

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

CAMPUS DE JABOTICABAL

**EFEITO DA TEMPERATURA DE INCUBAÇÃO E DE
CRIAÇÃO SOBRE O TECIDO ADIPOSEO E DESEMPENHO
DE FRANGOS DE CORTE**

Vitor Rosa de Almeida

Zootecnista

2013

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

CAMPUS DE JABOTICABAL

**EFEITO DA TEMPERATURA DE INCUBAÇÃO E DE
CRIAÇÃO SOBRE O TECIDO ADIPOSEO E DESEMPENHO
DE FRANGOS DE CORTE**

Vitor Rosa de Almeida

Orientadora: Prof^a Dr^a Isabel Cristina Boleli

Dissertação apresentada à Faculdade de Ciências
Agrárias e Veterinárias – Unesp, Câmpus de
Jaboticabal, como parte das exigências para a
obtenção do título de Mestre em Zootecnia

2013

Almeida, Vitor Rosa de
A447e Efeito da temperatura de incubação e de criação sobre o tecido
adiposo e desempenho de frangos de corte / Vitor Rosa de Almeida.
-- Jaboticabal, 2013
XVII, 112 p. : il. ; 28 cm

Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista,
Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, 2013
Orientadora: Isabel Cristina Boleli
Banca examinadora: Daniel Emygdio de Faria Filho, Kenia
Cardoso Bicego
Bibliografia

1. *Incubação*. 2. Tecido Adiposo. 3. Frangos. I. Título. II.
Jaboticabal-Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias.

CDU 636.5:636.08

Ficha catalográfica elaborada pela Seção Técnica de Aquisição e Tratamento da Informação –
Serviço Técnico de Biblioteca e Documentação - UNESP, Câmpus de Jaboticabal.

CURRICULARES DO AUTOR

Vitor Rosa de Almeida – nascido em 11 de fevereiro de 1988, na cidade de Contagem (MG), filho de Natanael Rosa de Almeida e Maria Rita de Jesus Almeida, ingressou no curso de Zootecnia do Instituto de Ciências Agrárias, Universidade Federal de Minas Gerais, Campus de Montes Claros, em março de 2006, graduando-se em julho de 2011. Em agosto de 2011, ingressou no Curso de Pós-Graduação em Zootecnia, em nível de Mestrado, na Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista – Unesp, Campus de Jaboticabal, sob orientação da Prof^a Dr^a Isabel Cristina Boleli.

A Deus pelo dom da vida,

Para meus pais Maria Rita e Natanael,

meu parceiro a grande amigo Kris,

meus irmãos Ronnie e Vanessa, Silvânia e Rogério

E para a pequena Isabelle,

ofereço.

Para Prof^a. Dr^a Isabel C. Boleli,
pela generosidade e contribuição
com minha formação.

Um grande exemplo para mim,
dedico.

AGRADECIMENTOS

À Prof^a. Dr^a. pela atenção e carinho sempre demonstrados na orientação desta dissertação. Agradeço imensamente a oportunidade de termos trabalhado juntos e pelos ensinamentos.

À banca da qualificação, Prof^a. Dr^a. Cynthia P. A. Prado e Prof^a. Dr^a. Lizandra Amoroso pelas colaborações.

À banca examinadora, Prof. Dr. Daniel E. de Faria Filho, Prof^a. Dr^a. Kenia C. Bicego, pelas considerações.

Aos professores de estatística Prof. Dr. Euclides e Prof. Dr. João Ademir, pela disponibilidade e competência.

Ao senhor Orandir e Edmar, pelo conhecimento transmitido e por toda ajuda durante os experimentos e análises.

Aos amigos de trabalho Ana Flávia, Bruna, Camila, Carla, Diana, Eduardo, Giulina, Gisele, João, Lara, Karina, Kris, Michaela, Vanessa, Elaine, Evandro, Thays, Isabella, Tamiris, Talyanne, Renato, Rachel, Rafael, Raphael, Sarah, Satin e Viviane por me ajudarem em todos os momentos.

As professoras departamento de morfologia Dr^a Maria Rita e Dr^a Laura Nakaghi e equipe, pela paciência e cooperativismo.

Aos funcionários do Setor de Avicultura e Fábrica de Ração: Robson, Vicente, “seu” Izildo, Batista, Helinho, pela ajuda e dedicação durante todo o período experimental.

Aos meus amigos Rafael Azevedo, Rejane, Leydiana, Rafael Reis, pelo apoio e pela felicidade compartilhada.

À Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias - UNESP, pela oportunidade oferecida para a realização do curso.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) pela bolsa de mestrado (proc. nº 2011/1628-0).

À todos aqueles que, direta ou indiretamente, colaboraram com a realização deste trabalho, meus sinceros agradecimentos.

"O fracasso é um componente importante do avanço da ciência, porque mostrar que algo está errado faz parte do processo científico de determinar o que está certo."

Herton Scobar

SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS.....	X
LISTA DE FIGURAS.....	XII
CERTIFICADO - COMISSAO ETICA DE USO DE ANIMAIS	XII
RESUMO	XII
ABSTRACT.....	XII

CAPITULO 1. CONSIDERAÇÕES GERAIS

1. Introdução.....	1
2. Revisão de Literatura	3
3. Objetivos.....	12
4. Referências Bibliográficas	13

CAPÍTULO 2. EFEITO DO ESTRESSE CONTÍNUO POR FRIO E CALOR DURANTE A FASE FETAL SOBRE O APROVEITAMENTO DO SACO DE VITELO E A COMPOSIÇÃO CORPORAL E FORMAÇÃO DO TECIDO ADIPOSEO DOS PINTOS NA ECLOSÃO

Resumo	20
Abstract.....	21
1. Introdução.....	22
2. Material e Métodos	24
3. Resultados.....	32
4. Discussão	44
5. Conclusões	50
6. Referências Bibliográficas	51

CAPÍTULO 3. ESTRESSE TÉRMICO CONTÍNUO NA INCUBAÇÃO E NA CRIAÇÃO SOBRE DESEMPENHO E CARACTERÍSTICAS HEMATOLÓGICAS DE FRANGO DE CORTE

Resumo	56
Abstract	57
1. Introdução	58
2. Material e Métodos	59
3. Resultados	64
4. Discussão	70
5. Conclusão	75
6. Referências Bibliográficas	76

CAPÍTULO 4. EFEITOS DA TEMPERATURA DE INCUBAÇÃO E DE CRIAÇÃO SOBRE A DEPOSIÇÃO DE GORDURA CORPORAL DE FRANGOS DE CORTE

Resumo	79
Abstract	80
1. Introdução	81
2. Material e Métodos	83
3. Resultados	91
4. Discussão	106
5. Conclusões	109
6. Referências Bibliográficas	110

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO 2. EFEITO DO ESTRESSE CONTÍNUO POR FRIO E CALOR DURANTE A FASE FETAL SOBRE O APROVEITAMENTO DO SACO DE VITELO E A COMPOSIÇÃO CORPORAL E FORMAÇÃO DO TECIDO ADIPOSEO DOS PINTOS NA ECLOSÃO

Tabela 1. Avaliação das variáveis físicas utilizadas para determinação da qualidade de pintainhos, adaptado por Tona (2003)	26
Tabela 2. Duração do período de incubação do primeiro dia até a bicagem externa (1-BE), até a eclosão (1-Eclosão) e da BE até a eclosão (BE-Eclosão) de pintos machos, de acordo com a temperatura de incubação.....	34
Tabela 3. Porcentagens de eclosão, mortalidade e malformações embrionárias, de acordo com a temperatura de incubação.....	34
Tabela 4. Frequência de malformação, baixa atividade e qualidade do pinto e média total dos pintos recém eclodidos por temperatura de incubação.....	36
Tabela 5. Temperatura retal, características eritrocitárias e gasometria do sangue de pintos macho recém-eclodidos de acordo com a temperatura de incubação.	37
Tabela 6. Lipidograma e glicose sanguínea de pintos machos recém-eclodidos, de acordo com a temperatura de incubação.....	38
Tabela 7. Área, número de adipócitos e número de adipócitos em mitose no tecido adiposo de pintos recém eclodidos, de acordo com a temperatura de incubação e região corporal.....	39
Tabela 8. Desdobramento da interação entre temperatura de incubação e região corporal dos pintos recém-eclodidos, para área (μm^2) dos adipócitos de pintos de corte na eclosão.	40
Tabela 9. Desdobramento da interação entre temperatura de incubação e região corporal dos pintos recém-eclodidos, para número de adipócitos dos pintos na eclosão.....	40
Tabela 10. Peso e composição química de pintos recém-eclodidos de ovos, de acordo com a temperatura de incubação.....	42

Tabela 11. Peso e composição química dos sacos de vitelo de pintos recém eclodidos, de acordo com a temperatura de incubação. ...	43
---	----

CAPÍTULO 3. ESTRESSE TÉRMICO CONTÍNUO NA INCUBAÇÃO E NA CRIAÇÃO SOBRE DESEMPENHO E CARACTERÍSTICAS HEMATOLÓGICAS DE FRANGO DE CORTE

Tabela 1. Temperatura média de criação, de acordo com o tratamento e semana de vida	60
Tabela 2. Composição percentual e nutricional calculada das rações, segundo as fases inicial (1-21 dias de idade) e crescimento (21-42 dias de idade).	61
Tabela 3. Desempenho de frangos de corte nas fase inicial (1-21 dias de idade) e crescimento (21-42 dias de idade),de acordo com o tratamento.	65
Tabela 4. Desempenho de frangos de corte de 1-42 dias de idade, de acordo com o tratamento.	66
Tabela 5. Rendimento de cortes comerciais de frangos de corte com 42 dias de idade, de acordo com o tratamento.	66
Tabela 6. Características eritrocitárias de frangos de corte com 21 e 42 dias de idade, de acordo com o tratamento.	67
Tabela 7. Gasometria do sangue de frangos de corte com 21 e 42 dias de idade, de acordo com o tratamento.....	69

CAPÍTULO 4. EFEITOS DA TEMPERATURA DE INCUBAÇÃO E DE CRIAÇÃO SOBRE A DEPOSIÇÃO DE GORDURA CORPORAL DE FRANGOS DE CORTE

Tabela 1. Temperatura média de criação, de acordo com o tratamento e semana de vida	84
Tabela 2. Composição percentual e nutricional calculada das rações, segundo as fases inicial (1-21 dias de idade) e crescimento (21-42 dias de idade).	85
Tabela 3. Lipidograma e glicose do sangue de frangos de corte, aos 21 dias de idade, de acordo com o tratamento.	92
Tabela 4. Peso e conteúdos lipídicos e de colesterol do fígado de frangos de corte, aos 21 e 42 dias de idade, de acordo com o tratamento.	93
Tabela 5. Área, número de adipócitos/área e taxa de mitose no tecido adiposo de frangos de 21 dias de idade, de acordo com o tratamento.	94
Tabela 6. Desdobramento da interação entre tratamentos e regiões corporais para área dos adipócitos de frangos de 21 dias de idade.	96
Tabela 7. Desdobramento da interação entre tratamentos e regiões corporais para número de adipócitos/área de frangos de 21 dias de idade.	97
Tabela 8. Área, número de adipócitos/área e taxa de mitose no tecido adiposo de frangos de 42 dias de idade, de acordo com o tratamento.	98
Tabela 9. Desdobramento da interação entre tratamentos e região corporal para área de adipócitos de frangos de 42 dias de idade.	99
Tabela 10. Desdobramento da interação entre tratamentos e regiões corporais para número de adipócitos/área de frangos de 42 dias de idade.	101
Tabela 11. Peso e composição corporal de frangos de corte aos 21 dias de idade, de acordo com os tratamentos.	104
Tabela 12. Peso e composição corporal de frangos de corte aos 42 dias de idade, de acordo com os tratamentos.	105

LISTA DE FIGURAS

CAPÍTULO 2. EFEITO DO ESTRESSE CONTÍNUO POR FRIO E CALOR DURANTE A FASE FETAL SOBRE O APROVEITAMENTO DO SACO DE VITELÓ E A COMPOSIÇÃO CORPORAL E FORMAÇÃO DO TECIDO ADIPOSEO DOS PINTOS NA ECLOSÃO

Figura 1. Fotomicrografias do tecido adiposo abdominal de pintos recém eclodidos. (A) imunomarcagem para PCNA, dos núcleos dos adipócitos. (B) Ausência de imunomarcados para PCNA (controle negativo)..	29
Figura 2. Perda de massa (A) e condutância da casca (B) dos ovos de 13-19 e de 1-19 dias de incubação, de acordo com a temperatura de incubação (36°C: cinza escuro; 37,5°C: cinza claro; 39°C: cinza médio). a-c: letras distintas indicam diferença significativa entre as médias dentro do período ($P \leq 0,05$).	32
Figura 3. Diferença entre as temperaturas média da casca dos ovos e temperatura do ar da incubadora (TCO-TAI) de 1-18 dias de incubação, de acordo com a temperatura de incubação (36°C: cinza escuro; 37,5°C: cinza claro; 39°C: apenas barra de desvio padrão). a-c: letras distintas indicam diferença significativa entre as médias dentro do período ($p \leq 0,05$).	33
Figura 4. Fotomicrografias de cortes histológicos do tecido adiposo de pintos recém-eclodidos de ovos incubados à 36°C, mostrando menor tamanho de adipócitos na região cervical (B) do que nas regiões abdominal (A) e na perna (C). D-F: Fotomicrografias do tecido adiposo da região cervical de pintos recém-eclodidos, mostrando maior tamanho de adipócitos nos pintos de ovos incubados a 37,5°C (E) do que a 36°C (D) e 39°C (F).	41

CAPÍTULO 4. EFEITOS DA TEMPERATURA DE INCUBAÇÃO E DE CRIAÇÃO
SOBRE A DEPOSIÇÃO DE GORDURA CORPORAL DE FRANGOS DE CORTE

Figura 1. Fotomicrografias do tecido adiposo na região cervical de frangos de corte com 21 dias de idade. (A) Imunomarcacão para PCNA. (B) Controle negativo. Seta: ausência de imunomarcados para PCNA no núcleo dos adipócitos.. 88

CEUA – COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS

CERTIFICADO

Certificamos que o Protocolo nº021087/11 do trabalho de pesquisa intitulado "**Temperatura de incubação e preferência térmica na criação: efeitos sobre o tecido adiposo (celularidade, deposição e metabolismo lipídico) e desempenho de frangos corte**", sob a responsabilidade da Prof^a. Dr^a. Isabel Cristina Boleli está de acordo com os Princípios Éticos na Experimentação Animal, adotado pelo Colégio Brasileiro de Experimentação (COBEA) e foi aprovado pela COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS (CEUA), em reunião ordinária de 07 de Outubro de 2011.

Jaboticabal, 11 de Outubro de 2011.



Prof. Dr. Jeffrey Frederico Lui
Presidente - CEUA



Med. Vet. Maria Alice de Campos
Secretária - CEUA

EFEITO DA TEMPERATURA DE INCUBAÇÃO E DE CRIAÇÃO SOBRE O TECIDO ADIPOSEO E DESEMPENHO DE FRANGOS DE CORTE

Resumo- Este trabalho encontra-se estruturado em 4 Capítulos. O Capítulo 1 consiste em revisão de literatura sobre o tema. No Capítulo 2 foi analisado se manipulação da temperatura de incubação na fase fetal interfere com a deposição de gordura nos pintos recém-eclodidos. Foram analisados a composição corporal e do saco de vitelo, o tamanho e a proliferação dos adipócitos de diferentes regiões do corpo e parâmetros de incubação e sanguíneos. A taxa de eclosão e a incidência de não incorporação de vitelo e região umbilical aberta foram maiores à 39°C. Os adipócitos foram maiores na região abdominal e cervical do que nas pernas, a região cervical apresentou mais mitoses e maior número de adipócitos, e 39°C reduziu o tamanho dos adipócitos. Incubação a 36°C promoveu menor utilização de água, matéria seca, gordura, cinzas, proteína bruta dos sacos de vitelo, sem alteração do peso corporal dos pintos na eclosão, mostrando melhor conversão em massa do que sob incubação à 36°C comparada aos de 37,5 e 39. No Capítulo 3 foi estudado o desempenho, rendimento de carcaça e de cortes nobres e os parâmetros sanguíneos de frangos de corte de ovos incubados à 36°C, 37,5°C ou 39°C criados sob temperatura preconizada para a linhagem (L), temperatura de preferência (P) ou temperatura quente (Q), utilizando-se delineamento experimental constituído de 8 tratamentos: 36°C-L, 36°C-P, 36°C-Q, 37,5°C-L, 37,5°C-P, 37,5°C-Q, 39°C-PL, 39°C-Q. As L e P dos frangos de ovos incubados à 39°C coincidiram. Concluímos que temperatura quente de criação prejudica o desempenho dos frangos independentemente da temperatura de incubação, mas frangos de incubação à 39°C conseguem manter melhor a homeostasia sanguínea sob temperatura quente de criação. No Capítulo 4 foi analisado a composição corporal, o tamanho, número e a proliferação dos adipócitos de diferentes regiões do corpo, o lipidograma e os conteúdos de lipídio e colesterol hepático de frangos de corte criados, utilizando os mesmos tratamentos do capítulo 3: 36°C-L, 36°C-P, 36°C-Q, 37,5°C-L, 37,5°C-P, 37,5°C-Q, 39°C-PL, 39°C-Q. Conclui-se que frangos de ovos incubados à temperatura menor que a usual (36°C) são mais resistentes ao calor, enquanto que os de ovos incubados à temperatura acima da usual são mais sensíveis.

EFFECT OF INCUBATION AND GROWTH TEMPERATURES ON ADIPOSE TISSUE AND PERFORMANCE OF BROILERS

Abstract- This work is structured in 4 chapters. Chapter 1 consists of a literature review on the topic. In Chapter 2 we analyzed whether manipulating incubation temperature at the fetal stage interferes with fat deposition in newly hatched chicks. The yolk-sack composition, size and proliferation of adipocytes in different regions of the body and incubation parameters and blood were analyzed. The hatching rate and incidence of non-incorporation of yolk and open umbilical region were higher at 39°C. Adipocytes were higher in the abdominal region than in the cervical and legs, while the neck had more mitoses and increased number of adipocytes, and 39°C decreased adipocyte size. Incubation at 36°C caused less water use, dry matter, fat, ash, crude protein and yolk-sac use without change in body weight of chicks at hatching, showing better mass conversion under incubation at 36°C as compared to 37.5 and 39. In Chapter 3 the performance, carcass and cut yield and blood parameters of broilers hatched from eggs incubated at 36°C, 37.5°C or 39°C and raised at temperature recommended for the strain (L), the preference temperature (P) or warm (Q), using an experimental design consisting of eight treatments: 36°C-L, 36°C-P, 36°C-Q, 37.5°C-L, 37.5°C-P, 37.5°C-Q, 39°C-PL, 39°C-Q. The strain (L) and preference temperature (P) of chickens for eggs incubated at 39°C coincided. We concluded that a warm environmental temperature affects the performance of broilers regardless of incubation temperature, but broilers incubated at 39°C can better maintain blood homeostasis under this setting. In Chapter 4, body composition, size, number and proliferation of adipocytes from different regions of the body, the lipid profile and the contents of lipid and hepatic cholesterol of broiler chickens in the growth phase was analyzed using the same treatments of chapter 3 : 36°C-L, 36°C-P, 36°C-Q, 37.5°C-L, 37.5°C-P, 37.5°C-Q, 39°C-PL, 39°C-Q. In this phase, chicken eggs incubated at lower than usual (36°C) were more resistant to heat, while the eggs incubated at a higher temperatures are more sensitive.

CAPÍTULO 1 - Considerações gerais

1. INTRODUÇÃO

O Brasil é, atualmente, o terceiro maior produtor e o maior exportador mundial de carne de frangos, tendo atingido a produção de 10,93 milhões de toneladas em 2009 (UBA, 2011). Essa alta produção avícola resultou, entre outras coisas, do progresso na seleção genética de frangos de corte nas últimas décadas, o qual permitiu rápido crescimento, maior eficiência alimentar e taxa metabólica, possibilitando que a indústria obtivesse aves mais pesadas em curto período (HAVENSTEIN et al., 2003). A seleção genética, contudo, também ocasionou o aumento na proporção e quantidade de gordura nessas aves, provocando alterações no tamanho, na forma e na função dos órgãos desses animais (GAYA, 2003).

A deposição de gordura reduz a eficiência alimentar das aves e seu rendimento, gerando perdas para a cadeia de produção e processamento da carne, bem como para o consumidor de frango inteiro. Além disso, considerando que qualidade é entendida como os atributos que levam à aceitação do produto pelo consumidor, a mesma pode ser comprometida pela presença de muita gordura na carcaça, na região abdominal e na pele (CENTENARO et al., 2008) e levar o consumidor a rejeitar a carne de frango. O consumo per capita interno em 2009 foi de 37,79Kg (UBA, 2011), 67,77% do qual correspondeu ao consumo de frango inteiro e 27,06% ao consumo de cortes nobres (IBGE, 2011); o que equivaleu ao consumo per capita de 25,6Kg de frango inteiro e 10,2Kg de cortes nobres. De acordo com a tabela de composição de alimentos (registrada no Ministério do Desenvolvimento e Combate à Fome) (UNICAMP, 2011), 100g de frango inteiro com pele possui 17,3 g de lipídio, o que corresponde a 422,12 g de lipídio total em um frango com 2,44 kg, a 4,43 Kg de lipídio do consumo per capita anual de frango inteiro e a 1,9 milhões de toneladas de lipídio no total de carne de frango produzida no país. Além disso, para um frango com 2,44Kg de peso corporal e 1,75 de conversão alimentar (UBA, 2011), 17,3g de lipídio/100g de frango corresponde a 17,3% do total de ração consumida/ave. Além disso, a alta deposição de gordura corporal pode ter contribuído para a maior sensibilidade dos frangos à temperatura quente, haja vista que tecido adiposo interfere na perda de calor

corporal pelo animal. Isso indica a importância e a necessidade de se construir sólida base de conhecimentos sobre a deposição de gordura em frangos e, portanto, sobre o metabolismo lipídico, as possibilidades de manipulação da deposição de gordura corporal e do aproveitamento energético para crescimento.

