

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
FACULDADE DE AGRONOMIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ZOOTECNIA

**ESTUDO DE VARIAÇÕES METODOLÓGICAS NA DETERMINAÇÃO
DO METABOLISMO APARENTE DE NUTRIENTES EM FRANGOS DE
CORTE**

María Esperanza Mayorga Cortés
Zootecnista/ Universidade Nacional da Colômbia

Dissertação apresentada como um dos requisitos à obtenção do Grau de
Mestre em Zootecnia
Área de concentração Nutrição Animal

Porto Alegre, RS, Brasil
Março 2008

AGRADECIMENTOS

A Deus pela saúde e por iluminar o meu caminho.

Aos meus pais pelo amor e ensinamentos e ao Lino pelo amor, paciência e apoio incondicional.

À UFRGS e a CAPES pela oportunidade.

A professora Doutora Andréa Machado Leal Ribeiro, pelos ensinamentos e orientação.

Ao Doutor Professor Jose Aparecido Cunha pela colaboração.

À secretária do PPG em Zootecnia Ione Borcelli pela amizade e sincera ajuda.

Aos colegas do Lezo pelas sugestões e colaboração e aos bolsistas de iniciação científica pela ajuda e a alegria.

Às funcionárias do Laboratório de Nutrição Animal pela amizade e colaboração.

Aos funcionários da Universidade Federal do Rio Grande do Sul pela colaboração.

A todos aqueles que de alguma forma contribuíram e participaram para a realização deste trabalho.

ESTUDO DE VARIAÇÕES METODOLÓGICAS NA DETERMINAÇÃO DO METABOLISMO APARENTE DE NUTRIENTES EM FRANGOS DE CORTE¹

Autor: María Esperanza Mayorga Cortés

Orientador: Andréa Machado Leal Ribeiro

RESUMO

Foi realizado um experimento com a finalidade de apresentar um protocolo preciso, simples, rápido e de baixo custo para determinar os coeficientes de metabolizabilidade dos nutrientes e o valor energético das dietas. Para tal, determinaram-se os CMMS, CMPB e CMEB e EMA_n através da comparação de diferentes metodologias de digestibilidade *in vivo* que incluem a utilização ou não de indicador Cr₂O₃ a 0,5% (coleta parcial) ou marcador Fe₂O₃ a 1% e a aplicação ou não de jejum (0, 4, 6 e 8 horas) pré-início de coleta e pós-período de alimentação. Também a duração do período de coleta foi testada (3 ou 5 dias). Foi estudado o efeito dos períodos de jejum sobre o tamanho dos órgãos digestivos. Foram utilizados 81 frangos de corte, machos, com 21 dias de idade, distribuídos individualmente em gaiolas de metabolismo, constituindo 9 tratamentos (TRAT) com 9 repetições em delineamento completamente casualizado. Em todos os TRAT houve 4 dias de adaptação à uma dieta única, com 3055 kcal EM/kg, à base de milho e farelo de soja. A água foi fornecida à vontade. Após o período de coleta, 5 aves por TRAT, que receberam jejum, foram pesadas e abatidas e o papo, moela+proventrículo, intestino delgado e cólon+ceco foram pesados, bem como o conteúdo presente em cada um. Através do aparecimento do marcador foi determinada a duração da passagem de digesta pelo TGI das aves. O tempo de passagem foi considerado como o tempo entre o fornecimento da dieta com óxido férrico e o início do aparecimento das excretas marcadas. Os coeficientes de metabolismo e a energia não diferiram significativamente na coleta total comparando-se 3 ou 5 dias de coleta (P>0,05). O uso do marcador Fe₂O₃ e três dias de coleta, resultou em menor valor do CMPB (P<0,02) em relação à coleta total sem marcador. Na metodologia de coleta parcial com 5 dias de coleta, observou-se coeficientes de menor valor para todas as respostas (P<0,05), comparados a 3 dias de coleta. O uso da metodologia de coleta total resultou em maiores CMMS e CMPB (P<0,05) comparado à coleta parcial, em função de uma taxa incompleta de recuperação do Cr₂O₃ na excreta. Não foi observada influência do jejum sobre o tamanho dos órgãos, indicando que em até 8 horas de jejum não há mudança no tamanho absoluto ou relativo dos mesmos. No entanto, o peso relativo do jejuno das aves submetidas a 4, 6 e 8 horas de jejum foi maior (P<0,03) do que o das aves sem jejum. O tempo médio de passagem da ração foi estimado em 228 minutos. Conclui-se que a coleta total de excretas, por um período de 3 dias, sem o uso de jejum, resulta no melhor método de avaliação de ingredientes e ração.

Palavras chave: coleta de excreta, energia metabolizável, jejum, tamanho de órgão, óxido férrico, óxido crômico

¹ Dissertação de Mestrado em Zootecnia – Produção Animal, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS, Brasil. (88 p.) Março, 2008.

STUDY OF METHODOLOGICAL VARIATIONS IN APPARENT NUTRIENTS METABOLISM DETERMINATION IN BROILER CHICKENS¹

Author: María Esperanza Mayorga Cortés

Advisor: Andréa Machado Leal Ribeiro

ABSTRACT

One experiment was conducted in order to define a reliable, easy to apply and non expensive protocol to determinate nutrient and energy metabolizability values of broiler chicken diets. For this purpose, metabolizability coefficients (MC) of dry matter (DM); crude protein (CP); gross energy (GE) and nitrogen-corrected apparent metabolizable energy (AME_n) were calculated through the comparison of different *in vivo* digestibility methodologies including the utilization of Cr₂O₃ (0,5%) as an indicator (partial collection) or Fe₂O₃ (1%) as a marker; fasting, prior to excreta collection and at the end of the feeding period (0, 4, 6 and 8 hours). Also, two excreta collection periods were tested (3 and 5 days). It was assessed the effect of fasting on digestive organs weight. Eighty one 21 days male broilers were distributed individually in metabolic cages used distributed in nine treatments (T) and nine replicates per T, in a completely randomized design. Birds were held in individual metabolism cages located in a controlled-temperature room. All T had a 4 day adaptation period to a single diet of 3055 kcal ME/kg, based on corn and soybean meal. Water was offered ad libitum. At the end of fasting, 5 birds per T that received fasting were sacrificed by cervical dislocation and weighed. Crop, proventriculus+gizzard, small intestine and the ceca+colon were removed and weighed individually as their contents as well. The passage time along broiler GIT was measured with ferric oxide as a marker. The passage time was taken as the time elapsed from time of marker administration to time of the first observation of droppings red color. Metabolism coefficients and energy were not significantly different between 3 and 5 days of total collection (P>0,05). CPMC was lower (P<0,02) for Fe₂O₃ utilization and 3 days excreta collection compared to the total collection. With the methodology of partial collection with 5 days of collection, it was observed the lowest values for all the responses (P<0,05), compared to 3 days collection period. The use of the total collection methodology produced the highest DMMC and CPMC (P<0,05) compared to partial collection, due to the incomplete recovery of the Cr₂O₃ from the excreta. No fasting influence was observed on the digestive organ sizes, indicating that until 8 hours of fasting no changes are observed in either relative or absolute organs weight. However, the relative jejunum weight of birds submitted to 4, 6 and 8 hours was higher (P<0,03) than those of birds under no fasting. The mean passage time of fed through broiler GIT was 228 minutes. It was conclude that total collection, during a 3 days period, without fasting utilization, is the best methodology for poultry ingredient and fed evaluation.

Keywords: chromic oxide, excreta collection, fasting, ferric oxide, metabolizable energy, organ size

¹ Master of Science dissertation in Animal Science, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS, Brazil. (88 p.) March, 2008.

SUMÁRIO

	Página
CAPÍTULO I	
1. INTRODUÇÃO.....	1
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	5
2.1. Utilização da energia dos alimentos.....	5
2.2. Determinação da energia metabolizável dos alimentos.....	8
2.3. Uso de marcador na metodologia tradicional de coleta total de excreta.....	13
2.4. Coleta parcial de excreta.....	16
2.5. Sistema digestivo das aves.....	18
2.6. Motilidade gastrointestinal.....	23
2.7. Padrão de ingestão de ração e água e esvaziamento do intestino.....	24
2.8. Passagem de alimento através do TGI.....	26
2.9. Trânsito de indicadores no TGI.....	28
2.10. Efeito do jejum sobre o TGI.....	30
3. Hipótese e objetivos.....	33
3.1. Hipótese.....	33
3.2. Objetivos.....	33
CAPITULO II	
ESTUDO DE VARIAÇÕES METODOLÓGICAS NA DETERMINAÇÃO DO METABOLISMO APARENTE DE NUTRIENTES EM FRANGOS DE CORTE.....	34
Resumo.....	35
Abstract.....	36
Introdução.....	37
Material e métodos.....	38
Resultados e discussão.....	41
Conclusões.....	50
Literatura citada.....	51
CAPÍTULO III	
CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	55
4.REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	58
5. APÊNDICES.....	68

RELAÇÃO DE TABELAS

	Página
CAPÍTULO I	
Tabela 1. Peso relativo dos órgãos digestivos de pintos dos três aos oito dias de idade.....	21
CAPÍTULO II	
Tabela 1. Descrição dos tratamentos.....	39
Tabela 2. Coeficientes de metabolismo da matéria seca (CMMS), energia bruta (CMEB), proteína bruta (CMPB) e EMA_n determinados por diferentes metodologias <i>in vivo</i>	42
Tabela 3. Comparação dos coeficientes de metabolismo e EMA_n determinados por diferentes metodologias <i>in vivo</i>	43
Tabela 4. Coeficientes de metabolismo da matéria seca (CMMS), energia bruta (CMEB), proteína bruta (CMPB) e EMA_n determinados pela coleta total de excretas com aplicação ou não de jejum.....	45
Tabela 5. Peso relativo (%) dos órgãos digestivos, vazios, de frangos de corte submetidos a diferentes períodos de jejum.....	46
Tabela 6. Conteúdo (g) dos órgãos digestivos de frangos de corte submetidos a diferentes períodos de jejum.....	63
Tabela 7. Tempo de aparecimento (min) do Fe_2O_3 na excreta.....	65

RELAÇÃO DE FIGURAS

	Página
CAPÍTULO I	
Figura 1. Partição da energia consumida pelos monogástricos.....	6

RELAÇÃO DE APÊNDICES

	Página
Apêndice 1. Composição de ingredientes e níveis nutricionais calculados da dieta experimental para frangos de corte de 22-35 dias.....	69
Apêndice 2 Temperatura do ambiente medida por termômetro de mínima e máxima.....	70
Apêndice 3. Conteúdo e recuperação individual do cromo na excreta.....	70
Apêndice 4 Peso absoluto (g) dos órgãos vazios.....	71
Apêndice 5 Peso relativo (%) dos órgãos vazios.....	71
Apêndice 6 Peso absoluto (g) dos órgãos cheios.....	72
Apêndice 7 Peso relativo (%) dos órgãos cheios.....	72
Apêndice 8 Peso do conteúdo dos órgãos (g).....	73
Apêndice 9 Dados brutos de consumo de ração e excreta produzida, expressos em matéria natural (MN) e matéria seca (MS).....	73
Apêndice 10 Coeficientes de metabolizabilidade da matéria seca (MS), energia bruta (EB) e valores de energia metabolizável aparente (EMA) e corrigida para nitrogênio (EMA _n).....	76
Apêndice 11 Coeficiente de metabolizabilidade da proteína bruta (CMPB).....	80
Apêndice 12 Tabelas de análise de variância dos dados de metabolismo.....	82
Apêndice 13 Tabelas de análise de variância dos dados de metabolismo das aves submetidas a jejum.....	82
Apêndice 14 Análise de variância do tempo de passagem da digesta pelo TGI.....	83
Apêndice 15 Análise de variância do peso absoluto dos órgãos digestivos.....	83
Apêndice 16 Análise de variância do peso relativo dos órgãos digestivos.....	85

Apêndice 17	Análise de variância do peso do conteúdo dos órgãos digestivos.....	87
Apêndice 18	Análise de variância dos valores de EMA.....	88
Apêndice 19	Análise de variância dos valores de EMA _n	88

RELAÇÃO DE ABREVIATURAS E SÍMBOLOS

TiO₂	dióxido de titânio
CIA	cinza insolúvel em ácido
TGI	trato gastrointestinal
ID	intestino delgado
EB	energia bruta
ED	energia digestível
EM	energia metabolizável
EMA	energia metabolizável aparente
EMV	energia metabolizável verdadeira
EL	energia líquida
EF_m	energia fecal metabólica
EMA_n	energia metabolizável aparente corrigida para nitrogênio
EU_e	energia urinária endógena
IC	incremento calórico
Cr₂O₃	óxido crômico
AGV	ácidos graxos voláteis
Fe₂O₃	óxido férrico
CCK	colecistoquinina
g	gramas
mm	milímetros
h	horas
°C	graus Celsius
HCL	ácido clorídrico
p.a.	puro para análise
MN	matéria natural

MS	matéria seca
PB	proteína bruta
CMMA	coeficiente de metabolizabilidade da matéria seca
CMPB	coeficiente de metabolizabilidade da proteína bruta
CMEB	coeficiente de metabolizabilidade da energia bruta
FI	fator de indigestibilidade
AA	aminoácidos
Cr	Cromo

CAPÍTULO I

1. INTRODUÇÃO

O conhecimento da metabolizabilidade dos nutrientes e do valor energético das dietas fornecidas às aves é de fundamental importância para otimizar o desempenho dos animais e aumentar a eficiência econômica do processo produtivo.

A determinação dos valores de energia metabolizável e de metabolizabilidade dos nutrientes e/ou ingredientes das rações tem sido realizada através de ensaios nutricionais. Estes foram introduzidos na década de 60, envolvendo um período preliminar de adaptação dos animais às rações e às instalações, a fim de estabelecer condições de equilíbrio digestivo (McNab, 2000), o qual deve ser de 4 a 7 dias, e o período de coleta das excretas (fezes e urina) e controle do consumo das rações deve ser de 4 a 5 dias segundo Sakomura & Rostagno (2007). Na execução deste tipo de ensaios podem ser utilizadas aves em crescimento, pintos a partir de 10 dias de idade ou aves adultas, geralmente galos (Sibbald, 1975; Farrell, 1981) e outras espécies como patos (Ragland et al., 1997; Aldeola et al., 1997) e pombos (Hatt et al., 2001) sendo registradas diferenças, devidas à espécie, no metabolismo dos nutrientes e na produção das fezes.

A metodologia de coleta total de fezes e urina ou de excretas, no caso das aves, é um dos métodos mais utilizados para determinar a

metabolizabilidade de nutrientes assim como os valores de energia metabolizável das rações ou dos ingredientes para aves e outros monogástricos. Apesar de proporcionar bons resultados, esta metodologia tem apresentado alguns problemas. Um dos principais problemas é a dificuldade na obtenção de uma amostra representativa das excretas para posteriores análises, principalmente devido à contaminação e perda de excreta durante a coleta. Outro cuidado a ser tomado em relação à coleta das excretas é evitar sua fermentação, reduzindo o intervalo entre as coletas (Sakamura & Rostagno, 2007).

Embora a utilização desta metodologia seja a mais comum, têm surgido outras que permitem a estimação dos valores de energia metabolizável e de metabolizabilidade dos nutrientes de maneira indireta através do uso de indicadores, substâncias inertes adicionadas ao alimento, reduzindo o custo e duração do período experimental.

O indicador mais utilizado na determinação da energia metabolizável é o óxido crômico, embora resultados variáveis na taxa de recuperação do indicador na excreta sejam reportados. Outros indicadores como o dióxido de titânio (TiO_2) e cinza insolúvel em ácido (CIA) são usados nesta metodologia, porém, com possíveis superestimações do indicador e diferenças na taxa de recuperação destes na excreta (Sales & Janssens, 2003).

Entre as principais vantagens da utilização de indicadores pode-se citar que não é necessária a mensuração do consumo de ração, o total de excretas produzidas e evita-se a contaminação das fezes ou das excretas. Entretanto, para que se obtenham bons resultados com a utilização de

indicadores, é necessário que estes estejam uniformemente misturados à ração e sejam padronizadas as análises químicas para determinar a sua concentração nas rações e excreta (Sakomura & Rostagno, 2007).

Sabe-se que alguns autores utilizam o jejum com o intuito de minimizar os erros na determinação dos valores de metabolizabilidade dos nutrientes e do valor energético dos alimentos. Este jejum altera o padrão de consumo das aves e tem influência direta sobre o trato gastrointestinal (TGI), que é uma das maiores interfaces entre o organismo e seu ambiente. Qualquer variação do consumo e composição do alimento impõe alterações no transporte de nutrientes e no tamanho dos órgãos digestivos metabolicamente ativos (Koong et al., 1985; Starck, 2003). Segundo Ankney (1977), durante períodos de jejum alguns órgãos apresentam uma redução de peso devido ao catabolismo ativo da proteína muscular ou à atrofia causada pela falta de atividade perante ausência de alimento. Outros órgãos, como o intestino delgado (ID), apresentam um discreto aumento do diâmetro. Estudos têm comprovado que aves domésticas submetidas à restrição alimentar e jejum de curta duração exibem atrofia parcial do TGI o que limitaria a utilização dos nutrientes ingeridos, porém as repostas variam entre espécies (Liukkonen, 2001; Starck, 1999).

Desde o ponto de vista da evolução biológica, a capacidade funcional de um órgão é ajustada perante mudanças na composição nutritiva e disponibilidade do alimento. (Starck, 2003). Estas modificações induzidas das características morfofisiológicas são chamadas de flexibilidade fenotípica, a qual se manifesta ao nível macromorfológico e ultraestrutural, através de

alterações na extensão e massa dos órgãos do TGI e de mudanças do número e comprimento dos vilos, respectivamente.

As alterações dos padrões de consumo provocam também mudanças da peristalse ao longo dos segmentos de TGI e, portanto da passagem da digesta. A medição da passagem, expressa como o intervalo de tempo entre a ingestão do marcador e o primeiro aparecimento deste na excreta ou no segmento estudado, é uma importante ferramenta na descrição da relação entre nutrição e fisiologia do TGI, tornando-se numa variável, em potencial a ser usada em estudos de digestibilidade e de determinação dos valores energéticos dos alimentos (Soares et al., 2005).

Os objetivos principais do presente estudo foram definir um protocolo rápido e econômico que permita a obtenção de resultados precisos e avaliar o efeito do jejum sobre o tamanho dos órgãos digestivos. Para tal, foram comparadas diferentes metodologias para a determinação dos valores da metabolizabilidade dos nutrientes e do valor energético das rações. A avaliação do efeito do jejum foi feita através da pesagem dos órgãos digestivos após diferentes períodos de jejum. Um objetivo secundário foi medir o tempo de passagem pelo TGI de frango de corte macho através do uso de óxido férrico como marcador externo.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. Utilização da energia dos alimentos

A energia não é considerada um nutriente, mas é o produto resultante da oxidação dos nutrientes pelo metabolismo, sendo o principal fator limitante para o ótimo desempenho das aves (Sakomura & Rostagno, 2007). Quando as moléculas orgânicas são oxidadas, a energia é produzida como calor e usada nos processos metabólicos dos animais, tanto para a manutenção quanto para produção. A energia liberada da oxidação dos alimentos, assim como a oriunda do metabolismo energético, é expressa em calorias ou joules. Uma caloria é definida como a quantidade de calor necessária para elevar um grama de água de 14,5°C a 15,5°C. Toda substância contendo carbono e hidrogênio pode ser oxidada fornecendo energia (Sakomura et al., 2004). Os carboidratos, os lipídeos, as proteínas e parte da fibra são fornecedores de energia para o organismo animal. No entanto, nem toda energia produzida pela oxidação dos nutrientes pode ser aproveitada pelos animais. A Figura 1 demonstra como os monogástricos aproveitam a energia dos alimentos. A energia é biologicamente dividida em: energia bruta (EB), energia digestível (ED), energia metabolizável aparente (EMA), energia metabolizável verdadeira (EMV) e energia líquida (EL).

A **energia bruta (EB)** indica apenas a energia presente no alimento é produzida pela oxidação total da matéria orgânica dos alimentos e medida em bomba calorimétrica. O conteúdo de energia bruta de um alimento é dependente das proporções de nutrientes: os carboidratos e as proteínas fornecem 4,0 kcal/g e as gorduras 9,0 kcal/g de EB. A água e os minerais presentes no alimento não contribuem em energia (Penz et al., 1999).

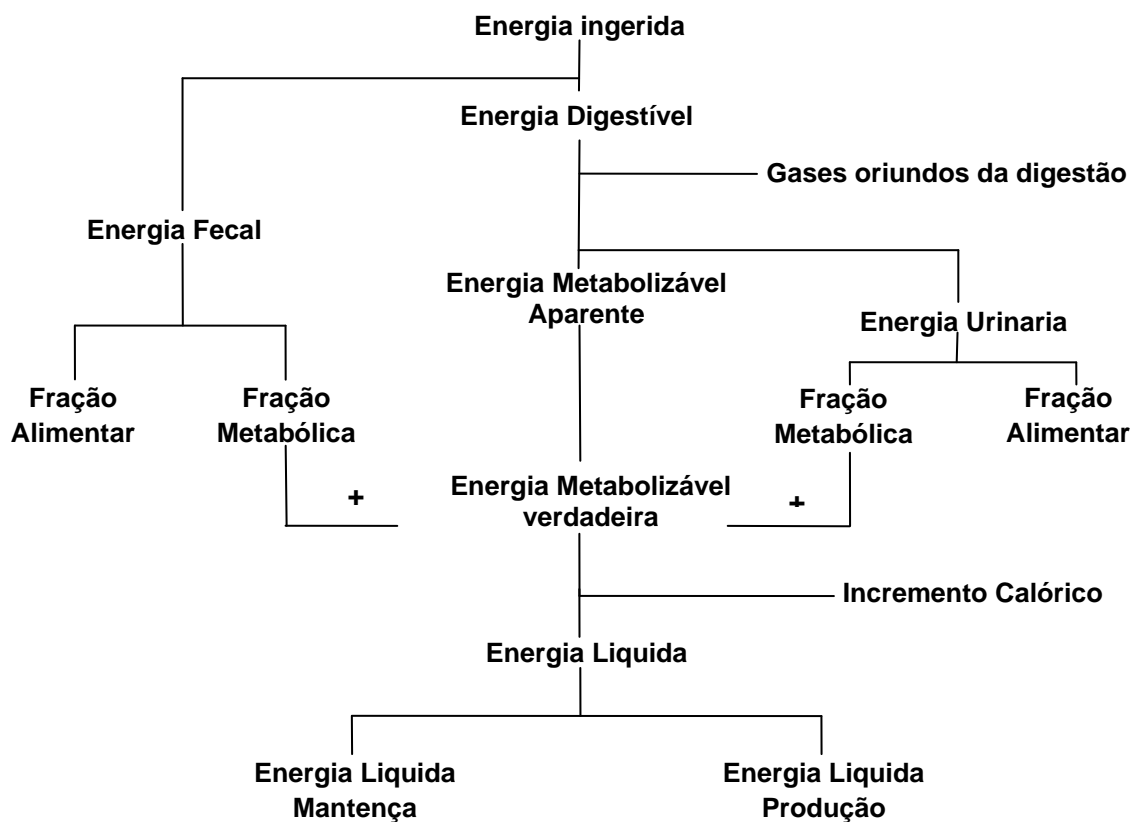


Figura 1. Partição da energia consumida pelos monogástricos (MacLeod, 2002).

