O uso combinado de produtos que possam agir de forma aditiva ou sinérgica em diversas variáveis metabólicas e produzirem melhorias na produtividade das aves é promissor. Assim, no presente trabalho, objetivou-se elucidar os efeitos da associação de um gel nutritivo e simbiótico fornecidos no período pós-eclosão e o fornecimento de simbiótico, em dias estratégicos, em aves submetidas a jejum pré-alojamento sobre variáveis zootécnicas, metabolizabilidade de nutrientes, histomorfometria intestinal, parâmetros bioquímicos sanguíneos, morfometria de órgãos e características de carcaça.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Local

A aplicação do gel nutritivo e do simbiótico ocorreu no incubatório da Asa Alimentos, Brasília – DF. O experimento à campo foi realizado na Universidade Federal de Goiás (UFG), Goiânia – GO, todos os procedimentos experimentais foram avaliados e aprovados pelo Comitê de Ética no Uso de Animais (CEUA) da UFG sob protocolo 077/14.

2.2 Fornecimento dos produtos: gel nutritivo e/ou simbiótico no incubatório; simbiótico na água de bebida

O gel nutritivo é um produto em fase de desenvolvimento comercial, portanto sua composição não pôde ainda ser divulgada pela empresa parceira. O simbiótico é um produto já comercializado no Brasil composto por cepas de microorganismos viáveis de *Enterococcus faecium* (DSM 16211), *Pediococcus acidilactici* (DSM 16210), *Bifidobacterium animalis* (DSM 16284); *Lactobacillus reuteri* (DSM 16350), *Lactobacillus salivarius* (DSM 16351) e frutooligossacarídeos.

O fornecimento do gel nutritivo e do simbiótico ocorreu na sala de expedição de pintos do incubatório. Foram separadas cinco caixas de 100 pintinhos da linhagem Cobb 500 cada, oriundos de um mesmo lote de matrizes, machos, apresentando uniformidade de peso obtida após pesagem individual no incubatório. Cada caixa recebeu aleatoriamente uma identificação de cada tratamento. Os tratamentos experimentais foram:

- Controle negativo (CN): sem gel nutritivo, sem simbiótico;
- Gel (G): somente aplicação do gel nutritivo no incubatório;
- Gel e simbiótico (GS): simbiótico dissolvido no gel nutritivo fornecido no incubatório;
- Gel e simbiótico no incubatório; simbiótico na água de bebida (GSS): simbiótico dissolvido no gel nutritivo fornecido no incubatório e simbiótico ofertado na água de dessedentação dos animais, em dias específicos;
- Simbiótico (S): somente simbiótico fornecido, em dias específicos, na água de dessedentação dos animais.

Após a identificação das caixas, procedeu-se o preparo dos produtos. Para o grupo G, foram medidos 25 ml de gel e distribuídos entre as 100 aves. A aplicação foi realizada

utilizando um frasco com conta-gotas (gota grossa) no dorso de cada ave, quatro gotas por ave (Figura 1). O gel nutritivo possui a coloração verde, assim, os pintos são estimulados a bicar e consomem o produto pela bicagem das plumas dela mesma ou de outras aves.



FIGURA 1 – Forma de aplicação do gel nutritivo associado ou não ao simbiótico.
Fonte: Arquivo pessoal.

Para os grupos GS e GSS, foram pesados dois gramas de simbiótico e lentamente misturados, para evitar a formação de grandes grumos, à 25 mL de gel nutritivo. A forma de aplicação foi a mesma já descrita para o grupo G.

Após a aplicação nas três caixas, iniciou-se a contagem do tempo para contabilizar 24 horas de jejum. O jejum hídrico e alimentar foi estabelecido com o objetivo de acrescentar um fator que pudesse incrementar o eventual estresse à integridade intestinal e simular situações em que há demora no alojamento por conta dos problemas de logística e da localização geográfica de algumas granjas.

Foi utilizado o transporte rodoviário climatizado por aproximadamente 200 km, com duração aproximada do percurso de três horas de deslocamento. Foram tomados os devidos cuidados na colocação das caixas no veículo a fim de evitar a contaminação cruzada entre as caixas que receberam os tratamentos com simbiótico e as demais. Após a chegada ao aviário experimental da UFG, os pintos foram mantidos nas caixas de papelão até completar o período estabelecido de jejum.

O fornecimento do produto simbiótico na água de bebida foi realizado sempre na dosagem de 20 mg/ave/dia. O total de produto necessário por parcela (corrigido pela mortalidade), foi pesado e dissolvido na quantidade de água de bebida prevista para o consumo diário (estimada como o dobro do consumo de ração). O fornecimento foi realizado em dias específicos: os três primeiros dias; um dia antes, no dia e no dia posterior das trocas de ração e

uma vez por semana entre os fornecimentos. O tratamento GSS recebeu o produto no incubatório e na água de bebida nos dias 2, 3, 7, 10, 11, 12, 14, 22, 23, 24, 28. Já o tratamento S recebeu nos dias 2, 3, 4, 7, 10, 11, 12, 14, 22, 23, 24, 28.

2.3 Desempenho zootécnico e metabolizabilidade

Próximo ao tempo de término do jejum hídrico e alimentar, foi iniciada a pesagem dos pintos para serem distribuídos nas parcelas. O peso inicial médio de todas as aves alojadas foi de $41,64 \pm 0,49$ g. O experimento foi delineado inteiramente casualizado, com cinco tratamentos e oito repetições com 10 aves cada, em um total de 80 pintos por tratamento.

A temperatura e a umidade foram verificadas por meio de termo-higrômetro para orientar a utilização de aquecimento e manejo de cortinas a fim de manter condições de conforto térmico. Foi fornecida iluminação às aves 24 horas por dia durante todo o período experimental.

Os pintos foram alojados em gaiolas de arame galvanizado, com dimensões de 0,50 m x 0,40 m x 0,40 m, aquecidas com lâmpadas incandescentes, equipadas com um bebedouro tipo calha pintado com tinta epóxi branca atóxica para evitar formação de ferrugem e um comedouro tipo calha na parte frontal. A limpeza dos bebedouros foi feita diariamente, assim como a troca de água e o abastecimento dos comedouros duas vezes ao dia. Água e ração foram oferecidas *ad libitum* em todo o período experimental.

As rações experimentais foram formuladas à base de milho e farelo de soja utilizando o software SuperCrac 5.7 Master atendendo as exigências nutricionais de cada fase de criação de acordo com as recomendações da linhagem Cobb500, e foi calculada a mesma composição da ração para todos os tratamentos, para cada fase de desenvolvimento (Tabela 1).

Para avaliação do desempenho zootécnico, foram pesadas a quantidade de ração fornecida, sobras de ração e peso de todas as aves de cada parcela semanalmente. As variáveis utilizadas foram peso final, ganho em peso, consumo de ração e calculado o índice de conversão alimentar. A mortalidade foi registrada diariamente (data e peso) e utilizada para correção do consumo de ração e da conversão alimentar.

Para avaliação da metabolizabilidade, foram realizados dois ensaios metabólicos (19-23, 38-42 dias) utilizando a técnica de coleta total de excretas, respeitando o período de adaptação à ração e ao ambiente recomendados por Sakomura & Rostagno¹⁴. As excretas foram coletadas duas vezes ao dia (pela manhã e à tarde), armazenadas em sacos plásticos identificados, pesadas e congeladas para posteriores análises. As análises de matéria seca, nitrogênio, extrato etéreo e cinzas das rações e excretas foram realizadas no Laboratório de

Nutrição Animal da Escola de Veterinária e Zootecnia da Universidade Federal de Goiás seguindo a metodologia descrita por Silva e Queiroz¹⁵.

TABELA 1 – Ingredientes, composição percentual e nutricional das rações experimentais inicial, crescimento e final

Ingredientes	Inicial (1-10 dias)	Crescimento (11-22 dias)	Final (23-42 dias)
Milho	56,03	61,23	65,40
Farelo de Soja 45%	36,61	31,45	27,70
Óleo de soja	3,31	3,49	3,63
Fosfato Bicálcico	1,81	1,70	1,51
Calcário Calcítico	0,91	0,86	0,79
Suplemento mineral e vitamínico ¹	0,40	0,40	0,20
Sal Comum	0,36	0,36	0,33
DL-Metionina 99%	0,31	0,27	0,24
L-Lisina HCL 79%	0,21	0,21	0,15
L-treonina 98%	0,05	0,03	0,04
TOTAL	100,00	100,00	100,00
Valores nutricionais calculados²			
Energia metabolizável kcal/kg	3035,00	3108,00	3167,30
Proteína (%)	21,37	19,41	17,93
Lisina digestível (%)	1,21	1,09	0,95
Metionina +Cistina digestíveis	0,88	0,80	0,74
Cálcio (%)	0,90	0,84	0,76
Fósforo disponível (%)	0,45	0,42	0,38
Sódio (%)	0,16	0,16	0,15

¹ Suplemento Inicial para aves mineral e vitamínico - níveis de garantia por quilograma de produto: Vitamina A 2.000.000 UI, Vitamina D3 600.000 UI, Vitamina E 5.000 mg, Vitamina K3 450 mg, Vitamina B1 500 mg, Vitamina B2 1.500 mg, Vitamina B6 700mg, Vitamina B12 2.500 mcg, Niacina 9.000 mg, Ácido pantotênico 3.500 mg, Ácido fólico 250 mg, Biotina 15 mg, Colina 80 g, Cobre 2.500 mg, Ferro 10 g, Manganês 20g, Iodo 250 mg, Zinco 18 g, Selênio 75 mg, Nicarbazina 10 g, Maduramicina 937,50 mg, Virginiamicina 4.125 mg.

¹ Suplemento Crescimento para aves mineral e vitamínico - níveis de garantia por quilograma de produto: Vitamina A 1.750.000 UI, Vitamina D3 500.000 UI, Vitamina E 3.000 mg, Vitamina K3 375 mg, Vitamina B2 1.250 mg, Ácido pantotênico 3.250 mg, Vitamina B6 750 mg, Vitamina B12 2.500 mcg, Ácido nicotínico 8.000 mg, Ácido fólico 250 mg, Biotina 2,5 mg, Colina 80 g, Ferro 10 g, Cobre 2.500 mg, Manganês 20g, Iodo 250 mg, Zinco 18 g, Selênio 75 mg, Virginiamicina 4.125 mg, Salinomicina sódica 16,5 g.

¹ Suplemento Final para aves mineral e vitamínico - níveis de garantia por quilograma de produto: Vitamina A 1.500.000 UI, Vitamina D3 350.000 UI, Vitamina E 3.500 mg, Vitamina K3 350 mg, Vitamina B1 250 mg Vitamina B2 1.250 mg, Ácido pantotênico 4.000 mg, Vitamina B6 250 mg, Vitamina B12 2.500 mcg, Niacina 11 g, Ácido fólico 400 mg, Colina 150 g, Cobre 3.500 mg, Ferro 20 g, Manganês 30 g, Iodo 400 mg, Zinco 25 g, Selênio 100 mg.

² Valores calculados baseados em Cobb (2012).

Com os resultados das análises bromatológicas foram calculados os coeficientes de metabolizabilidade da matéria-seca (Met. MS), do nitrogênio (Met. N), proteína bruta (Met.

PB), extrato etéreo (Met. EE) e matéria mineral (Met. MM) e retenção de nitrogênio (RN), cujas fórmulas utilizadas foram:

- Met. MS (%) = $[MS \text{ ingerida (g)} - MS \text{ excretada (g)}] \times 100 / MS \text{ ingerida}$;
- Met. N (%) = $[N \text{ ingerido (g)} - N \text{ excretado (g)}] \times 100 / N \text{ ingerido}$;
- Met. PB (%) = $[PB \text{ ingerida (g)} - PB \text{ excretada (g)}] \times 100 / PB \text{ ingerida}$;
- Met. EE (%) = $[EE \text{ ingerido (g)} - EE \text{ excretado (g)}] \times 100 / EE \text{ ingerido}$;
- Met. MM (%) = $[MM \text{ ingerida (g)} - MM \text{ excretada (g)}] \times 100 / MM \text{ ingerida}$;
- RN (mg N/g ganho em peso) = $BN \text{ (g)} \times 1000 / \text{ganho em peso (g)}$.

2.4 Bioquímica sanguínea e biometria de órgãos

Aos 12, 24 e 42 dias de idade uma ave por parcela foi sacrificada para colheita sanguínea e órgãos para análises. Após extração do coágulo e obtenção do soro, o qual foi congelado em tubos de centrífuga de 2 mL devidamente identificados para realização posterior das análises de bioquímica sanguínea: enzima aspartato aminotransferase (AST), enzima fosfatase alcalina (ALT), enzima gamaglutamiltransferase (GGT), ácido úrico, creatinina, globulinas, proteínas totais, colesterol total, lipoproteína de alta densidade (HDL) e triglicérides realizadas no Laboratório Multi-usuário de Pós-graduação da Escola de Veterinária e Zootecnia (EVZ) da UFG utilizando kits comerciais (Labtest) em analisador bioquímico automático, modelo CM 200 da Wienerlab.

Foram realizadas mensurações de comprimento intestinal total e segmentos (delgado, grosso) e a pesagem do intestino, pâncreas, fígado, coração e baço. Os dados de biometria de órgãos foram expressos em percentual relativo ao peso vivo da ave.

Fragments de aproximadamente 2 cm de comprimento foram coletados do intestino delgado (duodeno, jejuno e íleo), lavados e fixados em solução de formalina 10% tamponada para posterior análise histomorfométrica. As lâminas foram confeccionadas por técnicos especializados seguindo procedimentos operacionais padrão do Laboratório de Histopatologia da EVZ e coradas em hematoxilina e eosina. As fotos foram tiradas em microscópio Leica, modelo ICC50, utilizando a lente objetiva com aumento de 4x para fotografar os vilos e de 10x para fotografar as criptas.

2.5 Avaliação do rendimento de carcaça

A avaliação do rendimento de carcaça foi realizada aos 42 dias de idade. Após jejum alimentar de seis horas, insensibilização, sangria e abate de uma ave de cada parcela, apresentando o peso médio da mesma. A depenação foi realizada mecanicamente e os demais processos, manualmente. Os cortes foram realizados por um colaborador treinado. Foram feitas as seguintes pesagens: peso vivo, carcaça após sangria e depena; carcaça eviscerada; conjunto de pés, cabeça e pescoço; peito; coxa e sobrecoxa, dorso e asas. O rendimento da carcaça e dos cortes nobres (peito, coxas e sobrecoxas, asas) foi calculado por meio do peso de cada um em relação ao peso vivo das aves.

2.4 Análise estatística

Os dados obtidos foram analisados estatisticamente utilizando o Software R, submetidos à avaliação de normalidade pelo teste de Shapiro Wilk, análise do gráfico de dispersão dos resíduos para a exclusão de *outliers* e a análise de variância seguida do teste de Scott-Knott (nível de significância de 5%) para comparação das médias.

3. RESULTADOS

Os resultados da avaliação de desempenho zootécnico apresentaram diferenças significativas em algumas semanas avaliadas. Aos sete dias de idade foram observadas diferenças nas variáveis peso final e ganho em peso. Os tratamentos G e GS apresentaram maiores valores de peso final na primeira semana de vida e ganho em peso quando comparados às aves dos tratamentos CN, GSS e S (Tabela 2).

TABELA 2 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso inicial, peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar de 1 aos 7 dias de idade

Tratamento¹	Peso Inicial (g)	Peso Final (g)³	Ganho em peso (g)³	Consumo de ração (g)	Conversão Alimentar (g:g)
CN	41,36	132,76 b	87,22 b	92,32	1,063
G	41,52	142,26 a	96,58 a	94,74	0,977
GS	41,73	139,26 a	93,36 a	89,68	0,960
GSS	41,12	135,88 b	90,57 b	90,57	1,003
S	41,59	131,14 b	85,39 b	92,88	1,079
CV (%)²	1,13	4,57	6,70	10,51	12,86
valor de p²	0,115	0,007	0,006	0,883	0,358

¹ CN, controle negativo; G, somente gel no incubatório; GS, gel+simbiótico no incubatório; GSS, gel+simbiótico no incubatório+simbiótico na água; S, simbiótico na água.

² CV (%), coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

³ Médias seguidas de letras distintas na mesma coluna diferem significativamente (P<0,05).

Aos 14 dias de idade, não foram observadas diferenças em nenhuma das variáveis de desempenho avaliadas (Tabela 3). Já aos 21 dias de idade (Tabela 4), novamente os tratamentos G e GS, bem como o tratamento GSS, mostraram valores de peso final superiores aos grupos CN e S.

TABELA 3 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar de 1 aos 14 dias de idade

Tratamento¹	Peso Final (g)	Ganho em peso (g)	Consumo de ração (g)	Conversão Alimentar (g:g)
CN	366,43	319,44	426,25	1,336
G	384,95	338,00	443,93	1,309
GS	376,27	329,10	434,05	1,319
GSS	373,27	326,65	433,01	1,287
S	372,22	326,28	442,93	1,362
CV (%)²	4,50	4,94	4,39	4,67
valor de p²	0,321	0,295	0,400	0,299

¹ CN, controle negativo; G, somente gel no incubatório; GS, gel+simbiótico no incubatório; GSS, gel+simbiótico no incubatório+simbiótico na água; S, simbiótico na água.