Frangos de corte são animais homeotérmicos, ou seja, que precisam manter sua temperatura corporal dentro de uma faixa estreita de temperatura (FURLAN e MACARI et al., 2002). Variações de temperatura para cima ou para baixo geram gastos energéticos para dissipar ou produzir calor (LEESON et al., 2000), que interferem no desempenho da ave. Frangos de corte têm sido criados em condições de temperatura ambiente preconizadas para maior desempenho zootécnico da linhagem, determinadas para aves oriundas de ovos incubados sob temperatura de 37,5° à 37,8°C. Dados de literatura, entretanto, indicam diferença de desempenho entre aves oriundas de diferentes temperaturas de incubação e criadas na temperatura preconizada para a linhagem.

Faltam dados se a deposição de gordura no organismo é alterada quando frangos de corte são criados na sua preferência térmica pós-eclosão; haja vista que acúmulo de gordura também está relacionado com a taxa de crescimento do animal e este com as condições térmicas, o que envolve a necessidade orgânica por mais proteína e energia, e a disponibilidade dos mesmos na ração (CARTWRIGHT, 1991). Adicionalmente, não é conhecido se temperatura de incubação associada ou não com estresse na criação interfere diferencialmente no crescimento do tecido adiposo nas diferentes regiões corporais durante o desenvolvimento embrionário e pós-eclosão, o que nos levou a realizar o presente estudo.

2. REVISÃO DE LITERATURA

Temperatura na incubação

A temperatura é considerada o fator físico mais importante para a incubação de ovos de aves (FREEMAN; VINCE, 1974; WILSON, 1991, DECUYPERE; MICHELS, 1992; MEIJERHOF, 1999; LOURENS et al., 2005; LOURENS et al., 2007). Os embriões são considerados poiquilótermos, necessitando de uma fonte externa (ave ou incubadora) para prover calor para seu desenvolvimento e para manter suas funções metabólicas normais (ROMIJN e LOKHORST, 1955; WILSON, 1991).

A temperatura abaixo da requerida para se iniciar o desenvolvimento é considerada ponto zero fisiológico ou biológico, e varia entre 22 e 24°C (ROMIJN e LOKHORST, 1955). Todavia, existe uma zona de termotolerância e nestes valores em que a eclodibilidade é máxima, que French (1997) denominou de temperatura ótima de incubação. A temperatura ótima de incubação de ovos de frangos de corte tem sido considerada em torno de 37,5°C à 37,8°C (FRENCH, 1997) ou 37°C à 38°C (SMIT et al., 2008), com 60% de umidade relativa. Assim, desvios da temperatura acima ou abaixo da ótima podem interferir no desenvolvimento ontogenético, reduzindo a eclodibilidade e comprometendo a qualidade dos pintos (HAGGERET et al., 1986; FRENCH, 2000; LEKSRIOMPONG et al., 2007; WILLEMSSEN et al., 2010; BOLELI, 2013; BOLELI e QUEIROZ, 2012).

Temperatura de incubação e desenvolvimento embrionário

No desenvolvimento das aves *in ovo*, tal como em todos vertebrados amniotas, a fase embrionária é uma fase morfogênica (1º terço da incubação), que consiste na formação de tecidos, estruturação de tecidos em órgãos e de órgãos nos sistemas orgânicos, que, em conjunto, constituirão o indivíduo. A fase fetal é caracteristicamente uma fase de crescimento, mas que também envolve diferenciação (2º e 3º terço da incubação). Embrião e feto não apresentam mecanismos eficazes de termoregulação, e sua temperatura corporal é mantida pela temperatura do ar da incubadora (LEKSRIOMPONG et al., 2007). Independentemente da temperatura de incubação, até os dez primeiros dias de incubação o metabolismo embrionário é baixo e o ovo

necessita receber calor do ambiente; mas, na fase fetal, a produção de calor metabólico aumenta (MARQUES, 1986; WILSON, 1991; FRENCH, 1997; SMIT et al., 2008). Considerando que transferência de calor ocorre do meio mais quente para o mais frio (LA SCALA, 2003), durante a fase fetal, o ovo pode perder calor se sua temperatura for mais alta do que a do ar da incubadora. A transferência de calor entre o meio ambiente (ar da incubadora) e o ovo é influenciada pela direção do fluxo de ar e a sua velocidade em torno dos ovos (VAN BRECHT et al., 2003; 2005), mas não é afetada significativamente pelo nível de umidade (DEEMING, 2002).

A medição da temperatura da superfície da casca do ovo (TCO) tem sido considerada o melhor método não-invasivo para medir a temperatura do embrião (FRENCH, 1997) e utilizada no monitoramento dos efeitos da temperatura de incubação sobre a temperatura embrionária. Menor TCO ($<37^{\circ}\text{C}$) ocorre no início da incubação (fase embrionária) e maior TCO ($> 38^{\circ}\text{C}$) no final do período de incubação (14 a 21 dias, fase fetal) (LOURENS, 2001; LOURENS et al., 2005; JOSEPH et al., 2006; HULET et al., 2007; LOURENS et al., 2007).

Baixa temperatura durante a incubação

Temperaturas abaixo do zero fisiológico (24°C) interrompem a proliferação e a diferenciação celular embrionária, até que temperatura mais quente seja restaurada (ROMIJN; LOKHORST, 1955). Na indústria, as temperaturas de incubação não atingem o zero fisiológico, a menos que os ovos precisem ser armazenados (estocagem) ou aconteça uma falha grave no processo.

Durante o período inicial de incubação (1 a 10,5 dias), a temperatura do embrião é muito próxima à do ambiente da incubadora devido às diferenças entre a produção e a transferência de calor dos ovos férteis para a incubadora (LOURENS et al., 2005; JOSEPH et al., 2006). Segundo Lourens et al. (2005), se TCO é baixa ($36,7^{\circ}\text{C}$) durante as primeiras semanas de incubação, temperatura mais elevada ($38,9^{\circ}\text{C}$) é requerida durante a próxima etapa do desenvolvimento in ovo, para compensar a alteração na produção de calor ocorrida nas duas primeiras semanas de incubação. Isto parece estar relacionado com o fato da TCO durante as primeiras semanas de incubação ter

grande influência no desenvolvimento das habilidades de termorregulação do pinto, especialmente durante as primeiras semanas após a eclosão (YAHAV et al., 2004a; YAHAV et al., 2004b).

Incubação de ovos à baixa temperatura (36,7°C) durante as primeiras semanas de incubação pode resultar em pior eficiência alimentar, pois o aumento da produção de calor *in ovo* na fase seguinte induz crescimento compensatório ainda na incubação, e que continua até a terceira semana de idade pós eclosão (GEERS et al., 1983). Além disso, ela também gera menor peso embrionário ao décimo dia, baixa eclodibilidade, má qualidade dos pintos, diminuição no peso de carcaça, aumento no rendimento de gordura abdominal, redução de peso e rendimento de filé e diminuição do peso do peito quando comparado com embriões incubados a 37,8°C TCO (JOSEPH et al., 2006).

Alta temperatura durante a incubação

Dephila e Elliot (1965) verificaram que incubação de ovos à 40°C resultou em malformações no coração, fígado, moela e intestino delgado, em 63% dos pintos incubados. Segundo Nilsen (1984), incubação à 41°C ou 42°C, durante os três primeiros dias de incubação, causam anormalidades vasculares intra e extra-embriônicas. Por sua vez, Peterka et al. (1996) registraram aumento também na mortalidade de embriões de galinha incubados por 24 horas à temperaturas de 41°C a 42°C. Redução da eclodibilidade e aumento na taxa de malformações devido à hipertermia durante o desenvolvimento embrionário também foi observado por Molennar (2010), segundo o qual alta temperatura durante o desenvolvimento do embrião também afeta o desempenho pós-eclosão. Todavia, aumento da temperatura na fase fetal pode diminuir a eclodibilidade e a qualidade do pintinho (FRENCH, 1997, CHRISTENSEN et al., 2004). Por outro lado, Leksrisonpong et al. (2007) mostraram que frangos (Ross 308), incubados com TCO à 40°C a partir do 19º dia de incubação, mostraram aumento do peso do saco vitelino e fígado e diminuição no peso do pró-ventrículo, da moela e do intestino delgado, em relação ao controle pintos incubados à 38,2°C.

Manipulação da temperatura x desenvolvimento pós-eclosão

Temperatura de incubação interfere no desenvolvimento dos pintos após a eclosão, indicando a ocorrência de indução de adaptações epigenéticas (DECUYPERE; BRUGGEMAN, 2005). Tais dados vêm estimulando vários pesquisadores a analisarem a possibilidade da manipulação das condições físicas de incubação, por exemplo temperatura, interferir positivamente no desempenho e resposta das aves aos desvios do ambiente de criação. O tipo, duração e período de manipulação térmica utilizados na incubação variam entre diferentes grupos de pesquisa: 4 últimos dias de incubação (TZSCHENTKE; HALLE, 2009), 10-16 ou 18 dias de incubação por 3 h/d (COLLIN et al., 2007), 13-17 dias por 2h/d (MORAES et al., 2002), 14-18 dias por 4 h/d (WALSTRA et al., 2011), 7-16 dias por 24h e 12h/d (PIESTUN et al., 2009), o que tem levado à obtenção de dados distintos entre os diferentes pesquisadores.

Tzschentke e Halle (2009), estudando manipulação térmica na incubação de ovos férteis (ROSS 308), verificaram que incubação sob temperatura crônica elevada (1°C acima da usual) nos últimos quatro dias de incubação não influenciou a eclodibilidade e do sexo das aves ou a qualidade dos pintos. Resultados semelhantes foram encontrados, por Joseph et al. (2006). Halle e Tzschentke (2010), por sua vez, mostraram que temperatura elevada de incubação ocasionou alterações de longo prazo nas funções corporais e melhorou o desempenho sob criação em ambiente quente constante (32°C) até a idade de abate. Embora muitos estudos sobre os efeitos da manipulação térmica na incubação estejam sendo realizados (SHINDER et al. 2009; TZSCHENTKE; HALLE, 2009), pouco se conhece à respeito da ocorrência de adaptações embrionárias e fetais para dissipar ou reter calor quando submetidos à condições adversas de incubação e se isso afetaria o metabolismo lipídico na incubação e após a eclosão.

Segundo NICHELMANN (2004), a temperatura ambiente afeta a produção de calor e a temperatura do embrião, levando à manifestação de respostas endotérmicas, que podem iniciar aos 18 dias de embriogênese. Contudo, fetos entre 14 e 21 dias de desenvolvimento comportam-se como animais endotérmicos com capacidade de produzir calor quando a temperatura corporal é inferior ao ideal (YAHAV et al., 2004b). Em temperaturas corporais

inferiores à 34°C, a resposta endotérmica não é evidente devido ao fato dos neurônios termossensíveis não serem ativos nessa temperatura (YAHAV et al., 2004b).

A manipulação térmica durante o desenvolvimento *in ovo*, atuando sobre o sistema de controle termorregulatório, pode aumentar o limiar de termotolerância por modulação da produção de calor (YAHAV et al., 2004b). Expostos à redução de temperatura ambiente de 38°C para 35°C, fetos com 18 dias de incubação têm a capacidade de manter o consumo de oxigênio, apesar de quedas maiores da temperatura levarem a menor volume O₂ (TAZAWA et al., 1989). Segundo os mesmos autores, depois da bicada na casca, os pintos podem apresentar incremento no volume de O₂ consumido em resposta à redução da temperatura ambiente, mas a resposta de termorregulação desenvolve-se totalmente só depois da eclosão.

A ocorrência de qualquer reação adaptável dos distintos mecanismos fisiológicos na tentativa de manter a temperatura do embrião pode ser importante para capacitar o sistema de adaptação pós-eclosão (NICHELMANN et al, 1999, 2001,. TZSCHENTKE et al., 2004). Variação na preferência térmica pós-eclosão de acordo com a temperatura de incubação foi registrado por Tzschentke e Nichlemann (1997) para patos. Segundo os autores, patos eclodidos de ovos incubados à temperatura abaixo (34,4°C) e acima (38,5°C) do usual (37,5°C), durante a última semana de desenvolvimento *in ovo*, apresentam preferência por menores ou maiores temperaturas ambiente, respectivamente, durante os 10 primeiros dias pós eclosão.

Ainda de acordo com Tzschentke e Nichlemann (1997), ovos incubados em baixa temperatura produzem mais calor quando comparados aos incubados em temperatura normal. Isso resulta de alteração da taxa de metabolismo, o que nos faz questionar se temperatura influencia no aproveitamento dos nutrientes *in ovo* e no crescimento do tecido adiposo do frango.

Utilização do saco de Vitelo

Os nutrientes disponíveis no ovo para o embrião das aves são determinados maternalmente antes da postura. O ovo tem uma disponibilidade limitada de nutrientes (FOYE et al., 2006), o que impõe ao embrião e ao feto a necessidade de absorver de forma adequada os nutrientes disponíveis e convertê-los o melhor possível em tecido orgânico.

A utilização dos nutrientes do ovo pode ser alterada por variações de temperatura de maior ou menor intensidade, abaixo ou acima de 37,8°C, as quais podem acelerar ou retardar o desenvolvimento do embrião (ROMANOFF, 1960; LANCASTER e JONES, 1988; WILSON, 1991; LEANDRO et al., 2000; NAKAGE et al., 2003; MORITA et al., 2010).

Durante o período de incubação, o embrião começa absorvendo o albúmen e a gema, usando lipídios como a sua principal fonte de energia e as proteínas e aminoácidos como fonte para estruturação e crescimento dos tecidos, e organização destes (FREEMAN, 1974; NOBLE; COCCHI, 1990; PUVADOPLIROD et al., 1997; SPEAKE et al., 1998). Cerca de 90% da exigência total de energia são derivadas do metabolismo lipídico, e mais de 80% do total dos lipídios da gema são absorvidos durante o processo de incubação (NOBLE e OGUNYEMI, 1989; NOBLE; COCCHI, 1990; PUVADOPLIROD et al., 1997; VIEIRA; MORAN, 1999). Durante todo o período de incubação, a massa de gema é mantida constante, no entanto, a grande mobilização dos nutrientes para o embrião durante a fase peri-eclosão é evidente (RICHARDS, 1971; VIEIRA; MORAN, 1999). O restante da gema não absorvida no processo de incubação (conteúdo do saco de vitelo) será utilizado logo após a eclosão. Todavia, a maioria da energia e da gema são utilizadas predominantemente durante o processo de incubação.

PuvadoPLirod et al. (1997) sugerem que o saco de vitelo é fundamentalmente importante apenas antes dos três últimos dias antes de eclodir, mas que não é essencial para o pinto pós-eclodido. Anthony et al. (1989) descreveram o saco de vitelo como fonte de energia temporário que garante a sobrevivência dos recém-eclodidos. Considerando que, no momento da eclosão, as funções fisiológicas mostram diferentes graus de maturação, faz sentido o ponto de vista de que os nutrientes do saco de vitelo facilitam a adaptação progressiva dos pintos para nutrição oral, que é influenciada por muitos fatores fisiológicos e ambientais (ESTEBAN et al., 1991), já que a absorção do saco de vitelo residual é independente da ingestão alimentar no pinto pós-eclosão (MURAKAMI et al., 1992). Por outro lado, é necessário considerarmos a importância do saco de vitelo para aves precoces, uma vez que elas não são alimentadas por seus pais na eclosão e que podem ser expostas a período de escassez de alimento.

Composição lipídica da gema e metabolismo lipídico

A composição de lipídio da gema consiste de uma fração de lipoproteínas de baixa densidade, que fornece 22% de proteína e 93% de lipídio, este último constituído em 70% por triglicérides, 25% por fosfolipídios e colesterol livre e 5% por ésteres de colesterol (VANHEEL, 1981; JOHNSON 2000).

O conteúdo total de lipídios das células da endoderme aumenta gradualmente ao longo do período de incubação, com a fase de maior aumento entre 15 e 17 dias de incubação (NOBLE; COCCHI, 1990; SPEAKE et al., 1998). Isso resulta em diminuição de 65% nos níveis de lipídeos na gema aos 13 dias de incubação para 44% aos 21 dias (DEEMING, 2002).

Os lipídios na gema são modificados durante o transporte na membrana (POWELL et al., 2004), mas partículas de lipoproteínas da gema com um diâmetro de 30 nm são absorvidas intactas nas células da endoderme por fagocitose mediada pelo receptor (KUSUHARA et al, 1974;. SPEAKE et al, 1998;. MORAN, 2007).

Durante a transição da fase pré-eclosão para a fase pós-eclosão, calor metabólico é produzido rapidamente, devido à rápida taxa de oxidação dos ácidos graxos (MORAN, 2007). Yalcin et al. (2008) relataram alterações na composição dos ácidos graxos e suas concentrações em frangos de corte de alto rendimento, quando ovos incubados a temperatura elevada (38,5° C). Isto provavelmente ocorre como mecanismo de proteção da célula, uma vez que muitos destes lipídios estão envolvidos na permeabilidade e estrutura das células em desenvolvimento.

Deposição de gordura corporal nos animais tem como função primária a estocagem de energia, e pode ocorrer nos adipócitos, nos hepatócitos e oócitos em crescimento. Do ponto de vista energético, ela é um meio altamente eficiente para os animais, visto que mais calorias são liberadas da oxidação de 1g de gordura (9,3 cal) que de 1g de proteína (4,0 cal) ou 1g de carboidrato (3,7 cal) (MACHADO, 2002). A absorção, metabolização e deposição de gordura envolvem a ação do sistema digestório (mais especificamente do intestino delgado, fígado e pâncreas), do sistema circulatório e do tecido adiposo. Brevemente, segundo Amabis e Martho (2004), na porção duodenal

do intestino, as gorduras ingeridas são emulsificadas pelos sais biliares, formando micelas mistas. Em seguida, as lipases degradam os triacilglicerídeos em ácidos graxos livres e monoglicerídeos, os quais são reconvertidos em triglicerídeos no interior dos enterócitos jejunais, onde reagem com proteínas, juntamente com fosfolipídios, colesterol, ácidos graxos livres e vitaminas lipossolúveis, formando os quilomicrons, denominados nas aves de portomicrons. Estes são liberados no espaço intercelular e via circulação venosa chegam ao tecido hepático, sendo hidrolisados a ácidos graxos livres e glicerol. Os ácidos graxos livres são utilizados no metabolismo energético dos tecidos ou são esterificados e conjugados a apoproteínas, formando lipoproteínas que são liberadas na corrente sanguínea. Seja de origem alimentar ou hepática, os lipídios são lançados na circulação como lipoproteínas, sendo que as mais importantes para o frango são a lipoproteína de muito baixa densidade (VLDL) e a de baixa densidade (LDL) (DIAS, 1999). O lipídio também pode ser formado a partir de carboidratos e proteínas. Após se converter primeiramente em glicogênio no fígado, o carboidrato dietético excedente é convertido em lipídio, enquanto que os aminoácidos derivados de proteínas do alimento podem teoricamente fornecer energia (Machado, 2002).

Tecido Adiposo

O tecido adiposo tem origem a partir de células mesenquimais indiferenciadas, que durante o processo embrionário formam adipoblastos unipotenciais. Essas células tornam-se pré- adipócitos, que dão origem aos adipócitos imaturos e estes aos adipócitos maduros ou diferenciados. A junção e organização dos adipoplastos com células epiteliais, pericitos e fibroblastos formam o tecido adiposo (MACHADO, 2002). O tecido adiposo é altamente ativo e vascularizado e seus adipócitos caracterizados como células esféricas que apresentam gotículas de gordura grandes e individualizadas que preenchem a maior parte da célula (MACHADO, 2002).

As principais funções do tecido adiposo são a síntese e armazenamento de lipídeos e a capacidade de mobilizar a gordura para o fornecimento de energia. Além disso, exerce importante papel no sistema endócrino sintetizando e secretando enzimas como a lipase proteica, responsável pela hidrólise extracelular dos triacilgliceróis contidos em lipoproteínas, e o hormônio

leptina que está relacionado à diminuição da ingestão de alimento e ao custo energético (MACHADO, 2002). O tecido adiposo pode sofrer influencia de alguns fatores como a temperatura de incubação e criação. Oliveira Neto et al. (2000) registraram maior deposição de gordura abdominal nos frangos de corte mantidos à 32°C em comparação aos mantidos em termoneutralidade. Os autores atribuíram o aumento da gordura abdominal à redução do tamanho de órgãos metabolicamente ativos e da deposição de proteína de peito, o que disponibilizou maior quantidade de energia para deposição como gordura no ambiente de calor. FARIA FILHO et al. (2006) observaram que frangos expostos ao calor de 42 a 49 dias de idade apresentam maior deposição de gordura e menor de proteína nas coxas+sobrecoxas, sem efeito no peito e nas asas, sendo os dados relacionados pelos autores à mudanças no metabolismo energético de frangos de corte para redução na produção endógena de calor. Hammond et al. (2007), por sua vez, verificaram que temperaturas de incubação de 38,5°C comparada com 37,5°C reduzem o tecido adiposo de embriões de frango, enquanto que Collin et al. (2007) não observaram diferença da deposição de gordura abdominal em frangos com 42 dias de idade provenientes de ovos incubados à 37°C e 39°C.