A **energia digestível (ED)** representa a energia do alimento que é absorvida após o processo de digestão nos animais. É determinada pela diferença entre a EB do alimento consumido e a EB excretada nas fezes (Sakomura & Rostagno, 2007). Para aves, essa forma de energia não é

usualmente utilizada em função da dificuldade de separar as fezes da urina (Penz et al., 1999).

A **energia metabolizável (EM)** é a forma normalmente utilizada para aves e suínos no Brasil, sendo obtida pela diferença entre a EB do alimento e a EB das excretas (fezes e urina) e dos gases oriundos da digestão (Sakomura et al., 2004). Considerando que a energia perdida na forma de gases nas aves é muito baixa, tem sido desprezada nos cálculos da EM. A energia metabolizável (EM) pode ser determinada e expressa como energia metabolizável aparente (EMA) ou energia metabolizável verdadeira (EMV).

A **Energia metabolizável aparente corrigida para nitrogênio (EMA_n)** difere da EMA pela correção associada ao balanço de nitrogênio. Esta correção tem origem no fato de que a proteína que é retida no organismo da ave e, conseqüentemente não catabolizada até os produtos de excreção nitrogenada, não contribui para a energia da excreta. Aves com diferentes graus de retenção nitrogenada, conseqüentemente, têm diferentes valores para energia excretada, para uma mesma metabolizabilidade do alimento (Penz et al., 1999).

A **Energia metabolizável verdadeira (EMV)** é obtida pela diferença entre a EB do alimento consumido e a energia bruta da excreta (fezes e urina), corrigida pelas perdas de energia fecal metabólica (EF_m) e urinária endógena (EU_e) (Sakomura & Rostagno, 2007).

Com o intuito de determinar a EMV dos alimentos, Sibbald (1976) desenvolveu a metodologia de alimentação forçada, a qual considera as perdas de energia fecal metabólica e urinária endógena. As perdas fecais incluem

resíduos de tecidos do TGI, bile e enzimas não absorvidas e as perdas urinárias são compostas, principalmente, de produtos do metabolismo do nitrogênio (McNab, 2000). Este método foi amplamente discutido e sustentado por Sibbald na década de 70 e início da década de 80, pela sua praticidade e por considerar outras perdas energéticas que não são de origem alimentar (Penz et al., 1999).

A **energia líquida (EL)** é obtida da EM menos a energia perdida como incremento calórico (IC). O incremento calórico é um termo prático para juntar várias formas de perda de calor. A energia do IC não é usada para os processos produtivos, mas pode ser utilizada para manter a temperatura corporal em condições de baixa temperatura ambiente. A EL é a energia que o animal utiliza para a manutenção (EL_m) e produção (EL_p) de ganho de peso, de ovo ou de leite (Sakomura & Rostagno, 2007).

2.2. Determinação da energia metabolizável dos alimentos

O conhecimento do valor nutricional dos alimentos é de grande importância para formular rações que atendam corretamente as exigências das espécies animais. Neste contexto, a determinação da metabolizabilidade dos nutrientes e o conhecimento do conteúdo energético dos alimentos trazem informações fundamentais para o fornecimento adequado de nutrientes às aves (Sakomura et al., 2004).

A avaliação dos valores energéticos dos ingredientes foi desenvolvida por Fraps et al. no período de 1912 a 1946. Eles definiram a energia metabolizável como a energia do alimento consumido menos a energia das fezes e urina. Posteriormente, no ano de 1961, Titus calculou a energia

metabolizável de ingredientes individuais baseando-se nos coeficientes de digestibilidade e no conteúdo de água, proteína, extrato etéreo e fibra bruta dos mesmos (Pesti & Edwards, 1983).

No período de 1958 a 1960, Hill e o grupo de pesquisa de Cornell e Matterson e o grupo de pesquisa de Connecticut desenvolveram métodos padrões para determinar os valores de energia metabolizável dos ingredientes utilizando o óxido crômico (Cr_2O_3) como indicador na estimação da energia fecal (Han et al., 1976). Estes estudos contribuíram para o desenvolvimento da metodologia para determinar a EM dos alimentos.

A metodologia clássica de coleta total de excretas para determinação do valor energético dos alimentos, no caso das aves, é um dos métodos mais utilizados para determinar a metabolizabilidade de nutrientes assim como os valores de energia metabolizável das rações para aves e outros monogástricos. Este método pressupõe o alojamento dos animais em gaiolas metabólicas, permitindo o controle individual do total de alimento ingerido e excretado durante todo período experimental. O ensaio envolve um período de adaptação dos animais às rações e às instalações. Segundo Sibbald & Slinger (1963), a adaptação deve ser de quatro a sete dias e o período de coleta da excreta e controle do consumo das rações deve ser de quatro a cinco dias. Em outro trabalho, Sibbald & Price (1975) constataram aumentos no erro padrão das médias de EM das rações com a redução de seis para um dia de coleta.

A idade das aves utilizadas neste tipo de ensaios deve ser considerada, pois o trânsito digestivo (taxa de passagem) varia com a idade e pode alterar os valores de energia metabolizável. Aves mais jovens possuem

menor capacidade de digestão e absorção de nutrientes, por não estar o sistema digestivo completamente desenvolvido, em especial para alguns nutrientes como os lipídeos. Aves mais velhas, que apresentam sistema digestivo plenamente desenvolvido e maior tamanho do trato digestivo, possibilitam maior permanência do alimento em contato com as enzimas e secreções gástricas e, portanto, melhor aproveitamento dos alimentos (Sibbald, 1978). Nascimento et al. (2005) trabalhando com galos adultos e pintos de 16 dias de idade e diferentes farinhas de vísceras, encontraram diferença entre os valores de EMA_n nas duas idades. Verificaram que aves adultas apresentaram valores maiores de EMA_n quando comparados com os valores apresentados pelos pintos, sendo 3621 e 3402 kcal/kg respectivamente. Em outro trabalho, Nascimento et al. (2002), utilizando frangos de corte em duas idades diferentes (16 e 30 dias) e cinco níveis de inclusão de farinha de penas (5, 10, 20, 30 e 40%) , encontraram diferença entre os valores de EMA_n nas duas idades. Os autores observaram que aves mais velhas apresentaram maiores valores de EMA_n .

No método da coleta total muitas são as variações que os pesquisadores foram introduzindo ao longo dos anos. De acordo com Chami et al. (1980), houve diferença no valor de EMA quando comparados os períodos de coleta de 24 e 48 h, verificando que períodos de coleta curtos influenciam os valores de EMA do alimento, sobretudo, quando este é de difícil digestão ou contém alguma substância tóxica. A extensão do período de coleta de excretas depende do ingrediente a ser testado. Recomenda-se o uso de períodos mais longos (≥ 48 h) para coleta de excretas de aves alimentadas com ingredientes

que provoquem taxa de passagem mais lenta (Rodrigues et al., 2005). Sibbald & Price (1975) realizaram dois experimentos utilizando o método de coleta total de excretas. No primeiro, utilizaram cinco dias de adaptação e nove de coleta e, no segundo, seis dias de adaptação e três de coleta. Os autores concluíram que períodos maiores de 48 h são suficientes para a adaptação das aves à dieta experimental e que a variação associada aos valores de EMA pode ser controlada com a utilização de três dias de coleta de excreta. Mesmo assim, a revisão da literatura mostra que ainda não existe um padrão estabelecido para determinação dos valores de EM de ingredientes para aves. Tem-se utilizado 10 dias de adaptação e quatro de coleta total (Han et al., 1976); sete dias de adaptação e de coleta (Oluyemi et al., 1976); 10 de adaptação e sete de coleta (Shires et al., 1979; Muztar & Slinger, 1980); três de adaptação e quatro de coleta (Lee et al., 1995); Cinco dias de adaptação e cinco de coleta (Dilger et al., 2004; Brito et al., 2006 e Nery et a., 2007); sete de adaptação e três de coleta (Zonta et al., 2004; Oliveira et al., 2007); quatro dias de adaptação e quatro de coleta de excretas (Tucci et al., 2003); três de adaptação e cinco de coleta (Albino et al., 1992; Nascimento et al., 2005).

Por outro lado, os efeitos da microflora intestinal no metabolismo da energia são evidentes. Estes incluem a redução das perdas endógenas de energia durante períodos de consumo energético limitado. Muramatsu et al. (1994) observaram que quando a energia dietética era pouco disponível, a presença da flora microbiana beneficiava às aves através da diminuição das perdas endógenas. Este efeito, também, tem sido demonstrado através da utilização de antibióticos, os quais deprimem a atividade da microflora o que,

por sua vez, reduz o *turnover* celular e a secreção de mucina no TGI da ave (Hughes, 2003). A literatura também reporta os efeitos adversos da microflora sobre o metabolismo energético da ave. Os microorganismos do TGI competem com o hospedeiro pela energia e outros nutrientes afetando a eficiência de aproveitamento dos mesmos (Gabriel et al., 2005).

Outro aspecto a ser observado no método de coleta total é a aplicação ou não de um período de jejum. Na determinação dos valores de EM de diferentes fontes protéicas, Soares et al. (2005) utilizaram dois dias para adaptação à ração experimental. A partir daí, as aves entraram em jejum por um período de 4 h, para promover a limpeza do TGI. Após este jejum, a coleta total foi realizada durante quatro dias. Kato (2005) também reporta a aplicação de jejum de 12 h com o intuito de promover a limpeza do trato digestivo antes do início da coleta. Singh & Perez-Maldonado (2000) determinaram a EMA de duas variedades de milho e aplicaram jejum de 14,5 h visando limpar o TGI. Hughes & Zviedrans (1999) submeteram as aves a jejum com o intuito de minimizar os erros no início e fim do período de excreta na determinação dos valores de EMA. Os autores aplicaram um período de jejum de 16 h pré e pós-período de alimentação e concluíram que períodos longos de jejum não melhoram a precisão na determinação dos valores de EMA e são atípicos na prática comercial.

O nível de ingestão do alimento também é uma fonte de variação dos resultados obtidos. Segundo Sibbald (1976), a EMA pode variar com o nível de ingestão porque, sob condições padronizadas, a excreção de energia fecal metabólica e da urinária endógena é constante. Quando o nível de

consumo é alto, a influência das perdas metabólicas é pequena; entretanto, quando o consumo é baixo, essas perdas podem diminuir consideravelmente a EMA, podendo levar a maiores erros experimentais.

Durante a execução da metodologia de coleta total de excreta, podem ocorrer problemas como aderência do material fecal às penas das aves, contaminação da excreta com penas e descamações, mudança na composição da excreta devido à fermentação, excreção fora das bandejas e contaminação por ração regurgitada e desperdício de ração que acaba sendo computada como ingerida. Esses fatores podem ter influência na determinação da metabolizabilidade dos nutrientes e da determinação da energia metabolizável do alimento.

2.3. Uso de marcador na metodologia tradicional de coleta total de excreta

O marcador é uma substância colorida, consumida como parte da ração marcando o início e o final do período de coleta. O marcador colore as fezes, logo após fornecimento da primeira refeição marcada e a coleta se inicia com o aparecimento das primeiras fezes coloridas. A coleta finaliza-se com o segundo aparecimento das fezes tingidas as quais são desprezadas. A quantidade de fezes coletadas representa a excreção fecal proveniente da dieta consumida da primeira vez que o marcador foi fornecido até a última refeição não marcada, antes de o marcador ser fornecido pela segunda vez (Rodrigues, 2005).

Bergeim (1924) reportou o uso de óxido férrico (Fe_2O_3), em ratos e humanos, a fim de determinar a magnitude e as variações na formação de substâncias redutoras no intestino as quais são formadas pelas bactérias ou

durante a digestão. O método consistia no fornecimento de uma substância não tóxica, que não fosse degradada durante a digestão e que não perdesse a cor devido ao caráter redutor dos conteúdos intestinais.

Posteriormente, Mitchell (1934), determinando o efeito do amido e da gordura sobre a excreção de nitrogênio em ratos, utilizou Fe_2O_3 (2%) como marcador no início e fim da coleta de excretas. Anos depois o mesmo autor declarou que parte da variação entre os valores dos coeficientes de metabolizabilidade de alguns alimentos era explicada pela variação individual entre animais e pelos erros cometidos durante a execução das metodologias empregadas. Ele sugeriu que o tempo do período experimental, os custos e as exigências por equipamentos mais sofisticados poderiam reduzir-se mediante o uso de substâncias, de referência, não absorvíveis como o Fe_2O_3 misturado na ração (Mitchell, 1942).

Ao comparar a metodologia de coleta total de excreta com e sem uso de marcador, em várias espécies animais, Cramptom et al. (1951) afirmaram que em algumas espécies (por ex. porquinhos da Índia) o marcador não pode ser fornecido devido ao tamanho e caráter altamente funcional do ceco e à conseqüente mistura de digesta proveniente de refeições adjacentes. Porém, o uso destas substâncias era aplicável em ratos e suínos, pois, entre estas espécies, não houve diferenças significativas nos resultados devido ao uso ou não de marcador. Outro estudo realizado por Schürch et al. (1952), comparando a coleta total com o uso de Fe_2O_3 como marcador e a coleta parcial com o uso de Cr_2O_3 como indicador em suínos, não encontraram diferenças, entre os CDMS, devido às metodologias utilizadas.

No Brasil, Fialho et al. (1979), estudando diferentes conteúdos de tanino em rações de suínos empregaram Fe_2O_3 (2%) como marcador no início e no final do período de coleta total, visando a identificação adequada das fezes que foram pertencentes ao alimento fornecido.

A metodologia de coleta total de excreta baseia-se no princípio de mensurar o total de alimento consumido e o total de excretas produzidas durante certo período de tempo. A precisão dos valores de EM depende, em grande parte, da quantificação total do consumo do alimento e do total de excretas produzidas durante o período de coleta. Vários critérios têm sido utilizados para definir o início e o término das coletas. Entre eles, encontra-se a utilização do Fe_2O_3 como marcador (1 ou 2%) na primeira refeição no primeiro e no último dia de coleta para marcar o início e o final do período de coleta (Sakamura & Rostagno, 2007).

A consideração fundamental no uso de um marcador é que o mesmo se movimenta juntamente com a digesta no lúmen do TGI e que ele não se difunda na digesta adjacente não marcada (Rodrigues, 2005). Contudo, em aves, esta consideração não é verdadeira, pois estas possuem padrões particulares de motilidade gástrica e conseqüentemente a separação das excretas por ingestão realizada, não é precisa. O próprio padrão de ingestão de alimentos em aves é distinto do de suínos. A ingestão contínua, ao longo do dia, observada em frangos de corte, contrapõe-se a ingestões mais definidas e espaçadas, nos caso dos suínos. Mesmo assim, este marcador tem sido utilizado por vários autores em concentrações de 1 ou 2% na ração, sem uma clara justificativa (Zanella, 1998; Garcia et al., 2000; Tucci et al., 2003;

Andreotti et al., 2004; Longo et al., 2004; Junqueira et al., 2005; Freitas et al., 2005; Sakamoto et al., 2006).

2.4. Coleta parcial de excreta

O método indireto ou coleta parcial de fezes é outra forma de determinação dos valores de metabolizabilidade dos nutrientes e da EMA. O método indireto baseia-se no fornecimento de uma quantidade conhecida de uma substância indigestível, denominada indicador. Através do indicador é determinado um fator de indigestibilidade (FI) e, com este, é estimada a quantidade de fezes ou excreta que corresponde a uma unidade de ração consumida (Sakomura & Rostagno, 2007). Nesta metodologia, normalmente, faz-se uma coleta parcial da excreta em locais mais limpos, ou seja, isentos de penas ou restos de ração, tornando a fase experimental menos trabalhosa e mais segura. O uso dessas dispensa a necessidade de medir o consumo de ração e a excreção fecal e evita alguns dos problemas relacionados à flutuação do conteúdo de umidade nas rações. Segundo Scott & Boldaji (1997), o uso de indicadores permite alimentação *ad libitum* e um período de coleta mais curto. Embora não sejam necessários longos períodos de coleta de amostra quando se utiliza o indicador, é preciso que esse período se estenda pelo menos por 24 h, para que sejam evitadas variações na composição da excreta entre a noite e o dia (Sakomura & Rostagno, 2007).

Os indicadores podem ser classificados como externos ou internos. Segundo Sales e Janssens (2003) os indicadores externos são definidos como substâncias não digeridas pelo animal que são adicionados à ração com o objetivo de determinar a digestibilidade dos nutrientes ou a disponibilidade da

energia de um ingrediente. O indicador deve obedecer às seguintes especificações: ser indigerível e inassimilável pelo organismo, não possuir ação fármaco-dinâmica sobre o trato digestivo, misturar-se uniformemente com a digesta e ser facilmente determinado analiticamente. Entre os indicadores externos utilizados em ensaios com aves, o Cr_2O_3 ocupa lugar de destaque (Brumano, 2005) embora este possa ser prejudicial à saúde quando inalado. Assim, cuidados devem ser tomados ao misturá-lo nas rações e durante a moagem de amostras de rações e de material fecal de animais que o consumiram (Vasconcellos et al., 2007).

Embora pesquisas apontem para bons resultados da utilização do óxido crômico em relação à coleta total de excretas, alguns autores demonstraram haver variabilidade dos resultados obtidos por esse método. Essa variabilidade é atribuída a fatores tais como a incompleta recuperação do óxido crômico na excreta e a dificuldade em reproduzir os resultados deste indicador em diferentes laboratórios (Han et al., 1976). Outro problema enfrentado na análise é que, devido às características eletrostáticas do Cr_2O_3 , esse composto é de difícil separação nas excretas, resultando em concentrações subestimadas (Sakomura & Rostagno, 2007).

Já os indicadores internos são definidos como componentes naturais dos ingredientes ou alimentos a serem testados. A cinza insolúvel em ácido (CIA) é indicador interno mais utilizado neste tipo de ensaios. Shang et al. (1982) observaram que tanto o uso de Cr_2O_3 como de CIA proporcionou igual precisão dos valores de EMA dos alimentos. Por outro lado, Scott & Boldaji (1997), ao comparar a e o óxido crômico para determinar a EMA de dietas à

base de trigo e cevada, observaram que o Cr_2O_3 foi menos apropriado em dietas com maiores teores de fibra. Os resultados evidenciaram que o uso de óxido crômico subestimou os valores de EMA em relação aos encontrados com a CIA. Vasconcellos et al. (2007) avaliaram a metabolizabilidade da matéria seca do farelo de soja, através de três metodologias, e verificaram que o Cr_2O_3 superestimou a resposta. No entanto, o uso de lignina purificada como indicador foi equivalente à coleta total.

Para avaliar a confiabilidade dos indicadores utilizados na técnica da coleta parcial de fezes podem-se comparar os resultados obtidos com os resultados provenientes da coleta total de fezes, que é considerado um método padrão (Oetting, 2002). A comparação entre os métodos de coleta total e uso de indicadores leva a resultados controversos. Conforme Morata et al. (2006), as médias da EMA obtidas pela técnica de coleta total foram 13,07% superiores para o sorgo, 16,05% para o farelo de trigo e 12,04% para o farelo de soja quando comparadas às estimadas com o uso do Cr_2O_3 . Esses resultados sugerem que o óxido crômico não foi totalmente recuperado nas excretas. Rodrigues et al. (2005) avaliaram diferentes níveis de óxido crômico (0,2; 0,4; 0,6 e 0,8%) e observaram variações nos valores de EMA_n . Sugeriram que esta metodologia deve ser usada com certa cautela em ensaios, pois os resultados podem variar em função do nível de cromo e do tempo adotados para coleta de excretas.

2.5. Sistema digestivo das aves

O sistema digestivo das aves varia entre espécies, porém algumas generalidades podem ser feitas quanto à estrutura e função do TGI. Espécies

cuja dieta é baseada em alimentos altamente digestíveis (por ex. néctar, frutas) têm TGI simples e curtos. Espécies que consomem alimentos que precisam de um maior ataque enzimático (por ex. insetos e sementes) apresentam moelas e proventrículos maiores e ID mais compridos. Outras espécies possuem um ceco maior destinado à fermentação de alimentos altamente fibrosos. As dimensões do TGI são variáveis e influenciadas pela interação entre as adaptações evolutivas e as estratégias nutricionais de cada espécie (Klasing, 1998).

Nas aves a boca é formada pelo bico (palato inferior e superior), língua, glândulas salivares, coana e infundíbulo. O paladar e olfato são menos desenvolvidos que nos mamíferos devido ao reduzido número de receptores químicos. Esta deficiência é compensada por células sensoriais chamadas mecanoreceptores, localizadas no palato superior, que respondem ao estímulo do contato com o alimento (Bueno, 2006).

No papo ou inglúvio, que é basicamente um órgão de armazenamento, há alguma digestão do amido. A entrada do bolo alimentar no inglúvio é controlada principalmente pelo tônus do esôfago nesta região, receptores de estiramento localizados na parede do papo são estimulados pela distensão do órgão e ajudam no processo regulatório de ingestão. Assim, em aves que passam por um período prolongado de jejum, a passagem do alimento se dá diretamente do esôfago para a moela e o proventrículo (Mendes et al., 2004).