² CV (%), coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

TABELA 4 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar de 1 aos 21 dias de idade

Tratamento¹	Peso Final (g)³	Ganho em peso (g)	Consumo de ração (g)	Conversão Alimentar (g:g)
CN	712,84 b	670,46	960,60	1,434
G	756,91 a	704,57	991,95	1,410
GS	755,62 a	701,42	999,25	1,425
GSS	752,99 a	700,20	993,05	1,402
S	711,80 b	660,97	975,66	1,453
CV (%)²	5,11	5,14	3,59	3,39
valor de p²	0,032	0,062	0,274	0,325

¹ CN, controle negativo; G, somente gel no incubatório; GS, gel+simbiótico no incubatório; GSS, gel+simbiótico no incubatório+simbiótico na água; S, simbiótico na água.

² CV (%), coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

³ Médias seguidas de letras distintas na mesma coluna diferem significativamente (P<0,05).

Com 28 dias de idade os tratamentos G, GS e GSS apresentaram maiores valores de peso final e ganho em peso em relação à CN e S (Tabela 5). Aos 35 dias (Tabela 6), diferenças significativas foram obtidas para ganho em peso e consumo de ração, nas quais os grupos G, GS e GSS apresentaram valores superiores aos de CN e S para ambas as variáveis. Ao final do período experimental, com 42 dias de idade, não foram observadas diferenças no desempenho zootécnico entre os tratamentos experimentais (Tabela 7).

TABELA 5 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar de 1 aos 28 dias de idade

Tratamento¹	Peso Final (g)³	Ganho em peso (g)³	Consumo de ração (g)	Conversão Alimentar (g:g)
CN	1028,75 b	975,83 b	1881,21	1,890
G	1080,34 a	1027,99 a	1932,20	1,880
GS	1096,46 a	1042,26 a	1945,24	1,869
GSS	1108,70 a	1057,45 a	1899,47	1,822
S	1046,24 b	995,41 b	1893,44	1,904
CV (%)²	4,22	4,40	3,81	3,21
valor de p²	0,008	0,008	0,390	0,167

¹ CN, controle negativo; G, somente gel no incubatório; GS, gel+simbiótico no incubatório; GSS, gel+simbiótico no incubatório+simbiótico na água; S, simbiótico na água.

² CV (%), coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

³ Médias seguidas de letras distintas na mesma coluna diferem significativamente (P<0,05).

TABELA 6 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar de 1 aos 35 dias de idade

Tratamento¹	Peso Final (g)	Ganho em peso (g)³	Consumo de ração (g)³	Conversão Alimentar (g:g)
CN	1852,72	1712,46 b	2843,74 b	1,644
G	1943,19	1829,00 a	3003,45 a	1,642
GS	1982,56	1867,81 a	3036,55 a	1,627
GSS	1964,28	1851,22 a	3019,89 a	1,611
S	1903,03	1788,66 a	2939,5 b	1,645
CV (%)²	4,72	4,73	4,45	2,89
valor de p²	0,052	0,011	0,038	0,611

¹ CN, controle negativo; G, somente gel no incubatório; GS, gel+simbiótico no incubatório; GSS, gel+simbiótico no incubatório+simbiótico na água; S, simbiótico na água.

² CV (%), coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

³ Médias seguidas de letras distintas na mesma coluna diferem significativamente (P<0,05).

TABELA 7 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar de 1 aos 42 dias de idade

Tratamento¹	Peso Final (g)	Ganho em peso (g)	Consumo de ração (g)	Conversão Alimentar (g:g)
CN	2398,75	2314,21	3775,46	1,629
G	2463,98	2349,79	3857,20	1,670
GS	2580,31	2465,56	3929,64	1,599
GSS	2519,69	2406,62	3930,96	1,634
S	2461,87	2347,50	3839,50	1,636
CV (%)²	4,62	4,96	5,24	3,84
valor de p²	0,059	0,120	0,556	0,330

¹ CN, controle negativo; G, somente gel no incubatório; GS, gel+simbiótico no incubatório; GSS, gel+simbiótico no incubatório+simbiótico na água; S, simbiótico na água.

² CV (%), coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

No ensaio metabólico realizado de 19 a 23 dias de idade (Tabela 8), diferenças significativas somente foram observadas para a variável metabolizabilidade do extrato etéreo, sendo que novamente os tratamentos que receberam o gel nutritivo no incubatório apresentaram valores superiores aos grupos CN e S.

Os dados do último ensaio metabólico realizado com a dieta final (38 a 42 dias de idade) estão apresentados na Tabela 9 e, novamente, somente a variável metabolizabilidade do extrato etéreo apresentou diferenças significativas, mantendo os mesmos resultados dos ensaios anteriores, com maiores valores atribuídos aos tratamentos G, GS e GSS.

TABELA 8 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis de digestibilidade da matéria-seca (Dig. MS), digestibilidade do nitrogênio (Dig. N), digestibilidade da proteína bruta (Dig. PB), digestibilidade do extrato etéreo (Dig. EE), digestibilidade da matéria mineral (Dig. MM) e retenção do nitrogênio (Ret N) do ensaio metabólico realizado de 19 a 23 dias de idade

Tratamento	Dig. MS (%)	Dig. N (%)	Dig. PB (%)	Dig. EE (%)³	Dig. MM (%)	Ret N (mgN/gGP)
CN	72,99	68,57	74,02	75,39 b	69,80	33,73
G	71,96	67,79	73,27	80,25 a	73,50	34,17
GS	72,13	68,95	74,15	80,72 a	71,79	35,52
GSS	72,08	68,67	73,87	79,46 a	73,54	34,29
S	72,52	69,00	74,25	74,92 b	74,72	36,06
CV (%)²	1,81	2,54	2,02	3,72	4,87	7,22
valor de p²	0,559	0,656	0,725	<0,001	0,094	0,328

¹ CN, controle negativo; G, somente gel no incubatório; GS, gel+simbiótico no incubatório; GSS, gel+simbiótico no incubatório+simbiótico na água; S, simbiótico na água.

² CV (%), coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

³ Médias seguidas de letras distintas na mesma linha diferem significativamente. (P<0,05).

TABELA 9 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis de digestibilidade da matéria-seca (Dig. MS), digestibilidade do nitrogênio (Dig. N), digestibilidade da proteína bruta (Dig. PB), digestibilidade do extrato etéreo (Dig. EE), digestibilidade da matéria mineral (Dig. MM) e retenção do nitrogênio (Ret N) do ensaio metabólico realizado de 38 a 42 dias de idade

Tratamento¹	Dig. MS (%)	Dig. N (%)	Dig. PB (%)	Dig. EE (%)³	Dig. MM (%)	Ret N (mgN/gGP)
CN	81,67	78,71	82,10	87,05 b	74,68	58,66
G	81,77	78,56	81,81	90,44 a	75,43	56,64
GS	80,66	77,79	81,16	89,99 a	76,57	57,33
GSS	81,85	79,13	82,30	89,99 a	72,06	61,99
S	82,01	79,27	82,42	87,70 b	73,83	55,52
CV (%)²	1,41	1,91	1,53	1,61	4,01	10,01
valor de p²	0,170	0,328	0,297	<0,001	0,063	0,303

¹ CN, controle negativo; G, somente gel no incubatório; GS, gel+simbiótico no incubatório; GSS, gel+simbiótico no incubatório+simbiótico na água; S, simbiótico na água.

² CV (%), coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

³ Médias seguidas de letras distintas na mesma linha diferem significativamente. (P<0,05).

Na avaliação da histomorfometria intestinal realizada aos 12 dias de idade (Tabela 10) foram observadas diferenças em todas as variáveis analisadas. No duodeno, a maior altura de vilos foi encontrada no grupo CN em relação à todos os demais tratamentos. Criptas mais profundas foram observadas nos tratamentos G e GS, sendo que nestes, houve a menor relação vilos-cripta. Maiores alturas de vilosidades, no jejuno, foram observadas nos grupos G e GSS. Maiores valores para profundidade de cripta foram encontrados em G e S. A maior relação vilos-cripta ocorreu no grupo CN, no jejuno. Já no íleo, vilos mais altos foram observados em GS e GSS. Criptas mais profundas foram verificadas em S, seguida pelos tratamentos GS e GSS maiores que CN e G. A relação vilos-cripta foi maior no grupo CN.

Aos 24 dias de idade (Tabela 11), no duodeno, foram verificadas maiores alturas de vilosidades nos grupos G e GS. Criptas mais profundas foram atribuídas ao grupo GSS. A maior relação vilo-cripta foi encontrada para o tratamento G, seguido por GS e S, maiores que os demais grupos. No jejuno, maiores alturas de vilosidades foram encontradas em CN e G, com menor valor atribuído à GS. Para profundidade de criptas, o grupo GSS apresentou maiores valores e o S, o menor valor. A relação vilo-cripta no jejuno foi maior para os grupos CN, G e S. No íleo, não foram observadas diferenças entre as alturas de vilosidades. Quanto à profundidade das criptas, somente o grupo GS apresentou valores inferiores aos demais. Maiores relações vilo-cripta foram encontradas em CN, GS e GSS.

Aos 42 dias (Tabela 12), vilos mais longos foram observados no duodeno em S, seguido por GSS maior que os demais tratamentos. Criptas mais profundas também foram encontradas no grupo S. Quanto à relação vilo-cripta, maiores valores foram observados em GSS e S. No jejuno, vilos mais altos foram encontrados nos grupos GSS e S. Criptas mais profundas, em CN, GS e GSS. A relação vilo-cripta no jejuno foi maior para os tratamentos GSS e S. No íleo, maior altura de vilos foram encontradas em GS e criptas mais profundas em CN, GS e S. A relação vilo-cripta do íleo foi maior no tratamento GS.

TABELA 10 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis histomorfométricas de altura de vilosidades intestinais (vilo), profundidade de criptas (cripta) e relação entre a altura de vilos e profundidade de criptas (V/C) aos 12 dias de idade

Tratamento ¹	Duodeno			Jejuno			Íleo		
	Vilo (µm)	Cripta (µm)	V/C	Vilo (µm)	Cripta (µm)	V/C	Vilo (µm)	Cripta (µm)	V/C
CN	1160,38 a	249,74 b	4,85 a	739,72 b	166,03 c	4,71 a	537,43 b	185,24 c	2,88 a
G	987,07 b	310,40 a	3,43 c	802,32 a	230,90 a	3,62 c	433,84 c	190,89 c	2,37 c
GS	1005,18 b	294,53 a	3,51 c	697,61 b	206,62 b	3,55 c	560,43 a	235,98 b	2,48 b
GSS	1028,34 b	226,43 c	4,80 a	833,26 a	206,50 b	3,99 b	560,40 a	225,48 b	2,54 b
S	1041,75 b	240,26 b	4,41 b	677,14 b	232,44 a	3,10 d	518,38 b	255,83 a	2,23 c
CV (%)²	22,73	24,32	29,39	28,80	26,59	33,48	16,03	25,49	25,86
valor de p²	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001

¹ CN, controle negativo; G, somente gel no incubatório; GS, gel+simbiótico no incubatório; GSS, gel+simbiótico no incubatório+simbiótico na água; S, simbiótico na água.

² CV (%), coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

³ Médias seguidas de letras distintas na mesma linha diferem significativamente. (P<0,05).

TABELA 11 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis histomorfométricas de altura de vilosidades intestinais (vilo), profundidade de criptas (cripta) e relação entre a altura de vilos e profundidade de criptas (V/C) aos 24 dias de idade

Tratamento ¹	Duodeno			Jejuno			Íleo		
	Vilo	Cripta	V/C	Vilo	Cripta	V/C	Vilo	Cripta	V/C
CN	1331,44 b	444,42 b	3,05 c	906,54 a	303,40 b	3,14 a	633,91	198,23 a	3,32 a
G	1418,2 a	361,87 d	4,12 a	892,30 a	289,76 b	3,42 a	601,42	204,08 a	3,09 b
GS	1375,76 a	412,97 c	3,53 b	790,07 c	293,06 b	2,79 b	622,36	182,44 b	3,51 a
GSS	1315,48 b	469,99 a	3,01 c	825,83 b	343,98 a	2,55 b	647,46	200,34 a	3,35 a
S	1330,65 b	407,74 c	3,29 b	842,91 b	268,56 c	3,33 a	621,29	212,68 a	2,99 b
CV (%)²	20,99	21,62	31,65	19,52	26,94	34,47	24,10	25,54	27,92
valor de p²	0,016	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001	0,117	<0,001	<0,001

¹ CN, controle negativo; G, somente gel no incubatório; GS, gel+simbiótico no incubatório; GSS, gel+simbiótico no incubatório+simbiótico na água; S, simbiótico na água.

² CV (%), coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

³ Médias seguidas de letras distintas na mesma linha diferem significativamente. (P<0,05).

TABELA 12 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis histomorfométricas de altura de vilosidades intestinais (vilo), profundidade de criptas (cripta) e relação entre a altura de vilos e profundidade de criptas (V/C) aos 42 dias de idade

Tratamento ¹	Duodeno			Jejuno			Íleo		
	Vilo	Cripta	V/C	Vilo	Cripta	V/C	Vilo	Cripta	V/C
CN	1114,29 c	351,54 c	3,21 b	858,65 b	248,13 a	3,55 b	541,40 c	182,55 a	3,07 b
G	1022,87 c	323,19 d	3,11 b	790,87 b	218,30 b	3,58 b	443,50 d	155,35 b	2,87 c
GS	1083,54 c	347,17 c	3,26 b	864,64 b	243,22 a	3,86 b	661,59 a	180,68 a	3,72 a
GSS	1218,16 b	366,99 b	3,42 a	948,77 a	238,61 a	4,30 a	579,17 b	163,52 b	3,26 b
S	1315,69 a	389,31 a	3,67 a	904,90 a	222,77 b	4,25 a	502,77 c	181,11 a	2,78 c
CV (%)²	32,04	22,96	34,06	33,33	24,7	34,43	38,72	25,45	36,16
valor de p²	<0,001	<0,001	0,005	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001

¹ CN, controle negativo; G, somente gel no incubatório; GS, gel+simbiótico no incubatório; GSS, gel+simbiótico no incubatório+simbiótico na água; S, simbiótico na água.

² CV (%), coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

³ Médias seguidas de letras distintas na mesma linha diferem significativamente. (P<0,05).

Nas análises de bioquímica sanguínea realizadas aos 12 dias de idade (Tabela 13), as variáveis AST, proteína total, colesterol e HDL apresentaram diferenças entre os tratamentos. Menores valores para proteína total plasmática foram encontrados para os grupos experimentais GS e GSS. Para a variável colesterol plasmático, o grupo CN apresentou valor superior aos demais tratamentos. Maior valor também foi encontrado no grupo CN para nível de HDL sérico.

Aos 24 dias de idade (Tabela 14), apenas a variável GGT apresentou diferença entre grupos experimentais. Aos 42 dias de idade (Tabela 15) não foi verificada diferença entre os tratamentos.

TABELA 13 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis aspartato aminotransferase (AST), alanina aminotransferase (ALT), gama glutamiltransferase (GGT), ácido úrico, creatinina, albuminas, globulinas, proteína total, colesterol, lipoproteína de alta densidade (HDL) e triglicérides dosados aos 12 dias de idade

Tratamento ¹	Ácido				Proteína						
	AST (UI/L) ³	ALT (U/L)	GGT (U/L)	úrico (mg/dL)	Creatinina (mg/dL)	Albuminas (g/dL) ³	Globulinas (g/dL)	total (g/dL) ³	Colesterol (g/dL) ³	HDL (mg/dL) ³	Triglicérides (mg/dL)
CN	262,80 b	8389,40	13,14	6,76	0,19	1,48 b	1,83	3,35 a	204,20 a	108,40 a	108,15
G	294,87 a	16069,60	14,47	2,82	0,28	1,80 a	1,89	3,70 a	153,39 b	88,61 b	134,74
GS	238,90 b	9865,40	17,08	3,17	0,27	1,11 c	1,79	2,88 b	122,27 b	80,45 b	98,37
GSS	203,84 b	18308,20	13,08	2,79	0,20	0,94 c	1,79	2,72 b	122,23 b	72,05 b	108,33
S	322,24 a	12743,40	12,68	2,03	0,27	1,38 b	1,78	3,29 a	150,16 b	88,06 b	98,37
CV (%)²	22,02	56,33	30,34	71,42	54,58	16,82	11,53	12,18	23,44	17,62	39,99
valor de p²	0,039	0,217	0,489	0,060	0,733	<0,001	0,842	0,010	0,036	0,024	0,402

¹ CN, controle negativo; G, somente gel no incubatório; GS, gel+simbiótico no incubatório; GSS, gel+simbiótico no incubatório+simbiótico na água; S, simbiótico na água. ² CV (%), coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância. ³ Médias seguidas de letras distintas na mesma coluna diferem significativamente. (P<0,05).