3. OBJETIVOS

O presente trabalho foi realizado com o objetivo de verificar a hipótese de que exposição contínua à alta ou baixa temperatura de incubação durante a fase fetal altera a utilização de proteínas e lipídio do saco de vitelo, e os parâmetros bioquímicos do sangue e a hiperplasia e/ou hipertrofia dos adipócitos das diferentes regiões corporais dos pintos na eclosão, bem como dos frangos criados nas zonas de preferência térmica e na preconizada para a linhagem e sob estresse térmico.

4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AMABIS, J. M. and MARTHO, G. R. **Biologia das populações**. São Paulo: Moderna, 2004.

ANTHONY, N. B.; DUNNINGTON, E.A.; SIEGEL, P.B. Embryo growth of normal and dwarf chickens from lines selected for high and low 56 day weight. **Archive fur Geflugelkunde**, v.53, p.116-122, 1989.

BOLELI, I.C. and QUEIROZ, S.A. Effects of incubation temperature and relative humidity on embryonic development in eggs of Red-Winged Tinamou (*Rhynchotus rufescens*). **International Journal of Poultry Science**, v.11, p.517-523, 2012.

BOLELI, I.C., Estresse, mortalidade e malformações,. In **Manejo da Incubação**, MACARI, M. et al. Jaboticabal FACTA, 3 ed. , 2013, 468p.

CARTWRIGHT, A.L. Adipose Cellularity in Callus domesticus: Investigations to Control Body Composition in Growing Chickens. **The Journal of Nutrition**, v. 121, p. 1486-1497, 1991.

CENTENARO, G.S.; FURLAN, V.J.M.; SOUZA-SOARES, L.A. Gordura de frango: alternativas tecnológicas e nutricionais. **Semana: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 29, n.3, p. 619-630, 2008.

CHRISTENSEN, V. L.; WINELAND, M.J.; YILDIRUM, I. et al. Incubator temperature and oxygen concentration at the plateau stage affects intestinal maturation of turkey embryos. **International Journal of Poultry Science**, n.3, p. 378-385, 2004.

COLLIN, A.; BERRI, C.; TESSERAUD, S. et al. Effects of thermal manipulation during early and late embryogenesis on thermotolerance and breast muscle characteristics in broiler chickens. **Poultry Science**, v.86, p.795-800, 2007.

DECUYPERE, E.; MICHELS, H. Incubation temperature as a management tool: a review. **World's Poultry Science**, v.48, p.28-38, 1992.

DECUYPERE, E. e BRUGGEMAN, V. Endocrine aspects of development: new challenges for the control of incubation process. **World's Poultry Science**, v.61, p. 278-283. 2005.

DECUYPERE, E. e BRUGGEMAN, V. The endocrine interface of environmental and egg factors affecting chick quality. **Poultry science**, v.86, n.5, p. 1037-1042, 2007.

DEEMING, D. C. High yield broiler incubation. **World's Poultry Science**, v.18, n.3, p.22-23, 2002.

DEPLHIA, J. M. e ELLIOTT, J. The effect of high temperature incubation upon the myocardial glycogen in the chick embryo. **Journal of Embryology and Experimental Morphology**, v.14, p.273-280, 1965.

DIAS, L.T.S. **Metabolismo hepático de lipídios em frangos de corte (*Gallus domesticus*) com diferentes níveis de proteína e energia na dieta**. 1999. 59 f. Dissertação (Mestrado em Zootecnia) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, UNESP, Jaboticabal, 1999.

ESTEBAN, S.M.J.; RAYO, M. e MORENO, M. et al. Role played by the vitelline diverticulum in the yolk sac desorption in young post-hatched chickens. **Journal of Comparative Physiology Biology**, v.160, p. 645-648, 1991.

FARIA FILHO, D.E.; ROSA, P.S. e FIGUEIREDO, D.F. et al. Dietas de baixa proteína no desempenho de frangos criados em diferentes temperaturas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.41, p.101-106, 2006.

FOYE, O. T.; UNI, Z. e FERKET, P.R. Effect of In ovo feeding egg white protein, beta- hydroxy-beta-methylbutyrate, and carbohydrates on glycogen status and neonatal growth of turkeys. **Poultry Science**, v.85, n.7, p.1185-1192, 2006.

FREEMAN, B. M. e VINCE, M. A. Development of the avian embryo. Chapman and Hall, London, UK. French, N. A. Effect of incubation temperature on the gross pathology of turkey embryos. **British Poultry Science**, v.35, p.363-371, 1974.

FRENCH, N.A. Modeling incubation temperature: the effects of incubator design, embryonic development, and egg size. **Poultry Science**, v.76,p. 124-133, 1997.

FRENCH, N.A. Effect of short periods of high incubation temperature on hatchability and incidence of embryo pathology of turkey eggs. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, v.41, p.377-382, 2000.

FURLAN, R.L.; MACARI, M. Fisiologia Aviária: Aplicada a frangos de corte. In: MACARI, M.; FURLAN, R.L.; GONZALES, E. **Termorregulação**. 2 ed. Jaboticabal: FUNEP, 2002. p.209-230.

GAYA, L. G. **Estudo genético da deposição de gordura abdominal e de características de desempenho, carcaça e composição corporal em linhagem macho de frangos de corte**. Dissertação de Mestrado, Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos da Universidade de São Paulo, Pirassununga, SP, 2003.

GEERS, R.; MICHELS, H.; NACKAERTS, G. et al. Metabolism and growth of chickens before and after hatch in relation to incubation temperatures. **Poultry Science**, v.62, p.1869-1875, 1983.

HAGGERET, C.; STEIGER-STAFF, D.; MARGUERAT, C. Embryonic mortality in chicken eggs as influence by egg weight and in breeding. **Poultry Science**, v.65, p.812–814, 1986.

HALLE, I. and TZSCHENTKE, B. Influence of temperature manipulation during the last 4 days of incubation on hatching results, post-hatching performance and adaptability to warm growing conditions in broiler chickens. **Japan Poultry Science Association**, v.48, p. 97-105, 2011.

HAMMOND, C.L.; SIMBI, B.H.; STICKLAND, N. C. (2007). *In ovo* temperature manipulation influences embryonic motility and growth of limb tissues in the chick (*Gallus gallus*). **Journal Experimental of Biology**, v.210, p.2667-2675, 2007.

HAVENSTEIN, G.B.; FERKET, P.R.; QURESHI, M.A. Growth, livability, and feed conversion of 1957 versus 2001 broilers when fed representative 1957 and 2001 broiler diets. **Poultry Science**, v.82, p. 1500–1508, 2003.

HULET, R.; GLADYS, G.; HILL, D. et al. Influence of egg shell embryonic incubation temperature and broiler breeder flock age on posthatch growth performance and carcass characteristics. **Poultry Science**, v.86, p.408-412, 2007.

Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística – IBGE. Disponível em: <<http://www.ibge.gov.br>>. Acesso em: junho de 2011.

JOSEPH, N.S.; LOURENS, A.; MORAN JUNIOR., E.T. The effects of suboptimal eggshell temperature during incubation on broiler chick quality, live performance, and further processing yield. **Poultry Science**, v. 85, p. 932–938, 2006.

JOHNSON, A. L. Reproduction in the female. Pages 586-587 in G. C. Whittow, (Ed.), **Sturkie's Avian Physiology**. Academic Press, San Diego, CA, 2000.

LANCASTER, F.M. e JONES, D.R. Cooling of broiler hatching eggs during incubation. **British Poultry Science**, v. 29, p.597-604, 1988.

LA SCALA JUNIOR, N. Aspectos físicos da incubação. In: MACARI, M. and GONZALES, E. (editores). **Manejo da incubação: incubação artificial**. Jaboticabal(SP): FACTA; 2003. p.353-360.

LEANDRO, N.S.M. et al. Incubabilidade e qualidade de pintos de ovos de matrizes de frangos de corte submetidos estresse de temperatura. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, v.16 n.2, p.39-44, 1999.

LEESON, S.; SUMMERS, J.D.; DIAZ, G.J. **Nutrición Aviar Comercial**. Santafé de Bogotá: Colombia. 2000. 359p.

LEKSRISOMPONG, N.; ROMEEO-SANCHEZ, H.; PLUMSTEAD, P.W. et al. Broiler incubation. 1. Effect of elevated temperature during late incubation on body weight and organs of chicks. **Poultry Science**, v.86, p.2685–2691, 2007.

LOURENS, A. The importance of air velocity in incubation. **World's Poultry Science** v.17, n.3, p.29–30, 2001.

LOURENS, A.; van den BRAND, H.; MEIJERHOF, R. e KEMP, B. Effect of eggshell temperature during incubation on embryo development hatchability, and posthatch development. **Poultry Science**, v. 84 p. 914 – 920, 2005.

LOURENS, A.; van den BRAND, H.; HEETKAMP, M.J.W. et al. Effects of eggshell temperature and oxygen concentration on embryo growth and metabolism during incubation. **Poultry Science**, v.86, p.2194-2199, 2007.

KUSUHARA, S. e ISHIDA, K. Histochemical observations of the enzymes of chicken yolk sac membrane. **British Poultry Science**, v.15,p. 391-394, 1974.

MACHADO, C. R. Crescimento do tecido adiposo. In: MACARI, M.; FURLAN, R.L.; GONZALES, E. (editores) **Fisiologia aviária aplicada a frangos de corte**. Jaboticabal : FUNEP/UNESP, 2002. 246p.Jaboticabal, FUNEP/UNESP, p. 299-306.

MEIJERHOF, R. Embryo temperature is the key factor in incubation. **World's Poultry**. v.15, n.10, p.42- 43, 1999.

MOLENAAR, R.; VAN DEN ANKER, I.; MEIJERHOF, R. et al. Effect of eggshell temperature and oxygen concentration during incubation on the developmental and physiological status of broiler hatchlings in the perinatal period. **Poultry Science**, v.90, p.1257–1266, 2010.

MORAES, V.M.B.; MALHEIROS, R.D.; BRUGGEMAN, V. et al. Effect of thermal conditioning during embryonic development on aspects of physiological responses of broilers to heat stress. **Journal of Thermal Biology**, v.28 , p.133–140, 2003.

MORAN JUNIOR, E. T. Nutrition of the developing embryo and hatching. **Poultry Science**, v.86, p. 1043-1049, 2007.

MORITA, V. S.; BOLELI, I. C.; OLIVEIRA, J. A. Hematological and Incubation Parameters of Chicks from Young Breeders Eggs: Variation with Sex and Incubation Temperature. **International Journal of Poultry Science**, v.9, p.606-612, 2010.

MURAKAMI, H.; AKIBA, Y.; HORIGUCHI, M. Growth and utilization of nutrients in newly-hatched chick with or without removal of residual yolk. **Growth Development and Aging**, 1992.

NAKAGE, E.S.; CARDOZO, J.P.; PEREIRA, G.T. et al. Effect of temperature on incubation period, embryonic mortality, hatch rate, egg water loss and partridge chick weight (*Rhynchotus rufescens*). **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, v. 5, p.131–135, 2003.

NICHELMANN, M.; HOCHER, J.; TZSCHENTKE, B. Biological rhythms in birds-Development, insights and perspectives. **Comparative Biochemistry Physiology: A. Molecular Integrative Physiology**, v.124, p.429–437, 1999.

NICHELMANN, M.; JANKE, O.; HOCHER, J. et al. Development of physiological control system in avian embryos. **News Biomedical Science**, v.1, p.15-25, 2001.

NICHELMANN, M. Perinatal epigenetic temperature adaptation in avian species: Comparison of turkey and Muscovy duck. **Journal Thermal Biology**, v.29, p.613–619, 2004.

NILSEN, N.O. Vascular abnormalities due to hyperthermia in chick embryos. **Teratology**, n.30, p. 237-51, 1984.

NOBLE, R.C. e OGUNYEMI, D. Lipid changes in the residual yolk and liver of the chick immediately after hatching. **Biology Neonate**, n.56, p. 228-236, 1989.

NOBLE, R.C. e COCCHI, M. Lipid metabolism and the neonatal chicken. **Progress in Lipid Research**, v.29, p.107-140, 1990.

OLIVEIRA NETO, A.R.; OLIVEIRA, R.F.M.; DONZELE, J.L. et al. Efeito da temperatura ambiente sobre o desempenho e características de carcaça de frangos de corte alimentados com dieta controlada e dois níveis de energia metabolizável. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v.29, p.183-190, 2000.

PETERKA, M.; PETERKOVA, R. e LIKOVSKY, Z. Teratogenic and lethal effects of long-term hyperthermia and hypothermia in the chick embryo. **Reproduction and Toxicology**, v.10,p.327–332, 1996.

PIESTUN, Y.; HALEVY, O.; YAHAV, O. Thermal manipulations of broiler embryos-The effect on thermoregulation and development during embryogenesis. **Poultry Science**, v.88, p.2677–2688, 2009.

POWELL, K. A.; DEANS, E.A. e SPEAKE, B.K. Fatty acid esterification in the yolk sac membrane of the avian embryo. **Journal Comparative Biochemistry and Physiology**, v.174, p. 163-168, 2004.

PUVADOPLIROD, S. and THAXTON, J.P. Model of physiological stress in chickens 4. Digestion and metabolism. **Poultry Science**, v.79,p. 383-390, 2000.

RICHARDS, S.A. The significance of changes in the temperature of the skin and body core of the chicken in the regulation of heat loss. **The Journal of Physiology**, v.216, n.1, p.1-10, 1971.

ROMANOFF, A.L. **The Avian Embryo**. Structural and Functional Development. New York: MacMillan Co, 1960.

ROMIJN, C. and LOKHORST, W. Chemical heat regulation in the chicken embryo. **Poultry Science**, v.34, p.649-654, 1955.

SHINDER, D.; RUSAL, M.; GILOH, M. et al. Effect of repetitive acute cold exposures during the last phase of broiler embryogenesis on cold resistance through the life span. **Poultry Science**, v.88, p.636–646, 2009.

SMIT, L.De.; BRUGGEMAN, V.; DEBONNE, M. et al. The effect of nonventilation during early incubation on the embryonic development of chicks of two commercial broiler strains differing in ascites susceptibility. **Poultry Science**, v.87, p.551-560, 2008.

SPEAKE, B.K.; MURRAY, A.M.B.; NOBLE, R.C. Transport and transformations of yolk lipids during development of the avian embryo. **Progress in Lipid Research**, v.37, n.1, p.1-32, 1998.

TAZAWA, H.; OKUDA, A.; NAKAZAWA, S. et al. Metabolic responses of chicken embryos to graded, prolonged alterations in ambient temperature. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 92A, n. 4, p. 613-617, 1989.

TZSCHENTKE, B.; BASTA, D.; JANKE, O. Et al. Characteristics of early development of body functions and epigenetic adaptation to the environment in poultry: focused on development of central nervous mechanisms. **Avian & Poultry Biology Reviews**, v.15, p.107-118, 2004.

TZSCHENTKE, B. e NICHELMANN, M. Influence of prenatal and postnatal acclimation on nervous and peripheral thermoregulation. **Annals New York Academy Sciences**, v. 813, n. 15 p.87-94. 1997.

TZSCHENTKE, B. e HALLE, I. Influence of temperature stimulation during the last 4 days of incubation on secondary sex ratio and later performance in male and female broiler chicks. **British Poultry Science**, v.50, p. 634-640, 2009.

União Brasileira de Avicultura. Últimos números da avicultura. Disponível em:<<http://www.uba.org.br>>. Acesso em: 20 de junho 2011.

VAN BRECHT, A.; AERTS, J.M.; DEGRAEVE, P.;BERCKMANS, D. Quantification and control of the spatio-temporal gradients of air speed and air temperature in an incubator. **Poultry Science**, v.82,p.1677-1687, 2003.

VAN BRECHT, A.; DEGRAEVE, P. e BERCKMANS, D. Integration of bio-responses measurements to optimize the incubation process. **Avian Poultry Biology Review**, v.16,p. 74-76, 2005.

VANHEEL, B.; VANDEPUTTE-POMA e DESMETH, M.RESORPTION OF YOLK LIPIDS BY THE PIGEON EMBRYO. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 68A, p. 641-646, 1981.

VIEIRA, S. L. e MORAN JUNIOR, E.T. Effects of egg of origin and chick post-hatch nutrition on broiler live performance and meat yields. **World's Poultry Science**, v.55,p. 125-142, 1999.

WALSTRA, I.; TEN NAPEL, J.; KEMP, B. et al. Temperature 16 manipulation during layer chick embryogenesis. **Poultry Science**, v.89, p. 1502-1508, 2010.

WILLEMSSEN, H.; KAMERS, B.; DHALKE, F. et al. High and low temperature manipulation during late incubation: Effects on embryonic development, the hatching process, and metabolism in broilers. **Poultry Science**, v.89, p.2678-2690, 2010.

WILSON, H. R. Physiological requirements of the developing embryo: Temperature and 20 turning. In **Avian Incubation**. S. G. Tullet (ed.) Butterworth-Heinemann, London, 1991.

YAHAV, S.; SASSON, R. R. e SHINDER, D, The effect of thermal manipulations during embryogenesis of broiler chicks (*Gallus gallus domesticus*) on hatchability, body weight and thermoregulation after hatch. **Journal of Thermal Biology**, v. 29, p. 245–250, 2004a.

YAHAV, S.; COLLIN, A.; SHINDER, D. et al. Thermal manipulation during broiler chick embryogenesis: effects of timing and temperature. **Poultry Science**, v.83, p.1959-1963, 2004b.

Yalçın, S.; Çabuk, M.; Bruggeman, V. et al. Acclimation to heat during incubation: 3. Body weight, cloacal temperatures, and blood acid-base balance in broilers exposed to daily high temperatures. **Poultry Science**, v.87, p.2671-2677, 2008.

CAPÍTULO 2 – Estresse por calor ou frio na fase fetal sobre a composição do saco de vitelo e corporal, a formação do tecido adiposo e parâmetros sanguíneos de pintos de corte na eclosão

Resumo: Obtenção de pintos que apresentem máximo desempenho frente à temperatura quente no ambiente de criação é fundamental para a manutenção de alta produtividade no setor avícola brasileiro em galpões abertos, haja vista a alta sensibilidade dos frangos ao calor. O tecido adiposo influencia a perda de calor pelos frangos submetidos a temperatura quente. No presente estudo foi avaliado se temperatura de incubação continuamente abaixo e acima da usual durante a fase fetal interferem em características morfológicas, sanguíneas e na deposição lipídica dos pintos na eclosão, sendo analisados a composição corporal e do saco de vitelo, eclodibilidade, duração da incubação, perda de massa, parâmetros sanguíneos (eritograma e gasometria) e tamanho e taxa de mitose dos adipócitos. Para isso, ovos férteis de matrizes de corte foram submetidos a 37,5% e 60% de UR até o 12º dia de incubação e à 36°C, 37,5°C (usual) ou 39°C a partir do 13º dia de incubação, mantendo-se 60% de UR. Os dados mostram que temperatura de incubação 36°C aumentou a utilização do saco de vitelo, sem alterar a conversão do saco de vitelo em massa corporal e a composição corporal dos pintos em água, PB, EE e cinzas, mas aumentou a taxa de colesterol e a PCO_2 , tCO_2 e HCO_3^- no sangue. A temperatura de 39°C aumentou a eclodibilidade e a perda de massa, e diminuiu a duração da incubação e o tamanho dos adipócitos do tecido adiposo cervical. Os dados mostram que incubação à 39°C melhora a eclodibilidade, à 36°C aumenta a utilização do saco de vitelo sem melhora na conversão em massa corporal e sem aumento na deposição total de gordura e reduz a taxa de colesterol do sangue, e ambas diminuem a hiperplasia dos adipócitos das regiões cervical dos pintos de ovos incubados.

Palavras-chave: adipócitos, aves, incubação, lipidograma, temperatura

Heat stress or cold during fetal period on the chemical composition of the yolk sac and body, the formation of adipose tissue and blood parameters of broiler chicks on hatching

Abstract: Because of broiler chickens' high sensitivity to heat and the Brazilian practice of raising the birds in open sheds, obtaining chicks that have maximum performance in this environment is crucial for high productivity. Heat loss is influenced by the adipose tissue. In this study we assessed whether continuous incubation temperatures below and above the normal temperature during the fetal stage interferes with morphological, blood characteristics and lipid deposition in newly hatched chicks. The following were analyzed: body and yolk sac composition, hatchability, incubation duration, mass loss, blood parameters (erythrocyte and gases) and the size and mitotic rate of adipocytes. Fertile eggs from broiler breeders were incubated at 37.5% and 60% RH until the 12th day of incubation and from the 13th day until hatching at 36°C, 37.5°C (normal) or 39°C. The RH remained at 60%. The data show that a low incubation temperature of 36°C increased the use of the yolk sac without changing the conversion of the yolk sac in body weight and composition in water, PB, EE and ash but increased the cholesterol rate and PCO₂, tCO₂ and HCO₃⁻ in the blood. The temperature of 39°C increased the hatching rate and mass loss, decreased incubation duration and the size of adipocytes in the cervical adipose tissue. The data show that incubation at 39°C improves hatchability, 36°C increases the use of the yolk sac, no improvement in the conversion to body weight and no increase in the total fat deposition and reduces the cholesterol level in the blood, and both decrease hyperplasia adipocytes of the cervical regions of newly hatched chicks.

Keywords: adipocytes, poultry, incubation, lipid profile, temperature

1. INTRODUÇÃO

Aves, diferentemente de outros vertebrados vivíparos, apresentam desenvolvimento embrionário e fetal externo realizado no interior dos ovos, o que os torna totalmente dependentes das características nutricionais e estruturais destes, bem como de fatores físicos ambientais, dos quais a temperatura é o fator primário do desencadeamento, manutenção e sucesso do desenvolvimento externo.