A digestão do alimento consumido inicia-se na moela, onde o mesmo é misturado e mecanicamente macerado, graças à presença de uma

parede muscular muito desenvolvida, e termina no jejuno. Quando o alimento chega à moela, ocorre o início da digestão das proteínas sob a ação da pepsina secretada no proventrículo (Mendes et al., 2004).

O intestino das aves começa logo após a região pilórica, na qual a moela delimita com o duodeno. Na primeira semana de vida, o intestino cresce cinco vezes mais que o resto do corpo. As vilosidades intestinais dobram de comprimento na segunda semana de vida. No período de 20 a 30 dias, o intestino está completamente formado, anatômica e funcionalmente. Seu peso aumenta em 27 vezes desde o início da formação embrionária até sua total maturação. Após esta fase, o intestino não se modifica mais, exceto que periodicamente, a intervalos de dois a cinco dias, as células epiteliais, que se tornam velhas na ponta das vilosidades, morrem e são substituídas por células novas. Esse processo é fisiológico e denominado de renovação celular ou *turnover* (Mendes et al., 2004).

As mudanças do peso dos órgãos durante o desenvolvimento inicial, segundo Sell (1996), estão expressas na Tabela 1.

O intestino está dividido em três partes, duodeno, jejuno e íleo, partes essas que apresentam diferenças funcionais e morfológicas. O duodeno é a porção proximal que envolve o pâncreas. No duodeno há uma redução da espessura da mucosa, na direção do íleo, em função da diferença no tamanho dos vilos e profundidade das criptas. Os vilos do duodeno são maiores, mais estreitos e com ápice arredondado, se comparados aos vilos do jejuno. Já os vilos do íleo são menores e mais alargados (Mendes et al., 2004).

Tabela 1. Peso relativo dos órgãos digestivos de pintos dos três aos oito dias de idade

Órgão	Porcentagem do peso corporal		Pico de desenvolvimento após nascimento
	No nascimento	No pico de desenvolvimento da ave	Dias
Proventrículo	0,5 a 0,9	1,4 a 1,7	3 a 5
Moela	3,1 a 4,0	5,8 a 6,1	3 a 4
ID	1,2 a 2,6	6,2 a 6,6	5 a 7
Pâncreas	0,1 a 0,2	0,5 a 0,8	8 a 9
Fígado	2,5 a 2,8	3,8 a 4,8	6 a 8

O intestino grosso das aves não apresenta divisão entre cólon e reto. Na porção proximal estão os cecos, cuja composição histológica é semelhante ao restante do intestino, com exceção das vilosidades, que de modo geral são menores e mais dispersas quando comparadas ao ID (Bueno, 2006). O objetivo do intestino grosso é o de recuperar aqueles nutrientes do bolo alimentar que não puderam ser digeridos ou absorvidos no intestino delgado.

Quanto ao processo digestivo, este corresponde às seguintes fases:

- A. Captação, ingestão e deglutição: respectivamente realizadas pelo bico, língua e faringe que, ajudam na movimentação de alimento para o proventrículo.
- B. Digestão: por processo mecânico e químico na moela, enzimático no papo e proventrículo e, no intestino, via enzimas secretadas pelos órgãos anexos,

fígado e pâncreas.

C. Absorção: principalmente no intestino através da digestão enzimática. No cólon também ocorre absorção de água e eletrólitos. (Battley & Piersma, 2005).

D. Excreção dos restos alimentares: pelo reto e cloaca

Nos galiformes, o alimento ingerido pode passar por todo o TGI num período de aproximadamente duas horas e meia. Metade do volume ingerido atravessa o sistema em duas horas e, virtualmente, todos os nutrientes completam a passagem em 12 h. O frango de corte moderno é hiperfágico, ou seja, é um ávido consumidor, em função do melhoramento genético a que foi submetido (Mendes et al., 2004). No entanto, linhagens de crescimento precoce compensam o menor tamanho dos órgãos apresentando maior desenvolvimento dos vilos intestinais e maiores tempos de retenção da digesta na região distal do TGI (Nielsen, 2004).

O tamanho e as características de algumas estruturas do TGI podem ser diretamente afetados pelo tipo e quantidade de alimento consumido. Aves que ingerem alimentos fibrosos e/ou grosseiros tendem a possuir o aparelho digestivo maior (Bueno, 2006). Yasar (2003) observou que aves que consumiram dietas contendo trigo com partícula de 7 mm apresentaram moelas 5,3% mais pesadas em relação às aves que consumiram trigo de 4 mm. Dahlke et al. (2003) observaram que aves que consumiram ração farelada com granulometria fina (0,336 mm) apresentaram menor peso do duodeno e jejuno+íleo quando comparadas às aves que consumiram rações com

granulometrias médias ou maiores (0,585; 0,856 ou 1,12 mm).

2.6. Motilidade gastrointestinal

Para que ocorra a digestão dos nutrientes na moela e no intestino é necessário que durante todo o processo, ocorra a mistura do bolo alimentar. Na ave, a motilidade gástrica ou da moela não somente está envolvida com o processo de triturar o alimento, como também de misturar e permitir o refluxo da moela para o proventrículo e também o refluxo do conteúdo do duodeno e jejuno para a moela. O refluxo gastrintestinal do bolo alimentar ocorre pelo menos três vezes a cada hora em aves que fazem consumo à vontade (Mendes et al., 2004).

Por outro lado, ondas peristálticas de longa duração movimentam o conteúdo desde o ceco para a cloaca. Na maioria das aves, apresentam-se ondas contínuas de curta duração e peristalse reversa, movimentando a urina desde o urodeo para o reto e os cecos. Este fenômeno tem sido observado em patos, gansos e alguns galiformes ajudando na absorção de eletrólitos no ceco e reto. Durante a saída da excreta, observa-se uma intensa contração peristáltica a qual propulsiona o material através do reto e cloaca em menos de 4 segundos. O conteúdo do reto é freqüentemente evacuado, enquanto que a freqüência de saída do conteúdo cecal é menor (Klasing, 1998).

Quanto à excreta, sabe-se que há dois tipos de excreção a retal e a cecal. A primeira adquire o formato durante sua passagem pelo reto, com coloração semelhante à do conteúdo presente no íleo e reto, porém coberta com um material esbranquiçado (uratos eliminados via urina). Sua excreção

acontece desde o ID (Mendes et al., 2004). Os galiformes excretam este tipo de material, de 12 a 16 vezes por dia. O segundo tipo de excreta é eliminado desde o ceco duas vezes por dia, logo ao amanhecer e, principalmente, no final da tarde. Possui coloração castanho-escura, consistência pastosa e odor típico (Klasing, 1998).

Por outro lado, durante períodos de jejum muito prolongados o aumento do antiperistaltismo e a reciclagem do material presente no TGI visando maximizar a disponibilidade de fontes de nutrientes prolongam a retenção do alimento especialmente no íleo. As fontes potenciais de material, durante o jejum, poderiam ser os conteúdos do ceco e a descamação de células epiteliais a partir da ponta do vilo (Golian & Maurice, 1992).

2.7. Padrão de ingestão de ração e água e esvaziamento do intestino

Nos últimos anos o consumo de ração do frango de corte aumentou de 2 a 15% e a conversão alimentar diminuiu de 9 a 16%. A seleção genética resulta no aumento do consumo com mínimos aumentos na conversão alimentar. As linhagens de rápido crescimento consomem voluntariamente um volume de alimento próximo à capacidade total de seu TGI. Bokkers (2004) observou que frangos, alojados individualmente com alimentação e água à vontade, fazem de 5 a 5,7 refeições curtas/hora, tendo uma refeição principal com uma duração, em média, de 5 minutos. Ask et al. (2004) avaliando o padrão de consumo alimentar de frangos de corte de 6, 11 e 13 dias de idade, verificaram que as aves chegaram no comedouro 3, 6 e 8,5 vezes/hora, respectivamente. No mesmo estudo foi observado que a frequência das

refeições é maior em linhagens de rápido crescimento. Porém, a partir da terceira semana de idade as aves fazem um menor número de refeições de maior duração o que permite um maior consumo de alimento/hora (Bokkers, 2004).

Para as aves a alimentação é uma atividade social. Sob as condições atuais de criação o frango tem a oportunidade de responder com maior intensidade aos estímulos sociais devido às altas densidades de alojamento. A literatura reporta que o frango pode visitar o comedouro de 2 a 4 vezes/hora (Nielsen, 2004) e até 50 vezes/dia (Collins & Sumpter, 2007).

Após cada refeição, o frango bebe água a fim de solubilizar o alimento no papo, que passa para o proventrículo e posteriormente para a moela. Trinta a 45 minutos depois, a ave bebe de novo solubilizando mais alimento no papo. Após outros 45 minutos o frango bebe de novo solubilizando o resto de alimento no papo passando-o para segmentos posteriores do TGI (Mendes, 2001). Durante a noite o esvaziamento cecal e a peristalse reversa ajudam na movimentação do material fermentado desde o ceco para o intestino fazendo com que material sempre esteja presente ao longo do TGI mesmo depois de várias horas de jejum (Savage, 1998).

Ao submeter às aves a jejum, haverá um esvaziamento do aparelho digestivo. Para que isso ocorra, entretanto, não se deve retirar a ração e água simultaneamente. Ao retirar a água, paralisa-se a passagem do alimento do papo, proventrículo e moela para o intestino. Se o tempo de jejum for excessivo, as aves tomarão muita água e ingerirão material de cama se

alojadas em galpão. A presença de certa quantidade de alimento na moela impede que ocorra a penetração de bile quando ocorre peristaltismo reverso. (Mendes, 2001).

De maneira geral, aves que não são mantidas sob jejum apresentam conteúdo no papo, proventrículo e moela. O intestino encontra-se cheio, tem forma tubular e apresenta áreas isoladas sem digesta devido aos movimentos peristálticos. À medida que o alimento passa pelo TGI o ceco esvazia seu conteúdo regularmente e seu tamanho será menor do que aquele encontrado em aves submetidas a períodos prolongados de jejum (Savage, 1998).

2.8. Passagem de alimento através do TGI

Andreotti et al. (2004) definem o tempo de trânsito ou de passagem como o tempo gasto desde a ingestão do alimento até o aparecimento da primeira excreta marcada com a coloração característica do marcador usado. O aumento do nível de gordura da dieta aumenta o tempo de trânsito pelo TGI. A gordura dietética estimula a liberação de colecistoquinina (CCK) a qual diminui a velocidade de esvaziamento do TGI. Por outro lado, há uma correlação positiva entre o tempo de trânsito e a idade da ave, passando de 171 minutos na quarta semana de idade para 221 minutos na sexta semana de idade, com um ponto de inflexão depois dos 22 dias de idade. Este aumento no tempo de trânsito está dado pelo aumento do tamanho do TGI e o melhor funcionamento do ceco em aves mais velhas (Andreotti et al.,2004). Golian & Maurice (1992), no entanto, verificaram que, em aves de 21 dias de idade, a inclusão de níveis crescentes de gordura na dieta (0, 5, 10 e 20%) não afetou o tempo de trânsito

da digesta pelo TGI, que foi de 195, 187, 194 e 192 minutos, respectivamente devido, possivelmente, à maior capacidade de produção de lípase pancreática e sais biliares nas aves mais velhas (Gaiotto, 2004).

A passagem do alimento pelo intestino é rápida, sendo que os fluidos têm uma passagem mais rápida do que os sólidos. O tempo mínimo de passagem é de duas a duas horas e meia (Dansky & Hill, 1952). Fatores como a granulometria de dieta, o tamanho e frequência das refeições influenciam o tempo de passagem do alimento pelo TGI (Hilton et al., 1998).

O tamanho da partícula é o regulador da passagem pela região pilórica, ou seja, o bolo alimentar permanecerá na moela até ser suficientemente reduzido. Vários estudos têm demonstrado o efeito do tamanho de partícula sobre o desempenho zootécnico e tamanho dos órgãos digestivos das aves (Flemming, 2002; Ribeiro et al., 2004; Bueno, 2006). Ribeiro et al. (2002), avaliando o efeito de diferentes granulometrias do milho (0,337; 0,574; 0,680; 0,778; 0,868 e 0,936 mm) sobre a morfologia intestinal observaram que o peso da moela respondeu positivamente a maiores granulometrias. O aumento do trabalho mecânico da moela quando recebe partículas médias ou grossas faz com que ocorra hipertrofia e aumento da massa muscular. No entanto, Dahlke et al. (2003) avaliando o efeito de diferentes granulometrias do milho (0.336mm, 0.585mm, 0.856mm e 1.12mm) não observaram efeito do tamanho de partícula sobre o tamanho da moela. O tempo durante o qual o alimento permanece no TGI determina a taxa de ingestão de alimento, eficiência de digestão e absorção de nutrientes (Hilton et al., 1998).

Estudos indicam que o tempo de trânsito para frangos de corte machos de quatro a cinco semanas submetidos a regimes de alimentação restrita e à vontade foi de 166 e 174 minutos, respectivamente; De cinco a seis semanas de idade foi de 177 e 175 minutos. De seis a sete semanas de idade foi de 213 e 209 minutos, respectivamente e de sete a oito semanas foi de 188 e 185 minutos. Isto indica que, durante períodos de restrição, as taxas de passagem tendem a ser mais lentas, principalmente com o aumento da idade (Washburn, 1991).

Segundo Washburn (1991), linhagens de rápido crescimento têm taxas de passagem mais rápidas. Vergara et al. (1989) observaram que linhagens de rápido crescimento, usando dietas altamente digestíveis, não precisam de trânsito prolongado de alimento pelo TGI, sendo que aumentos no consumo de alimento implicam em tempos de trânsito mais rápidos.

2.9. Trânsito de indicadores no TGI

O estudo do movimento da digesta através do TGI proporciona um vínculo entre as pesquisas clássicas sobre a motilidade do TGI e a nutrição prática. A passagem do alimento ao longo do TGI é estudada e calculada através do fornecimento de uma substância reconhecida e indigerível, chamada de indicador, a qual é misturada com o alimento e posteriormente mensurada nas fezes. Além dos ensaios de digestibilidade, os indicadores também são comumente utilizados na determinação da taxa de passagem de um determinado alimento ou dieta (Borges et al., 2004).

Segundo Warner (1981), os fatores que influenciam o tempo de passagem pelo TGI são:

- A. Tipo de indicador: os tempos de retenção dos indicadores líquidos no TGI são menores que os dos sólidos. Os indicadores solúveis se movimentam mais rápido pelo TGI de algumas espécies como suínos e frangos de corte do que os sólidos. Os indicadores com maiores tamanho de partícula são retidos durante períodos mais prolongados devido, principalmente, a sua redução de tamanho na moela. Vergara et al. (1989) verificaram diferenças nos tempos de trânsito da digesta em função do tipo de indicador usado (líquido ou sólido). Eles observaram maiores tempos de passagem e maior tempo de retenção de partículas sólidas, à medida que a ave cresce, refletindo o completo desenvolvimento do ceco a partir da terceira semana de idade.
- B. Tamanho de partícula do indicador: de maneira geral, o tempo de retenção das partículas no TGI está dado pelo tamanho da mesma, sendo que as partículas menores são retidas durante tempos curtos e as maiores durante tempos mais prolongados. Por outro lado, a entrada de partículas sólidas no ceco é dada pelo tamanho das mesmas. Assim, as partículas seriam retidas durante tempos mais longos até atingirem um tamanho pequeno o suficiente para entrar no ceco.
- C. Tamanho da refeição: em animais que alojam grandes quantidades de digesta no TGI, o aumento no consumo de alimento exige o incremento concomitante do volume do TGI ou uma maior taxa de passagem ao longo do mesmo. Sibbald (1979) observou que em galos adultos alimentados com refeições de diferentes tamanhos, separadas por jejuns prolongados que permitiram o esvaziamento do TGI, quantidades maiores de alimento provocaram tempos maiores de retenção.

Quanto aos fatores relacionados com o animal, sabe-se que animais jovens têm tempos de passagem mais curtos quando comparados com animais adultos e animais mais ativos apresentam tempos de passagem menores. A frequência de alimentação também afeta frequência de excreção do indicador e, portanto seu aparecimento na excreta. A excreção do indicador é mais freqüente em animais que recebem um maior numero de refeições.

De maneira geral, as aves têm tempos de passagem mais rápidos do que os mamíferos em função do menor comprimento do TGI. Este tempo de passagem é influenciado pela dieta, espécie e idade da ave e tipo de marcador usado entre outros (Vergara et al., 1989). Os mesmos autores comparam dois tipos de indicador: fibra Cr-mordente e solução de Cr-EDTA, líquida. Eles verificaram que a passagem da solução de Cr-EDTA pelo TGI foi mais rápida. Os mesmos autores verificaram que no início do jejum a taxa de acumulação do indicador é maior do que a taxa de esvaziamento e que o indicador líquido não se acumula na moela (Vergara et al. 1989).

2.10. Efeito do jejum sobre o TGI

O TGI representa até 1,5% do peso corporal e consome de 6 a 8% da energia que provém do alimento. Portanto, deve reagir rapidamente perante mudanças no *status* do consumo alimentar (Thompson & Applegate, 2006). É o primeiro sistema a ser afetado pelas mudanças no consumo de alimento, exibindo alterações na função e estrutura intestinal.

As respostas induzidas pelo jejum têm efeitos sobre a digestão dos nutrientes, o transporte iônico e a morfometria dos órgãos digestivos (Ferraris &

Carey, 2000). Segundo Koong et al. (1985), durante períodos de ausência ou de restrição de alimento há uma diminuição no tamanho dos órgãos metabolicamente ativos (ID, IG, pâncreas, fígado e rim). Porém, Hinton et al. (2000), estudando o efeito do período de jejum (0, 12 e 24 h) sobre o peso dos cecos, não observaram diferenças significativas devido à duração do período de jejum.

Períodos de ausência de alimento também provocam uma diminuição da massa da mucosa, mudanças na profundidade de cripta, na altura, espessura e densidade dos vilos por unidade de área e, portanto alterações da área absorptiva superficial (Ferraris & Carey, 2000).

Durante o jejum, a taxa de digestão do alimento ou substrato pode ser incrementada através de mudanças no tamanho do órgão digestivo, da atividade enzimática, e da absorção de substratos e de mudanças na atividade muscular do TGI. (Karasov & McWilliams, 2005). Durante períodos de jejum mais prolongados (72 h) há uma redução do peso do fígado devido à diminuição do volume celular do hepatócito, que é uma resposta fisiológica a curto prazo devido ao catabolismo protéico (Thompson & Applegate, 2006).

Estas mudanças permitem às aves superar desafios relacionados com as modificações da quantidade e qualidade da dieta. Os ajustes digestivos incluem alterações da renovação enzimática e celular do intestino e mudanças bioquímicas as quais acontecem mais rápido do que as estruturais (Karasov & McWilliams, 2005).

Durante jejuns progressivos pode haver tanto perda excessiva de

células epiteliais quanto atraso na migração celular ao longo do vilão em todos os segmentos do ID. Gomes & Alvares (1998) observaram que ratos submetidos a períodos prolongados de jejum apresentaram menor proliferação celular na região da cripta e ciclos de renovação celular mais prolongados.

Quando a mucosa do intestino é lesada, ou seja, quando ocorre uma perda excessiva de células epiteliais, a vilosidade pode ficar encurtada porque o organismo não consegue repor todas as células perdidas. Portanto é importante entender que o intestino tem a capacidade de cicatrização, mas seu potencial de reparação é limitado (Mendes et al., 2004).

Tecidos com maior atividade metabólica como o TGI apresentam maiores perdas de peso se comparados com os tecidos adiposos e musculares (Hornick et al. 2000).

Buhr et al. (1998) observaram que frangos de corte mantidos sob diferentes períodos de jejum (0, 6, 12, 18 e 24 h) apresentaram uma diminuição do peso dos órgãos à medida que aumentava a duração do jejum. A maior perda de peso apresentou-se entre as 12 e 24 h de jejum e em aves de 42 dias de idade quando comparadas com aves de 44 e 48 dias de idade. Durante as primeiras 6 h de jejum a maior parte da perda de peso é explicada pelo esvaziamento do TGI.

O mesmo grupo de pesquisa (Buhr et al., 2003) observou que frangos de corte submetidos a períodos de jejum de 0, 2, 4, e 6 h, apresentaram aumento do peso do conteúdo do papo e proventrículo+moela, devido, possivelmente, à ingestão de água.

3. HIPÓTESE E OBJETIVOS

3.1. Hipótese

O estudo de diferentes metodologias que envolvem a presença ou não de um período de jejum e a utilização ou não de marcador (óxido férrico) e/ou indicador (óxido crômico) possibilitará a elaboração de um protocolo experimental de fácil aplicação diminuindo a variabilidade dos resultados e aumentando a repetibilidade dos mesmos.

3.2. Objetivos

Testar diferentes metodologias de medição de metabolizabilidade aparente dos nutrientes a fim de obter um protocolo simples e preciso para avaliação de energia Metabolizável dos alimentos.

Avaliar o efeito da aplicação de períodos de jejum de diferente duração sobre a quantidade de conteúdo presente nos diferentes órgãos digestivos e sobre o peso absoluto e relativo dos mesmos.

Determinar o tempo de passagem da digesta ao longo do TGI através do emprego de um marcador adicionado à dieta.

**CAPÍTULO II. ESTUDO DE VARIAÇÕES METODOLÓGICAS NA
DETERMINAÇÃO DO METABOLISMO APARENTE DE NUTRIENTES EM
FRANGOS DE CORTE¹**

¹Este capítulo é apresentado de acordo com as normas para publicação na Revista Brasileira de Zootecnia.