TABELA 14 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis aspartato aminotransferase (AST), alanina aminotransferase (ALT), gama glutamiltransferase (GGT), ácido úrico, creatinina, albuminas, globulinas, proteína total, colesterol, lipoproteína de alta densidade (HDL) e triglicérides dosados aos 24 dias de idade

Tratamento ¹	Ácido				Proteína						
	AST (UI/L)	ALT (U/L)	GGT (U/L) ³	úrico (mg/dL)	Creatinina (mg/dL)	Albuminas (g/dL)	Globulinas (g/dL)	total (g/dL)	Colesterol (g/dL)	HDL (mg/dL)	Triglicérides (mg/dL)
CN	248,66	9731,40	25,42 a	2,59	0,38	1,44	2,08	3,48	125,16	76,42	65,37
G	233,02	8484,40	18,24 b	1,92	0,28	1,44	1,88	3,29	147,76	88,96	80,70
GS	210,58	10659,40	22,28 b	2,51	0,33	1,43	1,69	3,12	126,60	73,42	69,18
GSS	203,26	13577,20	28,21 a	2,72	0,40	1,46	1,66	3,12	143,27	88,36	52,77
S	227,80	10764,40	23,96 a	2,23	0,33	1,33	1,68	2,99	123,91	79,61	96,33
CV (%)²	13,47	48,77	18,72	65,8	28,39	14,09	15,61	14,07	12,28	12,40	41,27
valor de p²	0,172	0,630	0,025	0,936	0,341	0,843	0,194	0,498	0,098	0,085	0,279

¹ CN, controle negativo; G, somente gel no incubatório; GS, gel+simbiótico no incubatório; GSS, gel+simbiótico no incubatório+simbiótico na água; S, simbiótico na água. ² CV (%), coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância. ³ Médias seguidas de letras distintas na mesma coluna diferem significativamente. (P<0,05).

TABELA 15 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis aspartato aminotransferase (AST), alanina aminotransferase (ALT), gama glutamiltransferase (GGT), ácido úrico, creatinina, albuminas, globulinas, proteína total, colesterol, lipoproteína de alta densidade (HDL) e triglicérides dosados aos 42 dias de idade

Tratamento ¹	Ácido				Proteína			Colesterol (g/dL)	HDL (mg/dL)	Triglicérides (mg/dL)	
	AST (UI/L)	ALT (U/L)	GGT (U/L)	úrico (mg/dL)	Creatinina (mg/dL)	Albuminas (g/dL)	Globulinas (g/dL)				total (g/dL)
CN	348,64	3550,60	24,55	2,27	0,30	1,37	1,54	2,92	80,44	53,00	165,90
G	347,30	4023,60	20,95	4,96	0,29	1,43	1,83	3,25	97,94	45,09	225,92
GS	366,80	5374,00	27,20	3,73	0,31	1,52	1,69	3,10	129,08	75,34	162,92
GSS	388,32	4148,50	27,09	3,61	0,28	1,28	1,99	3,27	100,35	59,16	217,62
S	340,82	4460,20	23,31	4,41	0,35	1,26	1,79	3,05	72,33	51,18	173,44
CV (%)²	26,01	41,91	21,39	73,12	26,64	11,91	16,53	12,24	36,51	36,28	28,30
valor de p²	0,941	0,601	0,328	0,776	0,777	0,158	0,208	0,579	0,141	0,221	0,278

¹ CN, controle negativo; G, somente gel no incubatório; GS, gel+simbiótico no incubatório; GSS, gel+simbiótico no incubatório+simbiótico na água; S, simbiótico na água. ² CV (%), coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância. ³ Médias seguidas de letras distintas na mesma coluna diferem significativamente. (P<0,05).

A avaliação da biometria de órgãos foi realizada aos 12, 24 e 42 dias de idade e estão apresentados nas Tabelas 16 a 21. Em nenhuma das idades avaliadas houve diferença entre os tratamentos para comprimento de intestino total, intestino delgado ou grosso.

Aos 12 dias de idade (Tabela 17), o grupo G apresentou maior peso relativo de pâncreas em relação a todos os demais tratamentos.

TABELA 16 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis de comprimento intestinal total, comprimento de intestino delgado e comprimento de intestino grosso aos 12 dias de idade

Tratamento¹	Intestinal total (cm)	Intestino delgado (cm)	Intestino grosso (cm)
CN	114,57	106,64	7,94
G	119,62	111,75	7,87
GS	119,12	111,62	7,50
GSS	122,00	113,64	8,36
S	116,25	107,87	8,37
CV (%)²	9,29	9,74	14,03
valor de p²	0,729	0,707	0,516

¹ CN, controle negativo; G, somente gel no incubatório; GS, gel+simbiótico no incubatório; GSS, gel+simbiótico no incubatório+simbiótico na água; S, simbiótico na água.

² CV (%), coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

TABELA 17 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis de pesos relativos de intestino, pâncreas, bursa, fígado e coração aos 12 dias de idade

Tratamento¹	Intestino total (%)	Pâncreas (%)³	Bursa (%)	Fígado (%)	Coração (%)
CN	8,85	0,45 b	0,29	4,02	0,85
G	9,15	0,58 a	0,24	3,95	0,82
GS	9,00	0,42 b	0,32	4,10	0,87
GSS	8,79	0,48 b	0,26	3,97	0,83
S	10,03	0,47 b	0,30	3,94	0,79
CV (%)²	24,99	18,66	24,59	16,10	13,16
valor de p²	0,816	0,024	0,207	0,987	0,671

¹ CN, controle negativo; G, somente gel no incubatório; GS, gel+simbiótico no incubatório; GSS, gel+simbiótico no incubatório+simbiótico na água; S, simbiótico na água.

² CV (%), coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

³ Médias seguidas de letras distintas na mesma coluna diferem significativamente. (P<0.05).

TABELA 18 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis de comprimento intestinal total, comprimento de intestino delgado e comprimento de intestino grosso aos 24 dias de idade

Tratamento¹	Intestinal total (cm)	Intestino delgado (cm)	Intestino grosso (cm)
CN	164,00	146,37	17,62
G	165,25	146,12	18,28
GS	177,12	158,75	18,37
GSS	179,86	161,28	18,57
S	168,50	149,87	18,62
CV (%)²	11,28	12,49	8,34
valor de p²	0,397	0,392	0,706

¹ CN, controle negativo; G, somente gel no incubatório; GS, gel+simbiótico no incubatório; GSS, gel+simbiótico no incubatório+simbiótico na água; S, simbiótico na água.

² CV (%), coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

Aos 24 dias de idade, diferenças significativas foram encontradas para as variáveis peso relativo de bursa, fígado e baço (Tabela 19). O grupo CN apresentou maior valor de peso de bursa em relação aos outros tratamentos. Já para peso relativo de fígado e baço, tanto o tratamento CN quanto o tratamento S apresentaram os valores maiores dentre os grupos.

TABELA 19 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis de pesos relativos de intestino, pâncreas, bursa, fígado, coração e baço aos 24 dias de idade

Tratamento¹	Intestino total (%)	Pâncreas (%)	Bursa (%)³	Fígado (%)³	Coração (%)	Baço (%)³
CN	7,01	0,35	0,42 a	2,66 a	0,62	0,14 a
G	7,01	0,32	0,27 b	2,44 b	0,57	0,10 b
GS	7,45	0,31	0,30 b	2,39 b	0,65	0,12 b
GSS	6,95	0,32	0,27 b	2,50 b	0,59	0,12 b
S	6,84	0,37	0,29 b	2,65 a	0,62	0,14 a
CV (%)²	13,05	16,84	29,67	7,91	10,22	18,92
valor de p²	0,728	0,303	0,028	0,039	0,886	0,003

¹ CN, controle negativo; G, somente gel no incubatório; GS, gel+simbiótico no incubatório; GSS, gel+simbiótico no incubatório+simbiótico na água; S, simbiótico na água.

² CV (%), coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

³ Médias seguidas de letras distintas na mesma coluna diferem significativamente. (P<0.05).

Não foram observadas diferenças entre o comprimento intestinal total ou dos segmentos delgado e grosso, entre os tratamentos, aos 42 dias de idade (Tabela 20).

TABELA 20 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis de comprimento intestinal total, comprimento de intestino delgado e comprimento de intestino grosso aos 42 dias de idade

Tratamento¹	Intestinal total (cm)	Intestino delgado (cm)	Intestino grosso (cm)
CN	191,87	164,87	27,00
G	197,75	173,25	27,00
GS	194,87	167,00	27,87
GSS	200,87	172,50	28,37
S	191,00	163,25	27,75
CV (%)²	8,49	9,37	9,99
valor de p²	0,743	0,630	0,826

¹ CN, controle negativo; G, somente gel no incubatório; GS, gel+simbiótico no incubatório; GSS, gel+simbiótico no incubatório+simbiótico na água; S, simbiótico na água.

² CV (%), coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

Aos 42 dias de idade, diferenças foram percebidas nas variáveis peso relativo de bursa e fígado (Tabela 21). Ao contrário do que ocorreu aos 24 dias, bursas mais pesadas foram encontradas nos grupos experimentais G, GS e GSS. Os tratamentos CN, GSS e S apresentaram os maiores valores de peso relativo de fígado.

TABELA 21 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis de pesos relativos de intestino, pâncreas, bursa, fígado, coração e baço aos 42 dias de idade

Tratamento¹	Intestino total (%)	Pâncreas (%)	Bursa (%)³	Fígado (%)³	Coração (%)	Baço (%)
CN	4,42	0,19	0,14 b	1,84 a	0,50	0,11
G	4,31	0,18	0,19 a	1,68 b	0,46	0,11
GS	3,76	0,19	0,18 a	1,67 b	0,48	0,13
GSS	3,95	0,17	0,18 a	1,97 a	0,45	0,12
S	4,15	0,18	0,16 b	1,89 a	0,46	0,13
CV (%)²	16,93	17,49	21,69	9,97	13,85	25,98
valor de p²	0,343	0,564	0,039	0,007	0,560	0,534

¹ CN, controle negativo; G, somente gel no incubatório; GS, gel+simbiótico no incubatório; GSS, gel+simbiótico no incubatório+simbiótico na água; S, simbiótico na água.

² CV (%), coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

³ Médias seguidas de letras distintas na mesma coluna diferem significativamente. (P<0.05).

Na avaliação do rendimento de carcaça realizada aos 42 dias de idade (Tabela 22) não ocorreram diferenças entre os tratamentos em relação ao peso relativo da carcaça eviscerada e os cortes realizados (peito; coxas e sobrecoxas; asas).

TABELA 22 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis de pesos relativos da carcaça eviscerada, peito, conjunto coxas/sobrecoxas e asas avaliadas aos 42 dias de idade

Tratamento¹	Carcaça eviscerada (%)	Peito (%)	Coxas/sobrecoxas (%)	Asas (%)
CN	78,64	30,98	31,13	16,92
G	82,39	29,35	30,70	15,95
GS	78,36	29,14	29,61	15,57
GSS	78,22	29,75	30,85	16,25
S	79,33	29,95	30,96	16,13
CV (%)²	3,83	6,03	5,73	5,15
valor de p²	0,091	0,354	0,484	0,055

¹ CN, controle negativo; G, somente gel no incubatório; GS, gel+simbiótico no incubatório; GSS, gel+simbiótico no incubatório+simbiótico na água; S, simbiótico na água.

² CV (%), coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

4. DISCUSSÃO

Os tratamentos que receberam apenas os produtos no incubatório (gel nutritivo associado ou não ao simbiótico) obtiveram maiores pesos finais e ganho em peso na primeira semana de vida. O rápido acesso, logo após o nascimento, aos nutrientes exógenos pode ser a explicação para o fato, uma vez que o tratamento em que foi utilizado somente o simbiótico foi semelhante ao tratamento que não recebeu nenhum aditivo.

De acordo com Noy e Sklan¹⁶, esse aumento de peso devido à alimentação pós-eclosão pode ser devido a vários efeitos, tais como aumento da maturidade nutricional, estimulação da utilização da gema, aumento do desenvolvimento intestinal e outros efeitos metabólicos de longo prazo.

Outro fato relevante é que o jejum hídrico e alimentar de 24 horas afeta negativamente o desenvolvimento da mucosa intestinal de pintos recém-eclodidos. De acordo com Maiorka et al.⁴ ocorre aumento da produção de muco e aumento da extrusão celular no intestino delgado e prejuízos que podem se estender por todo o ciclo de produção do animal, uma vez que é a fase com o maior desenvolvimento da mucosa intestinal. Assim, pode-se supor que as aves que receberam a suplementação do gel, não só foram beneficiadas com o próprio fornecimento do produto em si, como provavelmente não passaram pelos efeitos negativos do jejum.

Aos 7 dias, o uso do simbiótico, associado ou não ao gel, não interferiu nos resultados encontrados, demonstrando que, provavelmente, os efeitos observados sejam devido aos nutrientes e à hidratação fornecidos pelo gel. Tal fato é reforçado pela ausência de diferenças entre o grupo experimental que não recebeu qualquer tipo de produto (CN) e o grupo tratado com o simbiótico na água de bebida.

O tratamento GSS, apesar de ter recebido o gel e o simbiótico no incubatório, não apresentou os mesmos resultados observados para GS. Pode-se supor que, por mecanismos complexos e ainda não elucidados, a suplementação de microrganismos e prebióticos na água de bebida, nesta primeira semana de vida, associado às próprias modificações metabólicas do trato-gaстрintestinal não favoreceu o ganho de peso, inicialmente. Porém, pode ter contribuído para o desenvolvimento intestinal, uma vez que, já aos 21 e 28 dias de idade, juntamente com os grupos que receberam somente o gel ou o gel associado ao simbiótico, o GSS também apresentou melhores resultados no desempenho zootécnico que CN e S.

Estas diferenças foram observadas aos 35 dias de idade (maior ganho em peso e consumo de ração em G, GS e GSS) mas não se estenderam até a idade final de avaliação, aos

42 dias de idade. Diferentemente do que foi observado por Noy & Sklan¹⁷ em que as diferenças de peso final foram mantidas até o peso de abate. Uma possível explicação pode ser sugerida pelos resultados encontrados por Zubair & Leeson¹⁸, os quais afirmaram que aves que passam por restrição alimentar e depois são novamente realimentadas podem mostrar uma compensação de crescimento devido ao maior consumo de ração em relação ao peso vivo e adaptações digestivas associadas.

Com relação ao uso de simbiótico, Erdogan et al.¹¹ também não observaram efeitos do uso do produto a base de *Enterococcus faecium* e fruto-oligossacarídeos no desempenho zootécnico (peso corporal, ganho em peso, consumo e eficiência. Já Awad et al.⁸, utilizando simbiótico a base de *Enterococcus faecium* e um prebiótico derivado da chicória, observaram melhoria geral do desempenho pela inclusão do simbiótico quando comparado ao controle negativo. Utilizando prebiótico isomalto-oligossacarídeo (5g/Kg ou 10 g/Kg), probiótico e as combinações como simbiótico, Mookiak et al.¹³ encontraram efeitos positivos no desempenho, aumento da população microbiana benéfica e a produção de ácidos graxos de cadeia curta.

Os resultados obtidos nos ensaios metabólicos, de forma geral, corroboram com os resultados obtidos na avaliação de desempenho zootécnico e os aditivos testados melhoraram a metabolizabilidade. A metabolizabilidade para o extrato etéreo foi superior nos tratamentos que receberam o fornecimento do gel no incubatório. A partir do nascimento em que ave cresce e aumenta o consumo de ração, ocorre desenvolvimento da atividade enzimática ou maior tempo de retenção para a hidrólise no intestino delgado¹⁶. Com base na fisiologia da digestão das aves pode-se supor que o fornecimento do gel possa ter aumentado a eficiência dessas aves para metabolizabilidade do extrato etéreo por modificações na atividade enzimática ou, até mesmo a melhoria na capacidade de absorção. Ressalta-se que tais análises não foram objeto de pesquisa no presente trabalho para confirmar a hipótese proposta.

Neste trabalho, não houve efeito benéfico do uso isolado do simbiótico. Yang et al.¹⁹, em estudo utilizando prebiótico mananoligossacarídeo, também não observaram alteração na metabolizabilidade de nutrientes comparado ao grupo controle negativo. Diferente do observado por Huang et al.²⁰ que utilizando um prebiótico a base de quito-oligossacarídeo, verificaram a melhoria da metabolizabilidade de matéria seca, cálcio, fósforo, proteína bruta e vários aminoácidos, além da melhoria da eficiência alimentar semelhante ao antibiótico flavomicina.

Os dados obtidos para a avaliação histomorfométrica, no presente trabalho, não apresentaram um padrão de resposta entre os tratamentos com relação aos segmentos intestinais, variáveis ou idades avaliadas. Devido aos resultados obtidos no desempenho

zootécnico e nos ensaios de digestibilidade, era esperado que os resultados da histomorfometria corroborassem com os anteriormente encontrados. Percebe-se que ocorreu com a utilização dos diferentes tratamentos uma modulação na resposta da mucosa intestinal, uma vez que ocorreram diferenças estatísticas entre o grupo controle e os demais, porém, devido à complexidade das respostas é de difícil interpretação.

Gava²¹ realizou um estudo para determinação da metodologia ideal de análises histomorfométricas em frangos. Concluiu ser uma avaliação de grande variabilidade e, ainda, sugeriu que até mesmo sejam utilizados valores relativos ao invés dos absolutos comumente utilizados.

As análises histomorfométricas são realizadas para auxiliarem na avaliação do desenvolvimento da mucosa intestinal; envolve a proliferação e diferenciação de células totipotentes localizadas na cripta e ao longo dos vilos²² e a extrusão celular no ápice dos vilos. O aumento da altura de vilos e da relação vilo-cripta estão diretamente relacionados com o aumento do *turnover* epitelial²³.

Os trabalhos publicados na literatura apresentam resultados divergentes com a utilização de probióticos, prebióticos ou simbióticos. Com a adição de *Lactobacillus* sp., Awad et al.²⁴, verificaram aumento da altura dos vilos e da relação vilo-cripta no duodeno. A suplementação de probiótico e simbiótico aumentou a altura de vilos e a profundidade das criptas comparados ao antibiótico no trabalho conduzido por Agboola et al.²⁵. Mohamed et al.²⁶ verificaram que a inclusão de prebiótico promoveu aumento significativo na altura de vilo em todos os segmentos intestinais e aumentou a relação vilo-cripta no duodeno e jejuno. Outros trabalhos realizados já não encontraram diferenças significativas, como em publicação de Awad et al.⁸ com a inclusão de um simbiótico e na de Sem et al.²⁷ utilizando probiótico *Bacillus subtilis*.