Variações de temperatura abaixo ou acima da usual podem retardar ou acelerar, respectivamente, o desenvolvimento *in ovo* (ROMANOFF, 1960; LANCASTER & JONES, 1988; WILSON, 1991; LEANDRO et al., 2000; NAKAGE et al., 2003; MORITA et al., 2010), alterando a duração da incubação. Ao mesmo tempo, as variações de temperatura podem comprometer o desenvolvimento *in ovo*, reduzindo a eclodibilidade e a qualidade dos pintos na eclosão (MOLENAAR et al. 2011). Alterações na velocidade do desenvolvimento *in ovo* geram alterações metabólicas, que envolvem gastos energéticos maiores ou menores, dependendo da temperatura de incubação, que podem resultar em alterações no aproveitamento dos nutrientes do ovo. O conteúdo da gema dos ovos de *Gallus gallus domesticus* depende da idade, da linhagem e da alimentação da matriz e do peso do ovo e em média possui cerca de 2% carboidratos, 17% de proteína, 33% de lipídeos e 48% de água (SHENSTONE, 1968; O'SULLIVAN et al., 1991; VIEIRA E MORAN, 1998; JOHNSON, 2000), sendo a principal fonte de energia para o desenvolvimento embrionário e fetal. Todavia, embora cerca de 90% do total da energia utilizada no desenvolvimento embrionário e fetal seja derivada do metabolismo lipídico, 80% do total de lipídios da gema é absorvido durante o processo de eclosão (NOBLE E OGUNYEMI, 1989; NOBLE E COCCHI, 1990; PUVADOPLIROD ET AL., 1997; VIEIRA e MORAN, 1999). Segundo Willisemen et al. (2011), alta temperatura de incubação resulta em um menor desenvolvimento embrionário e reduz metabolismo lipídico e de carboidratos. Isso sugere que a composição lipídica corporal dos pintos e seu tecido adiposo podem ser afetados pela temperatura de incubação, haja vista sua função de reserva de energia.

A deposição de gordura corporal pode interferir com a perda de calor corporal por condução, o que sugere que esta pode influenciar, então, a maior

ou menor adaptabilidade do animal às condições térmicas no ambiente de criação. Eiby e Booth (2009) verificaram que incubação de ovos de peru à temperatura acima da usual diminuiu a absorção do saco de vitelo e a conversão em massa corpórea, comparado à temperatura abaixo da usual. Willemsen et al. (2011), analisando exposição intermitente (4h/dia e do 16º-18º dia de incubação) dos ovos de linhagem comercial de frango de corte à temperatura de incubação 3°C abaixo ou acima da usual, não registraram efeito da temperatura de incubação sobre o peso do saco de vitelo e corporal na eclosão. Durante o desenvolvimento embrionário, a produção de calor metabólico é baixa; porém, na fase fetal, a produção de calor metabólico aumenta (LOURENS et al., 2005) elevando a temperatura do ovo, o que torna a fase fetal altamente responsiva à alterações da temperatura ambiente.

Faltam dados na literatura dos efeitos de incubação contínua dos ovos temperaturas abaixo ou acima da usual durante a fase fetal sobre a utilização do saco de vitelo e resultante composição corporal dos pintos. O presente estudou se incubação contínua dos ovos à temperatura abaixo ou acima da usual durante a fase fetal altera os parâmetros de incubação, a utilização do saco de vitelo, a composição corporal, os parâmetros sanguíneos e a formação do tecido adiposo de pintos recém-eclodidos.

2. MATERIAL E MÉTODOS

O protocolo experimental do presente estudo está de acordo com os Princípios Éticos na Experimentação Animal, adotado pelo Colégio Brasileiro de Experimentação (COBEA) e foi aprovado pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA, proc. nº 021087/11, 07/10/2011), da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista – UNESP.

Delineamento Experimental

O experimento foi conduzido com 1116 ovos de matrizes de frangos de corte (Cobb[®]-500) com 59 semanas de idade, provenientes de incubatório comercial (Globo Aves, Itirapina-SP). Os ovos foram distribuídos homogeneamente pelos seus pesos (67-72g) em seis incubadoras horizontais (IP-200, Premium Ecológica), com controle automático de temperatura e viragem a cada duas horas, a 37,5°C e 60% de umidade relativa (N= 186 ovos/incubadora). A partir do 13º dia de incubação, 2 incubadoras tiveram sua temperatura aumentada para 39°C, duas incubadoras tiveram sua temperatura diminuída para 36°C e duas tiveram sua temperatura mantida a 37,5°C. Dessa forma, o delineamento experimental consistiu em três temperaturas de incubação [usual (37,5°C), baixa (36°C) e alta (39°C)], a partir do 13º dia de incubação, mantendo-se 60% de UR até a eclosão, sendo 2 incubadoras por temperatura.

Perda de massa e condutância

Para os cálculos de perda de massa, 15 ovos por temperatura foram pesados antes da incubação e no 13º e 19º dia de incubação. Foi analisada a perda de massa dos ovos (g) até o 13º dia, até o 19º e entre o 13º e o 19º dia de incubação. A condutância da casca do ovo foi calculada segundo Christensen *et al.*, (1994), pela fórmula: $C = PM/PSV$, onde (C= condutância, PM= perda de massa, PSV= pressão de saturação de vapor igual a 23,86 mm/Hg a 25°C), sendo utilizado a perda de massa (g) até o 19º dia de incubação.

Temperatura da superfície da casca dos ovos (TCO) e temperatura do ar da incubadora (TAI)

Os valores da TCO e da TAI foram registrados até o 18º dia de incubação, usando-se sistema de captura e armazenamento de dados (Alutal), constituído por mini-termopares tipo T (cobre-constant) conectados a “fieldloggers”, que armazenam e enviam os dados para software específico. Os termopares foram fixados na região equatorial de cinco ovos/temperatura/incubadora, com auxílio de fita adesiva, cobrindo uma superfície circular de 1 cm de diâmetro. Para registrar a temperatura do ar das incubadoras, um termopar foi colocado na região central de cada uma delas. Os dados foram coletados de 30 em 30 minutos.

Temperatura retal

Vinte pintos recém-eclodidos por temperatura de incubação tiveram sua temperatura retal (T) medida, utilizando termômetro digital (EcoLine®).

Duração da incubação

A duração dos períodos entre o início da incubação e a bicagem externa dos ovos, o início da incubação até a eclosão dos pintos e entre a bicagem externa e a eclosão dos pintos foram calculados e expressos em horas.

Eclodibilidade, mortalidade e malformações

Ao final da incubação (540h), foram calculadas a eclodibilidade (número de pintinhos eclodidos/número de ovos férteis incubados x 100) e de mortalidade embrionária total e no período de 13-21 dias de incubação (número de pintinhos não eclodidos/número de ovos férteis incubados x 100). Além disso, os ovos bicados nos quais os pintos não eclodiram foram analisados quanto à presença, tipo e frequência de malformações.

Qualidade dos pintos recém-eclodidos

Depois da secagem das plumas, a qualidade de 125 pintos (125 pintos machos / temperatura de incubação; 60 pintos machos / incubadora / temperatura de incubação) foram analisados quanto à presença de anormalidades físicas, seguindo a metodologia modificada de Tona et al.

(2003) (Tabela 1). Cada um dos critérios recebeu uma pontuação, sendo 100 a pontuação máxima e 0 a pontuação mais baixa. Pintos que receberam 100 pontos estavam livres de qualquer anormalidade. De acordo com o total de pontos recebidos, os pintos foram classificados como excelente (100 pontos), o ótimo (81-99 pontos), bom (61-80 pontos), regular (41-60 pontos), ruim (20-40 pontos), e muito ruim (0-19 pontos).

Tabela 1. Avaliação de variáveis físicas utilizadas para determinação da qualidade de pintainhos, adaptado de Tona et al. (2003)

Variáveis	Avaliação	Características	Scores
Atividade	Avaliada pelo tempo em que o pintinho permaneceu em decúbito dorsal. Permanência do pintinho em decúbito dorsal por tempo menor que 30 segundos foi considerada indicativa de boa atividade e por tempo acima de 30 segundos de atividade baixa.	Alta	6
		Baixa	0
Empenamento	Avaliado pela presença ou não de sujeira e de umidade nas penugens. Penugens limpas e secas são consideradas demonstrativas de bom empenamento, enquanto que penas úmidas e sujas ou limpas são consideradas como empenamento ruim.	Limpa e seca	10
		Limpa e úmida	8
		Suja e molhada	0
Olhos	Foram avaliados quanto ao brilho e à abertura das pálpebras.	Aberto e brilhante	20
		Aberto e fosco	10
		Olhos fechados	0
Pernas	Classificadas quanto à permanência ou não do pintinho em pé ou permanência em pé com dificuldade. Neste último caso, as articulações dos joelhos foram examinadas quanto à presença de sinais de inflamação e/ou vermelhidão. Se pintos permanecem em pé sem dificuldade, as pernas foram consideradas normais. Se pintos apresentaram dificuldade para permanecerem em pé, foram classificados como possuindo uma ou as duas pernas inflamadas.	Normais	20
		Uma perna inflamada	10
		Duas pernas inflamadas	0
Região umbilical	Avaliada quanto ao fechamento do umbigo, presença de sujeira e coloração.	Fechado e limpo	12
		Semi-fechado e não avermelhado	6
		Aberto e esbranquiçado	0
Cordão alantoideano	Avaliado quanto à sua persistência ou não, e seu comprimento. Foi considerado pequeno se comprimento for de até 1cm e grande se seu comprimento for maior que 1 cm.	Ausente	12
		Pequeno	8
		Grande	4
Saco de vitelo	Avaliado quanto à sua taxa de incorporação na cavidade abdominal (total, parcial e ausente).	Total	20
		Parcial	14
		Ausente	8

Características sanguíneas

Para a contagem do número de hemácias (RBC, nº de células/mm³) e análises do lipidograma (colesterol total, triglicérides, HDL, LDL e VLDL sérico) foram utilizadas amostras de sangue obtidas da jugular sem anticoagulante. As análises de RBC foram realizadas em câmara de “Neubauer”, utilizando amostras de sangue diluídas (1:800) em solução de Natt e Henrick (1952). Para obtenção dos dados do lipidograma, as amostras de sangue foram mantidas em frascos plásticos tipo “eppendorf ” por 1h à temperatura ambiente e centrifugadas à 3500rpm e 4°C por 15 minutos para separação do soro. O soro foi congelado em freezer à -70°C até o momento das análises. As dosagens de colesterol total, HDL e triglicérides foram realizadas utilizando-se kits comerciais (Labtest Diagnóstica S.A., Belo Horizonte, MG). As amostras foram preparadas e analisadas conforme especificações do fabricante, sendo realizadas três leituras em espectrofotômetro (Beckman Coulter, DU-800) aves/tratamento, utilizando comprimento de onda de 500nm. Os valores de VLDL e LDL foram quantificados por meio da equação $VLDL = \text{triglicérides}/5$ e $LDL = \text{colesterol total} - HDL - VLDL$.

Os dados eritrocitários (hematócrito, HCT; hemoglobina, HGB), gasometria do sangue (potencial hidrogênio, pH; pressão parcial de gás carbônico, PCO₂; pressão parcial oxigênio, PO₂; dióxido de carbono total, tCO₂; taxa de saturação de oxigênio, sO₂; excesso de bases , BEefc; bicarbonato, HCO₃⁻), e glicose (GLI) foram determinados em amostras de sangue coletadas da veia jugular com seringa heparinizadas, imediatamente após coleta, utilizando analisador clínico portátil (i-STAT[®]Co. – Abbott Laboratories – EUA, cartucho Cg8+[®]). Os valores de VCM, HCM e CHCM foram calculados utilizando-se as fórmulas $VCM = HCT/RBC \times 10$; $HCM = HGB/RBC \times 10$ e $CHCM = HGB \times HCT \times 100$. Foram analisados 10 pintos recém-eclodidos por temperatura de incubação.

Tecido adiposo

Amostras de tecido adiposo coletadas das regiões cervical, abdominal e perna foram utilizadas para análises do número de adipócitos/área, da área dos adipócitos e da taxa de mitoses dos adpócitos. Para isso, nove pintos

recém-eclodidos por temperatura foram mortos por deslocamento cervical seguido de sangria. Em seguida, para as análises histológicas e imunohistoquímica, as amostras foram fixadas em formaldeído 10% por 12 horas e mantidas em etanol 70% até o momento do processamento histológico, que consistiu em desidratação em série de concentração crescente de etanol, diafanização em mistura etanol:xilol e xilol, e infiltração e inclusão em histosec.

Morfometria

Secções semi-seriadas de 7 μ m de espessura foram corados com hematoxilina/eosina. A contagem do número de adipócitos/área e a área dos adipócitos (μ m²) foram obtidas utilizando-se sistema de captura e análise de imagens (Leica®). O número de adipócitos por área foi obtido pela análise de 16 campos microscópicos de 202.800 μ m² por amostra. A área dos adipócitos (μ m²) foi obtida pela mensuração de 180 adipócitos por amostra.

Imunoistoquímica

Foi utilizado técnica imunoistoquímica indireta para a marcação e identificação de adipócitos expressando Proteína Nuclear de Proliferação Celular (PCNA) (Kit of detection Starr Trek Universal HRP, Biocare Medical, USA). Secções de 8 μ m de espessura, dois cortes por amostra, foram colocados em lâminas histológicas carregadas eletricamente (Starfrost® Green, tissue-tek® auto write) e mantidas sob 30°C até o processamento, para que se fixassem na lâmina. Após desparafinização e hidratação (xilol 100%, etanol 100% , 90%, 80% e 70%, e água). As secções foram incubadas com peróxido de hidrogênio 15% em metanol, para inativar as peroxidases endógenas à temperatura ambiente por 30 minutos. Após escorrer a solução de H₂O₂ em metanol, as secções foram lavadas com tampão Tris-HCl 1M e pH 7,4 (3x, 1 min/cada). Logo após, para o bloqueio de antígenos inespecíficos, os cortes foram incubados por 90 min com soro equino (15 μ L de soro + 85 μ L de tampão Tris-HCl), em câmara úmida à 4°C. O soro inespecífico foi retirado e as secções incubadas com anticorpo primário monoclonal anti- PCNA de camundongo (PCNA Clone PC10; 1:100 em tampão Tris-HCl), por 1 hora em câmara úmida à 4°C. Em seguida, o anticorpo primário foi retirado e as secções lavadas com tampão Tris-HCl (3x, 2 min/cada). Depois, as secções

foram incubadas com anticorpo secundário universal (Trek Universal) em câmara úmida à temperatura ambiente por 20 minutos e, logo após, lavados com tampão Tris-HCl (2x, 2 min/cada). Em seguida, as secções foram incubadas com Trek Avidin-HRP à temperatura ambiente por 10 minutos e, então, lavadas com Tris-HCl (2x, 2 min/cada). Para a revelação da ligação antígeno-anticorpo, as secções foram incubadas com solução cromogena de diaminobenzidina betazoide (DAB) (uma gota de solução cromógena (~15µL) + 4µL de tampão substrato) à temperatura ambiente por três min. O bloqueio da reação foi realizado imergindo as lâminas com os cortes em água destilada. As secções foram rapidamente desidratadas (etanol 70%, 80%, 90% e 100%) e diafanizadas (xilol 100%, 2x), e as lâminas montadas com Entellan. Como controle dos resultados obtidos foi gerado controle negativo que consistiu na não incubação de secções com anticorpo primário (Fig. 1A e B). A taxa de mitose foi avaliada pelo número de células expressando PCNA presentes em 16 campos de 202.800µm² por amostra.

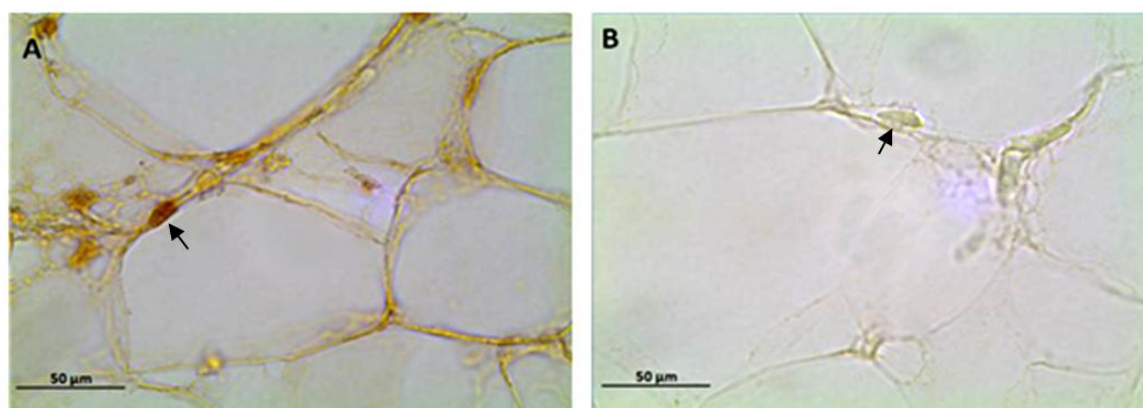


Figura 1. Fotomicrografias do tecido adiposo abdominal de pintos recém-clodidos. (A) Imunomarcção para PCNA. Seta: núcleo de adipócito expressando PCNA. (B) Controle negativo. Seta: ausência de imunomarcados para PCNA no núcleo do adipócito.

Composição química corporal e do saco de vitelo

Para as análises da composição química (umidade, matéria seca, cinzas, extrato etéreo, proteína bruta, extrativo não nitrogenado) corporal e do saco de vitelo, foram utilizados doze pintos por temperatura. Os pintos foram pesados e mortos por deslocamento cervical. Após retirada dos sacos de vitelo,

ambos, pintos e sacos de vitelo foram pesados separadamente e congelados em freezer -20°C. Inicialmente, as amostras foram submetidas a pré-secagem em estufa à 55°C por 4 dias. Em seguida, elas foram moídas individualmente em moinho de bola e armazenadas individualmente em potes plásticos mantidos à temperatura ambiente.

Para determinação da umidade e matéria seca, 1g por amostra foi colocada em cadinho de porcelana previamente seco e pesado, e mantido a 105°C por 16 horas em estufa de ventilação forçada. Ao final da secagem, os cadinhos contendo o que sobrou das amostras foram pesados e a diferença de seus pesos antes e após secagem utilizada para o cálculo de MS e Umidade. Posteriormente, os cadinhos contendo a MS foram mantidos em Mufla a 600°C por seis horas para obtenção do conteúdo de cinzas, que correspondeu à diferença de peso antes e após a queima. Para obtenção do conteúdo de extrato etéreo (EE) (fração lipídica), 1 g por amostra foi colocado sobre papel de filtro qualitativo pré-seco e pesado e colocado no interior de um extrator intermitente (Soxhlet®) para extração contínua com éter de petróleo por 8 horas. O conteúdo de EE correspondeu à diferença de peso das amostras antes e após a extração. Após extração do EE, 100mg da MS desengordurada foi utilizada para análise de proteína bruta, utilizando aparelho Leco FP-528 que nos forneceu o valor proteína bruta das amostras. O valor do extrativo não nitrogenado (ENN) na MS correspondeu ao conteúdo de EEN=100 - (EE+ PB+Cinzas). Todos os cálculos foram corrigidos para a MS foram expressos em (%) e em (g) em relação ao peso do pinto sem saco de vitelo e do saco de vitelo propriamente dito. As análises foram realizadas no Laboratório de Nutrição Animal, do Departamento de Zootecnia, da FCAV-UNESP, seguindo metodologia descrita por Silva e Queiroz (2002).

Análises estatísticas

Para análise das características do tecido adiposo foi realizado um delineamento inteiramente casualizado em esquema fatorial 3x3 temperatura de incubação(36°C, 37,5°C e 39°C) x região corporal do pinto (abdominal, cervical e perna) os demais dados foram analisados em um Delineamento Inteiramente Casualizado DIC temperatura de incubação(36°C, 37,5°C e 39°C).

Após verificação da presença de outliers, do atendimento às pressuposições de normalidade dos erros estudentizados (Cramer-von Mises) e da homogeneidade de variâncias (Brown and Forsythe's). Os dados foram submetidos à análise de variância através do procedimento *General Linear Model* (GLM) do programa SAS[®] (SAS Institute, 2002). Em caso de efeito significativo, a comparação entre as médias será realizada pelo Teste de Tukey, considerando-se $p \leq 0,05$.