Estudo de variações metodológicas na determinação do metabolismo aparente de nutrientes em frangos de corte

RESUMO: Realizou-se um ensaio com frangos de corte para a definição de um protocolo de determinação de metabolizabilidade dos nutrientes e energia das dietas. Foram estimados os coeficientes de metabolizabilidade (CM) da matéria seca (MS), da proteína bruta (PB) e da energia bruta (EB) e EMA_n de uma mesma dieta, através de 81 aves, de 21 dias de idade (dd). As metodologias testadas foram as seguintes: utilização de Cr_2O_3 (0,5%) como indicador (coleta parcial) ou de Fe_2O_3 (1%) como marcador e aplicação de jejum (0, 4, 6 e 8 h) pré-início de coleta e após a última refeição, no último dia de coleta (coletas totais). Períodos de coleta também foram testados (3 ou 5 dias). Retiradas do mesmo grupo original, 20 aves de 31 dd foram usadas para avaliar o efeito do jejum sobre o tamanho dos órgãos digestivos. Após o término do jejum os órgãos foram retirados e pesados. Os CM e a EMA_n não diferiram significativamente na coleta total comparando-se 3 ou 5 dias de coleta ($P>0,05$). O uso do marcador em 3 dias de coleta resultou em menor CMPB ($P<0,02$) em relação à coleta total sem marcador. Jejum de 8 horas resultou em um CMPB significativamente menor ($P<0,01$). Na coleta parcial de 5 dias, observou-se menores CM para todas as respostas ($P<0,05$). Através da coleta total obteve-se maiores CMMS e CMPB ($P<0,05$) comparados à coleta parcial. Não foi observada influência do jejum sobre o tamanho absoluto ou relativo da maioria dos órgãos. No entanto, o peso relativo do jejuno das aves submetidas a 4, 6 e 8 horas de jejum foi maior ($P<0,03$) do que o das aves sem jejum. Conclui-se que a coleta total de excretas, por um período de 3 dias, sem o uso de jejum e sem marcador, resulta no melhor método de avaliação de ingredientes e ração em frangos de corte em crescimento.

Palavras-chave: coleta de excreta, energia metabolizável, jejum, óxido férrico, óxido crômico, tamanho de órgão

**Study of methodological variations in apparent nutrients metabolism
determination in broiler chickens**

ABSTRACT: One experiment was conducted to define a protocol determining nutrient and energy metabolizability values of diets. It was calculated metabolizability coefficients (MC) of dry matter (DM); crude protein (CP); gross energy (GE) and AME_n of a single diet. Eighty one 21 days (d) male birds were used. The tested methodologies were: the utilization of Cr_2O_3 (0,5%) as an indicator (partial collection) or Fe_2O_3 (1%) as a marker; fasting (0, 4, 6 e 8 h) prior to excreta collection and at the end of the feeding period in the last day of collection (Total collection). The excreta collection periods were also tested (3 and 5 days). From the same group of birds, twenty 31 days male broilers were used to assess the effect of fasting on digestive organs weight.. At the end of fasting the digestive organs were removed and weighed. Metabolism coefficients and energy were not significantly different between 3 and 5 days of total collection ($P>0.05$). CPMC was lower ($P<0.02$) for marker utilization and 3 days excreta collection compared to the total collection. 8h fasting resulted in CPMC significantly lower ($P<0.01$). With the methodology of partial collection with 5 days of collection, it was observed the lowest values for all the responses ($P<0.05$), compared to 3 days collection period. The use of the total collection methodology produced the highest DMMC and CPMC ($P<0.05$) compared to partial collection. No fasting influence was observed on the digestive organ sizes, indicating that until 8 hours of fasting no changes are observed in either relative or absolute organs weight. However, the relative jejunum weight of birds submitted to 4, 6 and 8 hours was higher ($P<0.03$) than those of birds under no fasting. It was conclude that total collection, during a 3 days period, without fasting and marker utilization, is the best methodology for ingredient and feed evaluation of grower birds.

Keywords: chromic oxide, excreta collection, fasting, ferric oxide, metabolizable energy organ size

Introdução

O método de coleta total de excretas é o método direto mais comumente utilizado para determinar a metabolizabilidade dos nutrientes e energia metabolizável (EM) das rações ou ingredientes (Sakomura & Rostagno, 2007). No entanto, os pesquisadores foram introduzindo variações neste método ao longo dos anos. A duração do período de coleta é uma delas. Shang et al. (1982) verificaram que é necessário um período mínimo de dois dias para a determinação dos valores de EM.

Visando uma definição mais precisa do período de coleta são adicionados marcadores à ração no primeiro e no último dia de coleta (Sakomura & Rostagno, 2007). A justificativa para o emprego deste tipo de substâncias é a movimentação conjunta com a digesta no lúmen do TGI (Rodriguez, 2005). No entanto, esta consideração pode não ser verdadeira em aves, em função das diferenças anatômicas e das variações no tempo de retenção da digesta em locais específicos do TGI (Vergara et al., 1989). Outra variação é a utilização de jejum, usado com o intuito de minimizar erros ao garantir que as excretas coletadas sejam oriundas da ração ingerida. Todavia, este jejum tem influência direta sobre o TGI e provoca alterações no tamanho dos órgãos digestivos e no transporte de nutrientes (Starck, 1999).

Entre as metodologias indiretas utilizadas, tem-se a coleta parcial com uso de indicador. A adição desta substância ao alimento dispensa a mensuração do consumo de ração e a coleta total das excretas produzidas (Sales & Janssens, 2003b). Este método apresenta bons resultados em relação à coleta total; entretanto, a porcentagem de recuperação do indicador na excreta é variável (Jagger et al., 1992).

Diante da existência de metodologias modificadas segundo os critérios particulares dos pesquisadores, objetivou-se principalmente, definir um protocolo

simples que permita a obtenção de resultados precisos, através da comparação de diferentes metodologias de metabolizabilidade *in vivo*. O objetivo secundário foi avaliar o efeito do jejum sobre o tamanho dos órgãos digestivos e determinar a duração da passagem da digesta pelo TGI.

Material e Métodos

O ensaio foi realizado no Laboratório de Ensino Zootécnico (LEZO) da Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS). As análises da ração e das excretas coletadas foram realizadas no Laboratório de Nutrição Animal do Departamento de Zootecnia da UFRGS. A determinação do conteúdo de cromo foi realizada no laboratório de minerais do Departamento de Zootecnia da Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos da USP.

Foram utilizados 81 aves machos, Ross 308, com 21 dias de idade, peso médio de 766 g, alojados em uma sala de metabolismo, com ambiente controlado, sob iluminação contínua durante o período experimental, em gaiolas individuais de 0,10 m², com comedouros individuais e bebedouros tipo calha. Todas as aves foram arraçadas duas vezes por dia com a mesma dieta basal na forma farelada, à base de milho e farelo de soja, com 3055 kcalEM/kg, 19,6% de PB, 0,80% de Ca, 0,37% de P disponível, 1,04% de Lis digestível e 0,74% de AAS digestíveis, segundo recomendações de Rostagno et al. (2000) e água à vontade. Na Tabela 1 são apresentados os tratamentos que foram definidos em função do número de gaiolas disponíveis na instalação.

As aves foram distribuídas em delineamento inteiramente casualizado nos nove tratamentos e nove repetições, sendo a unidade experimental constituída por uma ave. Todas as aves passaram inicialmente por um período de quatro dias de adaptação às instalações e dieta, seguidos pelos períodos de coleta estabelecidos para cada tratamento

(3 ou 5 dias). A dieta experimental foi consumida desde o primeiro dia do período de adaptação até o fim do período experimental, com exceção dos tratamentos nos quais foi adicionado o marcador Fe_2O_3 (T6 e T7). O indicador foi consumido desde o primeiro dia de adaptação das aves.

Tabela 1. Descrição dos tratamentos

Tratamento	Metodologia
T1	Coleta total, 5 dias, sem aplicação de jejum*
T2	Coleta total, 3 dias, sem aplicação de jejum
T3	Coleta total, 3 dias, aplicação de 4 horas de jejum
T4	Coleta total, 3 dias, aplicação de 6 horas de jejum
T5	Coleta total, 3 dias, aplicação de 8 horas de jejum
T6	Coleta total, 3 dias, utilização de marcador (Fe_2O_3)
T7	Coleta total, 5 dias, utilização de marcador (Fe_2O_3)
T8	Coleta parcial, 3 dias, utilização de indicador (Cr_2O_3)
T9	Coleta parcial, 5 dias, utilização de indicador (Cr_2O_3)

* O jejum refere-se somente ao alimento. Água foi oferecida à vontade

Nos tratamentos T3, T4 e T5 o jejum foi aplicado no primeiro dia do período experimental antes da realização da primeira coleta. Uma vez terminado o jejum pré-período de alimentação, as bandejas coletoras de excreta foram limpas e o material acumulado descartado. No último dia do período experimental, quando o jejum foi aplicado após a última refeição, considerou-se as excretas desse período.

Nos tratamentos aonde foi usado marcador (T6 e T7), adicionou-se 1% de óxido férrico às primeiras refeições do primeiro e último dia de coleta. A definição do início e fim do período de coleta foi com base no aparecimento da excreta marcada. Assim, as excretas não-marcadas na primeira coleta, e as marcadas, na última coleta, foram desprezadas. Nos tratamentos com indicador (T8 e T9), acrescentou-se à dieta

experimental 0,5% de óxido crômico (Cr_2O_3). Para a coleta parcial da excreta foram selecionados cinco locais na bandeja e posteriormente uma subamostra foi enviada ao laboratório.

A excreta foi coletada duas vezes ao dia, às 8 horas e às 16 horas, para evitar possível fermentação e armazenada a -15°C . Na dieta e excretas foram determinados matéria seca, nitrogênio e energia bruta (AOAC, 1990). Na determinação de MS das excretas, as mesmas foram acidificadas com HCl para evitar perda de nitrogênio (N) na secagem (Ribeiro et al, 2001). A determinação do conteúdo de cromo foi realizada segundo a metodologia descrita por Graner (1972) e a leitura das amostras foi feita por absorção atômica (AOAC, 1995). Foram calculados os coeficientes de metabolizabilidade da matéria seca (CMMS), da proteína bruta (CMPB) e da energia bruta (CMEB) e a energia metabolizável aparente corrigida para nitrogênio (EMA_n), por meio de equações descritas por Matterson et al. (1965). Na metodologia do óxido crômico, o cálculo da EMA_n e do CMMS foi realizado por intermédio do fator de indigestibilidade (FI) do cromo (Rodrigues et al., 2005)

Na avaliação do efeito do jejum sobre o tamanho dos órgãos foram utilizadas 5 aves dos tratamentos 2, 3, 4 e 5. Depois da realização da última coleta, as aves foram pesadas e após sacrificadas por deslocamento cervical e seccionadas para obtenção dos órgãos digestivos. Papo, moela+proventrículo, duodeno+pâncreas, jejuno, íleo e cecos foram retirados, pesados individualmente com seu conteúdo e posteriormente esvaziados gentilmente para obtenção de seu peso vazio. Calculou-se o peso relativo de cada órgão, através da fórmula: peso relativo do órgão = (peso do órgão / peso vivo) x 100.

Na determinação do tempo de passagem da digesta pelo TGI foram utilizadas as

aves que receberam Fe_2O_3 como marcador (T6 e T7). A partir do fornecimento, um cronômetro foi acionado para registro do tempo de passagem, registrado, em minutos, entre oferecimento do marcador e de aparecimento da primeira excreta colorida. O tempo de passagem de cada repetição foi registrado individualmente.

As análises de variância foram realizadas através do procedimento GLM (General Linear Models) do SAS. Foram feitos contrastes entre a metodologia de 3 dias de coleta total (T4) e 5 dias de coleta total (T5); 3 dias de coleta total (T4) e 3 dias de coleta total com uso de marcador (T6); 5 dias de coleta total (T5) e 5 dias de coleta total com uso de marcador (T7); 3 dias de coleta parcial com uso de indicador (T8) e 5 dias de coleta parcial com uso de indicador (T9); 3 dias de coleta total (T4) e 3 dias de coleta parcial com uso de indicador (T8) e 3 ou 5 dias de coleta sem jejum (T1 e T2) e três dias com jejum (T3, T4 e T5). Também foi feita ANOVA entre os tratamentos submetidos a 0, 4, 6 e 8 horas de jejum, coleta de 3 dias e suas médias comparadas através do teste de Tukey.

Resultados e Discussão

Os coeficientes de MS, EB, PB e a EMA_n determinados pelas diferentes metodologias de coleta estão apresentados na Tabela 2. Pode-se observar que o método usado foi responsável por variações significativas entre as respostas obtidas e que os coeficientes de menor valor foram, em geral, obtidos pela coleta parcial de excreta, de 5 dias, seguida da de 3 dias.

Os coeficientes de metabolismo encontram-se próximos de outros ensaios com frangos de corte, semelhantes em idade, sendo estes valores na faixa de 70 a 77% para MS (Vasconcellos et al., 2007; Oliveira et al., 2007; Corrêa et al., 2002; Rodrigues et al., 2005); 74 a 77% para EB (Vasconcellos et al., 2007; Rodrigues et al., 2005; e 63 a

67% para PB (Oliveira et al., 2007; López et al., 2007). Os valores de EMA_n obtidos no presente experimento estão de acordo com os valores formulados de 3055 kcal EM /kg .

Tabela 2. Coeficientes de metabolismo da matéria seca (CMMS), energia bruta (CMEB), proteína bruta (CMPB) e EMA_n determinados por diferentes metodologias *in vivo*

Metodologia	CMMS (%)	CMEB (%)	CMPB (%)	EMA_n (kcal/kg MN)
CT, 5d, jejum 0h	76,0a	79,5a	69,2a	3084abc
CT, 3d, jejum 0h	74,0ab	78,5a	67,6ab	3044abc
CT, 3d, jejum 4h	74,8ab	77,0ab	66,5abc	2987bcd
CT, 3d, jejum 6h	75,0ab	77,5ab	66,1abc	3005abcd
CT, 3d, jejum 8h	72,9ab	76,0ab	62,4cd	2949cd
CT, 3d, Fe ₂ O ₃	73,5ab	78,9a	63,9bc	3121ab
CT, 5d, Fe ₂ O ₃	75,3ab	79,2a	67,2abc	3135 ^a
CP, 3d, Cr ₂ O ₃	71,6bc	77,4ab	62,9bcd	3029abcd
CP, 5d, Cr ₂ O ₃	68,9c	74,1b	57,9d	2898d
CV (%)	3,3	3,2	5,2	3,2
P	<,0001	0,0002	<,0001	<,0001

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

CT=coleta total, CP=coleta parcial.

Na Tabela 3, encontram-se os principais contrastes entre as metodologias utilizadas. Por ser mais fácil a visualização das diferenças entre tratamentos, dar-se-á preferência à discussão tendo por base esta tabela.

Com relação à duração do período de coleta (3 ou 5 dias), observa-se que não houve diferença significativa (P>0,05) para nenhum das respostas avaliadas. Estes dados concordam com os de Sales & Janssens (2003b) que não observaram diferenças entre os CMMS para coleta de 1, 3, 6, 10 ou 14 dias. Também Avila et al. (2006) e Rodrigues et al. (2005) não observaram diferenças entre 2, 3, 4 e 5 dias ou entre 3 e 5 dias de coleta, respectivamente. Porém, no presente trabalho o período de três dias de coleta (T2)

apresentou o menor CV para todas as respostas avaliadas, quando comparado ao período de 5 dias de coleta (T1); 1,75 x 3,74 para CMMS; de 3,58 x 6,74 para CMPB; de 1,38 x 3,74 para CMEB e de 1,45 x 3,93 para EMA_n, respectivamente, sugerindo ser o mais recomendado a ser usado neste tipo de ensaio.

Tabela 3. Comparação dos coeficientes de metabolismo e EMA_n determinados por diferentes metodologias *in vivo*

CONTRASTES	CMMS (%)	P	CMPB (%)	P	CMEB (%)	P	EMA _n (kcal/kg MN)	P
CT, 3d x CT, 5d	74,0x76,0	0,08	67,6x69,2	0,31	78,5x79,5	0,37	3044x3084	0,37
CT, 3d xCT, 3d, Fe ₂ O ₃	74,0x73,5	0,64	67,6x63,9	0,02	74,0x78,9	0,72	3044x3121	0,08
CT, 5d xCT, 5d, Fe ₂ O ₃	76,0x75,3	0,52	69,2x67,2	0,20	79,5x79,2	0,80	3084x3135	0,26
CP, 3d, Cr ₂ O ₃ x CP, 5d, Cr ₂ O ₃	71,6x68,9	0,02	62,9x57,9	0,01	77,4x74,1	0,01	3029x2898	0,005
CT, 3d x CP, 3d, Cr ₂ O ₃	74,0x71,6	0,04	67,6x62,9	0,01	78,5x77,4	0,35	3044x3029	0,73
CT,3e5d SJxCT,3d,CJ	75,0x74,2	0,29	68,4x65,0	0,01	79,0x76,8	0,01	3064x2980	0,01

CT=coleta total, CP=coleta parcial, SJ=sem jejum, CJ=com jejum

Quanto ao uso ou não do marcador Fe₂O₃, observa-se que os coeficientes foram muito similares entre as duas metodologias. Porém, o uso de marcador e três dias de coleta resultou num CMPB significativamente mais baixo (P<0,02). Este fato pode ser explicado pelas particularidades do fluxo da digesta nas aves. O papo e a moela participam ativamente na retenção da digesta, e no ceco, a fase líquida é retida durante longos períodos. Assim, o trânsito do marcador dependerá da fase da digesta a que esteja associado (Vergara et al., 1989), fazendo com que 3 dias não sejam suficientes para o aparecimento completo do marcador na excreta, subestimando assim a metabolizabilidade de alguns nutrientes.

No que diz respeito à coleta parcial com indicador Cr₂O₃, observa-se que todas as respostas obtidas foram menores (P<0,05) com 5 dias de coleta comparadas à coleta de

3 dias, resultados estes que concordam com os de Rodrigues et al. (2005). Isto indica que houve uma menor taxa de recuperação do indicador na excreta destas aves. Nesta metodologia, assume-se que o Cr_2O_3 atravessa o TGI sem reagir, solubilizar-se, ou sofrer absorção, devendo ser totalmente recuperado através das fezes, inclusive sem sofrer a interferência do cromo natural (Neto et al., 2003). Porém, quando fornecido na forma comercial, o Cr_2O_3 pode conter pequenas quantidades de formas solúveis do metal que, sendo absorvidas durante um experimento, podem comprometer os resultados (Neto et al., 2003). Segundo Sales & Janssens (2003a), os menores valores obtidos através desta metodologia são explicados por erros inerentes à metodologia como a variabilidade na taxa de recuperação do indicador na excreta ou possíveis falhas de uniformidade na mistura do indicador com partículas maiores.

No penúltimo contraste apresentado, pode ser observado que através da coleta parcial foram obtidos os menores CMMS e CMPB, indicando uma subestimação destes valores pelo uso do indicador, comparados à coleta total. Vasconcellos et al. (2007), trabalhando com frango de corte e Morata et al. (2006), com emas (*Rhea americana*), também obtiveram coeficientes inferiores na comparação indicador x coleta total. Segundo Palander (2006), o Cr_2O_3 se movimenta com a fase sólida da digesta, porém, pode ocorrer separação de fases líquida e sólida, o que ao longo do TGI afetaria os valores de EMA determinados. Contudo, as evidências disponíveis, em relação à eficiência do uso do indicador na determinação da metabolizabilidade dos nutrientes, não são totalmente conclusivas. Alguns autores verificaram que esta metodologia mostrou-se eficiente e equivalente à coleta total em vários alimentos avaliados (Yoshida & Morimoto, 1957; Han et al., 1976; Vasconcellos et al., 2007).

O último contraste é entre as aves sem jejum e com jejum, independentemente da duração do mesmo. Observa-se que CMPB, CMEB e EMAN foi maior nas aves sem

jejum ($P < 0,01$), indicando que o jejum pode subestimar os resultados de metabolismo.

A análise somente das respostas dos tratamentos 2, 3, 4 e 5 (sem e com jejum, 3 dias de coleta) está apresentadas na Tabela 5. Não houve diferença significativa ($P > 0,05$) entre os CMMS e os CMEB e EMAn das aves submetidas ou não a diferentes períodos de jejum, e três dias de coleta, embora considerando uma probabilidade de 10%, observa-se que oito horas de jejum fez decrescer estes valores. Quanto ao CMPB, não houve diferença ($P < 0,05$) entre os valores das aves submetidas a 0, 4 e 6 horas de jejum. No entanto, jejum de 8 horas resultou em coeficientes significativamente menores ($P < 0,01$), corroborando na tese de que o jejum provoca alterações na absorção e metabolismo dos nutrientes (Ferraris & Carey, 2000). Os menores CMPB são explicados pelo aumento das perdas endógenas e principalmente metabólicas à medida que aumenta o tempo de jejum, tendo ocorrido uma maior excreção nitrogenada sob a forma de ácido úrico, via urina, nas 8 horas finais de jejum.

Tabela 4. Coeficientes de metabolismo da matéria seca (CMMS), energia bruta (CMEB), proteína bruta (CMPB) e EMAn determinados pela coleta total de excretas com aplicação ou não de jejum

Metodologia	CMMS (%)	CMEB (%)	CMPB (%)	EMAn (kcal/kg MN)
CT, 3d, jejum 0h	74,0	78,5	67,6a	3044 ^a
CT, 3d, jejum 4h	74,8	77,0	66,5a	2987 ^a
CT, 3d, jejum 6h	75,0	77,5	66,1a	3005 ^a
CT, 3d, jejum 8h	72,9	76,0	62,4b	2949 ^a
CV (%)	2,64	2,67	4,62	2,73
P	0,10	0,10	0,01	0,08

Médias na mesma coluna seguidas de letras distintas diferem significativamente pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

CT=coleta total.

No entanto, é importante lembrar que a idade das aves é uma variável muito importante. Em aves muito jovens (até 7 dias), por estar havendo um preenchimento

gradativo do TGI a partir de uma situação anterior em que o mesmo encontrava-se vazio, muitas vezes obtêm-se valores de metabolismo negativos. Neste caso, o uso do jejum pode ser uma importante ferramenta para contornar problemas desta natureza.

O peso relativo dos órgãos digestivos dos frangos de corte em função dos diferentes períodos de jejum encontra-se na Tabela 6. Os resultados mostram que a presença do jejum ou sua variação entre 4 a 8 horas não teve efeito significativo sobre o peso dos órgãos ou segmentos medidos, com exceção do jejuno. Este foi mais leve nas aves que não sofreram jejum, do que naquelas com jejum de 4 horas, ficando os demais valores intermediários.