Nas análises bioquímicas sanguíneas foi possível verificar algumas diferenças entre os diferentes tratamentos. Para aves, diferentemente de outras espécies de animais domésticos, os dados publicados com resultados de análises sanguíneas, ainda não são utilizados ou considerados como valores de referência, o que dificulta a interpretação dos mesmos. Assim, a comparação entre os tratamentos realizados pode ser utilizada para discutir os dados obtidos.

Aos 12 dias de idade, níveis da enzima AST, utilizada como um marcador de lesão hepática, foram maiores nos grupos G e S. Trabalho feito por Mohamed et al.²⁶ com a suplementação de prebióticos verificou a redução dos níveis de AST e ALT comparado ao grupo controle.

Os níveis de proteína plasmática total, aos 12 dias, foram menores para os tratamentos GS e GSS em relação aos demais tratamentos. Os valores de proteína plasmática total são fornecidos pela soma de albuminas e globulinas séricas. Não houve diferença entre os níveis de globulinas, mas para os níveis de albumina sérica cujos menores valores foram também encontrados nos tratamentos GS e GSS. Os níveis sanguíneos de albumina podem ser afetados pelos níveis proteicos da ração, função hepática, renal, disponibilidade de aminoácidos, desidratação e perdas em processos patológicos, como o parasitismo intestinal que pode permitir a perda de proteínas pelo lúmen intestinal²⁸.

Para os níveis de colesterol, o maior valor foi encontrado para o tratamento CN. Algumas hipóteses, ainda em estudo, para a diminuição do colesterol em animais que consumiram dietas com probióticos seriam que alguns microrganismos podem incorporar o colesterol à membrana celular²⁹ ou devido a alteração das concentrações de ácidos orgânicos no intestino, sendo o ácido acético importante precursor do colesterol³⁰.

Os resultados dos níveis de HDL seguem os resultados observados para os níveis de colesterol, apresentando maior valor para o CN. Tal fato difere de alguns trabalhos que obtiveram como resultado, após a ingestão de bifidobactérias, diminuições na concentração de colesterol total pela diminuição do LDL e ocorreu aumento discreto do HDL³¹. Kalavaty et al³² encontraram que com a suplementação de probiótico (*Lactobacillus* spp.) ocorreu aumento nos níveis de HDL séricos e diminuição nos níveis de LDL. Em trabalho realizado por Li et al.³³ utilizando prebiótico quito-olissacarídeo ocorreu aumento da proteína plasmática e colesterol HDL, e diminuição dos triglicerídeos séricos. Kannan et al.³⁴, testando o prebiótico MOS, verificaram redução no colesterol total sanguíneo, mas não nos níveis de HDL. Percebe-se bastante variação entre os resultados publicados, mas também nos produtos utilizados e dosagens, o que dificulta a discussão dos dados.

Na avaliação biométrica de órgãos, não ocorreu diferença entre os tratamentos com relação ao peso de intestino (total, delgado ou grosso). Resultados semelhantes foram obtidos por Erdogan et al.¹¹ que não encontraram diferenças no peso relativo do intestino delgado entre os tratamentos testados, entre eles, a inclusão de um simbiótico comercial a base de *Enterococcus faecium* e fruto-oligossacarídeos.

Maior valor foi encontrado para peso de pâncreas aos 12 dias para o tratamento G em relação aos demais, inclusive o grupo CN. Em trabalho realizado por Awad et al.³⁵ no qual foram testados um produto probiótico e simbiótico, o maior peso relativo de pâncreas foi encontrado no grupo controle, diferindo do resultado aqui encontrado.

Aos 24 dias de idade, o tratamento CN apresentou maior peso relativo de bursa, fígado e baço. Diferenças no peso relativo da bursa e do baço podem sugerir algum possível efeito dos demais tratamentos na resposta imune humoral das aves. No trabalho realizado por Godoi et al.³⁶, aves que receberam ração com simbiótico apresentaram menor peso da bursa aos 23 dias de idade que o tratamento controle.

Tais respostas não foram mantidas até a idade final de avaliação aos 42 dias, na qual ocorreu, inclusive, uma inversão nos resultados, com maiores pesos relativos de bursa para os tratamentos que receberam o gel no incubatório. Já a resposta em relação ao peso do fígado foi mantida, com maiores valores encontrados em CN, S e, também, GSS. Resultados que diferem dos encontrados por Henrique et al.³⁷ e Balog Neto et al.³⁸ que observaram menores pesos relativos de fígado em aves que consumiram simbiótico. Segundo os autores, o aditivo simbiótico reduz os microrganismos patogênicos e, assim, inibe ou reduz a liberação de toxinas para a corrente sanguínea e fígado, que estimularia sua função e aumentaria seu tamanho. Sabe-se que em nosso estudo, devido às análises de enzimas de avaliação de atividade hepática (AST, ALT e GGT) não há indícios de lesão hepática em nenhum dos tratamentos.

Não foram observadas diferenças nos resultados de avaliação de peso relativo da carcaça e cortes. Resultados semelhantes também foram encontrados por diversos autores. Silva et al.³⁹, utilizando aditivos probiótico e simbiótico, não observaram diferenças na avaliação da carcaça aos 42 dias. Godoi et al.³⁶ também não observaram efeito para utilização de prebióticos e probióticos nos rendimentos de carcaça e peito. Paz et al.⁴⁰, igualmente, não encontraram diferenças utilizando probióticos, prebióticos ou a mistura de probióticos no rendimento de peito, coxa e peso relativo de fígado e coração. Bem como Sartori et al.⁴¹, em que o simbiótico, apesar de favorecer o desempenho dos frangos aos 42 dias de idade, não influenciou o rendimento de carcaça, cortes e gordura abdominal.

Percebe-se que há grande variabilidade entre os resultados encontrados publicados em periódicos e os encontrados no presente trabalho. Tal fato talvez possa ser devido às diferenças na composição dos probióticos (tipos de microrganismos, cepas, concentração), prebiótico (tipo, concentração) e simbiótico (tipo de microrganismo, cepas, concentração, tipo de prebiótico, concentração) e interação entre os dois produtos que compõem um simbiótico.

5. CONCLUSÃO

O uso do gel nutritivo, associado ou não ao simbiótico, fornecidos no período pós-eclosão promoveram, de forma geral, melhorias no desempenho aos 35 dias e melhor metabolizabilidade de extrato etéreo. Assim, o uso do gel nutritivo no incubatório pode ser recomendado para otimização do desempenho e digestibilidade em situações de jejum pré-alojamento.

6. REFERÊNCIAS

1. Albuquerque R. Antimicrobianos como promotores do crescimento. In: Spinosa HS, Palermo Neto J, Górnaiak SL. Farmacologia aplicada a avicultura. São Paulo: Rocca; 2005. p. 149-159.
2. Lu J, Idris U, Harmon B, Hofacre C, Maurer JJ, Lee MD. Diversity and succession of the intestinal bacterial community of the maturing broiler chicken. *Appl. Environ. Microbiol.* 2003;69;6816–6824.
3. Gaggia F, Mattarelli P, Biavati B. Probiotics and prebiotics in animal feeding for safe food production. *International Journal of Food Microbiology.* 2010;141(1);S15-28.
4. Maiorka A, Santin E, Dahlke F, Boleli IC, Furlan RL, Macari M. Posthatching water and feed deprivation affect the gastrointestinal tract and intestinal mucosa development of broiler chicks. *Journal of Applied Poultry Research* 2003;12;483-492.
5. Pedroso AA. Microbiota do trato digestório: transição do embrião ao abate. Conferência Apinco FACTA; 2011, Santos, Brasil. São Paulo: FACTA; 2011. p.123-130.
6. Usami M, Miyoshi M, Kanbara Y, Ayoama M, Sakaki H, Shuno K, Hirata K, Takahashi M, Ueno K, Tabata S, Asahara T, Nomoto K. Effects of perioperative synbiotic treatment on infectious complications, intestinal integrity and fecal flora and organic acids in hepatic surgery with or without cirrhosis. *Journal of Parenteral and Enteral Nutrition.* 2011;35(3);317-328.
7. Maiorka A, Santin E, Sugeta SM, Almeida JC, Macari M. Utilização de prebióticos, probióticos ou simbióticos em dietas para frangos. *Revista Brasileira de Ciência Avícola.* 2001b;3(1);75-82.
8. Awad W, Ghareeb K, Böhm J. Intestinal Structure and Function of Broiler Chickens on Diets Supplemented with a Synbiotic Containing *Enterococcus faecium* and Oligosaccharides *Int. J. Mol. Sci.* 2008;9(11);2205-2216.
9. Dizaji BR, Hejazi S, Zakeri A. Effects of dietary supplementations of prebiotics, probiotics, synbiotics and acidifiers on growth performance and organs weights of broiler chicken *Pelagia Research Library European Journal of Experimental Biology.* 2012;2(6);2125-2129.
10. Ghahri H, Toloei T, Soleimani H. Efficacy of antibiotic, probiotic, prebiotic and synbiotic on growth performance, organ weights, intestinal histomorphology and immune response in broiler chickens. *Global J. Anim. Sein. Res.* 2013;1(1);23-38.
11. Erdogan Z, Erdogan S, Aslantas O, Celik S. Effects of Dietary Supplementation of Synbiotics and Phytobiotics on Performance, Caecal Coliform Population and Some Oxidant/Antioxidant Parameters of Broilers. *Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition.* 2010;94;40-48.
12. Dibaji SM, Seidavi A, Asadpour L, Moreira da Silva F. Effect of a symbiotic on the intestinal microflora of chickens. *J. Appl. Poult. Res.* 2014;23;1-6.

13. Mookiah S, Sieo CC, Ramasamy K, Abdullah N, Ho YW. Effects of dietary prebiotics, probiotic and symbiotic on performance, caecal bacterial populations and caecal fermentation concentrations of broiler chickens. *J. Sci. Food Agric.* 2014;94;341-348.
14. Sakomura NK, Rostagno HS. Métodos de pesquisa em nutrição de monogástricos. 2. ed. Jaboticabal: FUNEP;2016;262p.
15. Silva DJ, Queiroz AC. Análises de alimentos (métodos químicos e biológicos). 3.ed. Viçosa: Editora UFV;2002;235p.
16. Noy Y, Sklan D. Metabolic responses of early nutrition. *Journal of Applied Poultry Research.* 1998;7;437-451.
17. Noy Y, Sklan D. Different types of early feeding on performance in chicks and poults. *J. Appl. Poult. Res.* 1999;8;16-24.
18. Zubair AK, Leeson S. Effect of early feed restriction and realimentation on heat production and changes in sizes of digestive organs of male broilers. *Poult. Sci.* 1994;73;529-538.
19. Yang Y, Iji PA, Kocher A, Thomson E, Mikkelsen LL, Choct M, Effects of mannanoligosaccharide in broiler chicken diets on growth performance, energy utilisation, nutrient digestibility and intestinal microflora. *Br Poult Sci.* 2008;49(2);186-94.
20. Huang RL, Yin YL, Wu GY, Zhang YG, Li TJ, Li LL, Li MX, Tang ZR, Zhang J, Wang B, He JH, Nie XZ, Effect of dietary oligochitosan supplementation on ileal digestibility of nutrients and performance in broilers. *Poult Sci.* 2005;84(9);1383-8.
21. Gava MS. Metodologia de morfometria intestinal em frango de corte [Dissertação]. Porto Alegre: Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Faculdade de Veterinária; 2012.
22. Boleli IC, Maiorka A, Macari M. Estrutura funcional do trato digestório. In: Macari M, Furlan RL, Gonzales E. Fisiologia aviária aplicada a frangos de corte. Jaboticabal: Funep; 2002. p. 75-96.
23. Fan Y, Croom J, Christensen V, Black B, Bird A, Daniel L, McBride B, Eisen E. Jejunal glucose uptake and oxygen consumption in turkey poultry selected for rapid growth. *Poultry Science.* 1997;76;1738-1745.
24. Awad WA, Ghareeb K, Bohm J. Effect of addition of a probiotic microorganism to broiler diets on intestinal mucosal architecture and electrophysiological parameters. *Animal Physiology and Animal Nutrition.* 2010;94:486-494.
25. Agboola AF, Aroniyo I, Suberu SA, Adeyemi WT. Dietary supplementation of probiotics and synbiotics on intestinal microbial populations and gut morphology of turkey poults. *Afr. J. Livest. Ext.* 2014;14:13-20.
26. Mohamed SH, Fatma MY, Mohamed KM, Waleed FK, Mohamed MAD. Effectiveness of prebiotic as an alternative to the antimicrobial growth promoter on growth performance, blood constituents, intestinal healthiness and immunity of broilers, *Alexandria Journal of Veterinary Science.* 2015;45(1);13-25.

27. Sem S, Ingale SL, Kim YW, Kim JS, Kim KH, Lohakare JD, Kim EK, Kim HS, Ryu MH, Kwon IK, Chae BJ. Effect of supplementation of *Bacillus subtilis* LS 1–2 to broiler diet on growth performance, nutrient retention, caecal microbiology and small intestinal morphology. *Res. Vet. Sci.* 2012;93;264-268.
28. Rowlands GJ. A review of variations in the concentrations of metabolites in the blood of beef and dairy cattle associated with pathology, nutrition and disease, with particular reference to the interpretation of metabolic profiles. *World Rev. Nutr. Diet.* 1980;35;172-235.
29. Manzoni MSJ, Cavallini DCU, Rossi EA. Efeitos do consumo de probióticos nos lípidos sanguíneos. *Revista Alimentos e Nutrição.* 2008;19(3);351-360.
30. Brashears M, Reilly S, Gilliland SE. Antagonistic action of cells of *Lactobacillus lactis* toward *Escherichia coli* O157:H7 on refrigerate raw chicken meat. *J. Food Prot.* 1998;61;166-170.
31. Chiu CH, Lu TY, Tseng YY, Pan TM. The effects of *Lactobacillus*-fermented milk on lipid metabolism in hamsters fed on high-cholesterol diet. *Applied Microbiology and Biotechnology.* 2005;71(2);238–245.
32. Kalavathy R, Abdullah N, Jalaludin S, Ho YW. Effects of *Lactobacillus* cultures on growth performance, abdominal fat deposition, serum lipids and weight of organs of broiler chickens. *Br Poult Sci.* 2003;44;139–144.
33. Li XJ, Piao XS, Kim SW, Liu P, Wang L, Shen YB, Jung SC, Lee HS. Effects of chito-oligosaccharide supplementation on performance, nutrient digestibility and serum composition in broiler chickens. *Poultry Sci.* 2007;86:1107–1114.
34. Kannan M, Karunakaran R, Balakrishnan V, Prabhakar TG. Influence of prebiotics supplementation on lipid profile of broilers. *Int. J. Poult. Sci.* 2005;4;994–997.
35. Awad WA, Ghareeb K, Abdel-Raheem S, Bohm J. Effects of dietary inclusion of probiotic and symbiotic on growth performance, organ weight and intestinal histomorphology of broiler chickens. *Poult Sci.* 2009;88:49–56.
36. Godoi MJS, Albino LFT, Rostagno HS, Gomes PC, Barreto SLT, Junior JGV. Utilização de aditivos em rações formuladas com milho normal e de baixa qualidade para frangos de corte. *Revista Brasileira de Zootecnia.* 2008;37(6);1005-1011.
37. Henrique APF et al. Uso de probióticos e antibióticos como promotores de crescimento para frangos de corte. 35ª Reunião anual da Sociedade Brasileira de Zootecnia; 1998, Botucatu, Brasil. Botucatu: SBZ, 1998. p. 297-299.
38. Balog Neto A, Mendes AA, Takahashi SE, Sanfelice C, Komiyama CM, Garcia RG. Efeito da utilização de simbiótico e do sistema de criação sobre o desempenho e morfometria do epitélio gastrintestinal de frangos de corte tipo colonial. *Acta Scientiarum. Animal Sciences.* 2007;29(4);379-385.
39. Silva WTM, Nunes RV, Pozza PC, Pozza MSS, Appelt MD, Eyng C. Avaliação de inulina e probiótico para frangos de corte *Acta Scientiarum. Animal Sciences.* 2011;33(1);19-24.

40. Paz AS, Abreu RD, Costa MCM. Aditivos promotores de crescimento na alimentação de frangos de corte. *Revista brasileira de saúde e produção animal*. 2010;11(2):395–402.
41. Sartori JR, Pereira KA, Gonçalves JC, Cruz VC, Pezzato AC. Enzyme and symbiotic for broilers bred in conventional and alternative systems. *Cienc. Rural*. 2007;37(1).

CAPÍTULO 3 – EFEITOS DA ASSOCIAÇÃO DE SIMBIÓTICO E GEL NUTRITIVO EM FRANGOS DE CORTE DESAFIADOS COM *EIMERIA* spp.