3. RESULTADOS

Perda de massa e condutância

A Figura 2 mostra os dados de perda de massa e a condutância da casca dos ovos de 13-19 dias e de 1-19 dias de incubação. A perda de massa e a condutância da casca dos ovos aumentaram significativamente ($p \leq 0,05$) com o aumento da temperatura de incubação em ambos os períodos

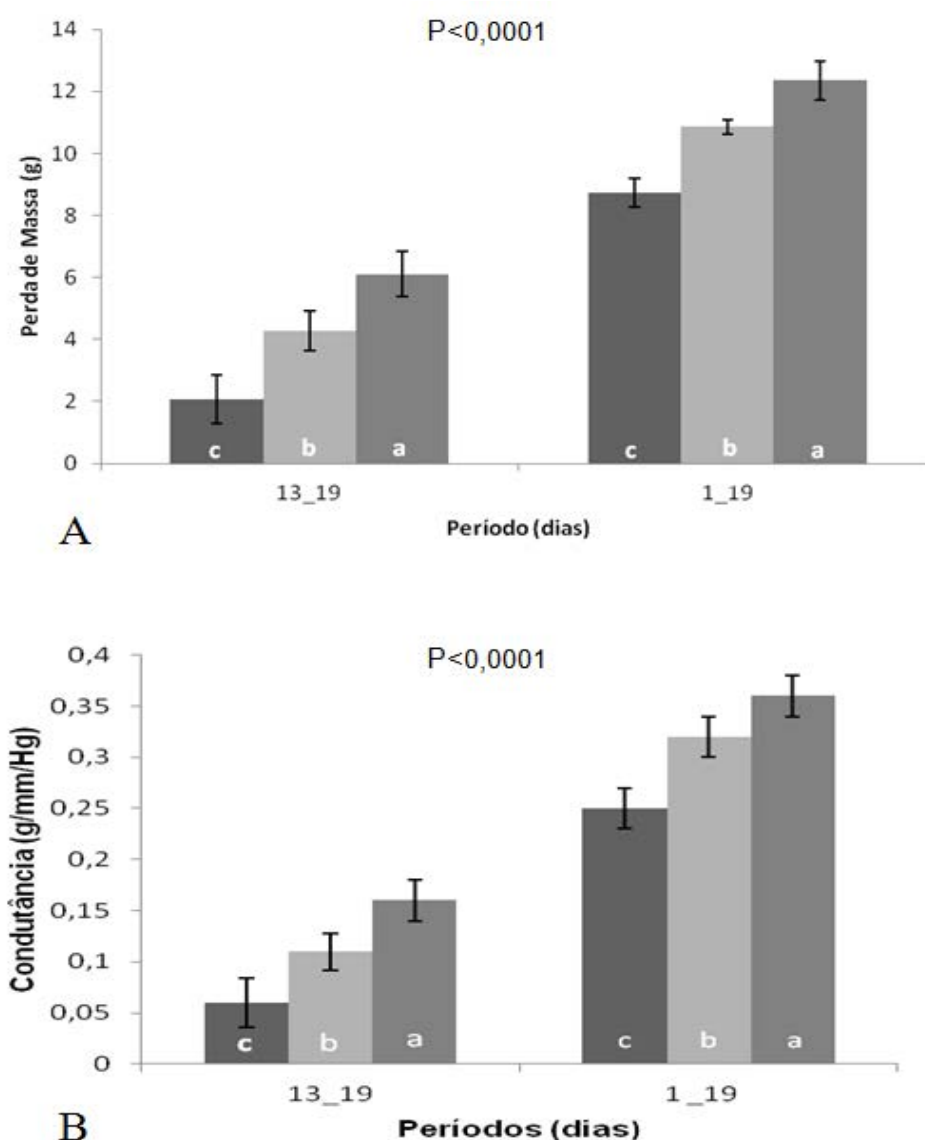


Figura 2. Perda de massa (A) e condutância da casca (B) dos ovos de 13-19 e de 1-19 dias de incubação, de acordo com a temperatura de incubação (36°C: cinza escuro; 37,5°C: cinza claro; 39°C: cinza médio). a-c: letras distintas indicam diferença significativa entre as médias dentro do período ($P \leq 0,05$).

Diferença entre temperatura da superfície da casca dos ovos (TCO) e temperatura do ar da incubadora (TAI)

A diferença TCO-TAI (Fig. 3) foi menor quanto maior foi a temperatura de incubação, e apresentou valores negativos sob incubação a 39°C ($P \leq 0,05$).

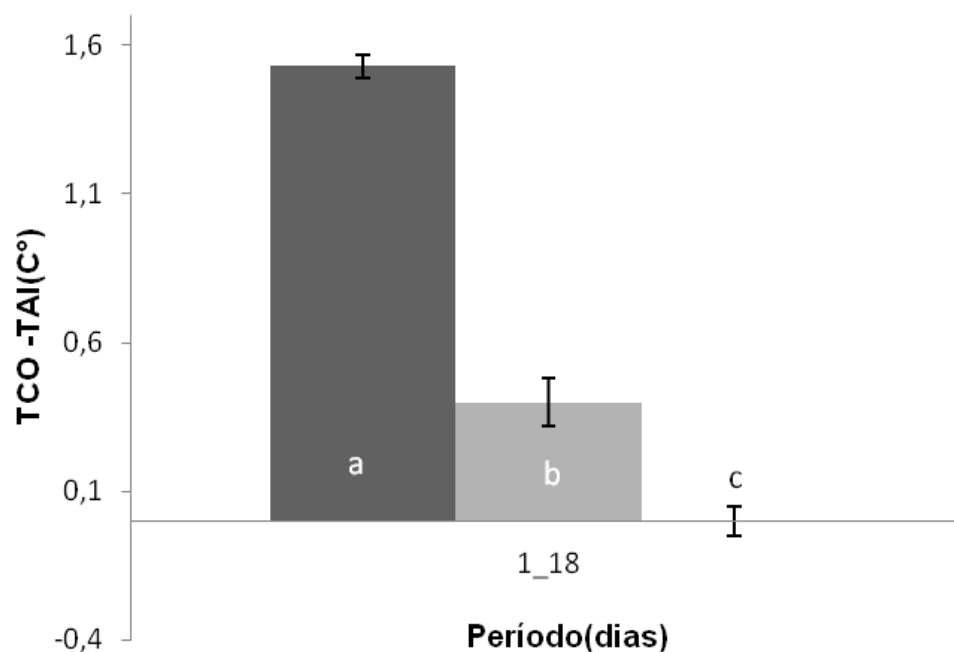


Figura 3. Diferença entre as temperaturas média da casca dos ovos e temperatura do ar da incubadora (TCO-TAI) de 1-18 dias de incubação, de acordo com a temperatura de incubação (36°C: cinza escuro; 37,5°C: cinza claro; 39°C: apenas barra de desvio padrão). a-c: letras distintas indicam diferença significativa entre as médias dentro do período ($P < 0,0001$).

Duração da incubação

A temperatura de incubação influenciou significativamente ($p \leq 0,05$) a duração da incubação até a bicagem externa e até a eclosão total, as quais foram maiores nos ovos submetidos a 36°C, e menores nos ovos incubados a 37,5°C e 39°C que não diferiram entre si. Todavia, não houve efeito significativo ($p > 0,05$) das temperaturas sobre o intervalo de tempo entre bicagem externa e a eclosão (Tab. 2).

Tabela 2. Duração da incubação do primeiro dia até a bicagem externa (1-BE), até a eclosão (1-Eclosão) e da BE até a eclosão (BE-Eclosão) de pintos machos, de acordo com a temperatura de incubação.

Temperatura	1-BE	1-Eclosão	BE-Eclosão
36°C	502,13±10,98A	520,1±11,97 ^a	16,2±8,39
37,5°C	490,98±12,55B	508,7±12,59B	15,18±8,67
39°C	485,97±16,33B	502,8±13,32B	15,39±5,03
P	<0,0001	<0,0001	0,8956
CV (%)	3,01	2,94	38,76

A-B: Médias (colunas) seguidas de letras distintas diferem significativamente pelo teste de Tukey ($p < 0,0001$). CV: coeficiente de variação.

Eclodibilidade, mortalidade e malformações

Os dados da Tabela 3 mostram efeito significativo ($P \leq 0,05$) das temperaturas de incubação sobre a porcentagem de eclosão e de mortalidade total de 13-21 dias. A eclodibilidade dos pintos foi maior nos ovos oriundos de incubação a 39°C do que nos ovos incubados a 36°C e 37,5°C, os quais não diferiram entre si nessa variável. As taxas de mortalidade total e de mortalidade no período de 13-21 dias sob incubação à 36°C e 37,5° foram similares ($p > 0,05$) e ao mesmo tempo maiores ($p \leq 0,05$) do que sob incubação a 39°C. Os ovos bicados não eclodidos apresentaram dois tipos de malformações: região umbilical aberta (RUA) e saco de vitelo não incorporado (SVNI). A porcentagem de pintos que apresentaram RUA foi semelhante nas três temperaturas de incubação; porém, a porcentagem de pintos com SVNI foi maior nos ovos incubados a 39°C, seguido de 36°C e por fim, 37,5°C.

Tabela 3. Porcentagens de eclosão, mortalidade e malformações embrionárias, de acordo com a temperatura de incubação.

Variáveis	Temperatura de incubação (°C)			P	CV(%)
	36	37,5	39		
Eclodibilidade	67,6b	68,1b	75,7a	<0,0001	7,56
Mortalidade					
Total	32,4 ^a	31,9a	24,3b	<0,0001	8,87
1-12d	5,5	4,3	3,6	0,1321	11,14
13-21d	26,9 ^a	27,6a	20,7b	0,0239	10,29
Malformação					
SVNI [*]	4,6b	2,6c	10,4a	<0,0001	23,67
RUA ^{**}	3,7	2,6	5,2	0,1039	10,75

a-b: Médias (linhas) seguidas de letras não similares diferem significativamente pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$). ^{*}SVNI: saco de vitelo não incorporado. ^{**}RUA: região umbilical aberta. CV: coeficiente de variação.

Qualidade de pintos recém eclodidos

Incidência de cada um dos critérios , valor médio e qualidade do pintinho estão apresentados na Tabela 4. Independente da temperatura de incubação , não houve incidência de anormalidades físicas, como o crânio aberto, bico cruzado, quatro pernas , cegueira , ausência de pescoço e pernas de sustentação , anormais para baixo e os olhos, e problemas nas pernas nos filhotes. Incidência de vermelhidão e umbigo aberto e baixa atividade foi maior em pintos oriundos de ovos incubados a 39° C. Incidência de cordão alantoide ocorreu em pintos de ovos incubados a 36°C e 39°C e foi maior no último em relação ao primeiro . Ausência de completa saco vitelino incorporação foi observada somente para pintos de incubação a 39°C. Com base na pontuação total individual, pintos de incubação a 36°C e 37,5°C apresentou qualidade excelente e ótima, enquanto que os pintos oriundos de ovos incubados a 39°C teve ótima qualidade e boa. A média do escore total foi semelhante entre pintos de incubação a 36°C e 37,5°C , mas superior para pintos de incubação a 39°C. Não houve registro de pintos com baixo , muito ruim ou má qualidade no presente estudo .

Tabela 4. Frequência de malformação, baixa atividade e qualidade do pinto e média total de pintos recém eclodidos por temperatura de incubação.

Critérios	Temperatura de incubação		
	36°C	37,5°C	39°C
Anormalidade física	0,00	0,00	0,00
Baixa atividade (%)	20,0	20,0	80,0
Empenamento (%)	0,00	0,00	0,00
Condições dos olhos (%)	0,00	0,00	0,00
Problema de perna (%)	0,00	0,00	0,00
Condição de umbigo (%)	60,0	40,0	90,0
Cordão alantoide (%)	5,00	0,00	30,0
Saco de vitelo(%)	0,00	0,00	10,0
Chick Quality (%)			
Excelente	40,0	60,0	0,00
Ótimo	60,0	40,0	60,0
Bom	0,00	00,0	40,0
Regular	0,00	0,00	0,00
Ruim	0,00	0,00	0,00
Muito ruim	0,00	0,00	0,00
Score média total	96.40 a	93.40 a	80.80 b

a-b: médias seguidas de letras não similares diferem significativamente e ($p < 0,0001$). N= 125 pintos/temperatura. CV: coeficiente de variação.

Temperatura superficial corporal

No presente trabalho, não foram registradas diferenças significativas na temperatura retal dos pintos recém-eclodidos entre as diferentes temperaturas de incubação utilizadas (Tab. 5).

Características sanguíneas

Os dados referentes às características eritrocitárias, gasometria e minerais são apresentados na tabela 5 e os do lipidograma e glicose sanguínea na Tabela 6. As únicas características sanguíneas influenciadas significativamente ($p \leq 0,05$) pela temperatura de incubação foram PCO_2 , HCO_3^- , tCO_2 e colesterol total, cujos valores foram maiores para os pintos recém eclodidos de ovos incubados a 36°C do que a 37,5°C e a 39°C, entre os quais não ocorreram diferenças significativas entre essas variáveis.

Tabela 5. Temperatura retal, características eritrocitárias e gasometria do sangue de pintos macho recém-eclodidos de acordo com a temperatura de incubação

	Temperatura de incubação (°C)			P	CV(%)
	36	37,5	39		
T (°C)	37,97	38,31	38,08	0,2433	8,44
RBC	2,69	2,31	8,18	0,8633	63,99
HGB (g/dL)	8,58	6,30	8,18	0,2224	23,67
HCT (%)	25,25	18,50	24,00	0,2176	23,60
HCM (g/dL)	28,42	41,03	49,23	0,4183	69,02
VCM (fL)	83,62	120,38	105,55	0,5048	54,39
CHCM (%)	33,97	34,07	34,01	0,4289	0,43
pH	7,21	7,24	7,27	0,4834	1,07
PCO ₂ (mmHg)	48,58 ^a	34,23 ^b	32,00 ^b	0,0296	20,36
PO ₂ (mmHg)	12,75	18,75	18,00	0,0772	21,33
BE _{ecf} (mmol/l)	-8,750	-12,750	-12,00	0,2596	30,37
HCO ₃ ⁻ (mmol/l)	20,48 ^a	15,70 ^b	15,65 ^b	0,0353	14,41
tCO ₂ (mmol/l)	22,50 ^a	17,00 ^b	17,00 ^b	0,0226	13,82
sO ₂ (%)	21,75	34,25	32,25	0,2405	35,26

a-b: Médias (linhas) seguidas de letras não similares diferem significativamente e ($p \leq 0,05$). Temperatura retal (T) Contagem de células vermelhas (RBC), hemoglobina (HGB), hematócrito (HCT), hemoglobina corpuscular média (HCM), volume corpuscular médio (VCM), concentração de hemoglobina corpuscular média (CHCM), potencial hidrogeniônico pH, pressão parcial de gás carbônico (PCO₂), pressão parcial oxigênio (PO₂), excesso de bases (BE_{ecf}), bicarbonato (HCO₃⁻), dióxido de carbono total (tCO₂), taxa de saturação de oxigênio (sO₂).

Tabela 6. Lipidograma e glicose sanguínea de pintos machos recém-eclodidos, de acordo com a temperatura de incubação.

	Temperatura de incubação (°C)			P	CV (%)
	36	37,5	39		
Colesterol (mg/dL)	372,86 ^a	309,11 ^b	309,68 ^b	0,0489	0,1677
HDL (mg/dL)	84,78	87,81	73,05	0,2537	22,24
LDL (mg/dL)	265,07	228,83	206,05	0,1120	22,87
Triglicérides (mg/dL)	115,07	133,30	107,43	0,2981	25,76
VLDL (mg/dL)	23,01	26,66	21,48	0,2976	25,76
Glicose (mg/dL)	197,50	179,50	189,00	0,6702	14,75

a-b: Médias (linhas) seguidas de letras não similares diferem significativamente ($p \leq 0,05$). Lipoproteína de alta densidade: (HDL), Lipoproteína de baixa densidade: (LDL), Lipoproteína de muita baixa densidade: (VLDL).

Tecido Adiposo

Foram analisados a área (μm^2), o número e a taxa de mitose dos adipócitos. Como mostrado na Tabela 7, houve interação significativa ($P \leq 0,05$) entre temperatura de incubação e região corporal para a área e o número de adipócitos, e efeito significativo apenas da região corporal sobre a taxa de mitose. Na tabela 7 a taxa de mitose foi maior no tecido adiposo da região abdominal, comparado às regiões cervicais e perna, que não diferiram entre si nesta variável. De acordo com o desmembramento da interação entre temperatura de incubação e região corporal (Tab. 8), ocorreu influência da temperatura de incubação apenas sobre a área dos adipócitos da região cervical, que foi menor ($P \leq 0,05$) nos pintos de ovos incubados a 39°C do que a 36°C e $37,5^\circ\text{C}$, entre as quais não houve diferença significativa ($P > 0,05$) nesta variável. Além disso, houve diferença na área dos adipócitos entre as regiões corporais nos pintos de ovos incubados a 36 e 39°C . Nos pintos de ambas as temperaturas, as áreas dos adipócitos das regiões abdominal e da perna foram similares entre si, e maiores ($P \leq 0,05$) do que a área dos adipócitos da região cervical (Fig. 5). Ainda de acordo com a citada interação (Tab. 9), houve efeito da temperatura de incubação apenas sobre o número de adipócitos da região cervical, que foi maior nos pintos de ovos incubados a 39°C do que a $37,5^\circ\text{C}$, mas não ocorreu diferença nesta variável entre estes pintos e os de ovos incubados a 36°C (Fig. 5). Houve diferença significativa ($P \leq 0,05$) no número de adipócitos entre as 3 regiões corporais analisadas, independentemente da temperatura de incubação. Nos pintos de ovos incubados a 36°C e a $37,5^\circ\text{C}$, o número de adipócitos foi menor ($P \leq 0,05$) na região abdominal do que nas regiões cervical e na perna, que não diferiram nesta variável. Nos pintos de ovos incubados a 39°C , o número de adipócitos nas regiões abdominal e na perna foi similar, porém menor ($P \leq 0,05$) do que na região cervical.

Tabela 7. Área, número de adipócitos e número de adipócitos em mitose em pintos recém eclodidos, de acordo com a temperatura de incubação e região corporal.

	Área (μm^2)	Número (Nº cel/área)	Taxa de Mitose (nº cel. PCNA ⁺ /área)
Temperatura (T)			
36°C	1599,67±441,3	26,23 ±8,42	1,69 (1,11±1,09) ^T
37,5°C	1567,05±325,8	28,33 ±8,51	1,22(0,96±0,83) ^T
39°C	1335,39±373,1	33,84 ±9,54	1,78(1,15±0,92) ^T
Região Corporal (R)			
Abdominal	1751,30±262,3	23,27 ±4,57	1,4(1,00±0,94 B) ^T
Cervical	1146,74±300,7	34,21 ±10,99	2,04(1,22±1,05 A) ^T
Perna	1646,13±307,9	30,90 ±7,70	1,25(0,98±0,74B) ^T
Probabilidades			
T	0,0081	0,0011	0,0698
R	<0,0001	<0,0001	0,0094
TxR	0,0325	0,0055	0,0773
CV(%)	16,96	23,75	27,23

CV: coeficiente de variação. PCNA: proteína nuclear de proliferação celular . A-B: Médias seguidas por letras diferentes diferem entre si pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$). ^T: Dados transformados.

Tabela 8. Desdobramento da interação entre temperatura de incubação e região corporal dos pintos recém-eclodidos, para área (μm^2) dos adipócitos de pintos de corte na eclosão

	Regiões			P
	Abdominal	Cervical	Perna	
36°C	1906,87±258,5a	1095,34±156,7ABb	1796,81±325,4a	<0,0001
37,5°C	1804,84±159,3	1387,60±279,9A	1542,68±376,8	0,0585
39°C	1500,38±201,8a	917,15±243,7Bb	1616,15±147,5a	<0,0001
P	0,0537	0,0064	0,2018	

CV: coeficiente de variação. A-B; a-b: médias seguidas por letras distintas nas colunas e nas linhas, respectivamente, diferem significativamente pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$).

Tabela 9. Desdobramento da interação entre temperatura de incubação e região corporal dos pintos recém-eclodidos, para número de adipócitos

Temperatura	Abdominal	Cervical	Perna	P
36°C	19,84±3,34b	31,54±10,65ABa	27,29±5,29ab	0,0052
37,5°C	24,46±4,15b	27,10B±8,33ab	33,41±10,16a	0,0379
39°C	25,51±4,40b	43,99±6,24Aa	32,02±6,32b	<0,0001
P	0,2340	<0,0001	0,1944	

CV: coeficiente de variação. A-B; a-b: médias seguidas por letras distintas nas colunas e nas linhas, respectivamente, diferem significativamente pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$).

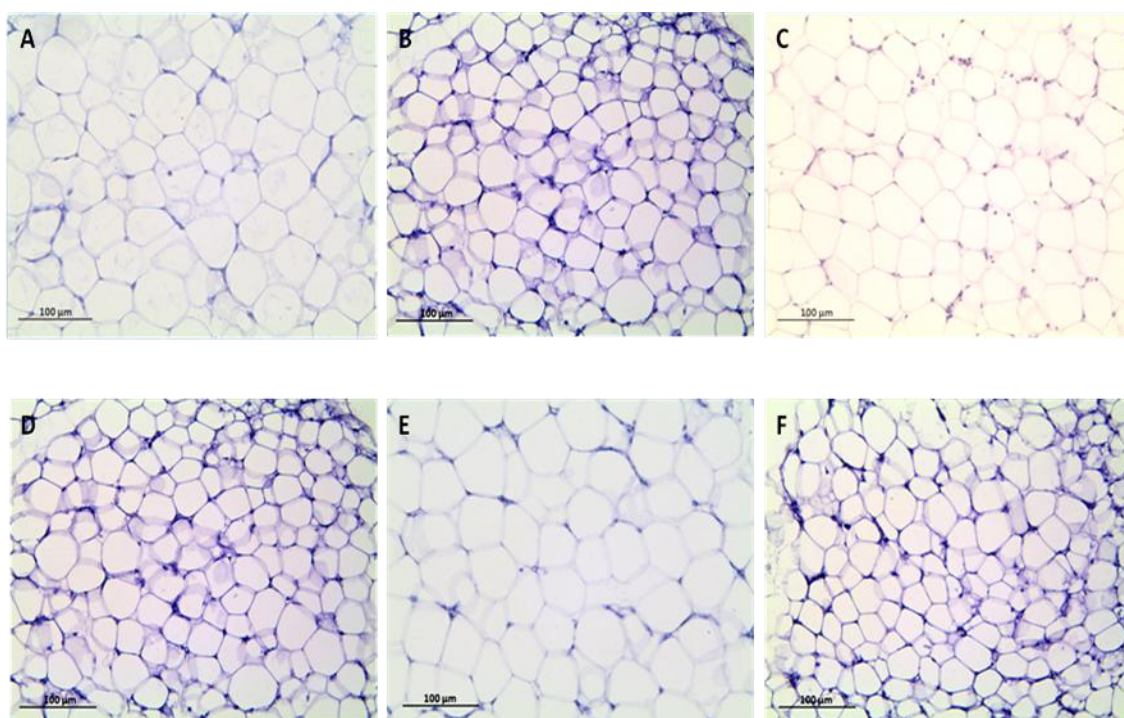


Figura 4. A-C: Fotomicrografias de cortes histológicos do tecido adiposo de pintos recém-eclodidos de ovos incubados a 36°C, mostrando menor tamanho de adipócitos na região cervical (B) do que nas regiões abdominal (A) e na perna (C). D-F: Fotomicrografias do tecido adiposo da região cervical de pintos recém-eclodidos, mostrando maior tamanho de adipócitos nos pintos de ovos incubados a 37,5°C (E) do que a 36°C (D) e 39°C (F).