Tabela 5. Peso relativo (%) dos órgãos digestivos, vazios, de frangos de corte, submetidos a diferentes períodos de jejum

Jejum (h)	Peso relativo dos órgãos ¹ (%)							
	PV (g)	Papo	Proventrículo + Moela	ID	Duodeno + Pâncreas	Jejuno	Íleo	Ceco + Cólon
0	1463	0,5	2,5	2,8	0,9	0,9b	0,9	0,5
4	1460	0,5	2,4	3,1	0,8	1,2a	1,1	0,5
6	1428	0,5	2,5	2,9	0,8	1,1ab	1,0	0,5
8	1426	0,5	2,6	3,1	0,8	1,1ab	1,0	0,5
CV (%)	7,6	12,8	8,8	8,5	11,3	11,5	13,0	9,5
P	0,91	0,50	0,68	0,22	0,26	0,03	0,35	0,84

¹ Os dados percentuais correspondem ao peso relativo do órgão em relação ao peso vivo da ave

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

Uma explicação para o maior peso de jejuno observado nas aves sem jejum é o fato de que nas primeiras horas de jejum ocorre maior acúmulo de digesta no jejuno a fim de começar a reciclagem de nutrientes (Clench & Mathias, 1995). Esta reciclagem compensa a falta de alimento no TGI, e por sua vez, provoca alterações na atividade enzimática, uma maior proliferação celular desse segmento e, portanto um aumento do

peso do mesmo.

O padrão destas respostas obtidas neste experimento concorda com Hinton et al. (2000b) que verificaram que a aplicação de jejum de 0, 6, 12, 18 e 24 horas não causou uma diminuição significativa no peso do ceco. Buhr et al. (1998, 2003) constataram que durante as primeiras 6 horas de jejum a maior parte da perda de peso é explicada pelo esvaziamento do TGI e não pela perda de peso do órgão *per se*. Karasov & McWilliams (2005) observaram que a falta de acesso ao alimento causou perda da massa do ID após 21 horas de jejum. Também Cabrera & Saadoun (2006) encontraram que frangos submetidos a 16 ou 24 horas de jejum apresentaram o TGI vazio e uma redução no seu peso total, implicando, possivelmente, uma diminuição da atividade absorptiva. Por outro lado, Pinheiro et al. (2006) utilizando jejum de 4 e 10 horas observaram uma diminuição significativa do tamanho relativo de fêo das aves submetidas ao período de 10 h de jejum e uma tendência a um menor peso relativo da moela para esses animais, indicando que esse órgão e outros segmentos do ID são, também, afetados por interrupções na ingestão de alimento, provavelmente devido à ausência de estímulo de partículas sólidas.

A idade das aves também influencia respostas desta natureza. Geyra et al. (2001) observaram que em pintos de 1 dia de idade, períodos de jejum de diferente duração provocam mudanças no tamanho dos órgãos e diminuição da superfície absorptiva do intestino. No presente experimento foram utilizadas aves mais velhas com um TGI completamente desenvolvido, que priorizam as respostas enzimáticas, mecanismos absorptivos e mesmo comportamentais, a fim de poupar energia. Nenhum órgão ou porção teve peso absoluto influenciado pelo jejum ou tempo de jejum (dados não apresentados).

Na Tabela 7 estão apresentados os conteúdos intestinais dos diferentes órgãos medidos. Observa-se que o conteúdo de papo, de proventrículo+moela, de ID e dentro

deste, de jejuno e íleo, nas aves sem jejum, foi significativamente maior do que nas com jejum ($P < 0,05$), mas não variou entre períodos de jejum. Já o conteúdo do duodeno+pâncreas e ceco+cólon não apresentaram diferenças significativas entre os tratamentos.

Tabela 6. Conteúdo (g) dos órgãos digestivos de frangos de corte submetidos a diferentes períodos de jejum

Jejum (h)	Peso do conteúdo (g)						
	Papo	Proventrículo + Moela	ID	Duodeno +Pâncreas	Jejuno	Íleo	Ceco +Cólon
0	13,1a	17,6a	51,9a	8,0	28,7a	19,1a	7,0
4	3,3b	12,9ab	23,3b	6,3	9,3b	7,5b	7,6
6	1,5b	10,2b	16,0b	5,2	8,3b	2,4b	3,7
8	0,9b	9,8b	15,8b	5,5	7,0b	3,9b	3,0
CV (%)	62,4	30,8	28,8	33,0	28,9	36,8	66,7
P	0,01	0,02	0,01	0,17	0,01	0,01	0,13

Médias na mesma coluna seguidas de letras distintas diferem significativamente pelo teste de Tukey ($P < 0,05$)

Hinton et al. (2000b) observaram a diminuição do peso do conteúdo do papo durante as primeiras quatro horas após o início do jejum. No presente experimento, foi observado que o conteúdo do papo nas aves submetidas a 4, 6 e 8 horas de jejum era constituído exclusivamente por água. Savage (1998) observou que durante as duas primeiras horas após o início do jejum a maior parte do alimento do papo já passou para o proventrículo+moela. A presença de conteúdo alimentar no proventrículo+moela nas aves que não estão se alimentando deve-se à diminuição na atividade do piloro, impedindo a saída completa de material. Ao cessar o consumo, nenhum alimento empurra o conteúdo que permanece na moela, fazendo com que parte do alimento fique neste local depois de algumas horas de jejum.

A redução das atividades peristáltica e antiperistáltica faz com que o material

fique presente ao longo dos diferentes segmentos do intestino, mesmo com tempos maiores de jejum. Os dados obtidos neste experimento coincidem com o reportado por Savage (1998) que encontrou quantidades variáveis de conteúdo no intestino após 10 horas de jejum e com Hinton et al. (2000a), que observaram que a digesta pode ser encontrada no íleo, IG e cloaca 16h após a retirada do alimento.

Os pesos dos conteúdos do duodeno+pâncreas e ceco+cólon não apresentaram diferenças devido à presença ou não de jejum. No caso do ceco+cólon, o alto coeficiente de variação mascarou diferenças entre os tratamentos com zero e quatro horas de jejum, comparados aos com 6 e 8 horas. Os dois primeiros tiveram, numericamente, mais conteúdo intestinal. Savage (1998) observou que depois de 10 horas de jejum a descamação epitelial é bastante o suficiente para deslocar restos de conteúdo presos no último terço intestinal.

Na Tabela 8 encontram-se os tempos médios de aparecimento da excreta marcada com Fe_2O_3 nos dois tratamentos aonde foi adicionado o marcador. Este tempo foi, em média, de 228 minutos, ou seja, de 3 horas e 48 minutos. Washburn (1991) observou que o tempo de passagem da digesta de frangos de corte de 35 dias de idade foi de 228 minutos. Teeter & Smith (1985) estimaram que 215 minutos foi o tempo médio de aparecimento do Fe_2O_3 na excreta de frangos de corte, machos, coincidindo com os resultados obtidos neste experimento. Observa-se que o coeficiente de variação foi relativamente baixo e que não houve diferenças no tempo de aparecimento entre os tratamentos com 3 ou 5 dias de coleta, como era de se esperar, já que a metodologia de aplicação do marcador foi a mesma nos dois casos.

Kato (2005), estudando três variedades de farelo de soja, observou que aves com 15 a 21; 22 a 28 e 29 a 35 dias de idade apresentaram tempos médios de passagem de

144,7; 153,6 e 163,3 minutos respectivamente, confirmando que a medida que aumenta a idade da ave aumenta também o tempo de passagem pelo TGI em função do maior e melhor desenvolvimento do TGI. Contrariamente, Golian & Polin (1984), também usando Fe_2O_3 como marcador, observaram que o tempo de passagem diminuiu com a idade frangos. Em média, para aves de 7, 14 e 21 dias de idade, o tempo de passagem foi de 181, 175 e 178 minutos, respectivamente. O tempo de passagem pode ser influenciado por outros fatores, além da idade, como por exemplo, o tipo de alimento testado. Shires et al.(1987), utilizando rações incluindo farelo de soja ou de canola obtiveram um tempo de passagem de 309,8 e 388 minutos respectivamente.

Tabela 7. Tempo de aparecimento (min) do Fe_2O_3 na excreta

Metodologia	Tempo de aparecimento (min)
Coleta total, 3d	223
Coleta total, 5d	233
CV (%)	10,3
P	0,38

Conclusões

Pequenas alterações em metodologias já estabelecidas podem influenciar resultados de metabolismo *in vivo* em aves. O uso de três dias de coleta total, sem uso de marcador e sem jejum é a melhor metodologia para obtenção de resultados confiáveis na avaliação de alimentos e rações usadas na avicultura. O uso de marcador não mostrou nenhum benefício metodológico e o uso de indicador subestimou as respostas de metabolismo. Períodos de jejum de até 8 horas não afetaram significativamente o peso dos órgãos digestivos. No entanto jejum de 8 horas afetou negativamente algumas respostas.

Literatura Citada

ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALITICAL CHEMISTS - AOAC. **Official methods of analysis**. 16.ed. Washington: 1995. 1094p.

ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMIST - AOAC. **Official methods of analysis**. 15.ed. Washington: 1990. 684p.

AVILA, V.; PAULA, A.; BRUM, P.; COLDEBELLA, A.; MAIER, J. Determinação do período de coleta total de excretas para estimativa dos valores de energia metabolizável em frangos de corte. **Revista da Sociedade Brasileira de Zootecnia**, v.35, n.5, p.1966-1970, 2006.

BUHR, R. J.; NORTHCUTT, J.K.; LYON, C.E.; ROWLAND, G.N. Influence of Time Off Feed on Broiler Viscera Weight, Diameter, and Shear. **Poultry Science**, v.77, p.758–764, 1998.

BUHR, R.J.; DICKENS, J.A.; WILSON, J.L. Filling and Emptying of the Alimentary Tract of Meal-Fed Broiler Breeder Hens. **Poultry Science**, v.82, p.2000–2004, 2003.

CABRERA , M.C.; SAADOUN A,A. Fasting duration influences the inhibition of food intake by histamine in chickens. **Physiology & Behavior**, v.88, p.506–515, 2006.

CLENCH, M.H.; MATHIAS, J.R. Motility responses to fasting in the gastrointestinal tract of three avian species. **The condor**, v.97, p.1041-1047, 1995.

CORRÊA, G.; GOMES, A.; CORRÊA, A.; SALLES, A.; CURVELLO, F. Digestibilidade da ração de frangos de corte suplementados com probióticos e antibiótico. **Ciência Rural**, v.32, n.4, p.687-691, 2002.

FERRARIS, R.; CAREY, H. Intestinal transport during fasting and malnutrition. **Annual Review of Nutrition**, v.20, p.195-219, 2000.

GEYRA, A.; UNI, Z.; SKLAN, D. The effect of fasting at different ages on growth and tissue dynamics in the small intestine of the young chick. **British Journal of Nutrition**, v.86, p.53-61, 2001.

GOLIAN, A.; POLIN, D. Passage rate of feed in very young chicks. **Poultry Science**, v.63, p.1013-1019, 1984.

GRANER, C.A. Determinação do cromo pelo método colorimétrico da difenilcarbazida: Botucatu: universidade estadual paulista, 1972. 112p. tese (doutorado em ciências) - universidade estadual paulista, 1972.

HAN, I.; HOCHSTETLER, H.; SCOTT, M. Metabolizable energy values of some poultry feeds determined by various methods and their estimation using metabolizability of the dry matter. **Poultry Science**, v.55, p.1335-1342, 1976.

HINTON, A.; BUHR, R.J.; INGRAM, K.D. Physical, Chemical, and Microbiological Changes in the Crop of Broiler Chickens Subjected to Incremental Feed Withdrawal. **Poultry Science**, v.79, p.212–218, 2000a.

HINTON, A.; BUHR, R.J.; INGRAM, K.D. Physical, Chemical, and Microbiological Changes in the Ceca of Broiler Chickens Subjected to Incremental Feed Withdrawal. **Poultry Science**, v. 79, p.483–488, 2000b.

JAGGER, B.; WISEMAN, J.; COLE, D.; CRAIGON, J. Evaluation of inert markers for the determination of ileal and faecal apparent digestibility values in the pig. **British Journal of Nutrition**, v.68, p.129-139, 1992.

KARASOV, W.H.; McWILLIAMS, S.R. Digestive Constraints in Mammalian and Avian Ecology. In: Starck, J.M.; Wang T. **Physiological and ecological adaptations to feeding vertebrates**. Enfield, New Hampshire: Science publishers, 2005. p.87-112.

KATO, R.K. **Energia metabolizável de alguns ingredientes para frangos de corte em diferentes idades**. Lavras: UFLA, 2005. 96 p. Tese (Doutorado) – UFLA, 2005.

LÓPEZ, C.A.; BAIÃO, N.C.; LARA, L.J.; RODRIGUEZ, N.M. Efeitos da forma física da ração sobre a digestibilidade dos nutrientes e desempenho de frangos de corte. **Arquivo brasileiro de medicina veterinária e zootecnia**, v.59, n.4, p.1006-1013, 2007.

MATTERSON, L.D.; POTTER, L.M.; STUTZ, M.W. **The metabolizable energy of feed ingredients for chickens**. Storrs: university of connecticut, agricultural experiment station, 1965. 11p (research report, 7).

MORATA, R.; MACHADO, T.; ALBINO, L.F.; ROSTAGNO, H.S.; DETMANN, E.; FERNANDES, L. Técnicas de avaliação dos valores energéticos e dos coeficientes de digestibilidade de alguns alimentos para emas (*Rhea americana*) em crescimento. **Revista da Sociedade Brasileira de Zootecnia**, v.35, n.4, p.1381-1388, 2006.

NETO, H.; GRANER, C.; PEZZATO, L.; PADOVANI, C.; CANTELMO, O. Diminuição do Teor de Óxido de Crômio (III) Usado como Marcador Externo. **Revista da Sociedade Brasileira de Zootecnia**, v.32, n.2, p.249-255, 2003.

OETTING, L.L. **Avaliação de diferentes marcadores para a determinação da digestibilidade e taxa de passagem do alimento em suínos**. Piracicaba: Centro de energia nuclear na agricultura, 2002. 57p. Dissertação (mestrado) - Centro de Energia Nuclear na Agricultura, 2002.

OLIVEIRA, M.; CANCHERINI, L.; GRAVENA, R.; RIZZO, P.; MORAES, V. Utilização de nutrientes de dietas contendo mananoligossacarídeo e/ou complexo enzimático para frangos de corte. **Revista da Sociedade Brasileira de Zootecnia**, v.36, n.4, p.825-831, 2007.

PALANDER, S. **Digestion capacity, nutrient digestibilities and physico-chemical conditions in the intestine influenced by the age of growing turkeys**. University of Helsinki, 2006. 29p. Ph.D. Thesis- University of Helsinki, 2006.

PINHEIRO, C.; REGO, J.; CARDOSO, M.; GROTTA, S.; WARPECHOWSKI, M. Morfometria gastrointestinal de frangos de corte submetidos a diferentes tempos de jejum

pré-abate. REUNIÃO ANUAL DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ZOOTECNIA, 43, 2006, João pessoa. **Anais...** João pessoa, 2006.p. 1-3.

RIBEIRO, A.M.L.; PENZ, A.M.; BELAY, T.K.; TEETER, R.G. Comparison of different drying techniques for nitrogen analysis of poultry excreta, feces, and tissue. **Journal of Applied Poultry Research**. v.10, p. 21–23, 2001.

RODRIGUEZ, M.C. **Avaliação de metodologias para determinação da digestibilidade aparente da proteína para elaboração de sucedâneos do leite para bezerros**. Curitiba: Universidade Federal do Paraná, 2005. Dissertação (Mestrado)-UFP, 2005.

RODRIGUES, P.; MARTINEZ, R.; FREITAS, R.; BERTECHINI, A.; FIALHO, E. Influência do tempo de coleta e metodologias sobre a digestibilidade e o valor energético de rações para aves. **Revista da Sociedade Brasileira de Zootecnia**, v.34, n.3, p.882-889, 2005.

ROSTAGNO, H.S.; ALBINO, L.F.T.; DONZELLE, J.L. **Tabelas brasileiras para aves e suínos - composição de alimentos e exigências nutricionais**. Viçosa, MG: Universidade Federal de Viçosa, 2000. 141p.

SAKOMURA, N.; ROSTAGNO, H. Metodologias para avaliar o conteúdo de energia dos alimentos. In: **Métodos de Pesquisa em Nutrição de Monogástricos**. Jaboticabal : Funep, 2007. p.41-71.

SALES, J.; JANSSENS, G.P. The use of markers to determine energy metabolizability and nutrient digestibility in avian species. **World's Poultry Science Journal**, v.59, p. 314-327, 2003a.

SALES, J.; JANSSENS, G.P. Methods to Determine Metabolizable Energy and Digestibility of Feed Ingredients in the Domestic Pigeon (*Columba livia domestica*). **Poultry Science**, v.82, p.1457–1461, 2003b.

SAVAGE, S. 1998. **Feed Withdrawal for Broiler Chickens**. Disponível em: <<http://www.gov.mb.ca/agriculture/livestock/poultry/pdf/bba01s28.pdf>> Acesso em: 12/05/07.

SHANG, M.; SIBBALD, I.R.; HAMILTON, R. Comparison of two direct bioassays using young chicks and two internal indicators for estimating the metabolizable energy content of feedingstuffs. **Poultry Science**, v.62, p.117-124, 1982.

SHIRES, A.; THOMPSON, J.R.; TURNER, B.V.; KENNEDY, P.M.; GOH, Y.K. Rate of passage of corn-canola meal and corn-soybean meal diets through the gastrointestinal tract of broiler and White Leghorn chickens. **Poultry Science**, v.66, p.289–298, 1987.

SOARES, M. **Inclusão do farelo da amêndoa da castanha de caju na ração de postura para codornas (*Coturnix coturnix japonica*)**. Fortaleza: Universidade Federal do Ceará, 2005. 37p. Dissertação (Mestrado)- Universidade Federal do Ceará, 2005.

STARCK, J.M. Phenotypic flexibility of the avian gizzard: rapid, reversible and repeated changes of organ size in response to changes in dietary fibre content. **Journal**

of **Experimental Biology**, v.202, p.3171–3179, 1999.

STEVENS, C.E.; HUME, I.D. Contributions of microbes in vertebrate gastrointestinal tract to production and conservation of nutrients. **Physiological Reviews**, v.78, n.2, p.393-427, 1998.

TEETER, T.G.; SMITH, M.O. Comparison of ferric oxide and ytterbium chloride as digesta markers in broiler chicks. **Poultry Science**, v.64, n.12, p.2392-2393, 1985.

VASCONCELLOS, C.H.; VELOSO, J.A.; SALIBA, E.O.; BAIÃO, N.C.; LARA, L.J. Uso da LIPE[®] como indicador externo na determinação da energia metabolizável de alimentos em frangos de corte. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.59, n.2, p.459-465, 2007.

VERGARA, P.; JIMENEZ, M.; FERRANDO, C.; FERNANDEZ, E.; GOÑALONS, E.; Age influence on digestive transit time of particulate and soluble marker in broiler chickens. **Poultry science**, v.68, p.185-189, 1989.

WARNER, A.C. Rate of passage of digesta through the gut of mammals and birds. **Nutrition Abstracts and Reviews (Series B)**, v.51, p.789-820, 1981.

WASHBURN, K.W. Efficiency of feed utilization and rate of feed passage through the digestive system. **Poultry Science**, v.70, p.447-452, 1991.

YOSHIBA, M.; MORIMOTO, H. Reliability of the chromic oxide indicator method for the determination of digestibility with growing chickens. **Journal of Nutrition**, v.61, p.31-38, 1957.

CAPÍTULO III. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Este trabalho mostrou que variações, por pequenas que sejam, nas metodologias de análise com animais (*in vivo*) podem acarretar mudanças nos resultados encontrados e que desta forma é muito importante que quando comparados resultados de diferentes laboratórios, a análise das diferenças metodológicas preceda as comparações de resultados.

Muitas vezes, os pesquisadores, sem uma justificativa convincente, fazem adaptações nas técnicas com a intenção de aumentar a acurácia e acabam introduzindo mais trabalho ao processo metodológico sem vantagens adicionais. É o caso do uso de marcadores, amplamente usados na determinação da digestibilidade em suínos, mas que nada acrescentou quando usado em aves. Na verdade, o uso do Fe_2O_3 como marcador foi indesejável, pois sua utilização produziu maior variabilidade nos resultados. As aves possuem padrões diferenciados de motilidade do TGI, fazendo com que a passagem e posterior saída do marcador na excreta variem em função do período de coleta. Neste experimento, evidenciou-se que o Fe_2O_3 precisa de períodos superiores a três dias para ser excretado completamente e dessa maneira evitar possíveis subestimações dos valores do metabolismo dos nutrientes. Outro aspecto importante é a separação cuidadosa da excreta na hora da coleta. Deve haver uma distinção do material colorido e do não colorido para evitar a inclusão de excreta que não faz parte do período experimental, nos cálculos dos coeficientes de metabolismo e EMA_n .

Outra adaptação que se observa na literatura é o uso de jejum para demarcar claramente quando começa e quando acaba a coleta de fezes. O presente experimento mostrou que não há necessidade de introduzir mais esta

etapa e que a alimentação contínua é o melhor método a ser empregado.

Por outro lado, embora o uso da metodologia da coleta parcial, com uso de Cr_2O_3 como indicador seja de simples execução, os resultados foram subestimados em relação à coleta total, além de aumentar os custos em função das análises do conteúdo de cromo nas amostras coletadas. Em função do número de tratamentos com coleta total ter sido maior, do que com coleta parcial, acredita-se que os valores da primeira sejam mais fidedignos à realidade fisiológica das aves do experimento e, portanto mais corretos do que os dados obtidos com coleta parcial.

Entre os diversos autores que utilizaram a técnica de coleta total, não há um padrão estabelecido sobre o número de dias de adaptação e de coleta de excretas a ser utilizado. Portanto, nas condições em que foi realizado este experimento, conclui-se que uma metodologia baseada em três dias de coleta total, sem uso de marcador e sem jejum pré-início de coleta e pós-período de alimentação seja a metodologia ideal para condensar simplicidade e acurácia das respostas em frangos de corte.

4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ADEOLA, O.; RAGLAND, D.; KING, D. Feeding and excreta collection techniques in metabolizable energy assays for ducks. **Poultry Science**, Savoy, IL, v.76, p.728-732, 1997.