RESUMO: Objetivou-se avaliar a suplementação de simbiótico associado a gel nutritivo fornecido no incubatório, comparado à salinomicina, sobre os efeitos na mortalidade, escores de lesões, excreção de oocistos, qualidade da cama, desempenho zootécnico, histomorfometria intestinal e morfometria de órgãos. Receberam os tratamentos específicos no incubatório 720 pintos, machos, da linhagem Cobb 500 e, após, alojados em piso, com cama de casca de arroz de primeiro uso. Foram distribuídos em 4 tratamentos e 6 repetições de 30 aves cada. Os tratamentos foram: CP - controle positivo; GSA – simbiótico dissolvido no gel nutritivo no incubatório e fornecimento, em dias específicos, de simbiótico na água; GSR – simbiótico dissolvido no gel nutritivo no incubatório associado ao uso contínuo de simbiótico na ração; SAL – anticoccidiano salinomicina adicionado na ração. O simbiótico na água foi fornecido nos dias 1, 2, 3, 7, 8, 9, 14, 15, 16, 21, 22, 23, 33, 34 e 35 (15 vezes). A inoculação das eimérias (*E. acervulina*, *E. maxima* e *E. tenella*) foi realizado, individualmente, aos 15 dias de idade por gavagem. Foram avaliadas a mortalidade absoluta e total; avaliação de lesões intestinais; contagem de oocistos na cama e nas excretas; pH e matéria-seca da cama; peso vivo, ganho de peso médio, consumo de ração e conversão alimentar; mensurações de comprimento total intestinal e segmentos, peso relativo de intestino, pâncreas, pró-ventrículo e moela, fígado e coração. Maior mortalidade absoluta em todos os tratamentos foi observada na terceira semana experimental e maior mortalidade total foi encontrada no grupo CP. Não foram verificadas diferenças para lesões intestinais, excreção de oocistos, pH e matéria-seca da cama entre os tratamentos. Algumas diferenças foram encontradas entre peso relativo de órgãos nas idades avaliadas. Os dados de histomorfometria intestinal não foram conclusivos. Melhor desempenho zootécnico, de forma geral, foi observado no grupo SAL. Nas condições experimentais, não pôde ser verificada melhoria nos parâmetros avaliados com a utilização da associação do gel nutritivo e do simbiótico, incluído na água ou na ração.

Palavras-chave: aditivos, coccidiose, desafio, hidratação, frangos de corte

CHAPTER 3 – EFFECT OF THE ASSOCIATION OF SYNBIOTICS AND NUTRITIVE GEL IN BROILERS CHALLENGED BY *EIMERIA* spp.

ABSTRACT: The objective of this study was to evaluate the synbiotic associated with a nutritional gel provided in the hatchery on mortality, lesion scores, oocyst excretion, bed quality, performance, intestinal histomorphometry and organ morphometry of broilers. 720 male chicks, Cobb 500, had the specific treatments in the hatchery then housed in pens floor, with a bed of rice husk of first use. They were distributed in 4 treatments and 6 replicates of 30 birds each. The treatments were: CP - positive control; GSA - synbiotic dissolved in the nutritive gel in the hatchery and supply, on specific days, of synbiotic in the water; GSR - synbiotic dissolved in the nutritive gel in the hatchery associated to the continuous use of synbiotic in the diet; SAL - anticoccidial salinomycin added to the diet. The synbiotic in water was provided on days 1, 2, 3, 7, 8, 9, 14, 15, 16, 21, 22, 23, 33, 34 and 35 (15-fold). *Eimeria* inoculation (*E. acervulina*, *E. maxima* and *E. tenella*) was performed individually at 15 days of age by gavage. Absolute and total mortality were evaluated; evaluation of intestinal lesions; oocysts count in bed and excreta; pH and bed dry matter; live weight, average weight gain, feed intake and feed conversion rate; total intestinal length and segment measurements, relative weight of intestine, pancreas, pro-ventricle and gizzard, liver and heart. Statistical analysis was performed using Software R using ANOVA and the Scott-Knott test or the Kruskal-Wallis test. Higher absolute mortality in all treatments was observed in the third experimental week and higher total mortality was found in the CP group. No differences were found for intestinal lesions, oocyst excretion, pH and dry matter of the bed between treatments. Some differences were found between relative weight of organs at the ages evaluated. Better overall performance was observed in the SAL group. Under these experimental conditions, no improvement in the parameters evaluated were observed with the association of the nutritive gel and synbiotic, included in water or feed.

Keywords: additives, broilers, challenge, coccidiosis, hydration

1. INTRODUÇÃO

Na nutrição das aves o uso de tecnologias desenvolvidas em conjunto por empresas e a comunidade acadêmica promove os benefícios adicionais para a cadeia. Novos aditivos zootécnicos, combinações entre eles e diferentes formas de utilização são constantemente pesquisados para otimizar o desempenho e a saúde animal.

Tradicionalmente, os antibióticos melhoradores de desempenho (AMD) ou também chamados “in feed antibiotics - IFA”, foram os aditivos zootécnicos mais utilizados na nutrição animal nos últimos anos por trazerem melhoras significativas na produtividade.

Porém, em virtude da crescente demanda dos consumidores pela retirada ou redução do uso desses compostos, ao alegarem riscos no consumo de resíduos e a indução de resistência microbiana, novos produtos têm sido pesquisados. Produtos que partem do mesmo princípio, a manutenção da microbiota e a promoção do desenvolvimento intestinal.

A microbiota eubiótica das aves é complexa, dinâmica e é constituída por inúmeras espécies de bactérias, tais como bactérias anaeróbias facultativas produtoras de ácido lático e bactérias anaeróbias estritas¹. O balanço entre bactérias benéficas e não benéficas na microbiota intestinal atua como proteção à colonização de patógenos, realizam a produção de vitaminas e ácidos graxos de cadeia curta, estimulam o desenvolvimento do sistema imunológico². A conversão alimentar e a eficiência de aquisição e utilização dos nutrientes da dieta são afetadas pela microbiota, portanto o rápido estabelecimento no período pós-eclosão é fundamental³.

Os aditivos simbióticos fornecem componentes da microbiota intestinal e substâncias que estimulam o desenvolvimento e a atividade dessa microbiota em um só produto² pois são feitos a partir da combinação de aditivos, prebióticos e probióticos. Os efeitos benéficos do uso de simbióticos incluem o aumento da permeabilidade intestinal; a melhoria da resposta e função imune da barreira intestinal e a regulação de citocinas pró inflamatórias⁴.

Assim, espera-se que os efeitos benéficos no trato-gastrintestinal incluam o aumento da resistência das aves a patógenos intestinais, tais como bactérias potencialmente patogênicas (Ex: *Clostridium perfringens*) ou até mesmo parasitas intestinais como os protozoários do gênero *Eimeria*. Uma vez que uma microbiota balanceada seria capaz de auxiliar os mecanismos de defesa inerentes de um trato gastrintestinal saudável, resultando em melhor controle de patógenos intestinais⁵.

A coccidiose é uma doença parasitária causada por protozoários do gênero *Eimeria* sp. e é considerada uma das doenças que causam mais prejuízos na avicultura industrial^{6,7}, com

perdas significativas no desempenho zootécnico aliado aos custos com práticas de controle, medicamentos e vacinações⁸.

A utilização de produtos prebiótico com efeitos benéficos na redução da severidade de lesões intestinais causadas por *E. tenella*, *E. acervulina* e/ou *E. maxima* tem sido pesquisada^{9,10}. Com o uso de produtos probióticos também se verificou maior resistência à infecção experimental de *Eimeria* sp. com aumento do peso corporal^{11,12} e redução da excreção de oocistos em relação aos controles infectados¹³, além de aumento nos títulos de anticorpos¹¹.

Neste contexto, objetivou-se testar a associação de um gel nutritivo e simbiótico fornecido no período pós-eclosão e o fornecimento de simbiótico na água de bebida ou ração, em dias estratégicos, comparados à salinomicina, em aves submetidas à desafio com uma mistura de *E. acervulina*, *E. tenella* e *E. maxima* sobre variáveis de desempenho zootécnico, qualidade da cama, escores de lesão intestinal, contagem de oocistos da cama e das excretas, histomorfometria intestinal e morfometria de órgãos. A salinomicina foi escolhida devido ao amplo uso como coccidiostático na indústria avícola e as propriedades antimicrobianas contra microorganismos gram negativos¹⁴.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Local

O gel nutritivo e o simbiótico foram fornecidos na sala de expedição de pintos do incubatório da Asa Alimentos, Brasília – DF. As aves foram alojadas no Aviário Experimental da Escola de Veterinária e Zootecnia, Universidade Federal de Goiás (UFG), Goiânia – GO. O protocolo experimental foi avaliado pelo Comitê de Ética no Uso de Animais (CEUA) da UFG e aprovado sob protocolo 091/16.

2.2 Fornecimento dos produtos testados: gel nutritivo e simbiótico no incubatório; simbiótico na água de bebida ou na ração; salinomicina na ração

O produto simbiótico testado possui em sua composição cinco espécies bacterianas (cepas de *Enterococcus faecium* - DSM 1621, *Pediococcus acidilactici* - DSM 16210, *Bifidobacterium animalis* - DSM 16284; *Lactobacillus reuteri* - DSM 16350, *Lactobacillus salivarius* - DSM 16351) associados ao prebiótico frutooligossacarídeo. O gel nutritivo é um produto em fase de desenvolvimento comercial, portanto sua composição não pôde ainda ser divulgada pela empresa parceira.

No incubatório, foram separadas oito caixas contendo 100 pintos cada, oriundos de um mesmo lote de matrizes, selecionados para sexo (machos), uniformidade de peso e qualidade, da linhagem Cobb 500. Aleatoriamente, quatro caixas foram identificadas e receberam o gel associado ao simbiótico, e as demais não receberam nenhum tratamento no incubatório. Os tratamentos experimentais foram:

- Controle positivo (CP): sem gel nutritivo, sem simbiótico;
- Gel, simbiótico na água (GSA): aplicação do gel nutritivo associado ao simbiótico no incubatório e simbiótico ofertado na água de bebida, em dias específicos;
- Gel, simbiótico na ração (GSR): aplicação do gel nutritivo associado ao simbiótico no incubatório e simbiótico adicionado à ração de forma contínua;
- Salinomicina (SAL): sem gel nutritivo, salinomicina adicionado à ração de forma contínua (retirada na última semana).

Para fornecimento dos produtos no incubatório aos grupos GSA e GSR, foram medidos 25 mL de gel nutritivo que, lentamente, foram misturados à dois gramas de simbiótico;

resultando em dosagem adequada dos produtos para aplicação em uma caixa (100 aves). A operação foi realizada por quatro vezes, imediatamente antes à aplicação em cada caixa. A mistura foi aplicada no dorso de cada ave (quatro gotas) utilizando um frasco com conta-gotas (gota grossa). O consumo dos produtos fornecidos ocorre devido à bicagem das aves ao produto e às plumas no dorso de outras aves ou das mesmas. A coloração verde do gel estimula este consumo.

Para fornecimento do produto simbiótico na água de bebida, a dosagem recomendada pela empresa é de 20 mg/ave/dia em todas as fases em que for adicionado. O total de produto necessário por tratamento foi pesado e dissolvido na quantidade de água de bebida prevista para o consumo diário (estimada como o dobro do consumo de ração) para o tratamento. O fornecimento ocorreu em dias experimentais específicos: os três primeiros dias; um dia antes, no dia e no dia posterior das trocas de ração e uma vez por semana entre os fornecimentos. Assim, o tratamento GSA recebeu o produto no incubatório e na água de bebida nos dias 1, 2, 3, 7, 8, 9, 14, 15, 16, 21, 22, 23, 33, 34 e 35.

Para a adição do simbiótico à ração a dosagem recomendada foi de 1 Kg/ton, nas rações inicial, crescimento e final, uso contínuo. A salinomicina (12 %) foi adicionada à ração na dosagem de 0,5 Kg/ton somente nas rações inicial e crescimento devido a necessidade de cumprir o período de carência pré-abate.

2.3 Inoculação experimental com *Eimeria* sp.

A inoculação experimental das eimérias foi realizada utilizando-se um inóculo contendo oocistos viáveis de *Eimeria maxima* (concentração de 8×10^4 oocistos/ave), *Eimeria tenella* (concentração de 5×10^4 oocistos/ave) e *Eimeria acervulina* (concentração de 5×10^5 oocistos por ave). A inoculação foi realizada individualmente aos 15 dias de idade por meio de gavagem (Figura 1).



FIGURA 1 – Inoculação via gavagem de 1 mL de inóculo por ave, em todas as aves alojadas.
Fonte: Arquivo pessoal.

2.3 Desempenho zootécnico, avaliação da cama, contagem de oocistos, escores de lesão e biometria de órgãos

As aves foram transportadas em veículo rodoviário climatizado, com três horas de duração aproximada para o percurso. As instalações se encontravam preparadas para o recebimento das aves com cama nova de casca de arroz, comedouros e bebedouros cheios e lâmpadas infravermelho (250 W, 220 V) para aquecimento dos boxes (Figura 2). Quando necessário, campânulas a gás foram também ligadas, durante a noite, para manter a temperatura em condições de conforto térmico. Água e ração foram disponibilizadas à vontade para as aves durante todo o período experimental.

O delineamento utilizado foi o inteiramente casualizado, com quatro tratamentos e seis repetições com 30 aves cada, em um total de 180 pintos por tratamento, com peso médio de $41,13 \pm 0,46$ g. As rações experimentais foram formuladas à base de milho e farelo de soja utilizando o software SuperCrac 5.7 Master atendendo as exigências nutricionais de acordo com as recomendações de Rostagno et al.¹⁵ (Tabela 1).

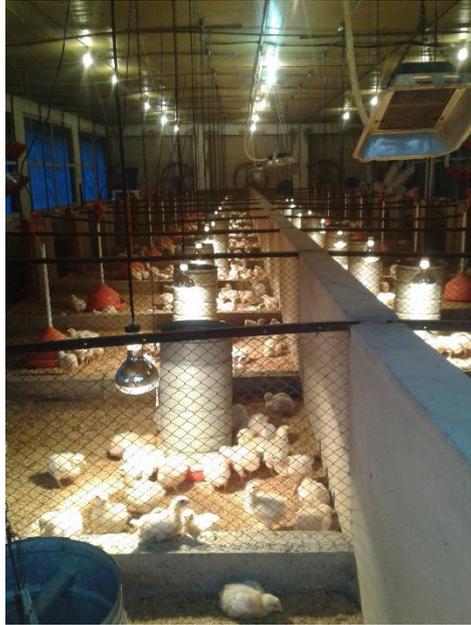


FIGURA 2 – Instalações do galpão e aves alojadas em piso no aviário experimental da EVZ, UFG.
Fonte: Arquivo pessoal.

A mortalidade foi registrada diariamente para a correção da conversão alimentar (variável da avaliação de desempenho zootécnico) e para comparação da susceptibilidade ao desafio entre os diferentes grupos experimentais.

Para a avaliação do desempenho zootécnico, semanalmente, foram realizadas a pesagem da quantidade de ração fornecida por box, sobras de ração e peso total das aves por parcela e a contagem do número de aves. As variáveis utilizadas para avaliação do desempenho zootécnico (sete, 14, 21, 28, 35 e 42 dias) foram peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar.

TABELA 1 – Ingredientes, composição percentual e nutricional das rações experimentais pré-inicial, inicial, crescimento e final

Ingredientes	Pré-inicial (1-7 dias)	Inicial (8-21 dias)	Crescimento (22-33 dias)	Final (34-42 dias)
Milho	57,37	53,51	56,33	67,16
Farelo de Soja 45%	37,21	39,72	36,28	26,76
Óleo de soja	1,36	3,37	4,32	3,06
Fosfato Bicálcico	1,91	1,53	1,30	1,10
Calcário Calcítico	0,81	0,83	0,79	0,74
Sal Comum	0,45	0,42	0,40	0,39
DL-Metionina 99%	0,36	0,27	0,24	0,26
L-Lisina HCL 79%	0,34	0,13	0,13	0,32
L-Treonina 98%	-	0,03	0,02	-
Inerte ¹	0,10	0,10	0,10	0,10
Suplemento mineral ²	0,05	0,05	0,05	0,05
Suplemento vitamínico ³	0,05	0,05	0,05	0,05
TOTAL				
Valores nutricionais calculados⁴				
Energia metabolizável kcal/kg	2960	3050	3150	3200
Proteína (%)	22,40	22,98	21,62	18,40
Lisina digestível (%)	1,32	1,21	1,13	1,06
Metionina +Cistina digestíveis	0,95	0,88	0,83	0,52
Cálcio (%)	0,92	0,84	0,76	0,66
Fósforo disponível (%)	0,47	0,40	0,35	0,31
Sódio (%)	0,22	0,21	0,20	0,19

¹Inerte. Produto Tripolito.

² Suplemento mineral para aves - níveis de garantia por quilograma de produto: Cobre 15 g, Ferro 90 g, Iodo 1500 mg, Manganês 150 g, Zinco 140 g.

³ Suplemento vitamínico para aves - níveis de garantia por quilograma de produto: Ácido fólico 1600 mg, Ácido pantotênico 24,96 g, Biotina 80 mg, Hidróxido de tolueno butilado 100 mg, Niacina 67,20 g, Selênio 600 mg, Vitamina A 13440000,0 UI, Vitamina B1 500 mg, Vitamina B12 19200 mcg, Vitamina B2 9600 mg, Vitamina B6 4992,00 mg, Vitamina D3 3200000,0 UI, Vitamina E 21000,0 UI, Vitamina K3 2880,0 mg.

⁴ Valores calculados baseados em Rostagno (2011).