Bromatologia

As Tabelas 10 e 11 apresentam os dados do peso e composição química dos pintos e de seus sacos de vitelo, respectivamente. No que se refere à composição química, apenas a porcentagem de cinzas foi influenciada significativamente ($P \leq 0,05$) pela temperatura de incubação, e foi maior nos pintos originários de incubação a 36°C do que a 39°C. Para a composição química dos sacos de vitelo, nos pintos oriundos de incubação a 36°C foram registrados peso e índice do saco de vitelo, quantidade absoluta (g) de MS, umidade, cinzas, EE, e PB significativamente ($P \leq 0,05$) menores em relação aos pintos incubados a 37,5°C e 39°C que não diferiram entre si. ENN(%) foi significativamente ($P \leq 0,05$) menor nos sacos de vitelo dos pintos de ovos incubados a 37,5°C comparada aos de ovos incubados a 36°C e 39°C, que não diferiram entre si em tal variável. Não foi encontrado efeito significativo ($P \leq 0,05$) das temperaturas de incubação para os índices de MS, Cinzas, EE e PB e ENN(g) no saco de vitelo.

Tabela 10. Peso e composição química de pintos recém-eclodidos de ovos, de acordo com a temperatura de incubação

Componentes		Temperatura de incubação			P	CV(%)
		36°C	37.5°C	39°C		
Peso ave	(g)	48,50±3,08	48,94±2,03	48,98±2,88	0,8173	6,58
	(%)*	60,60±3,15	61,60±2,27	59,89±2,99	0,7641	6,02
MS	(g)	21,95±1,11	21,50±0,97	22,62±1,63	0,1552	5,87
	(%)	45,21±3,37	45,06±2,88	44,39±3,61	0,9329	7,42
Umidade	(g)	27,23±2,58	26,80±1,99	27,76±1,98	0,6080	7,88
	(%)	54,80±3,38	59,94±2,88	55,61±3,60	0,8173	6,04
Cinzas	(g)	2,03±0,13	1,97±0,20	1,92±0,25	0,4836	10,32
	(%) ¹	9,24±0,37a	9,00±0,35ab	8,80±0,46b	0,0424	4,45
EE	(g)	5,44±0,66	5,08±0,72	5,13±0,74	0,6933	13,46
	(%) ¹	24,82±2,86	23,61±2,38	22,54±2,23	0,1274	10,69
PB	(g)	13,50±0,98	13,82±1,17	14,05±0,88	0,4293	7,35
	(%) ²	61,45±2,21	62,81±2,42	62,99±1,50	0,1859	3,34
ENN	(g)	1,93±0,61	1,84±0,46	1,93±0,64	0,3566	30,67
	(%) ¹¹	7,39 (2,10±0,45)	6,32 (1,93±0,58)	7,29 (2,09±0,44)	0,6847	24,25

a-b: médias seguidas por letras diferentes (linhas) diferem entre si pelo teste de Tukey (5%).

*Peso relativo do saco de vitelo em relação ao peso do ovo. ¹Dados com base na matéria seca.

³Proteína Bruta desengordurada com base na matéria seca. SV: saco de vitelo, MS: matéria seca, EE: extrato etéreo, PB: Proteína bruta, ENN: extrativo não nitrogenado, CV: coeficiente de variação.

Tabela 11. Peso e composição química dos sacos de vitelo de pintos recém eclodidos, de acordo com a temperatura de incubação

Componentes		Temperatura de Incubação			P	CV(%)
		36°C	37,5°C	39°C		
SV	(g)	7,88±1,11b	8,79±0,96ab	9,41±1,8a	0,0008	15,49
	(%)*	11,25±1,74b	12,57±1,35ab	13,47±2,54a	0,0008	15,62
Umidade	(g)	3,52±0,50b	4,12±0,39a	4,24±0,54a	0,0024	12,11
	(%)	48,18±3,23	47,32±2,48	46,26±2,75	0,2938	6,04
MS	(g)	3,51±0,38b	4,59±0,41a	4,91±0,46a	<,0,0001	9,54
	(%)	51,82±3,23	52,68±2,48	53,74±2,75	0,2938	5,43
Cinzas	(g)	0,17±0,03b	0,19±0,03ab	0,23±0,05a	0,0014	19,87
	(%) ¹	4,57±0,81	4,10±0,58	4,56±0,98	0,1475	20,03
EE	(g)	2,80±0,42b	3,41±0,27a	3,55±0,46a	0,0007	12,24
	(%) ¹	77,00±2,09	77,62±1,56	78,17±1,25	0,3489	2,21
PB	(g)	0,46±0,07b	0,59±0,08a	0,65±0,11a	0,0003	16,31
	(%) ²	12,43±1,18	12,34±0,82	12,34±0,87	0,6615	6,78
ENN	(g)	0,22±0,05	0,23±0,15	0,30±10	0,1765	42,48
	(%) ¹	5,87±1,23b	6,76±0,52a	4,69±1,16b	0,0118	18,61

*Peso relativo do saco de vitelo em relação ao peso do ovo. ¹Dados com base na matéria seca.

²Proteína Bruta desengordurada com base na matéria seca. SV: saco de vitelo, MS: matéria seca, EE: extrato etéreo, PB: Proteína bruta, ENN: extrativo não nitrogenado, CV: coeficiente de variação. a-b: médias seguidas por letras diferentes (linhas) diferem entre si pelo teste de Tukey (P≤0,05).

4. DISCUSSÃO

No presente estudo foi analisado se temperatura de incubação abaixo (36°C) ou acima (39°C) da usual ($37,5^{\circ}\text{C}$) a partir do 13º dia altera o aproveitamento do saco de vitelo e a composição corporal e a formação do tecido adiposo dos pintos na eclosão.

O peso do saco de vitelo foi maior a 36°C do que a 39°C , enquanto que a utilização de seus componentes foi maior sob 36° do que a $37,5^{\circ}\text{C}$ e 39°C . Todavia, a relação entre o conteúdo e o peso dos sacos de vitelo não foi alterada pelas temperaturas de incubação, o que indica ausência de utilização diferencial por um dos componentes do saco de vitelo (Água, EE, PB, Cinzas). Apesar da maior utilização do saco de vitelo sob incubação a 36°C , não houve diferença no peso corporal sem saco de vitelo dos pintos entre as temperaturas de incubação. Esse dado é interessante, uma vez que indica que a maior utilização do saco de vitelo sob incubação a 36°C não resultou em maior conversão em massa corporal. Nossos dados concordam com os registrados por Willemssen et al. (2011) para aves da linhagem Cobb-500, que também não observaram influência da temperatura de incubação sobre a massa corporal dos pintos na eclosão. Todavia, apesar destes autores terem utilizado temperaturas de incubação 3°C abaixo e acima da usual, eles não observaram efeito das temperaturas de incubação sobre o peso dos sacos de vitelo, diferindo, portanto, dos dados do presente estudo. Tal diferença com que se refere a influência da temperatura sobre a utilização do saco de vitelo pode estar relacionado com o fato de Willemssen et al. (2011) terem analisado manipulação intermitente da temperatura (4 h/dia) e apenas do 16º ao 18º dia de incubação. Por outro lado, os resultados para frango (presente estudo) diferiram dos obtidos por Wineland et al. (2006a,b); Yalçın et al. (2008), os quais registraram menor utilização do saco de vitelo em pintos de ovos incubados sob temperatura acima da usual. Nossos resultados também diferem dos resultados observados em peru por Eiby e Booth (2009), segundo os quais o peso corporal foi menor e o do saco de vitelo maior sob temperatura de incubação acima (36°C) da usual (34°C). Segundo Ar e Rahn (1980) e Taylor (1999), altas temperaturas de incubação aceleram o metabolismo embrionário, acentuando a demanda de energia. Neste contexto, esperávamos que

houvesse redução do conteúdo lipídico do saco de vitelo à temperatura de incubação acima da usual (39°C), o que não foi registrado. Pelo contrário, maior utilização dos componentes do saco de vitelo foi observado sob incubação à temperatura abaixo da usual (36°C). Considerando que não houve diferença na massa corporal sem saco de vitelo dos pintos entre as temperaturas, é possível que a maior utilização do saco de vitelo sob 36°C tenha sido resultante de gastos maiores com a manutenção do período mais longo de desenvolvimento (duração mais longa da incubação). Tal possibilidade também foi levantada para uma outra espécie de megapoda (malleefowl, *Leipoa ocellata*) por Booth (1987), que registraram maior consumo de oxigênio sob incubação à baixa temperatura.

De acordo com Vleck et al. (1979), reserva energética na forma de saco de vitelo ou tecido adiposo é muito importante para recém-eclodidos precociais, os quais não são alimentados por seus pais. No presente estudo, pintos de incubação a 36°C apresentaram menor conteúdo de saco de vitelo para aproveitamento no período imediatamente pós-eclosão. No que se refere ao sistema de criação avícola, os dados indicam que os pintos de incubação à 36°C terão menos nutrientes para o período de jejum entre eclosão e alojamento do que os pintos de eclosão a 37,5°C e 39°C. Por sua vez, neste trabalho, o conteúdo total de lipídio corporal não foi influenciado pela temperatura de incubação, sugerindo ausência de efeito sobre a deposição total de lipídio em tecido adiposo. Contudo, nossos resultados revelam, pela primeira vez, que temperatura de incubação interferiu no tamanho dos adipócitos dos pintos na eclosão, e que alta temperatura de incubação diminuiu o tamanho dos adipócitos na região cervical. O menor tamanho dos adipócitos cervicais poderia ser resultante de um processo de proliferação celular mais intenso nessa região sob alta temperatura; todavia, não foi detectada alteração da taxa de mitose dessa região pela alta temperatura de incubação, o que neutraliza tal possibilidade. Todavia, o presente estudo também registrou que, sob incubação a 36°C e 39°C, os adipócitos da região cervical são menores do que os da região abdominal e da perna, o que dificulta o estabelecimento de relação entre hipertrofia dos adipócitos e perda de calor corporal.

Segundo Noble e Cocchi (1990), Speak et al. (1998) e Sato et al. (2006), os triglicerídeos são os principais componentes empregados na produção de

energia, correspondendo a 67% dos lipídios da gema que são importantes na formação e crescimento embrião e do feto. Embora o presente trabalho tenha registrado maior utilização do saco de vitelo sob incubação a 36°C, sugerindo a possibilidade de alterações no lipidograma dos pintos de incubação à baixa temperatura, não foram observadas alterações nas concentrações de lipoproteínas HDL, VLDL e LDL e de triglicérides no sangue dos pintos oriundos de ovos incubados a 36°C. Todavia, a concentração de colesterol total foi maior nesses pintos do que nos de incubação a 37,5°C e 39°C. Connor et al. (1969) verificaram que 98% do colesterol dos pintos na eclosão é proveniente da gema. Dessa forma, o aumento da taxa de colesterol promovido pela baixa temperatura de incubação (presente estudo) deve ter sido resultante da maior utilização do saco de vitelo registrada para esses pintos. Nossos dados de colesterol concordam com resultados encontrados por Willemsen et al. (2010), que também registraram valores maiores de colesterol para pintos de ovos incubados à temperatura abaixo da usual.

Nossos resultados também mostraram que aumento da temperatura de incubação aumentou a perda de massa e a condutância da casca. A perda de água é um processo normal durante a incubação, e corresponde usualmente a 12-14% do peso do ovo para frangos e perus (RAHN et al., 1981). Entretanto, perda de massa (água) muito acima ou abaixo desse valor influencia negativamente o desenvolvimento embrionário (RAHN; AR, 1974), consequentemente, a eclodibilidade (MEIR et al., 1984). Incubações sob temperatura acima (>38°C) da usual (37,5-38,0°C) causam perda excessiva de água (>14%) pelos ovos, podendo gerar desidratação e reduzir eclodibilidade, ao mesmo tempo que temperaturas abaixo da usual (<37,5°C) podem reduzir a perda de água (<12%), diminuindo as trocas gasosas entre os ovos e o meio ambiente da incubadora (ROMANOFF, 1960). No presente estudo, a perda de massa dos ovos incubados a 36°C ficou dentro do intervalo de normalidade (12%), mas nos ovos incubados a 37,5°C e 39°C ela foi maior (14,8% e 16,9%, respectivamente) do que o valor considerado normal, indicando que esses ovos apresentaram perda excessiva de massa.

Considerando que cada grama de gordura metabolizada da gema origina um grama de água, o incremento da oxidação lipídica resulta em uma maior produção de água metabólica (RONDÓN e MURAKAMI, 1998). Assim, a

perda de massa pelos ovos pode ser resultante do aumento do processo evaporativo da água dos seus próprios constituintes e da produção de água metabólica (SHAFEY, 2002).

Segundo Tullet *et al.* (1982), o conteúdo de água dos pintos e de seus sacos de vitelo residuais é afetado pela perda de massa do ovo durante a incubação e contribui para as diferenças no peso de pintos oriundos de ovos com o mesmo peso ao eclodir, sendo que mais de 97% da variação do peso do pinto na eclosão pode ser explicada por dois fatores, peso do ovo antes da incubação e perda de massa durante a incubação. No presente estudo, entretanto, não ocorreu diferença no peso corporal dos pintos recém-eclodidos entre as temperaturas de incubação, indicando que o aumento da perda de água por evaporação causado pelo aumento da temperatura de incubação não influenciou o peso corporal das aves recém eclodidas. Essa ausência de efeito da perda de água sobre o peso corporal dos pintos deve estar relacionada com o fato dos embriões apresentarem mecanismos de regulação que limitam sua dependência de variáveis ambientais (SIMKISS, 1980 a, b). Tais mecanismos, de acordo com Hoyt (1979), tornam os embriões tolerantes a diferentes taxas de perda de água, pela variação na quantidade de água absorvida a partir do líquido do alantóide.

A perda de água é um dos fatores que determinam a condutância da casca dos ovos, a qual consiste na capacidade de trocas gasosas entre o ovo e o ar do ambiente (CAMPOS *et al.*, 2003) de forma que, quanto maior a perda de água por evaporação maior será a condutância da casca dos ovos. Aumento da temperatura de incubação acelera o desenvolvimento in ovo (DAHLKE *et al.*, 2008), o que gera aumento na demanda por O_2 e na eliminação de CO_2 . Neste contexto, nossos resultados mostram que o aumento na condutância da casca com o aumento na temperatura de incubação deve ter proporcionado o aumento necessário no fluxo de gases através da casca, uma vez que a eclodibilidade dos ovos foi maior sob incubação a 39°C. Ao mesmo tempo, entretanto, o aumento da TAI (nossos dados) propiciou aumento na frequência de pintos recém-eclodidos que não apresentaram incorporação total do saco de vitelo. Segundo Romanoff (1972), Deeming e Ferguson (1991) e Molennar *et al.* (2008), a temperatura de incubação determina a taxa de utilização do vitelo e albúmen e, consequentemente, o desenvolvimento do

embrião. Desse modo, quanto maior a temperatura da incubadora, menor a duração do período de desenvolvimento *in ovo*, o que pode ter resultado em aumento da incidência de malformações dos pintos oriundos de ovos incubados a 39°C.

Aumento da temperatura de incubação acelera o desenvolvimento *in ovo* (DAHLKE et al., 2008), gerando aumento na demanda por O_2 e na eliminação de CO_2 . Isso pode aumentar a taxa de ventilação, provocando queda excessiva na PCO_2 (WILLEMSSEN et al., 2010). No presente estudo, entretanto, aumento da temperatura de incubação não alterou as variáveis respiratórias do sangue, indicando equilíbrio nas taxas de troca gasosa sob incubação a 1,5°C acima da temperatura usual. Todavia, ao contrário do esperado, este estudo registrou aumento na PCO_2 , tCO_2 e HCO_3^- no sangue nos pintos de incubação a 36°C. Considerando que pintos de incubação a 36°C tiveram período de incubação mais longo, é possível que tais alterações nas variáveis respiratórias sejam resultantes de processo de troca gasosa mais lento ou ineficiente.

A temperatura embrionária é considerada o fator mais importante durante a incubação não somente para porcentagem de eclosão, mas também para qualidade do pintinho (WILSON, 1991; LOURENS et al., 2005; LOURENS et al., 2007). Transferência de calor entre o ovo e o ambiente é determinada pela direção e velocidade do fluxo de ar em volta do ovo (VAN BRECHT et al., 2003; 2005), mas não é significativamente afetada pelo nível de umidade (DEEMING, 2002). Uma vez que o embrião não é capaz de regular sua própria temperatura até a eclosão, a temperatura corporal é regulada pela temperatura do ar da incubadora. Consequentemente, a temperatura do embrião depende da TAI, da capacidade de transferir calor entre a incubadora e pela produção de calor metabólico do próprio embrião (WEKSTEIN; ZOLMAN, 1967 e 1969; FREEMAN, 1971; FRENCH, 1997), o que os torna altamente dependentes da temperatura do ar da incubadora. Para que o desenvolvimento embrionário seja iniciado e mantido, é preciso que os ovos absorvam calor do ar da incubadora, enquanto que para que o subsequente desenvolvimento fetal ocorra, é necessário que os ovos percam calor para o ar da incubadora, uma vez que a taxa metabólica e a produção de calor fetal aumentam durante a segunda metade da incubação (FRENCH, 1997). A mensuração da temperatura da casca do ovo (TCO) tem sido o melhor método

não invasivo para medir a temperatura do embrião (FRENCH, 1997). A perda de calor da casca do ovo está relacionada com a temperatura do ar da incubadora e com a perda de calor evaporativo e por condução. De acordo com os resultados do presente estudo, a diferença (TCO-TAI) foi menor quanto maior a temperatura de incubação, a TCO de ovos incubados a 39°C tendeu a ficar igual a temperatura do ar da incubadora e maior eclodibilidade foi obtida nesses ovos incubados a 39°C. Perda de calor entre dois meios ocorre quando há diferença entre dois corpos (LA SCALA, 2003). Isso indica que maior eclodibilidade foi obtida sob condição de incubação na qual a TAI e a TCO estão próximas.

Nossos dados vêm de encontro à linha atual de desenvolvimento de incubadoras comerciais, na qual a temperatura da máquina é regulada de acordo com a TCO, deixando ambas as temperaturas com valores próximos. É conhecido que 1g de água perdido equivale à perda de 550 kcal (Furlan, 2006). Neste contexto, as perdas de energia dos ovos incubados a 36°C, 37,5°C e 39°C foram de 4802, 5973 e 6793 kcal, respectivamente. Dessa forma, precisamos considerar que a pequena ou ausente perda de calor por condução demonstrada pelos ovos incubados a 39°C pode ter sido compensada pela maior perda de calor evaporativa, resultante da maior perda de massa, o que explicaria a maior eclodibilidade dos pintos oriundos dessa temperatura alta de incubação.

Alta ou baixa temperatura durante a incubação é conhecido por causar baixa eclodibilidade e qualidade baixo do pintinho em incubação (LORENS et al., 2005 ; JOSEPH et al., 2006) . Em contraste , este estudo relatou que a temperatura de incubação elevada aumentou a eclodibilidade , reduzindo a mortalidade fetal , enquanto a baixa temperatura de incubação não influenciou a eclodibilidade , o que sugere que a temperatura do ar incubadora perto da casca do ovo temperatura melhorada eclosão . A maior eclodibilidade a indica que a alta temperatura foi melhor do que a baixa temperatura, a qualidade do pinto recém eclodido com base na incidência de anormalidades físicas também foram influenciadas por estas temperaturas , precisando ser analisados em conjunto com a eclodibilidade . A incidência de pintos nascidos com umbigo aberto e vermelhidão e o cordão alantóide foi aumentado em ambas as temperaturas de incubação. Além disso , a alta temperatura também promoveu

a ocorrência de incorporação incompleta do saco vitelo para dentro da cavidade abdominal e aumentou a atividade reduzida nos pintos. Em consequência destas anormalidades, sob a baixa temperatura de incubação, houve uma redução de 20% na produção de pintos do dia , com excelente, devido ao aumento de 20% na produção de pintainhos com uma qualidade ótima . Sob incubação a alta temperatura, a ausência de pintos nascidos apresentando excelente qualidade, e redução de 20% na produção de pintos do dia, com uma qualidade ótima foram relatados. Ainda de acordo com nossos dados, embora médias dos escores totais evidenciaram redução significativa apenas na qualidade de pintos nascidos de ovos incubados a baixa temperatura, alta temperatura também diminuiu a qualidade pintos nascidos.

5. CONCLUSÃO

Temperatura de incubação 1,5°C acima da usual aumenta a eclodibilidade dos ovos, 1,5°C abaixo reduz a taxa de colesterol no sangue e ambas reduzem a hiperplasia dos adipócitos da região cervical sem alterar a deposição total de gordura corporal nos pintos recém-eclodidos.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AR, A.; RAHN, H. Water in the avian egg: overall budget of incubation. **American Zoology**, v.20, p.373-384, 1980.