ALBINO, L.F.; ROSTAGNO, H.S.; TAFURI, M.; SILVA, M. Determinação dos valores de energia metabolizável aparente e verdadeira de alguns alimentos para aves, usando diferentes métodos. **Revista da Sociedade Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, MG, v.21, n.6, p.1047-1057, 1992.

ANDREOTTI, M.; JUNQUEIRA, O.; BARBOSA, M.; CANCHERINI, L.; ARAÚJO, L.; RODRIGUES, E. Energia metabolizável do óleo de soja em diferentes níveis de inclusão para frangos de corte nas fases de crescimento e final. **Revista da Sociedade Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, MG, v.33, n.5, p.1145-1151, 2004.

ANKNEY, C.D. Feeding and digestive organ size in breeding lesser snow geese. **The Auk**, McLean, VA, v.94, p.275-282, 1977.

ASK, B.; BOKKERS, E.A.; WAAIJ, E.H. Genetic variation in eating behaviour in non-infected and E. coli infected broilers. In: WORLD'S POULTRY CONGRESS, 2004, Istanbul, Turkey, 2004. **Proceedings ...Istanbul, Turkey, 2004.**

BATTLE, P.F.; PIERSMA, T. Adaptive interplay between feeding ecology and features of the digestive tract in birds. In: STARCK, J.M.; WANG, T. **Physiological and ecological adaptations to feeding vertebrates**. Enfield, New Hampshire: Science publishers, 2005. p.201-228.

BERGEIM, O. Intestinal chemistry: I. the estimation of intestinal reductions. **Journal of Biology Chemistry**, Bethesda, MD, v.62, n.1, p.45-48, 1924.

BOKKERS, E.M. **Behavioral motivations and abilities in broilers**. The Netherlands: Wageningen University, 2004. 156f. Ph.D. Thesis- Wageningen University, The Netherlands, 2004.

BORGES, F.; ROSTAGNO, H.S.; SAAD, C. Efeito do consumo de alimento sobre os valores energéticos do grão de trigo e seus subprodutos para frangos de corte, obtidos pela metodologia da alimentação forçada. **Ciência**

Agrotécnica, Lavras, MG, v.28, n.6, p.1392-1399, 2004.

BRITO, C.; ALBINO, L.F.; ROSTAGNO, H.S.; GOMES, P.C.; CARVALHO, D.; CORASSA, A. Adição de complexo multienzimático em dietas à base de soja extrusada: valores energéticos e digestibilidade de nutrientes em pintos de corte. **Revista da Sociedade Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, MG, v.35, n.3, p.1047-1055, 2006 (suplemento).

BRUMANO, G. **Composição química e valores de energia metabolizável e de aminoácidos digestíveis de alimentos protéicos para aves**. Viçosa : UFV, 2005. 68f. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2005.

BUENO, F.L. **Efeito da forma física, granulometria (DGM) e adição de óleo em dietas iniciais de frangos**. Curitiba: Universidade Federal do Paraná, 2006. 47f. Dissertação (Mestrado)- Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2006.

BUHR, R.J.; DICKENS, J.A.; WILSON, J.L. Filling and Emptying of the Alimentary Tract of Meal-Fed Broiler Breeder Hens. **Poultry Science**, Savoy, IL, v.82, p.2000–2004, 2003.

BUHR, R.J.; NORTH CUTT, J.K.; LYON, C.E.; ROWLAND, G.N. Influence of Time Off Feed on Broiler Viscera Weight, Diameter, and Shear. **Poultry Science**, Savoy, IL, v.77, p.758-764, 1998.

CHAMI, D.; VOHRA, P.; KRATZER, F. Evaluation of a method for determination of true metabolizable energy of feed ingredients. **Poultry Science**, Savoy, IL, v.59, p.569-571, 1980.

COLLINS, L.M.; SUMPTER, D.J. The feeding dynamics of broiler chickens. **Journal of the Royal society Interface**, London, UK, v.4, p.65–72, 2007.

CRAMPTON, E. W.; IRWIN, M.I.; LLOYD, L.E.; NEILSON, H.R. The apparent digestibility of essentially similar diets by rats, guinea pigs, sheep, swine and by human subjects. **Journal of Nutrition**, Bethesda, MD, v.43, n. 4, p.541-550, 1951.

DAHLKE, F.; RIBEIRO, A.M.L.; KESSLER, A.M.; LIMA, A.; MAIORKA, A. Effects of Corn Particle Size and Physical Form of the Diet on the Gastrointestinal Structures of Broiler Chickens. **Brazilian Journal of Poultry Science**, Campinas, SP, v.5, n.1, p.61 – 67, 2003.

DANSKY, L.; HILL, F. Application of the chromic oxide indicator method to balance studies with growing chickens. **Journal of Nutrition**, Bethesda, MD, v.47, p.449-459, 1952.

DILGER, R.N.; ONYANGO, E.M.; SANDS, J.S; ADEOLA, O. Evaluation of Microbial Phytase in Broiler Diets. **Poultry Science**, Savoy, IL, v.83, p.962-970,

2004.

FARRELL, D.J. An assessment of quick bioassays for determining the true metabolisable energy and apparent metabolisable energy of poultry feedstuffs. **World's Poultry Science Journal**, Wallingford, OX, v.37, p.72–83, 1981.

FERRARIS, R.; CAREY, H. Intestinal transport during fasting and malnutrition. **Annual Review of Nutrition**, Palo Alto, CA, v.20, p.195-219, 2000.

FIALHO, E.T.; ROSTAGNO, H.S.; FONSECA, J.B. Efeito do peso vivo sobre o balanço energético e protéico de rações a base de milho e sorgo com diferentes conteúdos de tanino para suínos. **Revista da Sociedade Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, MG, v.8, n.3, p.396-397, 1979.

FLEMMING, J.S.; MONTANHINI, R.; ARRUDA, J.S.; FRANCO, S.G.; SOUZA, V. Ração farelada com diferentes granulometrias em frangos de corte. **Archives of Veterinary Science**, Curitiba, PR, v.7, n.1, p.1-9, 2002.

FREITAS, E.; SAKOMURA, N.; NEME, R.; SANTOS, A. Valor energético do óleo ácido de soja para aves. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v.40, n.3, p.241-246, 2005.

GABRIEL I.; MALLET S.; SIBILLE P. La microflore digestive des volailles : facteurs de variation et conséquences pour l'animal. **Productions Animales**, Paris, France, v.18, n.5, p.309-322, 2005.

GAIOTTO, J.B. **Determinação da energia metabolizável de gorduras e sua aplicação na formulação de dietas para frangos de corte**. Piracicaba: ESALQ/USP, 2004. 82f. Tese (Doutorado) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2004.

GARCIA, E.; MURAKAMI, A.; BRANCO, A.; FURLAN, A.; MOREIRA, I. Efeito da suplementação enzimática em rações com farelo de soja e soja integral extrusada sobre a digestibilidade de nutrientes, o fluxo de nutrientes na digesta ileal e o desempenho de frangos. **Revista da Sociedade Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, MG, v.29, n.5, p.1414-1426, 2000.

GOLIAN, A.; MAURICE, D. Dietary poultry and gastrointestinal transit time of feed and fat utilization in broiler chicken. **Poultry science**, Savoy, IL, v.71, p.1357-1363, 1992.

GOMES, J.R.; ALVARES, E.P. Cell proliferation and migration in the jejunum of suckling rats submitted to progressive fasting. **Brazilian Journal of Medical and Biological Research**, Ribeirão Preto, SP, v.31, v.281-288, 1998.

HAN, I.; HOCHSTETLER, H.; SCOTT, M. Metabolizable energy values of some poultry feeds determined by various methods and their estimation using metabolizability of the dry matter. **Poultry Science**, Savoy, IL, v.55, p.1335-

1342, 1976.

HATT, J.M.; MAYERS, R.W.; CLAUSS, M. Use of artificially applied *n*-alkanes as markers for the estimation of digestibility, food selection and intake in pigeons (*Columba livia*). **Animal Feed Science and Technology**, New York, v.94, p.65–76, 2001.

HILTON, G.M.; HOUSTON, D.C.; FURNESS, R.W. Which components of diet quality affect retention time of digesta seabirds? **Functional Ecology**, London, UK, v.12, p.929-939, 1998.

HINTON, A.; BUHR, R.J.; INGRAM, K.D. Physical, chemical, and microbiological changes in the ceca of broiler chickens subjected to incremental feed withdrawal. **Poultry Science**, Savoy, IL, v.79, p.483–488, 2000.

HORNICK, J.L.; VAN EENAEMEA, C.; DUFRASNEB, O.; ISTASSEA, L. Mechanisms of reduced and compensatory growth. **Domestic Animal Endocrinology**, Auburn, AL, v.19, p.121–132, 2000.

HUGHES, B.; ZVIEDRANS, P. Minimising Variation in AME Values. In: SA Pig and Poultry Fair, 1999, Roseworthy, AUS. **Proceedings...** Roseworthy, South Australia, 1999. p.35. Pig and Poultry Production Institute Research Summaries.

HUGHES, R.J. **Energy Metabolism of Chickens: Physiological Limitations**. Barton Act, Australia : Rural Industries Research and Development Corporation, 2003. p.7-12, 2003..

JUNQUEIRA, O.; ANDREOTTI, M.; ARAÚJO, L.; DUARTE, K.; CANCHERINI, L.; RODRIGUES, E. Valor energético de algumas fontes lipídicas determinado com frangos de corte. **Revista da Sociedade Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, MG, v.34, n.6, p.2335-2339, 2005 (suplemento).

KARASOV, W.H.; McWILLIAMS, S.R. Digestive Constraints in Mammalian and Avian Ecology. In: STARCK, J.M.; WANG T. **Physiological and ecological adaptations to feeding vertebrates**. Enfield, New Hampshire: Science publishers, 2005. p.87-112.

KATO, R.K. **Energia metabolizável de alguns ingredientes para frangos de corte em diferentes idades**. Lavras : UFLA, 2005. 96f. Tese (Doutorado)-Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2005.

KLASING, K. Digestion of food. In: COMPARATIVE avian nutrition. New York: CAB International, 1998. p.36-70.

KOONG, L.J.; FERRELL, C.L.; NIENABER, J.A. Assessment of Interrelationships among Levels of Intake and Production, Organ Size and Fasting Heat Production in Growing Animals. **Journal of Nutrition**, Bethesda,

MD, v.115, p.1383-1390, 1985.

LEE, K.; QI, G.; SIM, J.S. Metabolizable energy and amino acid of full-fat seeds, meals, and oils of flax canola. **Poultry science**, Savoy, IL, v.74, p.1341-1348, 1995.

LIUKKONEN, T. **Nutritional and genetic adaptation of galliform birds: implications for hand-rearing and restocking**. Finland: University of Oulu, 2001. 57f. M.Sc(Dissertation) - University of Oulu, Finland, 2001.

LONGO, F.; MENTEN, J.; PEDROSO, A.; FIGUEREIDO, A.; RACANICCI, A.; GAIOTTO, J. Determination of the Energetic Value of Corn, Soybean Meal and Micronized Full Fat Soybean for Newly Hatched Chicks. **Brazilian Journal of Poultry Science**, Campinas, SP, v.6, n.3, p.147-151, 2004.

McLEOD, M.G. Energy utilization: measurement and prediction. In: McNAB, J. **Poultry Feedstuffs: Supply, Composition and Nutritive Value**. New York: CAB Publishing International, 2002. p.191-212.

McNAB, J.M. Rapid metabolizable energy assays. In: D'MELLO, J.P.F. **Farm animal metabolism and nutrition: critical reviews**. New York: CAB Publishing, 2000. p.307-315.

MENDES, A.A. Jejum Pré-abate em Frangos de Corte. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, Campinas, SP, v.3, n.3, 2001.

MENDES, A.A.; NÄÄS, I.; MACARI, M. Saúde gastrointestinal, manejo e medidas para controlar as enfermidades gastrointestinais. In: PRODUÇÃO de frangos de corte. Campinas: FACTA, 2004. p.505-251.

MITCHELL, H.H. Carbohydrate in the diet upon the excretion of metabolic nitrogen in the feces. **Journal of Biological Chemistry**, Bethesda, MD, v.105, p.537-545, 1934.

MITCHELL, H.H. The evaluation of feeds on the basis of digestible and metabolizable nutrients. **Journal of Animal Science**, Savoy, IL, v.1, p.1159-1173, 1942.

MORATA, R.; MACHADO, T.; ALBINO, L.F.; ROSTAGNO, H.S.; DETMANN, E.; FERNANDES, L.; PARENTE, H. Técnicas de avaliação dos valores energéticos e dos coeficientes de digestibilidade de alguns alimentos para emas (*Rhea americana*) em crescimento. **Revista da Sociedade Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, MG, v.35, n.4, p.1381-1388, 2006.

MURAMATSU, T.; NAKAJIMA, S.; OKUMURA, J. Modification of energy metabolism by the presence of the gut microflora in the chicken. **British Journal of Nutrition**, Southampton, UK, v.71, p.709-71, 1994.

MUZTAR, J.; SLINGER, S. Apparent amino acid availability and apparent metabolizable energy values of tower and candle rapeseeds and rapeseeds meals. **Poultry Science**, Savoy, IL, v.59, p.1430-1433, 1980.

NASCIMENTO, A.; GOMES, P.; ALBINO, L.F.; DONZELE, J. Valores de Energia Metabolizável de Farinhas de Penas e de Vísceras Determinados com Diferentes Níveis de Inclusão e Duas Idades das Aves. **Revista da Sociedade Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, MG, v.34, n.3, p.877-881, 2005.

NASCIMENTO, A; GOMES, P; ALBINO, L.F; ROSTAGNO, H.S; TORRES, R. Composição química e valores de energia metabolizável das farinhas de penas e vísceras determinados por diferentes metodologias para aves. **Revista da Sociedade Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, MG, v.31, n.3, p.1409-1417, 2002 (suplemento).

NERY, L.; ALBINO, L.F.; ROSTAGNO, H.S.; CAMPOS, A.; SILVA, C. Valores de energia metabolizável de alimentos determinados com frangos de corte. **Revista da Sociedade Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, MG, v.36, n.5, p.1354-1358, 2007.

NIELSEN, B.L. Behavioural aspects of feeding constraints: do broilers follow their gut feelings? **Applied Animal Behaviour Science**, Rockhampton, QLD, v.86, p.251-260, 2004.

OETTING, L.L. **Avaliação de diferentes marcadores para a determinação da digestibilidade e taxa de passagem do alimento em suínos**. Piracicaba : Centro de Energia Nuclear na Agricultura, 2002. 57f. Dissertação (Mestrado)-Centro de Energia Nuclear na Agricultura, Piracicaba, 2002.

OLIVEIRA, M.; CANCHERINI, L.; GRAVENA, R.; RIZZO, P.; MORAES, V. Utilização de nutrientes de dietas contendo mananoligossacarídeo e/ou complexo enzimático para frangos de corte. **Revista da Sociedade Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, MG, v.36, n.4, p.825-831, 2007.

OLUYEMI, J; FETUGA, L; ENDELEY, H. The metabolizable energy value of some feed ingredients for Young chick. **Poultry Science**, Savoy, IL, v.55, p.611-617, 1976.

PENZ JR., A.M.; KESSLER, A.M.; BRUGALLI, I. Novos conceitos de energia para aves In: SIMPÓSIO INTERNACIONAL SOBRE NUTRIÇÃO DE AVES, Campinas, 1999. **Anais ...Campinas**, 1999.

PESTI, G.M.; EDWARDS, H.M. Metabolizable energy nomenclature for poultry feedstuffs. **Poultry Science**, Savoy, IL, v.62, p.1275-1280, 1983.

RAGLAND, D.; KING, D.; ADEOLA, O. Determination of Metabolizable Energy Contents of Feed Ingredients for Ducks. **Poultry Science**, Savoy, IL, v.76, p.1287-1291, 1997.

RIBEIRO, A.M.L.; KRABBE, E.L.; PENZ, A.M.; RENZ, S.; GOMES, H. Effect of Chick Weight, Geometric Mean Diameter and Sodium Level In Prestarter Diets (1 to 7 Days) on Broiler Performance up to 21 Days of Age. **Brazilian Journal of Poultry Science**, Campinas, SP, v.6, n.4, p.225-230, 2004.

RIBEIRO, A.M.L.; MAGRO, N.; PENZ, A.M. Granulometria do Milho em Rações de Crescimento de Frangos de Corte e seu Efeito no Desempenho e Metabolismo. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, Campinas, SP, v.4, n.1, 2002.

RODRIGUES, P.; MARTINEZ, R.; FREITAS, R.; BERTECHINI, A.; FIALHO, E. Influência do Tempo de Coleta e Metodologias sobre a Digestibilidade e o Valor Energético de Rações para Aves. **Revista da Sociedade Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, MG, v.34, n.3, p.882-889, 2005.

RODRIGUEZ, M.C. **Avaliação de metodologias para determinação da digestibilidade aparente da proteína para elaboração de sucedâneos do leite para bezerros**. Curitiba: Universidade Federal do Paraná, 2005. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2005.

SAKAMOTO, M.; MURAKAMI, A.; SOUZA, L.; FRANCO, J.; BRUNO, L.; FURLAN, A. Valor energético de alguns alimentos alternativos para codornas japonesas. **Revista da Sociedade Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, MG, v.35, n.3, p.818-821, 2006.

SAKOMURA, N.; ROSTAGNO, H. Metodologias para avaliar o conteúdo de energia dos alimentos. In: SAKOMURA, N.; ROSTAGNO, H. **Métodos de Pesquisa em Nutrição de Monogástricos**. Jaboticabal: Funep, 2007. p.41-71.

SAKOMURA, N.; FORTES, C.M.; SANTOS, F. Determinação da digestibilidade dos alimentos para aves. In: CURSO DE FISIOLOGIA DA DIGESTÃO E METABOLISMO DOS NUTRIENTES EM AVES, 2004, Jaboticabal. **Anais ...Jaboticabal**, 2004.

SALES, J.; JANSSENS, G. The use of markers to determine energy metabolizability and nutrient digestibility in avian species. **World's Poultry Science Journal**, Wallingford, OX, v.59, p.314-327, 2003.

SAVAGE, S. **Feed Withdrawal for Broiler Chickens**. 1998. Disponível em: <<http://www.gov.mb.ca/agriculture/livestock/poultry/pdf/bba01s28.pdf>> Acesso em: 12/05/07.

SCHÜRCH, A.F.; CRAMPTON, E.W.; LLOYD, E. The use of chromic oxide in digestibility studies with pigs fed *ad libitum* in the barn. **Journal of Animal Science**, Savoy, IL, v.11, p.261-265, 1952.

SCOTT, T.A.; BOLDAJI, F. Comparison of Inert Markers [Chromic Oxide or Insoluble Ash (Celite)[®]] for Determining Apparent Metabolizable Energy of

Wheat- or Barley-Based Broiler Diets with or without Enzymes. **Poultry Science**, Savoy, IL, v.76, p.594–598, 1997.

SELL, J.L. Physiological limitations and gastrointestinal tract function of poultry. **Journal of Applied Poultry Research**, Savoy, IL, v.5, p.96-10, 1996.

SHANG, M.; SIBBALD, I.R.; HAMILTON, R. Comparison of two direct bioassays using young chicks and two internal indicators for estimating the metabolizable energy content of feedingstuffs. **Poultry Science**, Savoy, IL, v.62, p.117-124, 1982.

SHIRES, A.; ROBBLEE, A.; HARDIN, R.; CLANDININ, D. Effect of the previous diet, body weight, and duration of starvation of the assay bird on the true metabolizable energy value of corn. **Poultry Science**, Savoy, IL, v.58, p.602-608, 1979.

SIBBALD, I.R. A bioassay for true metabolisable energy in feedingstuffs. **Poultry Science**, Savoy, IL, v. 55, p.303-308, 1976.

SIBBALD, I.R. effect of level of feed input, dilution of test material and duration of excreta collection on true metabolizable energy values. **Poultry Science**, Savoy, IL, v.58, p.1325-1329, 1979.

SIBBALD, I.R. The effect of level of feed intake on true metabolizable energy values measured with adult roosters. **Poultry Science**, Savoy, IL, v.54, p.1990-1997, 1975.

SIBBALD, I.R. The effect of the duration of the time interval between assays on true metabolizable energy values measured with adult roosters. **Poultry Science**, Savoy, IL, v.57, p.455-460, 1978.

SIBBALD, I.R.; PRICE, K. Variation in the metabolizable energy values of diets and dietary components fed to adult rooster. **Poultry Science**, Savoy, IL, v.54, p.448-456, 1975.

SIBBALD, I.R.; SLINGER, S.J. A biological assay for metabolisable energy in poultry feed ingredients together with findings which demonstrate some of the problems associated with the evaluation of fats. **Poultry Science**, Savoy, IL, v.42, p.313–325, 1963.

SINGH, D.; PEREZ-MALDONADO, R. **Nutritional value of pearl millet as poultry feed**. Barton Act: Australia Rural Industries Research and Development Corporation, 2000. 49p.

SOARES, K.; BERTECHINI, A.; FASSANI, É.; RODRIGUES, P.; FIALHO, E.; GERALDO, A.; BRITO, J. Valores de energia metabolizável de alimentos para pintos de corte na fase pré-inicial. **Ciência Agrotécnica**, Lavras, MG, v. 29,

n.1, p.238-244. 2005.

STARCK, J.M. Phenotypic flexibility of structure and function of the digestive system of Japanese quail. **Journal of Experimental Biology**, Bern, Switzerland, v.206, p.1887-1897, 2003.

STARCK, J.M. Phenotypic flexibility of the avian gizzard: rapid, reversible and repeated changes of organ size in response to changes in dietary fibre content. **Journal of Experimental Biology**, Bern, Switzerland, v.202, p.3171-3179, 1999.

THOMPSON, K. L.; APPLGATE, T.J. Feed Withdrawal Alters Small-Intestinal Morphology and Mucus of Broilers. **Poultry Science**, Savoy, IL, v.85, p.1535-1540, 2006.

TUCCI, F.; LAURENTIZ, A.; SANTOS, E.; RABELLO, C.; LONGO, F.; SAKOMURA, N. Determinação da composição química e dos valores energéticos de alguns alimentos para aves. **Acta Scientiarum. Animal Sciences**, Maringá, PR, v.25, n.1, p.85-89, 2003.