Foram realizadas colheitas de amostra de cama, representativas de todos os boxes (colhidas em “zigue-zague”), no quinto e sexto dia após a inoculação. Estas, compuseram uma amostra composta de aproximadamente 1 Kg de cama, que foi homogeneizada manualmente antes da colheita de alíquotas para: mensuração do pH, análise de matéria seca da cama e contagem de oocistos por grama de cama. Para determinação do pH foi utilizada metodologia descrita por Benabdeljelil & Ayachi¹⁶, matéria-seca de acordo com Silva & Queiroz¹⁷ e contagem dos oocistos na cama descrita por Conway & MacKenzie¹⁸.

As avaliações de biometria de órgãos foram realizadas aos sete, 21, 35 e 42 dias de idade, bem como as colheitas de fragmentos para histomorfometria intestinal. Foram realizadas mensurações de comprimento intestinal total e segmentos (delgado, grosso) e a pesagem do

intestino, pâncreas, pró-ventrículo e moela, fígado e coração. Os dados de biometria de órgãos foram expressos em percentual relativo ao peso vivo da ave.

Fragmentos de aproximadamente 2 cm de comprimento foram coletados do intestino delgado (duodeno, jejuno e íleo), lavados e fixados em solução de formalina 10% tamponada para posterior confecção de lâminas histológicas, fotografias e mensurações histomorfométricas. As lâminas foram confeccionadas no Laboratório de Histopatologia da EVZ e coradas em hematoxilina e eosina. As fotos foram tiradas em microscópio Leica, utilizando lente objetivas de aumento de 2,5x para vilos e 10x para fotografar as criptas. Foram realizadas 30 medidas de vilo e de cripta para cada ave representativa de uma parcela de repetição (peso médio da parcela).

No sexto dia após a inoculação, mais duas aves de cada box foram eutanasiadas por deslocamento cervical para realização da necropsia e averiguação das lesões segundo método de Johnson & Reid¹⁹. Além disso, fez-se a coleta do conteúdo do trato-gastrointestinal para contagem de oocistos (método modificado de Gordon & Whitlock²⁰). Os segmentos avaliados foram selecionados de acordo com as espécies inoculadas: duodeno, jejuno-íleo e cecos.

2.4 Análise estatística

Os dados obtidos foram analisados utilizando o Software R. Os dados foram submetidos à avaliação de normalidade pelo teste de Shapiro Wilk, análise do gráfico de dispersão dos resíduos para a exclusão de *outliers* e a análise de variância seguida do teste de Scott-Knott (nível de significância de 5%) para comparação das médias e teste de Kruskal-Wallis para dados de escores de lesões. O teste do quiquadrado foi utilizado para avaliação dos dados de mortalidade.

3. RESULTADOS

Os dados coletados sobre a mortalidade de cada tratamento foram apresentados em relação às semanas experimentais em valores absolutos e o total da mortalidade de cada tratamento ao final do experimento em percentual relativo ao número de aves alojadas (Figura 3). Cabe ressaltar que a mortalidade apresentada está restrita a casos de morte natural e a retirada seguida de sacrifício de aves caquéticas (refugos). As aves retiradas para eutanasia e avaliação das variáveis em estudo eram aves saudáveis e com o peso representativo do peso médio da parcela, assim, não foram contabilizadas como mortalidade para efeito de avaliação da infecção pela inoculação experimental.

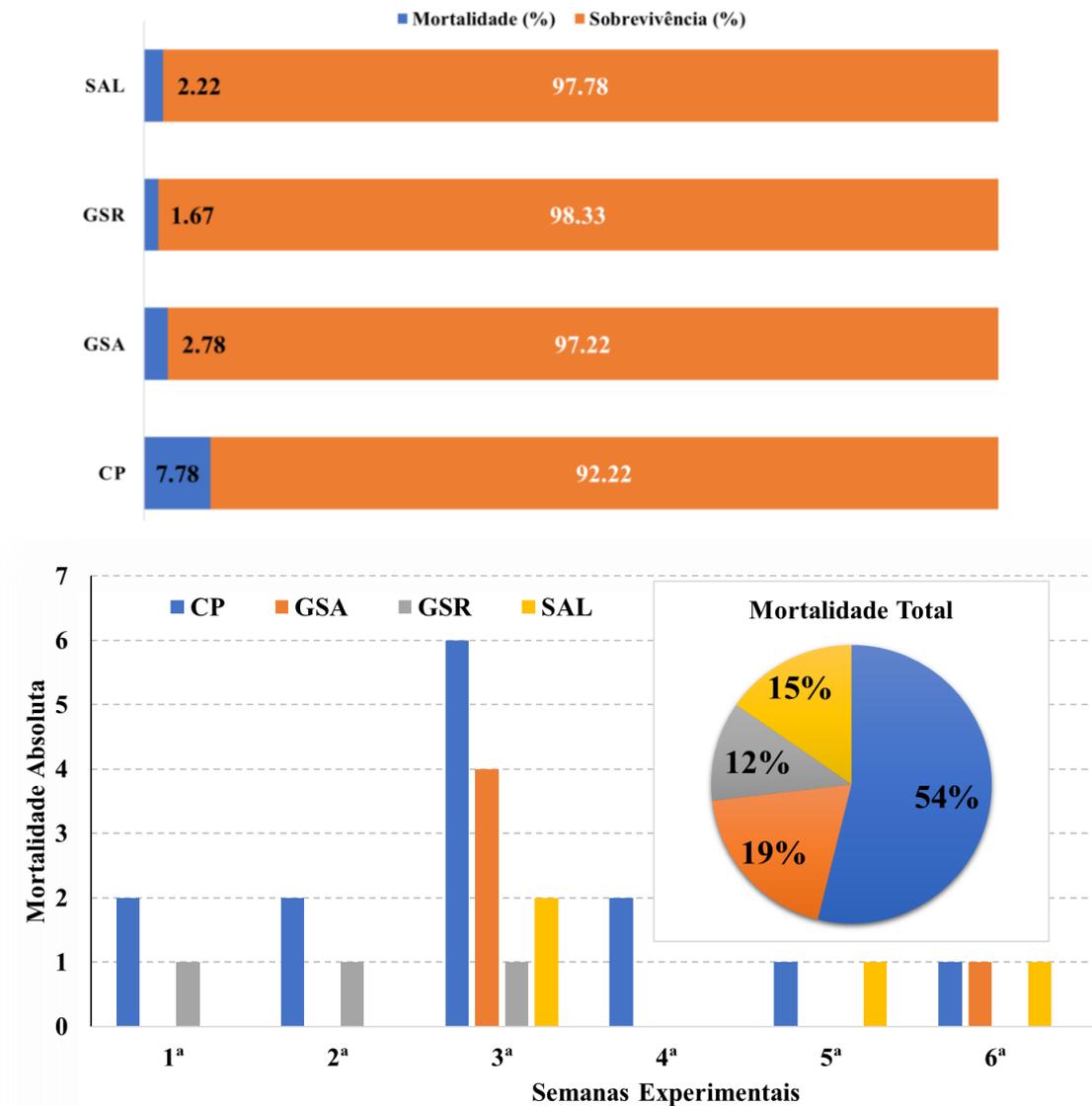


FIGURA 3 – Gráficos de mortalidade e sobrevivência relativo, mortalidade absoluta e mortalidade total nos tratamentos testados durante as semanas de avaliação experimental. (CP, Controle positivo; GSA, Gel, simbiótico na água; GSR, Gel, simbiótico na ração; SAL, Salinomicina)

Pôde-se observar aumento da mortalidade na terceira semana experimental, em todos os grupos, mas em maior intensidade no tratamento CP. Maior frequência de mortalidade total, ao final do período experimental, também ocorreu em CP, seguida dos tratamentos GSA, SAL e GSR, respectivamente.

As lesões intestinais causadas pela inoculação das eimérias, de maneira geral, deram baixos valores de escore de lesões em relação ao esperado de acordo com a dose infectante de oocistos utilizados por ave. Na avaliação das lesões intestinais, não se observou diferença significativas entre os tratamentos testados (Tabela 2).

TABELA 2 – Médias de escores de lesões intestinais causadas por *Eimeria* spp. no sexto dia após a inoculação e valores de p

Tratamento¹	Duodeno	Jejuno-íleo	Cecos
CP	0,76	0,18	1,41
GSA	0,72	0,22	1,72
GSR	0,39	0,33	1,44
SAL	0,50	0,17	1,44
valor de p²	0,318	0,864	0,875

¹ CP, Controle positivo; GSA, Gel, simbiótico na água; GSR, Gel, simbiótico na ração; SAL, Salinomicina.

² valor de p, teste de Kruskal-Wallis.

As contagens de oocistos realizadas nas amostras de cama, coletadas no quinto e sexto dia pós-inoculação não apresentaram diferenças estatísticas entre os tratamentos (Tabela 3). As contagens realizadas dos conteúdos do trato-gastrointestinal ao quinto dia após inoculação também não indicaram diferenças em relação aos tratamentos realizados. Foram realizadas avaliações de pH e matéria-seca das camas referentes às repetições experimentais dos tratamentos a fim de avaliar a qualidade das mesmas e verificar a uniformidade entre as parcelas. Não foram encontradas diferenças estatísticas entre os tratamentos em relação às variáveis avaliadas (Tabela 4).

TABELA 3 – Valores médios, coeficiente de variação e valores de p da contagem de oocistos por grama de cama realizada no quinto dia após inoculação (Cama 5º dia), da cama no sexto dia após a inoculação (Cama 6º dia) e do conteúdo intestinal no quinto dia após inoculação (Conteúdo intestinal 5º dia)

Tratamento¹	Cama 5º dia	Cama 6º dia	Conteúdo intestinal 5º dia
CP	273,33	330,33	7791,67
GSA	244,44	133,33	5450,00
GSR	100,00	120,00	5264,00
SAL	122,20	264,44	4198,00
CV²	47,42	66,53	51,31
valor de p²	0,155	0,452	0,259

¹ CP, Controle positivo; GSA, Gel, simbiótico na água; GSR, Gel, simbiótico na ração; SAL, Salinomicina.

² CV, coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

TABELA 4 – Valores médios, coeficientes de variação e valores de p para as análises de pH e matéria seca das camas dos boxes

Tratamento¹	pH	Matéria-seca
CP	6,85	60,74
GSA	7,03	62,30
GSR	6,84	66,02
SAL	7,09	60,71
CV²	3,46	5,81
valor de p²	0,214	0,064

¹ CP, Controle positivo; GSA, Gel, simbiótico na água; GSR, Gel, simbiótico na ração; SAL, Salinomicina.

² CV, coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

Na primeira semana de avaliação do desempenho zootécnico, diferença significativa entre os tratamentos somente ocorreu na variável conversão alimentar, com menor valor atribuído ao grupo SAL, seguido por CP e GSA (Tabela 5).

TABELA 5 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso inicial, peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar de 1 a 7 dias de idade

Tratamento¹	Peso Inicial (g)	Peso Final (g)	Ganho em peso (g)	Consumo de ração (g)	Conversão Alimentar (g:g)³
CP	41,11	164,16	123,05	141,09	1,149 b
GSA	41,00	158,33	117,33	136,72	1,168 b
GSR	41,45	153,63	112,18	140,36	1,254 a
SAL	40,95	164,11	123,16	135,78	1,074 c
CV²	1,08	4,76	6,33	5,55	5,57
valor de p²	0,237	0,075	0,059	0,586	0,002

¹ CP, Controle positivo; GSA, Gel, simbiótico na água; GSR, Gel, simbiótico na ração; SAL, Salinomicina.

² CV, coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

³ Médias seguidas de letras distintas na mesma coluna diferem significativamente (P<0,05).

Aos 14 dias de idade, nenhuma diferença significativa foi encontrada para as variáveis analisadas (Tabela 6). Já aos 21 dias, aves pertencentes ao grupo SAL atingiram maior

peso final e ganho em peso que os animais dos demais tratamentos, resultando em mais baixo índice de conversão alimentar. Assim como na primeira semana de avaliação, os segundos menores valores foram observados nos tratamentos CP e GSA (Tabela 7).

TABELA 6 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar de 1 a 14 dias de idade

Tratamento¹	Peso Final (g)	Ganho em peso (g)	Consumo de ração (g)	Conversão Alimentar (g:g)
CP	369,70	328,59	481,93	1,468
GSA	369,88	328,88	476,79	1,415
GSR	352,02	316,45	465,90	1,505
SAL	370,11	337,89	483,19	1,424
CV²	6,85	6,88	4,03	4,22
valor de p²	0,526	0,531	0,428	0,065

¹ CP, Controle positivo; GSA, Gel, simbiótico na água; GSR, Gel, simbiótico na ração; SAL, Salinomicina.

² CV, coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

TABELA 7 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar de 1 a 21 dias de idade

Tratamento¹	Peso Final (g)³	Ganho em peso (g)³	Consumo de ração (g)	Conversão Alimentar (g:g)³
CP	591,79 b	550,79 b	966,89	1,789 b
GSA	584,64 b	543,64 b	954,69	1,757 b
GSR	557,78 b	516,34 b	996,75	1,932 a
SAL	686,08 a	645,14 a	1048,71	1,625 c
CV²	5,40	5,77	6,43	3,63
valor de p²	<0,001	<0,001	0,081	<0,001

¹ CP, Controle positivo; GSA, Gel, simbiótico na água; GSR, Gel, simbiótico na ração; SAL, Salinomicina.

² CV, coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

³ Médias seguidas de letras distintas na mesma coluna diferem significativamente (P<0,05).

Aos 28 e 35 dias de idade (Tabelas 8 e 9, respectivamente) os resultados de peso final e ganho em peso foram mantidos com relação aos tratamentos, tendo o grupo SAL apresentado os maiores valores em relação aos demais tratamentos, que não diferiram entre si, e com conversão alimentar menor, seguida por CP e GSA.

TABELA 8 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar de 1 aos 28 dias de idade

Tratamento¹	Peso Final (g)³	Ganho em peso (g)³	Consumo de ração (g)	Conversão Alimentar (g:g)³
CP	1069,19 b	1028,08 b	1763,92	1,718 b
GSA	1069,22 b	1028,23 b	1751,82	1,706 b
GSR	998,52 b	957,07 b	1751,61	1,834 a
SAL	1219,91 a	1179,07 a	1883,78	1,614 c
CV²	7,49	7,78	6,39	3,55
valor de p²	0,0047	0,005	0,163	<0,001

¹ CP, Controle positivo; GSA, Gel, simbiótico na água; GSR, Gel, simbiótico na ração; SAL, Salinomicina.

² CV, coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

³ Médias seguidas de letras distintas na mesma coluna diferem significativamente (P<0,05).

TABELA 9 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar de 1 a 35 dias de idade

Tratamento¹	Peso Final (g)³	Ganho em peso (g)³	Consumo de ração (g)	Conversão Alimentar (g:g)³
CP	1652,66 b	1611,53 b	2663,23	1,658 b
GSA	1601,30 b	1560,30 b	2506,40	1,608 b
GSR	1539,58 b	1498,14 b	2565,72	1,716 a
SAL	1805,81 a	1764,87 a	2557,87	1,449 c
CV²	5,12	5,25	4,09	3,04
valor de p²	<0,001	<0,001	0,106	<0,001

¹ CP, Controle positivo; GSA, Gel, simbiótico na água; GSR, Gel, simbiótico na ração; SAL, Salinomicina.

² CV, coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

³ Médias seguidas de letras distintas na mesma coluna diferem significativamente (P<0,05).

Na avaliação de desempenho zootécnico realizada aos 42 dias de idade (Tabela 10), tanto para a variável peso final quanto para ganho em peso, os grupos CP e SAL apresentaram valores maiores em relação aos outros dois tratamentos. Foram observados que o índice de conversão alimentar, ao final do período experimental, foi semelhante nos grupos GSA e SAL, que obtiveram menores valores.

TABELA 10 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis peso final, ganho em peso, consumo de ração e índice de conversão alimentar aos 42 dias de idade

Tratamento¹	Peso Final (g)³	Ganho em peso (g)³	Consumo de ração (g)	Conversão Alimentar (g:g)³
CP	2266,83 a	2225,72 a	4046,70	1,818 a
GSA	2212,29 b	2099,77 b	3862,90	1,737 b
GSR	2129,80 b	2012,22 b	3867,75	1,854 a
SAL	2371,76 a	2330,82 a	3925,33	1,686 b
CV²	5,38	7,93	3,33	2,81
valor de p²	0,027	0,022	0,091	<0,001

¹ CP, Controle positivo; GSA, Gel, simbiótico na água; GSR, Gel, simbiótico na ração; SAL, Salinomicina.

² CV, coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

³ Médias seguidas de letras distintas na mesma coluna diferem significativamente (P<0,05).

Nas análises de histomorfometria intestinal (Tabelas 11, 12, 13 e 14). Aos sete dias de idade (Tabela 11), o grupo SAL apresentou maior altura de vilosidades e relação vilo-cripta no duodeno. Criptas mais profundas foram encontradas em GSA. No jejuno, o menor valor de altura de vilosidades foi observada no grupo GSR. Quanto a relação vilo-cripta no jejuno, menores valores atribuídos a GSR e SAL. No íleo, novamente a menor altura de vilosidades foi observada para o tratamento GSR. Maior valor de profundidade de cripta, assim como no duodeno, ocorreu nas aves do grupo GSA. Somente o grupo GSR apresentou valores de relação vilo-cripta inferiores aos demais tratamentos.