BOOTH, D. T. Effects of temperature on development of Mallee Fowl *Leipoa ocellata* eggs. **Physiological Zoology**, v.60, p.437-445, 1987.

CAMPOS, E.J.; SANTOS, J.E.C. O efeito de linhagens sobre o desenvolvimento embrionário. In: Manejo da Incubação, Macari, M., Gonzales, E. (Ed) Jaboticabal: Facta, p.353-360, 2003.

CHRISTENSEN, V. L. et al. Egg characteristics, carbohydrate metabolism and hatchability of commercial turkey eggs. **Poultry Science**, v.73, n.2, p.236-244, 1994.

CONNOR, W. E., JOHNSTON, R. e LIN, D. S. **Journal of Lipid Research**, v.10, p.388-394, 1969.

DAHLKE, F.; GONZALES E.; FURLAN, R.L; GADELHA, A.C.; ROSA, P.S.; MEURER, R.F.P.; MAIORKA, A. Desenvolvimento folicular de embriões de frangos de corte de diferentes genótipos expostos ao estresse térmico crônico. **Ciência Rural**, v.38, n.8, p.2314-2320, 2008.

DEEMING, D. C.; FERGUSON, M. W. J. Physiological effects of incubation temperature on embryonic development in reptiles and birds. In D. C. Deeming, e M. W. J. Ferguson (Eds.), **Egg incubation: its effects on embryonic development in birds and reptiles**. Cambridge: Cambridge University Press, 1991.

DEEMING, D. C. High yield broiler incubation. **World's Poultry Science**, v.18, n.3, p.22-23, 2002.

EIBY, Y. A.; BOOTH, D. T. The effects of incubation temperature on the morphology and composition of Australian Brush-turkey (*Alectura lathami*) chicks. **Journal of Comparative Physiology**, B, v.179, p.875-882, 2009.

FREEMAN, B. M. Body temperature and thermoregulation. In: Bell DJ, Freeman BM, editors. **Physiology and Biochemistry of the Domestic Fowl**. London: Academic Press; p. 1115-1151, 1971.

FURLAN, R. Influência da temperatura na produção de Frangos de corte. In: VII Simpósio Brasil Sul de Avicultura: Chapecó, SC, Brasil, p.105-135, 2006.

FRENCH, N. A. Modeling incubation temperature: the effects of incubator design, embryonic development, and egg size. **Poultry Science**, v.76: 124-133, 1997.

HOYT, P. F. Osmoregulation by avian embryos: the allantoids functions like a toad's bladder. **Physiological Zoology**, v.25, p.354-362, 1979.

JOSEPH, N.S.; LOURENS, A.; MORAN JUNIOR., E.T. The effects of suboptimal eggshell temperature during incubation on broiler chick quality, live performance, and further processing yield. **Poultry Science**, v. 85, p. 932–938, 2006.

JOHNSON, A. L. Reproduction in the female. Pages 586-587 in G. C. Whittow, (Ed.), **Sturkie's Avian Physiology**. Academic Press, San Diego, CA, 2000.

LA SCALA, J. R., N. Aspectos físicos da incubação. In: Gonzales, E.; Macari, M. (2.Ed) **Manejo da Incubação**. Campinas: Facta, p.97-124, 2003.

LANCASTER, F. M.; Jones DR. Cooling of broiler hatching eggs during incubation. **British Poultry Science**, v.29, p.597-604, 1988.

LEANDRO, N. S. M. et al. Incubabilidade e qualidade de pintos de ovos de matrizes de frangos de corte submetidos estresse de temperatura. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, 16 v.2, p.39-44, 1999.

LOURENS, A.; VAN DER BRAND, H.; MEIJERHOF, R. et al. Effects of eggshell temperature during incubation on embryo development, hatchability, and posthatch development. **Poultry Science**, v.84, p.914-920, 2005.

LOURENS, A.; VAN DER BRAND, H.; HEETKAMP, M. J. W. et al. Effects of eggshell temperature and oxygen concentration on embryo growth and metabolism during incubation. **Poultry Science**, v.86, p.2194-2199, 2007.

MEIR, M.; NIR, A. e AR, A. Increasing hatchability of turkey eggs by matching incubator humidity to shell conductance of individual eggs. **Poultry Science**, v.63, p.1489-1496, 1984.

MOLENAAR, R.; REIJRINK, I.A.M.e MEIJERHOF, R.; VAN DEN BRAND, H. Relationship between hatchling length and weight on later productive performance in broilers. **World's Poultry Science Journal**, v.64, p.599-604, 2008.

MOLENAAR R; VAN DEN ANKER I; MEIJERHOF R; KEMP B e VAN DEN BRAND H. Effect of eggshell temperature and oxygen concentration during incubation on the developmental and physiological status of broiler hatchlings in the perinatal period. **Poultry Science**, v. 90, p.1257–1266, 2011.

MORITA, V.S.; BOLELI, I.C. e OLIVEIRA, JA. Hematological and incubation parameters of chicks from Young breeders eggs: variation with sex and incubation temperature. **International Journal of Poultry Science**, v.9, n.6, p.606-612, 2010.

NATT, M.P. E HERRICK, C.A. A new blood diluent for counting the erythrocytes and leucocytes of the chicken. **Poultry Science**, v.31, p.735-738, 1952.

NAKAGE, E. S.; J. P. CARDOZE; G. T. PEREIRA; S. A. QUEIROZ; I. C. BOLELI. Effect of temperature on incubation period, embryonic mortality, hatch

rate, egg water loss and patridge chick weight (*Rhynchotus rufescens*). **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, v. 5, p.131–135, 2003.

NOBLE, R.C.; AND D. OGUNYEMI. Lipid changes in the residual yolk and liver of the chick immediately after hatching. **Biology Neonate**, v.56, p.228-236, 1989.

NOBLE, R. C.; COCCHI, M. Lipid metabolism and the neonatal chicken. **Progress in Lipid Research**, v.29, p.107-140, 1990.

O'SULLIVAN, N. P.; DUNNINGTON EA; SIEGEL PB. Relationships among age of dam, egg component, embryo lipid transfer and hatchability of broiler breeder eggs. **Poultry Science**, v.70, p.2180–2185, 1991.

RAHN, H.; AR, A. The avian egg: Incubation time and water loss. *Condor* 1974; 76:147-152.

RAHN, H.; CHRISTENSEN, V.L.; EDENS, F.W. Changes in shell conductance, pores, and physical dimensions of egg and shell during the first breeding cycle of turkey hens. **Poultry Science**, v.60, p.2536-2541, 1981.

ROMANOFF, A.L. **The avian embryo: structural and functional development**. New York, Macmillan, 1960.

ROMANOFF, A. L.; ROMANOFF, A. J. **Pathogenesis of the avian embryo**. John Wiley; Sons, New York, New York, 1972.

RONDON, O. O. E.; MURAKAMI, E. A. Fatores que interferem no desenvolvimento embrionário e seus efeitos nos problemas metabólicos pós-eclosão em frangos de corte. Departamento de Zootecnia, Universidade Estadual de Maringá, pag.870-900, Maringá-Paraná, Brasil, 1998.

SATO, M.; TACHIBANA, T.; FURUSE, M. Heat production and lipid metabolism in broiler and layer chickens during embryonic development. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v.143, p.382-388, 2006.

SHAFEY, T. M. Eggshell conductance, embryonic growth, hatchability and embryonic mortality of broiler breeder eggs dipped into ascorbic acid solution. **Brazilian Poultry Science**, v.43, p.135-140, 2002.

SAS INSTITUTE. **SAS user's guide: statistics**. Cary, 2002. 466p.

SILVA, D.J.; QUEIROZ, A.C. **Análises de Alimentos: Métodos químicos e biológicos**. 3º ed. Viçosa:UFV, 2002. 235p.

SHENSTONE, F. S. The gross composition, chemistry, and physical- chemical basis organization of the yolk and white. Pages 89–103 in T. C. Carter, (Ed.), **Egg Quality: A Study of the Hen's Egg**. Oliver and Boyd, Edinburgh, UK. 1968.

SIMKISS K. Eggshell porosity and the water metabolism of the chick embryo. **Journal of Zoology**, v.12, p.1-8, 1980a.

SIMKISS K. Water and ionic fluxes inside the egg. **American Zoologist**, v.20, p.385–393, 1980b.

SPEAKE, B. K.; MURRAY, A. M. B.; NOBLE, R. C. Transport and transformations of yolk lipids during development of the avian embryo. **Progress in Lipid Research**, v.37, n.1, p.1-32, 1998.

TAYLOR, G. Understanding high yield broiler incubation. **Zootecnica International**, v.22, n.7, p.32-36, 1999.

TULLETT, S.G.; FIONA, G. B. Factors affecting the weight and water status of the chick at hatch. **British Poultry Science**, v.23, p.361-369, 1982.

VAN BRECHT, A.; AERTS, J.M.; DEGRAEVE, P.; BERCKMANS, D. Quantification and control of the spatio-temporal gradients of air speed and air temperature in an incubator. **Poultry Science**, v.82, p.1677-1687, 2003.

VAN BRECHT, A.; DEGRAEVE, P.; BERCKMANS, D. Integration of bio-responses measurements to optimize the incubation process. **Avian Poultry Biology Review**, v.16, p.74-76, 2005.

VLECK CM, HOYT DF, VLECK D. Metabolism of avian embryos: patterns in altricial and precocial birds. **Physiological Zoology**, v. 52, p.363–77, 1979

VIEIRA, S. L., AND E. T. MORAN JR. Eggs and chicks from broiler breeders of extremely different age. **Journal of Applied Poultry Research**, v.7, p.372–376. 1998.

VIEIRA, S. L.; MORAN JR, E.T. Effects of egg of origin and chick post-hatch nutrition on broiler live performance and meat yields. **World's Poultry Science Journal**, v.55, p.125-142, 1999.

WILLEMSSEN, H.; KAMERS, B.; DHALKE, F.; HAN, H.; SONG, Z.; ANSARI PIRSARAEI; TONA, K.; DECUYPERE, E.; EVERAERT, N. High and low temperature manipulation during late incubation: Effects on embryonic development, the hatching process, and metabolism in broilers. **Poultry Science**, v.89, p.2678-2690, 2010.

WILLEMSSEN, H.; LI, Y.; WILLEMS, E.; WANG, E.; DECUYPERE, E.; EVERAERT, N. Intermittent thermal manipulations of broiler embryos during late incubation and their immediate effect on the embryonic development and hatching process. **Poultry Science**, v.90, p.1302-1312, 2011.

WILSON, H. R. Physiological requirements of the developing embryo: Temperature and turning. In: **Avian Incubation**. London: Butterworth-Heinemann, 1991. Cap.9, p.145-156.

WEKSTEIN DR, ZOLMAN IF. Homeothermic development of the young chick. Proceedings of the **Society for Experimental Biology and Medicine**, v.125, p.294-297, 1967.

WEKSTEIN DR, ZOLMAN JF. Ontogeny of heat production in chicks. **Federation of American Societies for Experimental Biology**, v.28, p.1023-1028, 1969.

WINELAND, M. J.; MANN, K.M.; FAIRCHILD, B.D.; CHRISTENSEN, V.L. Effect of different setter and hatcher temperatures upon the broiler embryo. **Poultry Science**, v.79 (Suppl.), p.123, 2006a.

WINELAND, M. J.; MANN, K.M.; FAIRCHILD, B.D.; CHRISTENSEN, V.L. Effect of high and low incubator temperatures at different stages of incubation upon the broiler embryo. **Poultry Science**, v.79 (Suppl.), p.123, 2006b.

YALCIN, S.; ABUK, M.C.; BRUGGEMAN, V.; BABACANOG LU, E.; BUYSE, J.; DECUYPERE; SIEGEL, P.B. **Acclimation to Heat During Incubation**. Poultry Science Association Inc, 2008.

CAPÍTULO 3 – Estresse térmico contínuo na incubação e na criação sobre desempenho e características hematológicas de frango de corte

Resumo: Temperatura de incubação interfere na preferência térmica dos frangos após eclosão. O presente estudo analisou os efeitos do estresse térmico contínuo na fase fetal sobre o desempenho e parâmetros sanguíneos de frangos de corte criados sob diferentes condições de temperatura. Foram utilizados 8 tratamentos, de acordo com temperatura de incubação e criação: 36°C-Preferência, 36°-Linhagem, 36°C-Quente, 37,5°C-Preferência, 37,5°-Linhagem, 37,5°C-Quente, 39°C-Preferência-Linhagem, 39°C-Quente. Na fase inicial de criação, houve diminuição no CR, GP e PC dos frangos 39-Q e no CR dos frangos 39-PL, que mantiveram seu GP e PC. Os tratamentos influenciaram apenas o pH do sangue, o qual foi menor nos frangos 37,5-Q do que nos frangos 37,5-P. Na fase de crescimento e no período de 1-42 dias, temperatura quente de criação diminuiu o CR, GP e o PC dos frangos, independentemente da temperatura de incubação, e não alterou o CA. Alta temperatura de criação reduziu TCO_2 , PCO_2 , HCO_3^- e pH nos frangos de ovos incubados à baixa temperatura, redução de TCO_2 , BEecf, PCO_2 , HCO_3^- nos frangos de ovos incubados à temperatura usual e redução de PCO_2 nos frangos de ovos incubados à alta temperatura, comparado à temperatura de preferência. A temperatura retal e o rendimento de carcaça e cortes foram mantidos em todos os tratamentos. Os dados mostram melhor desempenho para os frangos dos tratamentos 39-PL e 37,5P na fase inicial e 36-P, 36-L, 37,5-P e 37,5L na fase de crescimento e no período total de criação. Independentemente da temperatura de incubação, os frangos apresentam alterações sanguíneas sob temperatura quente de criação, mas os frangos de incubação à 39°C foram menos susceptíveis.

Palavras-chave: aves, eritrograma, gases, temperatura, incubação

Continuous heat stress in the incubation and grow out phases on development and hematological characteristics of broilers

Abstract: Incubation temperature affects the thermal preference of broilers after hatching. The present study examined the effects of continuous heat stress in the fetal period on performance and blood parameters of broiler chickens raised under different temperatures. Eight treatments were used, according to incubation temperature and growth: 36°C - Preference, 36° - Strain, 36°C - Warm, 37.5°C - Preference, 37.5° - Strain, 37.5°C - Warm, 39°C - Preference-Strain, 39°C - Warm. (36-P, 36-S, 36-W, 37.5-P, 37.5-S 37.5-W, 39-PS, and 39-W, respectively.) In the early stage of growth, there was a decrease in feed intake, wight gain and body weight in the broiler chickens of group 39-W and a decrease in feed inatake but no change in weight gain and corporal weight for the group 39-PS. The treatments also affected the pH of the blood, which was less in 37.5-W group than in the 37.5-P group. In the grow out phase at the period of 1-42 days, hot environmental temperature did not alter feed conversion, but decreased feed intake, weight gain and body weight in all birds, regardless of incubation temperature. High environmental growth temperature decreased TCO_2 , PCO_2 , HCO_3^- and pH in broilers from eggs incubated at low temperature, reduced TCO_2 , BEecf, PCO_2 , HCO_3^- in broiler chickens from eggs incubated at normal temperature and reduced only PCO_2 in broiler chickens from eggs incubated at high temperature, when compared to the preference temperature. Rectal temperature and carcass cuts and yield were maintained in all treatments. The data show best performance for broiler chickens in treatments 39-PS and 37.5-P in the initial phase. For the growth phase and overall total periods, the 36-P, 36-S, 37.5-P e 37.5-S had the best performance. All birds evidenced blood disorders when raised under hot environmental temperatures, regardless of the incubation temperature, but the chickens incubated at 39°C were less susceptible.

Keywords: erythrogram, broiler chickens, gases, temperature, incubation

1.INTRODUÇÃO

A avicultura brasileira encontra-se entre as três maiores do mundo em produtividade, por possuir alto grau tecnológico, como resultado dos avanços nas áreas de manejo, melhoramento genético, nutrição e sanidade (OLIVEIRA et al., 2006). As linhagens selecionadas para rápido e maior ganho de peso, no entanto, não adquiriram melhoria nos processos fisiológicos de termorregulação, o que tornou os frangos altamente sensíveis ao calor. Para manter a normotermia, os frangos respondem ao calor com aumento na perda e redução na produção de calor metabólico (FURLAN; MACARI, 2002). Para perder calor, entre outras coisas, eles aumentam a ingestão de água, a taxa respiratória e a circulação periférica de sangue e eriçam as penas (CARR e CARTER, 1985), enquanto que para gerar menos calor, os frangos diminuem sua atividade e a ingestão de ração.

Aumento da taxa respiratória em resposta ao estresse por calor reduz a PCO_2 e, conseqüentemente, o pH, causando uma alcalose respiratório. Para restabelecer o pH, a ave reduz a concentração de HCO_3^- no sangue via excreção renal, como resposta compensatória a longo prazo (DIBARTOLA, 2006). As respostas fisiológicas elicitadas pelas aves em resposta ao calor, todavia, nem sempre são suficientes para manter a normotermia e restabelecer a homeostase frente à exposição crônica ou aguda dos frangos ao estresse ao calor. Isso pode causar 100% de mortalidade em pouco tempo e, conseqüentemente, altos prejuízos econômicos, o que mostra a importância de se desenvolver novas estratégias de manejo que minimizem ou evitem o efeito do calor ou tornem as aves mais adaptadas.

Dados de literatura mostram que manipulação da temperatura no final da incubação pode induzir adaptação epigenética nas aves (NICHELMANN & TZSCHENTKE, 2003), alterando entre outras coisas sua preferência térmica após a eclosão (TZSCHENTKE e NICHELMANN, 1997; WALSTRA et al., 2010; MORITA et al., em elaboração).

O presente estudo analisou o desempenho e os valores eritrocitários e de gasometria de frangos de ovos incubados sob temperaturas acima e abaixo da usual criados sob temperatura de preferência, temperatura preconizada para a linhagem e temperatura quente.

2. MATERIAL E MÉTODOS

O presente estudo seguiu protocolo experimental estabelecido de acordo com os Princípios Éticos na Experimentação Animal, adotado pelo Colégio Brasileiro de Experimentação (COBEA) e aprovado pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA- proc. nº 021087/11), da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista – UNESP.

Delineamento Experimental

O experimento foi conduzido com 4.500 ovos férteis de matrizes de frangos de corte (Cobb®-500) com 59 semanas de idade, provenientes de incubatório comercial (Globo Aves, Itirapina-SP). Os ovos foram distribuídos homogeneamente pelos seus pesos (67-72g) em 6 incubadoras verticais (Premium Ecológica®), com controle automático de temperatura e viragem a cada duas horas, à 37,5°C e 60% de umidade relativa. A partir do 13º dia de incubação, 2 incubadoras tiveram sua temperatura aumentada para 39°C, duas incubadoras tiveram sua temperatura diminuída para 36°C e duas permaneceram à 37,5°C, mantendo-se 60% de UR até a eclosão.

Após a eclosão, pintos machos de cada temperatura de incubação foram distribuídos homogeneamente pelo peso médio (50,98g) em diferentes temperaturas de criação [temperatura preconizada para a linhagem (Manual de Criação Cobb), temperatura estabelecida no teste de preferência (MORITA et al., em elaboração) e temperatura quente em relação à de preferência], totalizando 8 tratamentos, de acordo com temperatura de incubação e criação: 36°C-Preferência, 36°C-Linhagem, 36°C-Quente, 37,5°C-Preferência, 37,5°C-Linhagem, 37,5°C-Quente, 39°C-Preferência-Linhagem, 39°C-Quente. O tratamento 39°C-preferência-linhagem corresponde aos tratamentos 39°C-Preferência e 39°C-Linhagem, uma vez que as temperaturas de preferência registradas para os frangos de incubação à 39°C foram similares às preconizadas para a linhagem. Foram utilizadas 5 repetições de 23 aves por tratamento.

Os pintos foram criados do 1º ao 42º dia de idade em 3 câmaras climatizadas equipadas com aquecedores, monoblocos e exaustores, e que

possuem controles automáticos de temperatura e de regime diário de luz (claro:escuro = 22:2, sendo o período escuro fornecido entre 4 e 6 horas da manhã). A Tabela 1 apresenta os dados da temperatura média das câmaras climatizadas ao longo do período de criação. Durante todo o período experimental as aves receberam água e ração à vontade. O regime alimentar das aves durante o período experimental foi constituído por 2 tipos de ração (inicial: de 1-21 dias de idade, crescimento: 22-42 dias), formuladas seguindo as exigências estabelecidas para frangos de corte em condições tropicais por Rostagno et al. (2011) (Tabela 2). Os pintos foram vacinados contra doença de Marek e Bouda Aviária ainda no incubatório, contra as doenças de Gumboro (cepa intermediária Lukert) e Newcastle (cepa La Sota) no 8º dia de vida e contra doença de Gumboro (cepa forte Austrália v-877) no 18º dia.

Tabela 1 – Temperatura média de criação, de acordo com o tratamento e semana de vida.