VASCONCELLOS, C.; VELOSO, J.; SALIBA, E.; BAIÃO, N.; LARA, L. Uso da LIPE[®] como indicador externo na determinação da energia metabolizável de alimentos em frangos de corte. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, MG, v.59, n.2, p.459-465, 2007.

VERGARA, P.; JIMENEZ, M.; FERRANDO, C.; FERNANDEZ, E.; GOÑALONS, E. Age influence on digestive transit time of particulate and soluble marker in broiler chickens. **Poultry science**, Savoy, IL, v.68, p.185-189, 1989.

WARNER, A.C. Rate of passage of digesta through the gut of mammals and birds. **Nutrition Abstracts and Reviews (Series B)**, Wallingford, OX, v.51, p.789-820, 1981.

WASHBURN, K.W. Efficiency of feed utilization and rate of feed passage through the digestive system. **Poultry Science**, Savoy, IL, v.70, p.447-452, 1991.

YASAR, S. Performance, Gut Size and Ileal Digesta Viscosity of Broiler Chickens Fed with a Whole Wheat Added Diet and the Diets with Different Wheat Particle Sizes. **International Journal of Poultry Science**, Faisalabad, Pakistan v.2, n.1, p.75-82, 2003.

ZONTA, M.; RODRIGUES, P.; ZONTA, A.; FREITAS, R.; BERTECHINI, A.; FIALHO, E. Energia metabolizável de ingredientes protéicos determinada pelo método de coleta total e por equações de predição. **Ciência Agrotécnica**, Lavras, MG, v.28, n.6, p.1400-1407, 2004.

ZANELLA, I. **Suplementação enzimática em dietas a base de milho e sojas**

processadas sobre a digestibilidade de nutrientes e desempenho de frangos de corte. Jaboticabal : Universidade Estadual Paulista, 1998. 179f.
Tese (Doutorado)- Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal,1998.

5. APÊNDICES

Apêndice 1. Composição de ingredientes e níveis nutricionais calculados da dieta experimental para frangos de corte de 22-35 dias

INGREDIENTES	INCLUSÃO (%)
Milho	63,57
Farelo de soja, 46%	31,42
Óleo de soja	1,67
Calcáreo	1,49
Fosfato monobicálcico	0,77
Sal comum	0,44
Vit. Premix ¹	0,05
Min. Premix ²	0,10
L-lisina HCl	0,15
DL-Metionina	0,19
L-treonina	0,007
Cl-Colina	0,07
Coccidiostático	0,05
NUTRIENTES	
EM (kcal/kg)	3055
PB (%)	19,64
Ca (%)	0,80
P disponível (%)	0,27
Sódio (%)	0,19
Lisina Dig. (%)	1,04
Metionina Dig. (%)	0,44
AAS Dig. (%)	0,74
Triptofano Dig. (%)	0,20
Treonina Dig. (%)	0,68
Colina (mg/kg)	1450

¹ Premix vitamínico (conteúdo por kg/ração): Vit.A. 10.000 UI; Vit.D3 3.000 UI; Vit.E 60 mg; Vit.K3 3 mg; Vit.B1 3 mg; Vit.B2 8 mg; Vit.B6 4 mg; Vit.B12 0,014 mg; Ác. Pantotênico 20 mg; Niacina 50 mg; Ác. Fólico 2 mg; Biotina 0,15 mg. ² Premix mineral (conteúdo por kg/ração): Fe 40 mg; Zn 80 mg; Mn 80 mg; Cu10 mg, I 0,7 mg; Se 0,3 mg

Apêndice 2. Temperatura do ambiente medida por termômetro de mínima e máxima

Data	Dia	Idade (d)	Temperatura Máxima (°C)	Temperatura Mínima (°C)	Temperatura Preconizada (°C)
8/5/07	0	21	22,5	20,5	22
9/5/07	1	22	22,5	20,5	22
10/5/07	2	23	22,5	20,3	22
11/5/07	3	24	22,8	20,5	21
12/5/07	4	25	24,0	20,3	21
13/5/07	5	26	23,8	20,3	21
14/5/07	6	27	24,0	20,3	21
15/5/07	7	28	26,0	20,0	21
16/5/07	8	29	25,5	20,5	21
17/5/07	9	30	25,5	20,5	21
18/5/07	10	31	25,5	20,3	21

Apêndice 3. Conteúdo e recuperação individual do cromo na excreta

Tratamento	Ave	Cr na excreta (%) ¹
Coleta parcial de excreta durante 3 dias (T8)	1	2,177
	2	1,978
	3	2,059
	4	1,974
	5	1,635
	6	1,718
	7	1,880
	8	1,862
	9	1,635
Coleta parcial de excreta durante 5 dias (T9)	1	1,632
	2	1,603
	3	1,919
	4	1,431
	5	1,892
	6	1,762
	7	1,889
	8	1,759
	9	1,540

¹ Valores expressos na matéria original

Apêndice 4. Peso absoluto (g) dos órgãos vazios

Trat.	Rep.	Peso Absoluto (g)						
		Papo	Moela+ Proventrículo	ID	Duodeno+ Pâncreas	Jejuno	Íleo	Ceco +Cólon
T2	1	8,68	31,26	38,73	11,57	12,74	14,42	7,40
T2	2	6,97	33,86	34,26	12,87	11,43	9,96	8,10
T2	3	7,47	37,11	40,49	11,46	14,40	14,63	7,30
T2	4	7,24	42,43	45,66	15,48	16,49	13,69	7,89
T2	5	8,09	41,16	51,32	17,71	14,46	19,15	10,24
T3	1	6,10	31,01	41,36	12,42	14,96	13,98	8,42
T3	2	7,60	35,49	49,90	13,25	20,37	16,28	8,27
T3	3	7,26	36,02	40,91	11,45	15,96	13,50	7,18
T3	4	8,53	43,41	50,56	13,31	19,37	17,88	8,80
T3	5	9,24	32,16	50,46	12,73	17,81	19,92	8,06
T4	1	7,26	31,75	37,64	9,86	14,38	13,40	7,88
T4	2	8,45	34,83	41,26	12,93	14,72	13,61	7,58
T4	3	9,03	38,00	47,76	13,13	19,41	15,22	8,57
T4	4	7,38	34,78	41,10	11,04	15,22	14,84	8,53
T4	5	7,52	42,31	41,77	11,35	15,08	15,34	7,91
T5	1	8,61	37,70	33,51	11,48	11,23	10,80	7,37
T5	2	7,97	33,13	48,98	12,36	18,27	18,35	7,47
T5	3	6,52	40,90	48,83	14,39	16,65	17,79	7,65
T5	4	8,17	37,75	46,97	13,45	18,13	15,39	8,40
T5	5	10,61	36,75	43,21	11,64	15,82	15,75	7,80

Apêndice 5. Peso relativo (%) dos órgãos vazios

Trat.	Rep.	Peso corporal (g)	Peso Relativo (%)						
			Papo	Moela+ Proventrículo	ID	Duodeno+ Pâncreas	Jejuno	Íleo	Ceco +Cólon
T2	1	1448	0,60	2,16	2,67	0,80	0,88	1,00	0,51
T2	2	1227	0,57	2,76	2,79	1,05	0,93	0,81	0,66
T2	3	1540	0,49	2,41	2,63	0,74	0,94	0,95	0,47
T2	4	1486	0,49	2,86	3,07	1,04	1,11	0,92	0,53
T2	5	1617	0,50	2,55	3,17	1,10	0,89	1,18	0,63
T3	1	1324	0,46	2,34	3,12	0,94	1,13	1,06	0,64
T3	2	1532	0,50	2,32	3,26	0,86	1,33	1,06	0,54
T3	3	1377	0,53	2,62	2,97	0,83	1,16	0,98	0,52
T3	4	1550	0,55	2,80	3,26	0,86	1,25	1,15	0,57
T3	5	1519	0,61	2,12	3,32	0,84	1,17	1,31	0,53
T4	1	1258	0,58	2,52	2,99	0,78	1,14	1,07	0,63
T4	2	1412	0,60	2,47	2,92	0,92	1,04	0,96	0,54
T4	3	1486	0,61	2,56	3,21	0,88	1,31	1,02	0,58
T4	4	1426	0,52	2,44	2,88	0,77	1,07	1,04	0,60
T4	5	1558	0,48	2,72	2,68	0,73	0,97	0,98	0,51
T5	1	1329	0,65	2,84	2,52	0,86	0,84	0,81	0,55
T5	2	1393	0,57	2,38	3,52	0,89	1,31	1,32	0,54
T5	3	1456	0,45	2,81	3,35	0,99	1,14	1,22	0,53
T5	4	1491	0,55	2,53	3,15	0,90	1,22	1,03	0,56
T5	5	1463	0,73	2,51	2,95	0,80	1,08	1,08	0,53

Apêndice 6. Peso absoluto (g) dos órgãos cheios

Trat.	Rep.	Peso Absoluto (g)						
		Papo	Moela+ Proventrículo	ID	Duodeno+ Pâncreas	Jejuno	Íleo	Ceco +Cólon
T2	1	23,11	50,89	73,49	18,90	43,45	11,14	10,40
T2	2	13,35	50,20	77,14	19,17	30,90	27,07	21,32
T2	3	18,23	57,06	103,98	17,92	46,29	39,77	8,64
T2	4	28,34	54,80	110,46	25,21	51,07	34,18	13,05
T2	5	20,96	60,97	105,01	28,15	41,69	35,17	22,89
T3	1	8,59	38,87	58,75	16,44	21,98	20,33	12,31
T3	2	14,26	47,31	85,23	20,72	35,34	29,17	13,48
T3	3	8,40	46,55	57,60	19,39	20,46	17,75	12,97
T3	4	11,23	62,15	75,32	21,71	31,78	21,83	18,92
T3	5	13,07	48,13	73,04	16,78	25,85	30,41	21,46
T4	1	8,82	39,00	53,77	12,26	25,96	15,55	10,63
T4	2	9,33	47,34	58,10	19,15	22,74	16,21	13,96
T4	3	9,74	50,92	61,74	18,21	25,88	17,65	10,42
T4	4	9,16	40,57	58,51	19,66	22,54	16,31	13,47
T4	5	10,44	54,91	57,59	15,26	23,40	18,93	10,56
T5	1	9,97	43,88	49,65	15,40	21,93	12,32	9,04
T5	2	10,39	45,58	60,66	18,12	24,31	18,23	9,56
T5	3	6,52	57,27	68,85	19,56	23,43	25,86	12,30
T5	4	9,16	44,27	60,66	17,60	23,46	19,60	10,99
T5	5	10,70	44,37	60,84	20,18	22,11	18,55	11,83

Apêndice 7. Peso relativo (%) dos órgãos cheios

Trat.	Rep.	Peso corporal (g)	Peso Relativo (%)						
			Papo	Moela+ Proventrículo	ID	Duodeno+ Pâncreas	Jejuno	Íleo	Ceco +Cólon
T2	1	1448	1,60	3,51	5,08	1,31	3,00	0,77	0,72
T2	2	1227	1,09	4,09	6,29	1,56	2,52	2,21	1,74
T2	3	1540	1,18	3,71	6,75	1,16	3,01	2,58	0,56
T2	4	1486	1,91	3,69	7,43	1,70	3,44	2,30	0,88
T2	5	1617	1,30	3,77	6,49	1,74	2,58	2,18	1,42
T3	1	1324	0,65	2,94	4,44	1,24	1,66	1,54	0,93
T3	2	1532	0,93	3,09	5,56	1,35	2,31	1,90	0,88
T3	3	1377	0,61	3,38	4,18	1,41	1,49	1,29	0,94
T3	4	1550	0,72	4,01	4,86	1,40	2,05	1,41	1,22
T3	5	1519	0,86	3,17	4,81	1,10	1,70	2,00	1,41
T4	1	1258	0,70	3,10	4,27	0,97	2,06	1,24	0,84
T4	2	1412	0,66	3,35	4,11	1,36	1,61	1,15	0,99
T4	3	1486	0,66	3,43	4,15	1,23	1,74	1,19	0,70
T4	4	1426	0,64	2,85	4,10	1,38	1,58	1,14	0,94
T4	5	1558	0,67	3,52	3,70	0,98	1,50	1,22	0,68
T5	1	1329	0,75	3,30	3,74	1,16	1,65	0,93	0,68
T5	2	1393	0,75	3,27	4,35	1,30	1,75	1,31	0,69
T5	3	1456	0,45	3,93	4,73	1,34	1,61	1,78	0,84
T5	4	1491	0,61	2,97	4,07	1,18	1,57	1,31	0,74
T5	5	1463	0,73	3,03	4,16	1,38	1,51	1,27	0,81

Apêndice 8. Peso do conteúdo dos órgãos (g)

Trat.	Rep.	Peso conteúdo (g)						
		Papo	Moela+ Proventrículo	ID	Duodeno+ Pâncreas	Jejuno	Íleo	Ceco +Cólon
T2	1	14,43	19,63	34,76	7,33	30,71	16,72	3,00
T2	2	6,38	16,34	42,88	6,30	19,47	17,11	13,22
T2	3	10,76	19,95	63,49	6,46	31,89	25,14	1,34
T2	4	21,10	12,37	64,80	9,73	34,58	20,49	5,16
T2	5	12,87	19,81	53,69	10,44	27,23	16,02	12,65
T3	1	2,49	7,86	17,39	4,02	7,02	6,35	3,89
T3	2	6,66	11,82	35,33	7,47	14,97	12,89	5,21
T3	3	1,14	10,53	16,69	7,94	4,50	4,25	5,79
T3	4	2,70	18,74	24,76	8,40	12,41	3,95	10,12
T3	5	3,83	15,97	22,58	4,05	8,04	10,49	13,40
T4	1	1,56	7,25	16,13	2,40	11,58	2,15	2,75
T4	2	0,88	12,51	16,84	6,22	8,02	2,60	6,38
T4	3	0,71	12,92	13,98	5,08	6,47	2,43	1,85
T4	4	1,78	5,79	17,41	8,62	7,32	1,47	4,94
T4	5	2,72	12,60	15,82	3,91	8,32	3,59	2,65
T5	1	1,36	6,18	16,14	3,92	10,70	1,52	1,67
T5	2	2,42	12,45	11,68	5,76	6,04	2,88	2,09
T5	3	0,00	16,37	20,02	5,17	6,78	8,07	4,65
T5	4	0,99	6,52	13,69	4,15	5,33	4,21	2,59
T5	5	0,09	7,62	17,63	8,54	6,29	2,80	4,03

Apêndice 9. Dados brutos de consumo de ração e excreta produzida, expressos em matéria natural (MN) e matéria seca (MS)

Trat.	Rep.	CR (Kg MN)	% MS Ração	Consumo (Kg MS)	Excreta (Kg MN)	% MS 60 °C	% MS 105 °C	% MS Total	Excreta (Kg MS)
T1	1	0,578	86,85	0,502	0,64	20,46	92,93	19,02	0,122
T1	2	0,688	86,85	0,598	0,67	21,76	95,37	20,75	0,140
T1	3	0,788	86,85	0,684	0,89	20,09	94,78	19,04	0,171
T1	4	0,838	86,85	0,728	0,72	21,39	94,74	20,27	0,147
T1	5	0,787	86,85	0,684	1,05	21,05	91,09	19,18	0,202
T1	6	0,805	86,85	0,699	0,94	19,09	94,25	17,99	0,170
T1	7	0,685	86,85	0,595	0,67	21,61	94,58	20,44	0,138
T1	8	0,833	86,85	0,723	0,78	19,43	93,72	18,21	0,142
T1	9	0,976	86,85	0,848	1,22	19,76	92,57	18,29	0,224
T2	1	0,453	86,85	0,393	0,44	22,66	92,22	20,89	0,093
T2	2	0,430	86,85	0,373	0,53	19,48	94,02	18,32	0,097
T2	3	0,454	86,85	0,394	0,58	17,66	92,79	16,39	0,097
T2	4	0,285	86,85	0,248	0,35	20,43	92,68	18,93	0,067
T2	5	0,427	86,85	0,371	0,73	14,10	91,88	12,95	0,095
T2	6	0,515	86,85	0,447	0,61	21,46	91,67	19,67	0,121
T2	7	0,457	86,85	0,397	0,53	22,60	89,65	20,26	0,109
T2	8	0,477	86,85	0,414	0,52	21,32	92,76	19,78	0,104
T2	9	0,501	86,85	0,435	0,62	20,18	94,14	18,99	0,119

Trat.	Rep.	CR (Kg MN)	% MS Ração	Consumo (Kg MS)	Excreta (Kg MN)	% MS 60 °C	% MS 105 °C	% MS Total	Excreta (Kg MS)
T3	1	0,456	86,85	0,396	0,48	21,69	91,19	19,78	0,095
T3	2	0,434	86,85	0,377	0,48	20,64	89,12	18,39	0,088
T3	3	0,568	86,85	0,493	0,71	19,36	88,22	17,07	0,123
T3	4	0,463	86,85	0,402	0,64	20,45	88,07	18,01	0,117
T3	5	0,435	86,85	0,378	0,50	21,84	87,62	19,14	0,096
T3	6	0,497	86,85	0,432	0,59	19,51	89,77	17,52	0,104
T3	7	0,522	86,85	0,453	0,43	25,11	90,61	22,75	0,100
T3	8	0,474	86,85	0,412	0,59	20,09	87,34	17,54	0,104
T3	9	0,525	86,85	0,456	0,66	22,46	88,46	19,87	0,132
T4	1	0,410	86,85	0,356	0,50	18,92	89,52	16,94	0,085
T4	2	0,445	86,85	0,386	0,52	20,16	89,66	18,08	0,095
T4	3	0,421	86,85	0,366	0,46	21,57	88,43	19,07	0,088
T4	4	0,486	86,85	0,422	0,55	21,28	89,71	19,09	0,107
T4	5	0,502	86,85	0,436	0,57	20,38	90,37	18,42	0,106
T4	6	0,531	86,85	0,461	0,64	22,67	88,07	19,96	0,129
T4	7	0,487	86,85	0,423	0,48	23,56	91,70	21,60	0,105
T4	8	0,530	86,85	0,460	0,70	18,49	91,40	16,90	0,119
T4	9	0,571	86,85	0,496	0,70	19,16	89,43	17,13	0,120
T5	1	0,542	86,85	0,471	0,67	20,99	91,05	19,11	0,128
T5	2	0,480	86,85	0,417	0,51	22,98	91,60	21,05	0,109
T5	3	0,472	86,85	0,410	0,57	19,34	90,93	17,58	0,101
T5	4	0,463	86,85	0,402	0,45	25,48	91,52	23,32	0,107
T5	5	0,572	86,85	0,497	0,79	18,86	89,38	16,86	0,135
T5	6	0,569	86,85	0,494	0,73	22,89	91,07	20,84	0,152
T5	7	0,514	86,85	0,446	0,53	30,04	86,16	25,88	0,137
T5	8	0,514	86,85	0,446	0,66	20,59	91,22	18,78	0,125
T5	9	0,486	86,85	0,422	0,56	19,05	91,41	17,41	0,098
T6	1	0,455	87,41	0,395	0,53	21,42	89,70	19,21	0,103
T6	2	0,402	87,41	0,349	0,48	19,80	91,20	18,06	0,087
T6	3	0,444	87,41	0,385	0,51	21,72	91,39	19,85	0,102
T6	4	0,440	87,41	0,382	0,50	22,00	95,22	20,95	0,105
T6	5	0,448	87,41	0,389	0,50	21,18	94,14	19,94	0,100
T6	6	0,418	87,41	0,363	0,63	15,71	90,13	14,16	0,090
T6	7	0,379	87,41	0,329	0,57	18,72	94,54	17,69	0,102
T6	8	0,365	87,41	0,317	0,50	17,12	92,48	15,83	0,080
T6	9	0,436	87,41	0,379	0,54	19,94	95,16	18,97	0,104
T7	1	0,740	87,41	0,643	0,73	19,94	93,69	18,68	0,137
T7	2	0,718	87,41	0,624	0,98	17,42	93,42	16,27	0,160
T7	3	0,778	87,41	0,676	1,01	17,88	91,60	16,38	0,166
T7	4	0,694	87,41	0,603	0,72	23,69	90,67	21,48	0,156
T7	5	0,797	87,41	0,693	0,82	19,91	95,32	18,98	0,156
T7	6	0,783	87,41	0,680	0,87	21,96	94,46	20,74	0,181
T7	7	0,759	87,41	0,659	0,81	20,00	93,40	18,68	0,152

Trat.	Rep.	CR (Kg MN)	% MS Ração	Consumo (Kg MS)	Excreta (Kg MN)	% MS 60 °C	% MS 105 °C	% MS Total	Excreta (Kg MS)
T7	8	0,740	87,41	0,643	0,76	20,04	94,87	19,02	0,145
T7	9	0,935	87,41	0,812	1,23	21,72	92,81	20,16	0,248
T8	1	0,496	87,28	0,433	0,45	19,51	92,03	17,95	0,082
T8	2	0,412	87,28	0,360	0,27	23,34	93,45	21,81	0,059
T8	3	0,434	87,28	0,379	0,31	21,28	95,18	20,25	0,064
T8	4	0,525	87,28	0,458	0,37	21,06	94,75	19,95	0,075
T8	5	0,456	87,28	0,398	0,52	16,92	90,54	15,32	0,080
T8	6	0,410	87,28	0,358	0,32	22,33	93,70	20,92	0,068
T8	7	0,526	87,28	0,459	0,44	19,73	95,57	18,85	0,084
T8	8	0,451	87,28	0,394	0,36	18,99	94,11	17,87	0,066
T8	9	0,520	87,28	0,454	0,45	17,00	93,25	15,85	0,072
T9	1	0,693	87,28	0,605	0,55	20,66	95,60	19,75	0,109
T9	2	0,663	87,28	0,579	0,52	24,18	96,62	23,37	0,122
T9	3	0,750	87,28	0,655	0,58	18,12	95,97	17,39	0,102
T9	4	0,847	87,28	0,739	0,57	23,33	91,66	21,39	0,123
T9	5	0,770	87,28	0,672	0,45	22,22	94,17	20,92	0,095
T9	6	0,786	87,28	0,686	0,57	19,75	91,81	18,13	0,104
T9	7	0,783	87,28	0,683	0,54	22,22	92,83	20,62	0,113
T9	8	0,777	87,28	0,678	0,58	19,62	92,70	18,18	0,106
T9	9	0,892	87,28	0,779	0,58	21,69	91,62	19,88	0,116