Aos 21 dias (Tabela 12), os resultados não se mantiveram os mesmos da idade avaliada anteriormente. No duodeno, maior Altura de vilos foi observada no grupo GSA, com maior relação vilo-cripta. No jejuno, maior altura de vilos, menor profundidade de cripta e maior relação vilo-cripta foi obtida no tratamento SAL. No íleo, também o grupo SAL apresentou maiores valores de altura de vilos, porém não diferiu do CP. Menores profundidades de criptas foram atribuídas ao grupo GSR.

Aos 35 dias de idade (Tabela 13), os grupos CP e GSR apresentaram maiores valores de altura de vilosidades duodenais. Também no grupo CP foi observado criptas mais profundas. Quanto a relação vilo-cripta no duodeno o tratamento GSR apresentou o maior valor. No jejuno, maiores valores de altura de vilos e relação vilo-cripta foram encontrados em CP. No íleo, a maior altura de vilosidades foi obtida pelo grupo GSA, que também apresentou as criptas mais profundas.

Aos 42 dias (Tabela 14), novamente não foi observado um padrão de resposta. Menores vilos foram observados no duodeno somente em GSR, assim como menor profundidade de cripta. No jejuno, maior altura de vilos e maior profundidade de criptas ocorreram nas aves do tratamento GSA. No íleo, vilos mais alongados foram verificados em CP e GSA, com criptas mais profundas em SAL. Somente o grupo SAL apresentou menores valores na relação vilo-cripta no íleo.

TABELA 11 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis histomorfométricas de altura de vilosidades intestinais (vilo), profundidade de criptas (cripta) e relação entre a altura de vilos e profundidade de criptas (V/C) aos 7 dias de idade

Tratamento ¹	Duodeno			Jejuno			Íleo		
	Vilo (µm)	Cripta (µm)	V/C	Vilo (µm)	Cripta (µm)	V/C	Vilo (µm)	Cripta (µm)	V/C
CP	837,63 b	189,56 b	4,75 b	525,27 a	172,15	3,38 a	441,68 b	166,01 c	2,80 a
GSA	820,96 b	163,04 d	5,18 b	564,61 a	170,45	3,65 a	478,81 a	192,37 a	2,82 a
GSR	798,26 b	207,18 a	4,12 c	476,12 b	164,64	3,06 b	405,81 c	174,91 b	2,44 b
SAL	1057,22 a	177,29 c	6,09 a	520,13 a	172,96	3,06 b	459,57 b	179,93 b	2,71 a
CV (%)²	28,63	32,40	43,32	35,49	33,5	41,63	25,23	24,90	38,07
valor de p²	<0,001	<0,001	<0,001	0,002	0,674	<0,001	<0,001	<0,001	0,008

¹ CP, Controle positivo; GSA, Gel, simbiótico na água; GSR, Gel, simbiótico na ração; SAL, Salinomicina.

² CV, coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

³ Médias seguidas de letras distintas na mesma coluna diferem significativamente (P<0,05).

TABELA 12 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis histomorfométricas de altura de vilosidades intestinais (vilo), profundidade de criptas (cripta) e relação entre a altura de vilos e profundidade de criptas (V/C) aos 21 dias de idade

Tratamento ¹	Duodeno			Jejuno			Íleo		
	Vilo	Cripta	V/C	Vilo	Cripta	V/C	Vilo	Cripta	V/C
CP	858,18 c	372,93 b	2,45 c	777,94 c	323,55 b	2,57 b	585,21 a	236,60 a	2,65
GSA	1372,66 a	415,37 a	3,37 a	881,48 b	369,10 a	2,49 b	515,94 b	239,23 a	2,40
GSR	1059,35 b	411,04 a	2,75 c	749,42 c	350,99 a	2,16 c	509,61 b	217,43 b	2,51
SAL	1019,21 b	359,11 b	2,98 b	1008,66 a	296,88 c	3,27 a	574,15 a	240,34 a	2,51
CV (%)²	28,82	31,09	41,16	30,12	29,47	37,49	23,92	30,83	41,14
valor de p²	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001	0,0187	0,226

¹ CP, Controle positivo; GSA, Gel, simbiótico na água; GSR, Gel, simbiótico na ração; SAL, Salinomicina.

² CV, coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

³ Médias seguidas de letras distintas na mesma coluna diferem significativamente (P<0,05).

TABELA 13 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis histomorfométricas de altura de vilosidades intestinais (vilo), profundidade de criptas (cripta) e relação entre a altura de vilos e profundidade de criptas (V/C) aos 35 dias de idade

Tratamento ¹	Duodeno			Jejuno			Íleo		
	Vilo	Cripta	V/C	Vilo	Cripta	V/C	Vilo	Cripta	V/C
CP	1618,76 a	377,65 a	4,65 b	1325,34 a	246,99 c	5,29 a	763,67 b	246,05 b	3,33
GSA	1307,31 c	319,98 b	4,32 b	1113,62 b	321,91 a	4,07 b	805,94 a	260,05 a	3,36
GSR	1702,85 a	338,71 b	5,32 a	1100,32 b	297,93 b	4,00 b	740,88 b	244,94 b	3,21
SAL	1525,4 b	345,77 b	4,71 b	858,52 c	283,04 b	3,30 c	662,99 c	232,73 b	3,14
CV (%)²	37,78	32,06	47,44	34,82	32,18	45,26	27,73	32,61	41,48
valor de p²	<0,001	<0,001	0,002	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001	0,036	0,471

¹ CP, Controle positivo; GSA, Gel, simbiótico na água; GSR, Gel, simbiótico na ração; SAL, Salinomicina.

² CV, coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

³ Médias seguidas de letras distintas na mesma coluna diferem significativamente (P<0,05).

TABELA 14 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis histomorfométricas de altura de vilosidades intestinais (vilo), profundidade de criptas (cripta) e relação entre a altura de vilos e profundidade de criptas (V/C) aos 42 dias de idade

Tratamento ¹	Duodeno			Jejuno			Íleo		
	Vilo	Cripta	V/C	Vilo	Cripta	V/C	Vilo	Cripta	V/C
CP	1289,73 a	268,02 b	4,66	1050,32 b	215,54 b	5,08	679,63 a	166,62 c	4,15 a
GSA	1427,03 a	297,95 a	5,12	1277,17 a	269,04 a	4,87	693,26 a	189,39 b	4,04 a
GSR	1110,88 b	233,77 c	4,88	1052,35 b	228,99 b	4,83	569,98 b	158,09 c	3,83 a
SAL	1361,90 a	305,68 a	4,80	1064,32 b	214,16 b	5,31	615,16 b	209,55 a	3,17 b
CV (%)²	35,94	37,53	43,90	28,88	35,61	38,50	33,56	34,63	44,15
valor de p²	<0,001	<0,001	0,357	<0,001	<0,001	0,129	<0,001	<0,001	<0,001

¹ CP, Controle positivo; GSA, Gel, simbiótico na água; GSR, Gel, simbiótico na ração; SAL, Salinomicina.

² CV, coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

³ Médias seguidas de letras distintas na mesma coluna diferem significativamente (P<0,05).

Em nenhuma das idades avaliadas foram observadas diferenças no comprimento intestinal e dos segmentos (delgado e grosso) entre os tratamentos (Tabelas 15). Nas avaliações de morfometria de órgãos realizada aos sete dias de idade não foram encontradas diferenças significativas entre os tratamentos. Aos 21 dias de idade, a única variável que diferiu entre os tratamentos foi o peso relativo da bursa. Maior peso relativo de bursa foi encontrado nas aves do tratamento GSR, seguido por GSA e SAL, e o menor valor em CP. Aos 35 dias de idade, não foram encontradas diferenças. Já aos 42 dias de idade, apenas o peso relativo de fígado diferiu entre os tratamentos, os grupos CP e GSR foram superiores à GSA e SAL (Tabela 16).

TABELA 15 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis de comprimento intestinal total (intestino total) e parcial (intestino delgado e intestino grosso), em centímetros, aos sete, 21, 35 e 42 dias de idade

Tratamento¹	Intestinal total (cm)	Intestino delgado (cm)	Intestino grosso (cm)
7 dias de idade			
CP	96,80	89,90	7,01
GSA	91,60	87,42	6,91
GSR	98,83	91,58	7,25
SAL	93,83	86,75	7,08
CV²	5,69	6,61	12,18
valor de p²	0,166	0,479	0,919
21 dias de idade			
CP	176,83	158,17	19,40
GSA	182,83	163,33	19,50
GSR	194,33	174,17	20,17
SAL	182,67	163,50	19,17
CV²	7,51	8,16	7,07
valor de p²	0,202	0,245	0,640
35 dias de idade			
CP	184,50	168,83	15,67
GSA	177,50	163,17	14,33
GSR	182,50	167,33	16,40
SAL	182,00	173,75	16,08
CV²	8,79	10,25	12,05
valor de p²	0,891	0,765	0,289
42 dias de idade			
CP	217,00	199,00	18,00
GSA	221,17	202,50	18,67
GSR	222,50	204,50	18,00
SAL	197,17	180,67	16,50
CV²	11,70	12,15	13,47
valor de p²	0,296	0,318	0,469

¹ CP, Controle positivo; GSA, Gel, simbiótico na água; GSR, Gel, simbiótico na ração; SAL, Salinomicina.
² CV, coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

TABELA 16 – Médias, coeficientes de variação e valores de p para as variáveis de pesos relativos de órgãos aos sete, 21, 35 e 42 dias de idade

Tratamento¹	Intestino total (%)	Pâncreas (%)	Bursa (%)	Baço (%)	Pró-ventrículo e moela (%)	Fígado (%)	Coração (%)
7 dias de idade							
CP	8,91	0,51	0,19	0,08	5,43	3,86	0,99
GSA	8,97	0,49	0,18	0,08	5,61	4,03	0,98
GSR	9,72	0,48	0,19	0,11	6,04	3,74	0,93
SAL	8,93	0,46	0,20	0,09	5,68	3,58	0,88
CV²	11,75	11,1	18,07	18,94	6,47	8,41	12,85
valor de p²	0,508	0,585	0,836	0,201	0,079	0,136	0,347
21 dias de idade ³							
CP	11,05	0,41	0,14 c	0,13	3,58	3,11	0,57
GSA	12,20	0,38	0,17 b	0,14	3,48	3,08	0,58
GSR	12,22	0,37	0,25 a	0,09	3,26	3,02	0,52
SAL	11,70	0,34	0,18 b	0,15	3,71	2,92	0,54
CV²	15,65	18,33	12,93	30,50	12,46	5,48	9,65
valor de p²	0,744	0,471	<0,001	0,370	0,355	0,206	0,2604
35 dias de idade							
CP	12,53	0,30	0,19	0,13	2,83	2,44	0,67
GSA	10,89	0,29	0,20	0,11	2,91	2,77	0,61
GSR	12,63	0,28	0,15	0,11	2,76	2,47	0,72
SAL	9,82	0,27	0,17	0,11	2,70	2,81	0,60
CV²	20,50	12,84	21,53	20,20	11,18	13,69	12,28
valor de p²	0,147	0,556	0,107	0,395	0,683	0,187	0,071
42 dias de idade ³							
CP	5,07	0,26	0,12	0,13	2,25	2,84 a	0,56
GSA	5,05	0,23	0,09	0,13	2,24	2,51 b	0,52
GSR	5,23	0,27	0,11	0,13	2,11	2,73 a	0,53
SAL	4,49	0,21	0,10	0,16	2,04	2,28 b	0,53
CV²	13,43	17,30	27,66	28,39	10,26	12,17	12,76
valor de p²	0,276	0,126	0,595	0,744	0,302	0,036	0,783

¹ CP, Controle positivo; GSA, Gel, simbiótico na água; GSR, Gel, simbiótico na ração; SAL, Salinomicina.

² CV, coeficiente de variação; valor de p, valor de p da análise de variância.

³ Médias seguidas de letras distintas na mesma coluna diferem significativamente (P<0,05).

4. DISCUSSÃO

A mortalidade verificada neste experimento foi maior na terceira semana experimental. Esse aumento ocorreu, provavelmente em virtude das consequências da inoculação realizada no décimo quinto dia experimental, que coincide com o período médio de maior multiplicação das eimérias inoculadas nas células intestinais. Assim, o período de maior espoliação das aves ocasionou a morte de alguns indivíduos dos grupos experimentais, em maior número no tratamento CP, provavelmente devido à ausência de aditivos que promovessem melhor resistência à severidade da infecção. Na literatura, é relatada a redução da severidade de lesões intestinais causadas por *Eimeria* sp. com a utilização de prebiótico^{9,10}, probiótico^{11,12} e simbiótico²¹.

No experimento em análise, não foram observadas diferenças entre os tratamentos em relação aos escores de lesões observadas e foram, de maneira geral, escores baixos em relação à concentração de oocistos inoculado por ave, assim como a mortalidade observada. De acordo com Conway et al.²², existe relação entre a dose de oocistos inoculada e os escores de lesão esperados para cada espécie de *Eimeria*, sendo que, para doses de *E. acervulina* na ordem de 10^6 é relatado o escore médio de 3,5; para *E. maxima* na ordem de 10^4 , média de 1,62; e para *E. tenella* na ordem de 10^5 , média de 3,28.

Assim, como foram utilizadas concentrações semelhantes no presente trabalho, pode-se concluir que as médias encontradas foram baixas. Uma possível explicação seria a atenuação dos inóculos utilizados para a infecção. Sabe-se que para a produção de oocistos é necessário a passagem sucessiva por aves para produção da quantidade necessária para atingir determinada concentração. As passagens sucessivas favorecem a atenuação, e consequentemente, geram menores médias de escores de lesões intestinais.

Em trabalho realizado com simbiótico (*Lactobacillus plantalum* e prebiótico derivado de chalota) foram verificados menores danos macroscópicos e epiteliais aos cecos em infecção realizada por *E. tenella* comparado ao grupo não tratado, mas não a total proteção à infecção²³. Também com a utilização de simbiótico (*Enterococcus faecium* e inulina), Ghasemi et al.²⁴, verificaram que a inclusão na dieta promoveu redução nos escores de lesão em relação ao controle positivo, tanto no intestino proximal quanto nos cecos após uma infecção por *E. acervulina* e *E. tenella*.

Para os resultados de escores de lesões e contagens de oocistos realizadas nas amostras de cama ou do conteúdo do trato gastrintestinal, não foram encontradas diferenças entre os grupos experimentais.

O número de oocistos excretados depende do número de esporozoítos e merozoítos que penetram nos enterócitos e, portanto, pode representar a habilidade de resistência à infecção dos frangos²⁵. Kasornpikul et al.²⁵ verificaram a redução de 85,63% no número de oocistos excretados de *E. tenella* comparados ao grupo controle, em frangos alimentados com probiótico *Lactobacillus plantalum*. Utilizando a combinação de um anticoccidiano comercial (diclazuril) com simbiótico (*Bacillus subtilis* e lactose), Ali et al.²¹ observaram efeito sinérgico na redução da excreção de oocistos de *E. acervulina*.

Como parte do ciclo do protozoário *Eimeria*, a fase exógena, ocorre na cama de frango, a mesma foi avaliada quanto ao pH e a matéria-seca a fim de verificar condições de igualdade entre os tratamentos. Não foram observadas diferenças entre as camas dos tratamentos realizados. Uma vez no ambiente, os oocistos passam pelo processo denominado de esporulação ou esporogonia, tornando-se infectantes. Para tanto, são necessárias condições ideais de temperatura, umidade e oxigenação²⁶. Assim, condições desiguais poderiam alterar possíveis reinfecções das aves.

Na avaliação de desempenho zootécnico, de forma geral nas idades avaliadas, o tratamento com a inclusão de salinomicina promoveu menor valor de conversão alimentar, maior peso final e ganho em peso em relação a todos os outros grupos (exceto aos 42 dias).

Em estudo realizado por Jackson et al.²⁷, o uso de salinomicina melhorou significativamente todos os parâmetros avaliados (ganho em peso, conversão alimentar, mortalidade e escores de lesões) em aves infectadas com *Eimeria* sp. É relatado que a salinomicina promove modulação da microbiota com redução nas contagens de *C. perfringens* e *Lactobacillus salivarius* e, assim, promove os efeitos benéficos ao desempenho com redução da competição de nutrientes e melhoria da eficiência de absorção de gordura²⁸.

O tratamento com a utilização de simbiótico na água de bebida proporcionou resultados semelhantes ao controle positivo, sugerindo que o produto não foi eficaz para melhoria dos parâmetros de desempenho zootécnico. Assim como, o grupo tratado com o simbiótico adicionado à ração, em que o mesmo apresentou eficiência alimentar menor até mesmo o grupo controle positivo.

Ao final do período experimental, aos 42 dias, as diferenças observadas entre o tratamento com salinomicina e os demais reduziu, de forma que o ganho em peso foi semelhante ao grupo controle positivo e a conversão alimentar foi semelhante ao tratamento GSA. A infecção por *Eimeria* induz imunidade protetora no hospedeiro de longa duração específica ao parasita²⁹, logo, pode-se supor que ao final do período experimental, todos os grupos

experimentais que foram infectados possam ter desenvolvido uma resposta imune adequada e as diferenças em relação ao desempenho tenham sido reduzidas.