Apêndice 10. Coeficientes de metabolizabilidade da matéria seca (MS), energia bruta (EB) e valores de energia metabolizável aparente (EMA) e corrigida para nitrogênio (EMA_n)

Trat.	Rep.	% MS Excreta	EB ração (kcal/kg MS)	CMMS (%)	EB excreta (Kcal/Kg MS)	EB consumida (Kcal/Kg MS)	EB excretada (Kcal/Kg MS)	CMEB (%)	EMA (Kcal/Kg MS)	EMA _n (Kcal/Kg MS)
T1	1	92,93	4455,72	75,76	3914,70	2236,74	476,41	78,70	3506,67	3403,06
T1	2	95,37	4455,72	76,54	3685,61	2662,41	516,55	80,60	3591,22	3467,19
T1	3	94,78	4455,72	75,01	3687,19	3049,39	630,73	79,32	3534,10	3401,28
T1	4	94,74	4455,72	79,76	3694,96	3242,88	544,27	83,22	3707,89	3547,16
T1	5	91,09	4455,72	70,43	4045,50	3045,52	817,61	73,15	3259,52	3138,13
T1	6	94,25	4455,72	75,75	3671,01	3115,18	622,40	80,02	3565,48	3423,23
T1	7	94,58	4455,72	76,85	3778,37	2650,80	520,31	80,37	3581,13	3452,68
T1	8	93,72	4455,72	80,34	3722,35	3223,53	529,56	83,57	3723,72	3563,02
T1	9	92,57	4455,72	73,53	3895,11	3776,91	873,94	76,86	3424,70	3253,33
T2	1	92,22	4455,72	76,32	3671,16	1753,01	341,98	80,49	3586,47	3504,73
T2	2	94,02	4455,72	74,03	3632,37	1664,01	352,35	78,83	3512,22	3434,59
T2	3	92,79	4455,72	75,50	3695,74	1756,88	357,04	79,68	3550,21	3469,60
T2	4	92,68	4455,72	72,76	3510,35	1102,89	236,64	78,54	3499,64	3451,73
T2	5	91,88	4455,72	74,37	3823,59	1652,40	363,40	78,01	3475,79	3399,55
T2	6	91,67	4455,72	72,94	3797,02	1992,94	459,53	76,94	3428,31	3343,17
T2	7	89,65	4455,72	72,60	3696,06	1768,49	401,98	77,27	3442,92	3367,24
T2	8	92,76	4455,72	74,81	3724,33	1845,89	388,63	78,95	3517,62	3432,17
T2	9	94,14	4455,72	72,60	3638,43	1938,76	433,76	77,63	3458,82	3371,69
T3	1	91,19	4455,72	75,89	3841,75	1764,62	366,87	79,21	3529,34	3449,86
T3	2	89,12	4455,72	76,56	3840,74	1679,49	339,39	79,79	3555,29	3477,58
T3	3	88,22	4455,72	75,11	4092,77	2198,04	502,59	77,13	3436,88	3341,24
T3	4	88,07	4455,72	70,94	4073,90	1791,71	475,98	73,43	3272,03	3198,95
T3	5	87,62	4455,72	74,63	4333,77	1683,36	415,31	75,33	3356,41	3280,61

Trat.	Rep.	% MS Excreta	EB ração (kcal/kg MS)	CMMS (%)	EB excreta (Kcal/Kg MS)	EB consumida (Kcal/Kg MS)	EB excretada (Kcal/Kg MS)	CMEB (%)	EMA (Kcal/Kg MS)	EMA _n (Kcal/Kg MS)
T3	6	89,77	4455,72	75,91	4153,94	1923,28	431,97	77,54	3454,95	3366,18
T3	7	90,61	4455,72	78,05	3914,35	2020,03	389,50	80,72	3596,57	3502,05
T3	8	87,34	4455,72	74,71	4128,03	1834,28	429,68	76,57	3411,94	3331,44
T3	9	88,46	4455,72	71,09	4105,32	2031,64	541,24	73,36	3268,67	3184,01
T4	1	89,52	4455,72	76,15	3904,56	1586,61	331,62	79,10	3524,40	3458,93
T4	2	89,66	4455,72	75,54	4081,44	1722,05	385,79	77,60	3457,48	3377,63
T4	3	88,43	4455,72	75,95	4079,68	1629,18	358,70	77,98	3474,69	3402,64
T4	4	89,71	4455,72	74,76	3956,37	1880,71	421,41	77,59	3457,32	3373,10
T4	5	90,37	4455,72	75,57	4210,79	1942,63	448,41	76,92	3427,22	3341,91
T4	6	88,07	4455,72	72,07	4020,10	2054,86	517,82	74,80	3332,86	3246,08
T4	7	91,70	4455,72	75,15	3898,06	1884,58	409,66	78,26	3487,15	3402,81
T4	8	91,40	4455,72	74,25	4122,05	2050,99	488,54	76,18	3394,37	3302,61
T4	9	89,43	4455,72	75,82	3879,65	2209,65	465,29	78,94	3517,46	3419,42
T5	1	91,05	4455,72	72,80	3934,62	2097,42	503,73	75,98	3385,60	3302,11
T5	2	91,60	4455,72	73,86	3898,35	1857,50	424,79	77,13	3436,73	3358,78
T5	3	90,93	4455,72	75,47	3816,28	1826,54	383,74	78,99	3519,60	3438,18
T5	4	91,52	4455,72	73,44	3966,68	1791,71	423,63	76,36	3402,20	3324,49
T5	5	89,38	4455,72	72,90	4046,32	2213,52	544,77	75,39	3359,10	3269,43
T5	6	91,07	4455,72	69,16	4078,48	2201,91	621,54	71,77	3197,98	3114,37
T5	7	86,16	4455,72	69,23	3945,89	1989,07	541,97	72,75	3241,65	3165,25
T5	8	91,22	4455,72	72,07	3885,67	1989,07	484,55	75,64	3370,27	3286,43
T5	9	91,41	4455,72	76,68	3811,99	1880,71	375,25	80,05	3566,69	3480,81
T6	1	89,70	4538,55	74,01	3660,80	1792,69	375,74	79,04	3587,27	3515,47
T6	2	91,20	4538,55	74,93	3670,26	1582,87	320,96	79,72	3618,26	3551,24
T6	3	91,39	4538,55	73,50	3577,02	1748,82	365,30	79,11	3590,50	3520,22
T6	4	95,22	4538,55	72,49	3665,86	1733,49	385,20	77,78	3530,03	3463,48

Trat.	Rep.	% MS Excreta	EB ração (kcal/kg MS)	CMMS (%)	EB excreta (Kcal/Kg MS)	EB consumida (Kcal/Kg MS)	EB excretada (Kcal/Kg MS)	CMEB (%)	EMA (Kcal/Kg MS)	EMA _n (Kcal/Kg MS)
T6	5	94,14	4538,55	74,34	3469,61	1765,89	346,45	80,38	3648,11	3578,92
T6	6	90,13	4538,55	75,15	3668,53	1649,41	331,25	79,92	3627,07	3560,68
T6	7	94,54	4538,55	69,09	3542,03	1495,05	360,69	75,87	3443,59	3389,88
T6	8	92,48	4538,55	74,91	3606,00	1439,20	286,95	80,06	3633,64	3578,11
T6	9	95,16	4538,55	72,65	3619,38	1718,86	374,86	78,19	3548,73	3480,59
T7	1	93,69	4538,55	78,76	3667,05	2918,73	500,86	82,84	3759,71	3634,16
T7	2	93,42	4538,55	74,32	3830,10	2830,67	613,40	78,33	3555,05	3435,91
T7	3	91,60	4538,55	75,44	3893,38	3065,87	645,98	78,93	3582,27	3457,23
T7	4	90,67	4538,55	74,12	3787,72	2735,20	590,73	78,40	3558,33	3447,85
T7	5	95,32	4538,55	77,54	3673,82	3143,09	571,51	81,82	3713,30	3581,61
T7	6	94,46	4538,55	73,33	3760,49	3087,43	682,26	77,90	3535,61	3407,47
T7	7	93,40	4538,55	76,93	3799,28	2990,54	577,60	80,69	3661,95	3534,06
T7	8	94,87	4538,55	77,45	3811,37	2918,65	552,75	81,06	3679,00	3552,44
T7	9	92,81	4538,55	69,41	3974,47	3685,90	987,34	73,21	3322,81	3186,93
T8	1	92,03	4479,45	76,12	3775,65	1939,19	310,83	79,87	3577,64	3567,40
T8	2	93,45	4479,45	73,31	3391,51	1610,78	201,49	79,79	3574,14	3566,43
T8	3	95,18	4479,45	73,88	3408,01	1696,79	216,70	80,13	3589,35	3581,31
T8	4	94,75	4479,45	72,88	3357,11	2052,57	253,18	79,68	3569,02	3559,81
T8	5	90,54	4479,45	68,71	3756,15	1782,80	299,52	73,76	3304,24	3295,96
T8	6	93,70	4479,45	69,18	3597,02	1602,96	244,25	75,26	3371,02	3363,28
T8	7	95,57	4479,45	71,28	3562,56	2056,48	297,63	77,16	3456,21	3446,79
T8	8	94,11	4479,45	71,44	3704,55	1763,25	243,87	76,38	3421,56	3413,03
T8	9	93,25	4479,45	67,78	3529,65	2033,02	253,03	74,61	3342,05	3332,43
T9	1	95,60	4479,45	66,90	3671,67	2709,39	399,60	72,87	3264,24	3253,42
T9	2	96,62	4479,45	65,94	3521,49	2592,10	429,59	73,23	3280,20	3269,51
T9	3	95,97	4479,45	71,74	3493,48	2932,24	356,91	77,96	3492,33	3478,59

Trat.	Rep.	% MS Excreta	EB ração (kcal/kg MS)	CMMS (%)	EB excreta (Kcal/Kg MS)	EB consumida (Kcal/Kg MS)	EB excretada (Kcal/Kg MS)	CMEB (%)	EMA (Kcal/Kg MS)	EMA _n (Kcal/Kg MS)
T9	4	91,66	4479,45	63,81	3980,02	3311,48	488,84	67,84	3039,08	3025,48
T9	5	94,17	4479,45	71,88	3615,10	3010,44	343,50	77,30	3462,82	3449,38
T9	6	91,81	4479,45	70,56	3973,60	3072,99	411,69	73,88	3309,63	3295,59
T9	7	92,83	4479,45	72,23	3725,85	3061,26	419,27	76,91	3444,95	3430,04
T9	8	92,70	4479,45	70,22	3691,17	3037,80	392,48	75,46	3380,37	3366,58
T9	9	91,62	4479,45	66,39	3859,51	3487,42	446,72	71,04	3182,12	3167,49

Apêndice 11. Coeficiente de metabolizabilidade da proteína bruta (CMPB).

Trat.	Rep.	% PB Excreta	PB excreta (Kg MS)	%PB Ração	PB consumida (Kg MS)	CMPB (%)
T1	1	28,45	0,035	22,59	0,113	69,47
T1	2	29,02	0,041	22,59	0,135	69,87
T1	3	31,34	0,054	22,59	0,155	65,32
T1	4	28,65	0,042	22,59	0,164	74,33
T1	5	30,73	0,062	22,59	0,154	59,78
T1	6	29,36	0,050	22,59	0,158	68,48
T1	7	26,67	0,037	22,59	0,134	72,67
T1	8	28,99	0,041	22,59	0,163	74,76
T1	9	27,27	0,061	22,59	0,191	68,05
T2	1	28,69	0,027	22,59	0,089	69,93
T2	2	26,12	0,025	22,59	0,084	69,97
T2	3	28,76	0,028	22,59	0,089	68,81
T2	4	28,90	0,019	22,59	0,056	65,16
T2	5	27,15	0,026	22,59	0,084	69,20
T2	6	30,00	0,036	22,59	0,101	64,07
T2	7	29,53	0,032	22,59	0,090	64,18
T2	8	27,42	0,029	22,59	0,094	69,43
T2	9	26,88	0,032	22,59	0,098	67,40
T3	1	30,40	0,029	22,59	0,089	67,55
T3	2	29,50	0,026	22,59	0,085	69,38
T3	3	31,53	0,039	22,59	0,111	65,25
T3	4	30,19	0,035	22,59	0,091	61,17
T3	5	28,91	0,028	22,59	0,085	67,54
T3	6	28,86	0,030	22,59	0,098	69,22
T3	7	30,70	0,031	22,59	0,102	70,17
T3	8	30,54	0,032	22,59	0,093	65,82
T3	9	29,30	0,039	22,59	0,103	62,50
T4	1	36,10	0,031	22,59	0,080	61,88
T4	2	28,13	0,027	22,59	0,087	69,54
T4	3	31,64	0,028	22,59	0,083	66,32
T4	4	29,40	0,031	22,59	0,095	67,16
T4	5	31,58	0,034	22,59	0,098	65,85
T4	6	29,65	0,038	22,59	0,104	63,34
T4	7	29,90	0,031	22,59	0,096	67,11
T4	8	28,87	0,034	22,59	0,104	67,09
T4	9	31,25	0,037	22,59	0,112	66,54
T5	1	33,47	0,043	22,59	0,106	59,70
T5	2	32,03	0,035	22,59	0,094	62,94
T5	3	30,53	0,031	22,59	0,093	66,85
T5	4	29,73	0,032	22,59	0,091	65,05
T5	5	32,71	0,044	22,59	0,112	60,76
T5	6	31,54	0,048	22,59	0,112	56,94

Trat.	Rep.	% PB Excreta	PB excreta (Kg MS)	%PB Ração	PB consumida (Kg MS)	CMPB (%)
T5	7	31,13	0,043	22,59	0,101	57,60
T5	8	29,75	0,037	22,59	0,101	63,21
T5	9	30,53	0,030	22,59	0,095	68,48
T6	1	28,70	0,029	21,28	0,084	64,95
T6	2	26,60	0,023	21,28	0,074	68,66
T6	3	27,97	0,029	21,28	0,082	65,16
T6	4	29,19	0,031	21,28	0,081	62,26
T6	5	30,23	0,030	21,28	0,083	63,54
T6	6	29,74	0,027	21,28	0,077	65,28
T6	7	28,74	0,029	21,28	0,070	58,25
T6	8	31,74	0,025	21,28	0,067	62,57
T6	9	27,79	0,029	21,28	0,081	64,29
T7	1	30,30	0,041	21,28	0,137	69,76
T7	2	26,31	0,042	21,28	0,133	68,25
T7	3	29,34	0,049	21,28	0,144	66,14
T7	4	28,37	0,044	21,28	0,128	65,50
T7	5	30,37	0,047	21,28	0,147	67,94
T7	6	26,09	0,047	21,28	0,145	67,30
T7	7	28,27	0,043	21,28	0,140	69,35
T7	8	28,01	0,041	21,28	0,137	70,32
T7	9	27,98	0,070	21,28	0,173	59,78
T8	1	26,98	0,022	21,24	0,092	69,66
T8	2	29,37	0,017	21,24	0,076	63,09
T8	3	30,59	0,019	21,24	0,080	62,38
T8	4	32,02	0,024	21,24	0,097	59,12
T8	5	26,32	0,021	21,24	0,085	61,23
T8	6	25,06	0,017	21,24	0,076	63,64
T8	7	29,30	0,024	21,24	0,098	60,38
T8	8	26,97	0,018	21,24	0,084	63,74
T8	9	24,79	0,018	21,24	0,096	62,39
T9	1	30,40	0,033	21,24	0,128	52,63
T9	2	28,46	0,035	21,24	0,123	54,37
T9	3	28,73	0,029	21,24	0,139	61,78
T9	4	26,92	0,033	21,24	0,157	54,13
T9	5	31,08	0,030	21,24	0,143	58,85
T9	6	28,70	0,030	21,24	0,146	60,22
T9	7	27,40	0,031	21,24	0,145	64,18
T9	8	28,65	0,030	21,24	0,144	59,84
T9	9	28,25	0,033	21,24	0,165	55,29

Apêndice 12. Tabelas de análise de variância dos dados de metabolismo

Análise de variância da metabolizabilidade da matéria seca

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	8	351.476	43.934	7.43	<.0001
Erro	72	425.742	5.9130		
Total corrigido	80	777.218			

Análise de variância da metabolizabilidade da energia bruta

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	8	219.6006025	27.4500753	4.54	0.0002
Erro	72	435.4968889	6.0485679		
Total corrigido	80	655.0974914			

Análise de variância da metabolizabilidade da proteína bruta

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	8	853.588728	106.698591	9.46	<.0001
Erro	72	812.269067	11.281515		
Total corrigido	80	1665.857795			

Apêndice 13. Tabelas de análise de variância dos dados de metabolismo das aves submetidas a jejum

Análise de variância da metabolizabilidade da matéria bruta

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	25.8980750	8.6326917	2.25	0.1016
Erro	32	122.8424889	3.8388278		
Total corrigido	35	148.7405639			

Análise de variância da metabolizabilidade da energia bruta

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	28.6002083	9.5334028	2.23	0.1040
Erro	32	136.9216667	4.2788021		
Total corrigido	35	165.5218750			

Análise de variância da metabolizabilidade da proteína bruta

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	137.2038083	45.7346028	4.97	0.0061
Erro	32	294.5983556	9.2061986		
Total corrigido	35	431.8021639			

Apêndice 14. Análise de variância do tempo de passagem da digesta pelo TGI

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	1	450.000000	450.000000	0.81	0.3801
Erro	16	8836.000000	552.250000		
Total corrigido	17	9286.000000			

Apêndice 15. Análise de variância do peso absoluto dos órgãos digestivos

Análise de variância do peso absoluto do papo

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	1.45138000	0.48379333	0.41	0.7471
Erro	16	18.82032000	1.17627000		
Total corrigido	19	20.27170000			

Análise de variância do peso absoluto da moela+proventrículo

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	8.8506550	2.9502183	0.17	0.9155
Erro	16	278.7374400	17.4210900		
Total corrigido	19	287.5880950			

Análise de variância do peso absoluto do ID

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	73.9566000	24.6522000	0.80	0.5136
Erro	16	495.1118800	30.9444925		
Total corrigido	19	569.0684800			

Análise de variância do peso absoluto do duodeno+pâncreas

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	11.66572000	3.88857333	1.37	0.2871
Erro	16	45.34956000	2.83434750		
Total corrigido	19	57.01528000			

Análise de variância do peso absoluto do jejuno

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	36.1189800	12.0396600	2.26	0.1204
Erro	16	85.1411200	5.3213200		
Total corrigido	19	121.2601000			

Análise de variância do peso absoluto do íleo

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	13.0696200	4.3565400	0.63	0.6056
Erro	16	110.4558800	6.9034925		
Total corrigido	19	123.5255000			

Análise de variância do peso absoluto do ceco+cólon

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	0.63334000	0.21111333	0.39	0.7597
Erro	16	8.59304000	0.53706500		
Total corrigido	19	9.22638000			

Apêndice 16. Análise de variância do peso relativo dos órgãos digestivos

Análise de variância do peso relativo do papo

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	0.01224000	0.00408000	0.81	0.5062
Erro	16	0.08048000	0.00503000		
Total corrigido	19	0.09272000			

Análise de variância do peso relativo da moela+proventrículo

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	0.07740000	0.02580000	0.51	0.6816
Erro	16	0.81088000	0.05068000		
Total corrigido	19	0.88828000			

Análise de variância do peso relativo do ID

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	0.32201500	0.10733833	1.62	0.2245
Erro	16	1.06104000	0.06631500		
Total corrigido	19	1.38305500			

Análise de variância do peso relativo do duodeno+pâncreas

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	0.04354000	0.01451333	1.46	0.2638
Erro	16	0.15944000	0.00996500		
Total corrigido	19	0.20298000			

Análise de variância do peso relativo do jejuno

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	0.17221500	0.05740500	3.61	0.0366
Erro	16	0.25448000	0.01590500		
Total corrigido	19	0.42669500			

Análise de variância do peso relativo do íleo

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	0.06481500	0.02160500	1.16	0.3539
Erro	16	0.29676000	0.01854750		
Total corrigido	19	0.36157500			

Análise de variância do peso relativo do ceco+cólon

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	0.00229500	0.00076500	0.27	0.8470
Erro	16	0.04556000	0.00284750		
Total corrigido	19	0.04785500			

Apêndice 17. Análise de variância do peso do conteúdo dos órgãos digestivos

Análise de variância do peso do conteúdo do papo

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	482.0933750	160.6977917	18.34	<.0001
Erro	16	140.2318800	8.7644925		
Total corrigido	19	622.3252550			

Análise de variância do peso do conteúdo da moela+proventrículo

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	193.5485350	64.5161783	4.22	0.0223
Erro	16	244.5889200	15.2868075		
Total corrigido	19	438.1374550			

Análise de variância do peso do conteúdo do ID

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	4396.388775	1465.462925	24.56	<.0001
Erro	16	954.569120	59.660570		
Total corrigido	19	5350.957895			

Análise de variância do peso do conteúdo do duodeno+pâncreas

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	24.06689500	8.02229833	1.85	0.1785
Erro	16	69.32540000	4.33283750		
Total corrigido	19	93.39229500			

Análise de variância do peso do conteúdo do jejuno

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	1593.510895	531.170298	35.29	<.0001
Erro	16	240.810560	15.050660		
Total corrigido	19	1834.321455			

Análise de variância do peso do conteúdo do íleo

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	853.484815	284.494938	30.81	<.0001
Erro	16	147.739840	9.233740		
Total corrigido	19	1001.224655			

Análise de variância do peso do conteúdo do ceco+cólon

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	3	82.8989400	27.6329800	2.15	0.1336
Erro	16	205.4086400	12.8380400		
Total corrigido	19	288.3075800			

Apêndice 18. Análise de variância dos valores de EMA

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	8	596730.519	74591.315	6.15	<.0001
Erro	72	872982.714	12124.760		
Total corrigido	80	1469713.233			

Apêndice 19. Análise de variância dos valores de EMA_n

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F	Pr >F
Tratamento	8	397329.658	49666.207	4.17	0.0004
Erro	72	857212.419	11905.728		
Total corrigido	80	1254542.077			