A resposta imune do hospedeiro à infecção por *Eimeria* é complexa e realizada pela resposta não específica e a específica (celular e humoral)³⁰. A bursa é um órgão linfo-epitelial no qual ocorre a diferenciação e maturação dos linfócitos B, responsáveis pela produção de anticorpos. Os anticorpos IgA secretórios são os principais efetores da imunidade de mucosa. A imunidade secretiva defende o hospedeiro contra infecções mucosas, previnem a colonização inicial de bactérias e vírus patogênicos e podem neutralizar a endotoxina dentro das células epiteliais sem causar danos nos tecidos³¹. Porém, na infecção por *Eimeria*, apesar das aves infectadas produzirem anticorpos IgM, IgY e IgA específicos para a espécie parasita, a capacidade de limitar a infecção é mínima, de acordo com resultados encontrados por Lillehoj³² em que galinhas agamaglobulinêmicas produzidas por bursectomia hormonal e química foram resistentes à reinfeção com coccidia.

A análise de histomorfometria intestinal demonstrou a ocorrência de efeitos modulatórios dos tratamentos utilizados, porém não apresentou um padrão de resposta dificultando o entendimento dos mesmos. É uma avaliação de apresenta grande variabilidade nos dados obtidos³³.

Os resultados da literatura também apresentem resultados divergentes com a utilização de probióticos, prebióticos ou simbióticos; alguns com resultados favoráveis^{34,35,36} e outros cujos efeitos não foram evidentes^{37,38}. Os resultados obtidos diferem do estudo conduzido por Chichlowski et al.³⁹ que com a utilização de probiótico (*L. casei*, *L. acidophilus*, *B. thermophilum* e *E. faecium*) e salinomicina verificaram que o uso de probiótico promoveu maior altura e perímetro dos vilos do jejuno comparado à salinomicina.

Com relação aos resultados das análises de morfometria de órgãos, aos 21 dias, maior peso relativo de bursa foi encontrado no tratamento SR, seguido por GSA e SAL, sendo o menor valor atribuído ao grupo CP.

Apesar de citados na literatura como efeitos dos simbióticos a melhoria da resposta e função imune da barreira intestinal e regulação de citocinas pró inflamatórias⁴, além de estímulo imunológico⁴⁰ esses mecanismos não estão elucidados e, vários trabalhos utilizando produtos prebiótico, probiótico ou simbiótico, não encontraram diferenças entre pesos relativos de órgãos, incluindo órgãos do sistema imune.

Testando prebiótico, probiótico, simbiótico e acidificantes comerciais, Dizaji et al.⁴¹ não observaram diferenças no peso relativo de proventrículo, moela, fígado e bursa, quando comparados ao controle aos 42 dias. Em trabalho feito por Awad et al.⁴² com produtos

comerciais a base de *E. faecium* e prebiótico derivado de chicória, os pesos relativos de proventrículo, moela, coração, cólon, ceco, timo e bursa não foram afetados pela dieta. Também não foram observadas diferenças aos 35 dias no peso relativo de baço, bursa e timo entre os tratamentos utilizados por Madej et al.⁴³. Já no trabalho realizado por Godoi et al.⁴⁴, aves que receberam ração com simbiótico apresentaram menor peso da bursa aos 23 dias de idade que o tratamento controle.

Aos 42 dias de idade, somente o peso relativo de fígado diferiu entre os tratamentos, os grupos CP e GSR foram superiores à GSA e SAL. A inclusão do simbiótico na água de bebida, promoveu resultado semelhante ao observado por Henrique et al.⁴⁵ e Balog Neto et al.⁴⁶ que observaram menores pesos relativos de fígado em aves que consumiram simbiótico. Esse resultado difere do encontrado por Awad et al.⁴², cujo peso relativo de fígado foi maior nos grupos probiótico e simbiótico quando comparados ao controle.

A grande variabilidade nos resultados publicados e a ausência de informações específicas sobre os efeitos evidencia a necessidade de mais estudos que elucidem, de fato, os mecanismos de ação dos produtos simbióticos.

5. CONCLUSÃO

O uso de qualquer um dos aditivos testados foi efetivo para redução da mortalidade. De forma geral, quanto ao desempenho zootécnico, resultados superiores foram encontrados para o grupo tratado com salinomicina. Assim, em condições semelhantes às experimentais, não se recomenda a substituição de anticoccidianos pelos produtos testados.

6. REFERÊNCIAS

1. Garlich JD. Microbiología del tracto intestinal: los probióticos. Tecnología Avípecuaria en Latinoamérica. 1999;13;24-28.
2. Gaggia F, Mattarelli P, Biavati B. Probiotics and prebiotics in animal feeding for safe food production. International Journal of Food Microbiology. 2010;141(1);S15-28.
3. Pedroso AA. Microbiota do trato digestório: transição do embrião ao abate. Conferência Apinco FACTA; 2011, Santos, Brasil. São Paulo:FACTA; 2011. p.123-130.
4. Usami M, Miyoshi M, Kanbara Y, Ayoama M, Sakaki H, Shuno K, Hirata K, Takahashi M, Ueno K, Tabata S, Asahara T, Nomoto K. Effects of perioperative synbiotic treatment on infectious complications, intestinal integrity and fecal flora and organic acids in hepatic surgery with or without cirrhosis. Journal of Parenteral and Enteral Nutrition. 2011;35(3);317-328.
5. Pollmann M, Nordhoff M, Pospischil A, Tedin K, Wieler LH. Effects of a probiotic strain of *Enterococcus faecium* on the rate of natural *Chlamydia* infection in swine. Infect. Immun. 2005;73;4346–4353.
6. Allen PC, Fetterer R H. Recent advances in biology and immunobiology of eimeria species and in diagnosis and control of infection with these coccidian parasites of poultry. Clinical Microbiology Reviews. 2002;15(1);58–65.
7. Pinard-van der Laan MH, Bed'hom B, Coville JL, Pitel F, Fève K, Leroux S, Legros H, Thomas A, Gourichon D, Repérant JM, Rault P. Microsatellite mapping of QTLs affecting resistance to coccidiosis (*Eimeria tenella*) in a Fayoumi × White Leghorn cross. BMC Genomics. 2009;10;31.
8. Shirley MW, Smith AL, Tomley FM. The biology of Avian *Eimeria* with an emphasis on their control by vaccination. Adv Parasitol. 2005;60;285-330.
9. Elmusharaf MA, Bautista V, Nollet L, Beynen AC. Effect of a mannanoligosaccharide preparation on *Eimeria tenella* infection in broiler chickens. Int J Poult Sci. 2006;5;583–588.
10. Elmusharafa MA, Peekb HW, Nollelic L, Beynena AC. The effect of an in-feed mannanoligosaccharide preparation (MOS) on a coccidiosis infection in broilers. Anim.Feed. Sci. Tech. 2007;134;347-354.
11. Lee SH, Lillehoj HS, Dalloul RA, Park DW, Hong YH, Lin JJ. Influence of *Pediococcus*-based probiotic on coccidiosis in broiler chickens. Poult. Sci. 2007b;86;63–66.
12. Lee KW, Lillehoj HS, Jang SI, Li GX, Lee SH, Lillehoj EP, Siragusa GR. Effect of Bacillus-based direct-fed microbials on *Eimeria maxima* infection in broiler chickens. Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases. 2010;33;105-110.
13. Lee SH, Lillehoj HS, Park DW, Hong YH, Lin JJ. Effects of *Pediococcus*-based probiotic (MitoMax®) on coccidiosis in broiler chickens. Comp Immunol Microbiol Infect Dis. 2007a;30;261–268.

14. Duffy CF, Mathis GF, Power RF. Effects of Natustat supplementation on performance, feed efficiency and intestinal lesion scores in broiler chickens challenged with *Eimeria acervulina*, *Eimeria maxima* and *Eimeria tenella*. *Vet. Parasitol.* 2005;130:185–190.
15. Rostagno HS, Albino LFT, Donzele JL, Gomes PC, Oliveira RF, Lopes DC, Ferreira AS, Barreto SLT, Euclides RF. Tabelas brasileiras para aves e suínos: composição de alimentos e exigências nutricionais. 3.ed. Viçosa: Editora UFV; 2011. 252p.
16. Benabdeljelil, K. Ayachi, A. Evaluation of alternative litter materials for poultry. *J. Appl. Poutry Res.* 1996;5:203-209.
17. Silva DJ, Queiroz AC. Análises de alimentos (métodos químicos e biológicos). 3.ed. Viçosa: Editora UFV; 2002. 235p.
18. Conway DP, McKenzie ME. *Poultry Coccidiosis. Diagnostic and testing procedures.* Ames:Blackwell Publishing; 2007. 168p.
19. Johnson J, Reid WM. Anticoccidial drugs: Lesion scoring techniques in battery and floor pen experiments with chickens. *Experimental Parasitology.* 1970;28:30–36.
20. Gordon HMCL, Whitlock HV. A new technique for counting nematode eggs in sheep faeces. *J. Counc. Sci. Indian Res.* 1939;12(1);50-52.
21. Ali AM, Khater, HF, Seddiek, SA, Nada, MO. Comparative efficacy of synbiotic and diclazuril on broilers experimentally infected with *Eimeria acervulina*. *Assiut Veterinary Medical Journal.* 2015;61;24-33.
22. Conway DP, Sasai K, Gaafar SM, Smothers CD. Effects of different levels of oocyst inoculation of *Eimeria acervulina*, *Eimeria tenella*, and *Eimeria maxima* on plasma constituents, packed cell volume, lesion scores, and performance in chickens. *Avian Diseases.* 1993;37;118–123.
23. Chalorsuntisakul, S. Sirithunyalug, J. Chaiyasut, C. Aengwanich, W. Pewnim, T. Effect of synbiotics on caecal morphology and lesion score in broilers infected with *Eimeria tenella*. *Avian Biology Research.* 2010;3(4);187-195.
24. Ghasemi HA, Shivazad M, Esmailnia K, Kohram H, Karim MA. The effects of a synbiotic containing *enterococcus faecium* and inulin on growth performance and resistance to coccidiosis in broiler chickens. *Journal of Poultry Science.* 2010;47;149–155.
25. Kasornpikul C, Chaiyasut C, Sirithanyalug B, Aengwanich W, Pewnim T. Effect of the probiotic *Lactobacillus plantalum* CMU-FP002 on oocyst shedding by broilers inoculated with *Eimeria tenella*. *Avian Biology Research.* 2009;2(3);157-159.
26. Fayer R. Epidemiology of protozoan infections: the coccidia. *Veterinary Pathology.* 1980;6;75-103.
27. Jackson ME, Anderson DM, Hsiao HY, Mathis GF, Fodge DW. Beneficial effect of beta-mannanase feed enzyme on performance of chicks challenged with *Eimeria* sp. and *Clostridium perfringens*. *Avian Diseases.* 2003;47(3);759-63.

28. Engberg RM, Hedemann MS, Leser TD, Jensen BB. Effect of zinc bacitracin and salinomycin on intestinal microflora and performance of broilers. *Poultry Science*. 2000;79;1311–1319.
29. Yun CH, Lillehoj HS, Lillehoj EP. Intestinal immune responses to coccidiosis. *Dev. Comp. Immunol.* 2000;24(2–3);303–324.
30. Lillehoj HS. Role of T-lymphocytes and cytokines in coccidiosis. *Int. J. Parasitol.* 1998;28(7);1071–1081.
31. Brandtzaeg, P. Induction of secretory immunity and memory at mucosal surfaces. *Vaccine*. 2007;25;5467-5484.
32. Lillehoj HS, Ruff MD. Comparison of disease susceptibility and subclass-specific antibody response in SC and FP chickens experimentally inoculated with *Eimeria tenella*, *E. acervulina*, or *E. maxima*. *Avian Dis.* 1987;31(1);112–119.
33. Gava MS. Metodologia de morfometria intestinal em frango de corte [Dissertação]. Porto Alegre: Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Faculdade de Veterinária; 2012.
34. Awad WA, Ghareeb K, Bohm J. Effect of addition of a probiotic microorganism to broiler diets on intestinal mucosal architecture and electrophysiological parameters. *Animal Physiology and Animal Nutrition*. 2010;94:486-494.
35. Agboola AF, Aroniyo I, Suberu SA, Adeyemi WT. Dietary supplementation of probiotics and synbiotics on intestinal microbial populations and gut morphology of turkey poults. *Afr. J. Livest. Ext.* 2014;14:13-20.
36. Mohamed SH, Fatma MY, Mohamed KM, Waleed FK, Mohamed MAD. Effectiveness of prebiotic as an alternative to the antimicrobial growth promoter on growth performance, blood constituents, intestinal healthiness and immunity of broilers, *Alexandria Journal of Veterinary Science*. 2015;45(1);13-25.
37. Awad W, Ghareeb K, Böhm J. Intestinal structure and function of broiler chickens on diets supplemented with a synbiotic containing *Enterococcus faecium* and oligosaccharides *Int. J. Mol. Sci.* 2008;9(11);2205-2216.
38. Sem S, Ingale SL, Kim YW, Kim JS, Kim KH, Lohakare JD, Kim EK, Kim HS, Ryu MH, Kwon IK, Chae BJ. Effect of supplementation of *Bacillus subtilis* LS 1–2 to broiler diet on growth performance, nutrient retention, caecal microbiology and small intestinal morphology. *Res. Vet. Sci.* 2012;93;264-268.
39. Chichlowski M, Croom WJ, Edens FW, MacBride BW, Qiu R, Chiang CC, Daniel LR, Havenstein GB, Koci MD. Microarchitecture and spatial relationship between bacteria and ileal, cecal and colonic epithelium in chicks fed a direct-fed microbial, PrimaLac, and salinomycin. *Poult. Sci.* 2007;86:1121–1132.
40. Menten JFM. Probióticos, prebióticos e aditivos fitogênicos na nutrição de aves. *Simpósio sobre Ingredientes na Alimentação Animal; 2002, Uberlândia, Brasil. Campinas: Facta; 2002. p. 251-276.*

41. Dizaji BR, Hejazi S, Zakeri A. Effects of dietary supplementations of prebiotics, probiotics, synbiotics and acidifiers on growth performance and organs weights of broiler chicken Pelagia Research Library European Journal of Experimental Biology. 2012;2(6);2125-2129.
42. Awad WA, Chareeb K, Abdel-Raheem S, Bohm J. Effects of dietary inclusion of probiotic and symbiotic on growth performance, organ weight and intestinal histomorphology of broiler chickens. Poult Sci. 2009;88:49–56.
43. Madej JP, Stefaniak T, Bednarczyk M. Effect of in ovo-delivered prebiotics and synbiotics on lymphoid-organs' morphology in chickens. Poult Sci. 2015;94(6);1209–19.
44. Godoi MJS, Albino LFT, Rostagno HS, Gomes PC, Barreto SLT, Junior JGV. Utilização de aditivos em rações formuladas com milho normal e de baixa qualidade para frangos de corte. Revista Brasileira de Zootecnia. 2008;37(6);1005-1011.
45. Henrique APF et al. Uso de probióticos e antibióticos como promotores de crescimento para frangos de corte. 35ª Reunião anual da Sociedade Brasileira de Zootecnia; 1998, Botucatu, Brasil. Botucatu: SBZ, 1998. p. 297-299.
46. Balog Neto A, Mendes AA, Takahashi SE, Sanfelice C, Komiyama CM, Garcia RG. Efeito da utilização de simbiótico e do sistema de criação sobre o desempenho e morfometria do epitélio gastrintestinal de frangos de corte tipo colonial. Acta Scientiarum. Animal Sciences. 2007;29(4),379-385.

CAPÍTULO 4 – CONSIDERAÇÕES FINAIS

A produção animal investe continuamente em tecnologia, inovação e desenvolvimento de novos produtos que possam agregar mais produtividade à cadeia e qualidade aos produtos finais.

Neste contexto, foram delineados dois modelos experimentais que simularam condições de desafio que ocorrem nas criações comerciais: o longo período entre o nascimento e o alojamento das aves, no qual as mesmas passam por privação de água e alimentos exógenos e o desafio sanitário com a infecção por *Eimeria*. Os produtos testados são produtos comerciais que visam atuar benéficamente na hidratação, fornecimento de energia, microbiota, integridade e imunidade do trato gastrointestinal.

Os resultados obtidos neste trabalho e descritos no capítulo 2, evidenciaram os efeitos benéficos do fornecimento do gel nutritivo associado ou não ao simbiótico, nos resultados de desempenho e metabolizabilidade do extrato etéreo até os 35 dias. Cabe ressaltar, que neste experimento, o objetivo da adição desses produtos não foi a substituição dos aditivos melhoradores de desempenho, mas a utilização de maneira estratégica de outros aditivos que pudessem ser utilizados de forma conjunta e que atuassem de maneira aditiva aos efeitos benéficos dos promotores.

Outro ponto a destacar na execução deste trabalho, foi a forma inovadora de fornecimento do gel. Em nível experimental, a dispersão das gotas foi realizada manualmente, mas em escala industrial pode ser facilmente substituída por máquinas de aspersão de gota grossa. Os pintos realmente são bastante atraídos pelo gel e consomem toda a quantidade dispersa no dorso das aves, garantindo a uniformidade de consumo na caixa.

Quanto ao modo de ação dos mesmos produtos e de outra formulação do simbiótico com inclusão contínua na ração, em uma situação de ausência de jejum e rações isentas de promotores, acrescidas do desafio com o inóculo de *E. acervulina*, *E. maxima* e *E. tenella* (capítulo 3), não foram observados os mesmos benefícios descritos anteriormente. Porém, observou-se uma redução na mortalidade em relação ao grupo controle positivo.

Mais pesquisas simulando as diversas situações possíveis na rotina de produção avícola, diferentes combinações de tratamentos e produtos, além de análises mais específicas que possam ajudar na elucidação do modo de ação dos produtos podem ser necessárias para a recomendação ideal desses produtos utilizados de forma a maximizar seus efeitos benéficos.