Semanas	Temperaturas de Criação								
	Preferência			Linhagem			Quente		
	Temperaturas de Incubação (°C)								
	36	37,5	39	36	37,5	39	36	37,5	39
1ª	30,20	30,20	33,07	33,07	33,07	33,07	35,56	35,56	35,56
2ª	28,00	28,00	30,69	30,69	30,69	30,69	33,41	33,41	33,41
3ª	26,30	26,30	28,12	28,12	28,12	28,12	32,66	32,66	32,66
4ª	24,88	24,88	25,13	25,13	25,13	25,13	30,74	30,74	30,74
5ª	23,24	23,24	22,63	22,63	22,63	22,63	29,60	29,60	29,60
6ª	20,65	20,65	21,15	21,15	21,15	21,15	27,8	27,8	27,8

Tabela 2 – Composição percentual e nutricional calculada das rações, segundo as fases inicial (1-21 dias de idade) e crescimento (21-42 dias de idade)

Ingredientes(%)	Inicial*	Crescimento**
Milho	60,81	63,74
Farelo de soja 45%	35,15	29,79
Óleo soja	-	3,12
Fosfato bicálcico	1,63	1,16
Calcário	0,84	0,76
Sal	0,42	0,44
L-Lisina HCL (78%)	0,25	0,21
DL-Metionina (99%)	0,29	0,23
L-Treonina	0,08	0,04
BHT	0,01	0,01
Suplemento vitamínico e mineral*	0,50	0,50
Total	100,00	100,00
Composição nutricional calculada		
Proteína bruta (%)	21,27	18,86
Energia metabolizável (kcal/kg)	2.883	3.121
Ca (%)	0,85	0,69
Na (%)	0,19	0,20
Fósforo disponível (%)	0,42	0,32
Metionina + cistina dig. (%)	0,88	0,77
Metionina dig. (%)	0,56	0,49
Lisina dig. (%)	1,22	1,05
Treonina dig. (%)	0,79	0,68
Triptofano dig. (%)	0,24	0,21
Arginina dig. (%)	1,32	1,16

Nutrientes por quilograma de ração: *fase de 1 a 21 dias de idade - Vit. A 7.000 U.I., Vit. D3 3.000 U.I., Vit. E 25 U.I., Vit. K 0,98 mg, Vit. B1 1,78 mg, Vit. B2 9,6 mg, Vit. B6 3,5 mg, Vit. B12 10 µg, Ácido Fólico 0,57 mg, Biotina 0,16 mg, Niacina 34,5 mg, Pantotenato de Cálcio 9,8 mg, Cobre 0,12 g, Cobalto 0,02 mg, Iodo 1,3 mg, Ferro 0,05 g, Manganês 0,07 g, Zinco 0,09 mg, Zinco Orgânico 6,75 mg, Selênio 0,27 mg, Colina 0,4 g, Promotor de crescimento (bacitracina de zinco) 30 mg, (narsina+nicarbazina) 0,1g, Metionina 1,68g. **Fase de 22 a 42 dias de idade - Vit. A 7.000 U.I., Vit. D3 3.000 U.I., Vit. E 25 U.I., Vit. K 0,98 mg, Vit. B1 1,78 mg, Vit. B2 9,6 mg, Vit. B6 3,5 mg, Vit. B12 10 µg, Ácido Fólico 0,57 mg, Biotina 0,16 mg, Niacina 34,5 mg, Pantotenato de Cálcio 9,8 mg, Cobre 0,12 g, Cobalto 0,02 mg, Iodo 1,3 mg, Ferro 0,05 g, Manganês 0,07 g, Zinco 0,09 mg, Zinco Orgânico 6,75 mg, Selênio 0,27 mg, Colina 0,6 g, Promotor de crescimento (avilamicina) 7,5 mg, (monensina sódica) 0,1g, Metionina 1,4g.

Desempenho

O ganho de peso (g), consumo de ração (g) e conversão alimentar (g/g) foram determinados para as fases inicial (1-21dias) e de crescimento (22-42dias) e para o período total de criação (1-42dias), e o peso corporal vivo (g) aos 42 dias.

Rendimento de carcaça e partes

As análises de rendimento foram realizadas aos 42 dias de idade, utilizando-se dois frangos por repetição (10 aves/tratamento), com peso corporal próximo ao peso médio da respectiva repetição. Após oito horas de jejum, os frangos foram mortos utilizando-se inalação de CO₂ seguida de sangria da jugular, depenados e eviscerados. As carcaças (sem cabeça e pés) foram pesadas e, em seguida, submetidas a cortes para avaliação do rendimento de partes (peito, coxa + sobrecoxa, asa + sobreasa e dorso). O rendimento de carcaça e partes foi calculado em relação ao peso vivo de cada ave.

Temperatura retal

Aos 21 e 42 dias de idade, dois frangos por repetição tiveram sua temperatura retal (T) medida, utilizando termômetro digital (EcoLine®).

Características sanguíneas

Aos 21 e 42 dias de idade, 10 frangos por temperatura de incubação (2/repetição) foram utilizados para as análises de sangue. Para as contagens de hemácias (RBC, nº de células/mm³) foram utilizadas amostras (1 mL) de sangue da jugular retiradas com seringas plásticas contendo 15µL de EDTA. As contagens de hemácias foram efetuadas imediatamente após coleta, em câmara de “Neubauer”, utilizando amostras de sangue diluídas (1:800) em solução de Natt e Henrick (1952). Os dados eritrocitários (hematócrito: HCT, hemoglobina: HGB), gasometria (potencial hidrogênio: pH, pressão parcial de gás carbônico: PCO₂; pressão parcial de oxigênio: PO₂, dióxido de carbono total: tCO₂, taxa de saturação de oxigênio: sO₂ e excesso de bases nos fluídos extra-celulares: BEecf, bicarbonato: HCO₃⁻) do sangue foram determinados em amostras de sangue (1mL) coletadas da veia jugular com seringa

heparinizadas, imediatamente após coleta, utilizando analisador clínico portátil (i-STAT[®]Co. – Abbott Laboratories – EUA, cartucho Cg8+[®]). Os valores de VCM, HCM e CHCM foram calculados pelas fórmulas $VCM = HCT/RBC \times 10$, $HCM = HGB/RBC \times 10$ e $CHCM = HGB \times HCT \times 100$.

Análises estatísticas

As análises estatísticas dos dados estudados foram realizadas seguindo delineamento inteiramente casualizado . Após verificação da presença de outliers, do atendimento às pressuposições de normalidade dos erros estudentizados (Cramer-von Mises) e da homogeneidade de variâncias (Brown and Forsythe's). Os dados foram submetidos à análise de variância através do procedimento *General Linear Model* (GLM) do programa SAS[®] (SAS Institute, 2002). Em caso de efeito significativo, a comparação entre as médias foi realizada pelo Teste de Tukey ($P \leq 0,05$).

3. RESULTADOS

Desempenho

A Tabela 3 mostra os dados de desempenho dos frangos nas fases inicial (1-21 dias) e de crescimento (22 a 42 dias), e seu peso corporal e temperatura retal aos 21 e 42 dias de idade. Houve efeito significativo ($P \leq 0,05$) dos tratamentos sobre o consumo de ração (CR), o ganho de peso (GP), a conversão alimentar (CA) e peso corporal (PC) na fase inicial e sobre CR, GP e PC na fase de crescimento.

Na fase inicial, o CR dos frangos dos tratamentos 36-L, 36-P, 37,5-P e 37,5-L foi similar, porém maior ($p \leq 0,05$) do que os frangos dos tratamentos 36-Q, 37,5-Q e 39-Q. O CR dos frangos dos tratamentos 36-P e 37,5-L também não foi diferente ao dos frangos do tratamento 39-PL, e este último apresentou CR similar ao dos frangos do tratamento 37,5-Q e maior do que o dos frangos do tratamento 39-Q. O GP e o PC dos frangos dos tratamentos 36-P, 36-L, 36-Q, 37,5-P, 37,5-L e 39-PL foram similares entre si e maiores do que o GP e o PC dos frangos dos tratamentos 37,5-Q e 39-Q, exceção feita ao GP e PC dos frangos do tratamento 36-Q que não diferiram dos valores registrados para os frangos do tratamento 37,5-Q. A CA dos frangos do tratamento 39-Q foi maior do que a dos frangos do tratamento 39-PL e 37,5-P, mas os frangos desses três tratamentos apresentaram CA similar à dos frangos dos demais tratamentos.

Na fase de crescimento, O CR, GP e PC dos frangos dos tratamentos 36-P, 36-L, 37,5-P, 37,5-L e 39-PL foram similares entre si e maiores do que os dos frangos dos tratamentos 36-Q, 37,5-Q e 39-Q, entre os quais não houve diferença nessas variáveis.

Como mostrado na Tabela 4, o CR e o GP de 1 à 42 dias de idade foram influenciados pelos tratamentos, o mesmo não sendo observado para CA e viabilidade criatória. O CR e o GP não diferiram entre os frangos dos tratamentos 36-P, 36-L, 37,5-P, 37,5-L e 39-PL, mas foram maiores do que os dos frangos dos tratamentos 36-Q, 37,5-Q e 39-Q, os quais não apresentaram diferenças nessas variáveis.

Tabela 3. Desempenho de frangos de corte nas fases inicial (1 a 21 dias de idade) e de crescimento (22 a 42 dias de idade), de acordo com o tratamento

Tratamentos*	CR G	GP g	CA g/g	PC g	T °C
1-21 dias					
36-P	977,12AB	729,27A	1,34AB	781,44A	40,87
36-L	983,46 ^a	756,98A	1,30AB	810,30A	40,63
36-Q	863,24C	675,68AB	1,28AB	729,23AB	40,80
37,5-P	984,49 ^a	735,80A	1,25B	785,35A	40,64
37,5-L	952,92AB	737,68A	1,29AB	787,60A	40,53
37,5-Q	829,27CD	620,41BC	1,33AB	671,29BC	40,71
39-PL	902,12BC	741,71A	1,22B	790,83A	40,73
39-Q	778,09D	551,84C	1,41A	601,19C	40,67
P	<0,0001	<0,0001	0,0019	<0,0001	0,3845
CV	4,1	6,81	4,84	6,40	0,66
22-42 dias					
36-P	2748,63 ^a	1475,43A	1,87	2256,87A	40,1
36-L	2729,80 ^a	1515,14A	1,81	2325,44A	40,9
36-Q	1999,60B	1143,64B	1,78	1872,87B	40,8
37,5-P	2641,47 ^a	1421,12A	1,86	2206,48A	40,9
37,5-L	2798,18 ^a	1537,67A	1,81	2325,28A	41,0
37,5-Q	1974,66B	1062,74B	1,73	1751,23B	40,9
39-PL	2817,96 ^a	1454,93A	1,94	2245,76A	41,1
39-Q	2014,69B	1150,05B	1,76	1751,23B	41,0
P	<0,0001	<0,0001	0,8786	<0,0001	0,6116
CV	10,02	8,61	12,87	5,24	0,76

*: temperatura de incubação-temperatura de criação. Temperaturas de incubação: 36; 37,5 e 39°C. Temperaturas de criação (P: preferência, L:preconizada para linhagem e Q:quente). CA: alimentar. CR: Consumo de ração. GP: Ganho de peso. PC: peso corporal. T: temperatura retal. A-B: médias seguidas por letras distintas nas colunas, diferem significativamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Tabela 4. Desempenho de frangos de corte de 1 a 42 dias de idade, de acordo com o tratamento.

Tratamentos*	CR g	GP g	CA g/g	Viabilidade %
36-P	3725,74A	2204,69A	1,70	96,99
36-L	3713,26A	2272,13A	1,63	96,84
36-Q	2862,84B	1819,32B	1,28	91,58
37,5-P	3591,41A	2156,93A	1,66	90,53
37,5-L	3751,09A	2275,36A	1,65	95,79
37,5-Q	2803,80B	1689,16B	1,58	91,68
39-PL	3720,08A	2196 A	1,69	93,69
39-Q	2792,77B	1701,89B	1,65	88,42
P	<0,0001	<0,0001	0,8625	0,1602
CV	7,47	5,37	9,02	6,15

*: temperatura de incubação-temperatura de criação. Temperaturas de incubação: 36; 37,5 e 39°C. Temperaturas de criação (P: preferência, L: preconizada para linhagem e Q: quente). CA: alimentar. CR: Consumo de ração. GP: Ganho de peso. T: temperatura retal. A-B: médias seguidas por letras distintas nas colunas, diferem significativamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Rendimento de carcaça e partes

Não houve efeito significativo ($P>0,05$) dos tratamentos sobre o rendimento de carcaça e partes (Tab. 5).

Tabela 5. Rendimento de cortes comerciais de frangos de corte com 42 dias de idade, de acordo com o tratamento

Tratamentos*	Carcaça	Coxa/Sobre coxa	Asa	Peito	Dorso
	%				
36-P	72,82	21,31	7,73	27,03	17,58
36-L	72,48	22,08	7,77	26,22	16,93
36-Q	73,62	22,09	7,99	24,79	18,23
37,5-P	72,63	21,79	7,81	27,66	15,82
37,5-L	73,33	21,04	7,33	26,15	18,86
37,5-Q	71,09	21,77	7,62	25,56	14,96
39-PL	67,17	19,33	6,91	24,89	15,77
39-Q	71,05	20,79	7,55	21,99	16,44
P	0,2803	0,1925	0,1586	0,0725	0,2418
CV(%)	5,36	7,49	7,60	10,62	15,34

*: temperatura de incubação-temperatura de criação. Temperaturas de incubação: 36; 37,5 e 39°C. Temperaturas de criação (P: preferência, L: preconizada para linhagem e Q: quente). A-B: médias seguidas por letras distintas nas colunas, diferem significativamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Eritrograma

Os dados eritrocitários (RBC, VCM, HCT, HGB, HCM e CHCM) são apresentados na Tabela 6. Aos 21 dias de idade, apenas os valores de RBC foram influenciados significativamente ($p \leq 0,05$), e foram menores dos frangos do tratamento 39-PL do que nos do tratamento 39-Q. Aos 42 dias de idade, houve efeito significativo dos tratamentos sobre os valores de VCM e HCM, os quais os valores de VCM e o HCM foram menores nos frangos do tratamento 36-P do que nos frangos do tratamento 39-Q.

Tabela 6. Características eritrocitárias de frangos de corte com 21e 42 dias de idade, de acordo com o tratamento

Tratamentos*	RBC 10 ⁶ células/mm ³	VCM fL	HCT %	HGB g/dL	HCM g/dL	CHCM %
21 dias						
36-P	2,64AB	82,53	18,29	6,37	28,04	34,05
36-L	2,05AB	77,91	18,43	6,73	26,44	33,99
36-Q	2,01AB	67,45	16,17	5,94	23,01	34,11
37,5-P	3,31AB	52,36	17,29	6,27	19,43	34,06
37,5-L	3,53AB	60,45	19,71	6,33	20,56	34,01
37,5-Q	2,81AB	64,03	17,71	6,45	23,76	33,94
39-PL	1,69B	81,80	19,00	6,41	27,86	34,04
39-Q	3,67A	56,5	18,00	6,15	19,32	34,02
P	0,0079	0,3479	0,5460	0,4879	0,4256	0,7614
CV(%)	36,52	34,51	16,41	8,91	32,76	0,45
42 dias						
36-P	2,25	69,76C	18,71	6,34	23,56C	34,03
36-L	1,42	140,99AB	18,86	6,85	51,60AB	33,97
36-Q	1,99	82,56BC	16,00	5,46	28,17BC	34,06
37,5-P	1,61	102,05ABC	19,33	6,37	33,75ABC	34,07
37,5-L	1,77	105,69ABC	16,17	5,52	36,06ABC	34,14
37,5-Q	1,32	122,89ABC	16,00	5,91	39,68ABC	34,07
39-PL	2,28	86,52BC	17,71	6,09	29,76BC	34,18
39-Q	1,12	167,88 ^a	18,71	6,42	57,57A	34,280
P	0,0591	0,0005	0,1788	0,1508	0,0003	0,6671
CV(%)	42,72	35,15	16,74	15,79	35,87	0,81

*: temperatura de incubação-temperatura de criação. Temperaturas de incubação: 36; 37,5 e 39°C. Temperaturas de criação (P: preferência, L: preconizada para linhagem e Q: quente). CHCM: concentração de hemoglobina corpuscular média. HCM: hemoglobina corpuscular média. HCT: hematócrito. HGB: hemoglobina. RBC: contagem de células vermelhas. VCM: volume corpuscular médio. A-B: médias seguidas por letras distintas nas colunas, diferem significativamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Gasometria

Os dados de gasometria venosa (TCO_2 , sO_2 , BEecf , PCO_2 , PO_2 , HCO_3^- e pH) constam na Tabela 7. Aos 21 dias de idade, somente o pH sangue foi influenciado significativamente ($P \leq 0,05$) pelos tratamentos, sendo maior nos frangos do tratamento 37,5-P do que nos frangos dos tratamentos 36-L e 37,5-Q, que não diferiram entre si. O pH do sangue dos frangos desses três tratamentos não diferiu do pH sanguíneo dos frangos dos demais tratamentos. Aos 42 dias de idade, todas as variáveis foram influenciadas significativamente ($P \leq 0,05$) pelos tratamentos. Os valores de TCO_2 foi maior nos frangos dos tratamentos 36-P do que nos frangos dos tratamentos 36-Q e 37,5-Q, entre os quais não ocorreu diferença nos valores dessa variável.

Os valores de TCO_2 desses tratamentos não diferiu dos valores apresentados pelos frangos dos outros tratamentos. A sO_2 do sangue dos frangos do tratamento 36-P foi maior do que a dos frangos dos tratamentos 36-L e 37,5-L, que não diferiram entre si e nem dos demais tratamentos. Os valores de BEecf foram negativos em todos os tratamentos. Além disso, eles foram maiores nos frangos do tratamento 37,5-P do que nos frangos dos tratamentos 36-Q e 37,5-Q. Não foi registrada diferença nos valores de BEecf entre os frangos desses três tratamentos e dos demais.

Os frangos dos tratamentos 36-L, 37,5-P, 37,5-L, 39-PL, 39-Q apresentaram PCO_2 similar entre si e à dos frangos do tratamento 36-P, e todos apresentaram PCO_2 maior que a dos frangos dos tratamentos 36-Q e 37,5-Q. A pO_2 foi maior nos frangos do tratamento 36-P do que nos frangos dos demais tratamentos, exceto os do tratamento 39-Q, e menor nos frangos do tratamento 36-L. A concentração de HCO_3^- foi maior nos frangos do tratamento 37,5-P do que nos frangos dos tratamentos 36-Q e 37,5-Q. O pH sanguíneo foi maior nos frangos do tratamento 36-Q do que nos do tratamento 36-L.

Tabela 7. Gasometria do sangue de frangos de corte com 21 e 42 dias de idade, de acordo com o tratamento

Tratamentos	TCO ₂ mmHg	sO ₂ %	BE _{efc} mmHg	PCO ₂ mmol/L	pO ₂ mmol/L	HCO ₃ ⁻ mmHg	pH
21 dias							
36-P	16,85	73,72	-9,86	37,79	55,14	16,20	7,27AB
36-L	17,71	63,00	-10,57	44,77	49,57	16,66	7,20B
36-Q	17,16	69,33	-10,83	40,93	51,17	16,15	7,22AB
37,5-P	17,71	73,00	-9,57	35,01	50,29	16,89	7,31A
37,5-L	18,43	69,71	-9,29	41,19	53,43	17,31	7,26AB
37,5-Q	16,86	71,57	-11,43	42,83	56,86	15,71	7,19B
39-PL	17,43	68,86	-10,29	41,14	51,14	16,52	7,20B
39-Q	17,57	67,29	-10,43	41,56	51,00	16,53	7,23AB
P	0,9262	0,3143	0,8943	0,1041	0,3226	0,9370	0,0324
CV (%)	13,26	11,81	28,02	14,46	11,83	13,59	0,86
42 dias							
36-P	22,00A	80,14A	-3,43AB	39,26A B	61,67A	21,07AB	7,35AB
36-L	21,00AB	59,85C	-4,85AB	45,34A	41,57C	20,23AB C	7,27B
36-Q	17,14B	79,29AB	-8,71B	42,48A	53,71B	16,13C	7,36A
37,5-P	23,17A	77,67AB	-2,67A	41,93A	54,50B	22,17A	7,36A
37,5-L	21,50AB	68,67BC	-5,17AB	42,48A	50,17B	20,25AB C	7,31AB
37,5-Q	17,43B	75,00AB	-8,57B	31,64B C	52,29B	16,89BC	7,33AB
39-PL	21,29AB	72,86AB	-6,43AB	41,73A	53,14B	20,23AB C	7,32AB
39-Q	20,44AB	74,20AB	-7,57AB	36,38B	54,71AB	18,46AB C	7,31AB
P	0,0051	<0,0001	0,0043	<0,0001	<0,0001	0,0028	0,0283
CV (%)	14,69	8,35	52,43	10,85	7,67	14,48	0,65

*: temperatura de incubação-temperatura de criação. Temperaturas de incubação: 36; 37,5 e 39°C. Temperaturas de criação (P: preferência, L: preconizada para linhagem e Q: quente). BE_{efc}: excesso de bases. HCO₃⁻: bicabornato. pH: potencial hidrogeniônico. PCO₂: pressão parcial de gás carbônico. PO₂: pressão parcial oxigênio. sO₂: taxa de saturação de oxigênio. tCO₂: dióxido de carbono total. A-B: médias seguidas por letras distintas nas colunas, diferem significativamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

4. DISCUSSÃO

Estudos prévios mostram que temperatura de incubação e de criação, associadas ou não, determinam a sobrevivência e o desempenho dos frangos (TZSCHENTKE e HALLE, 2009; HULET, R. M., 2007; MOLENAAR et al., 2011; PIESTUN et al., 2013a; PIESTUN et al., 2013b). Sob estresse por calor, as aves procuram manter sua normotermia utilizando mecanismos fisiológicos que propiciam aumento da perda e diminuição da produção de calor. Para perder calor, elas aumentam a frequência respiratória, a ingestão de água e a circulação de sangue periférico, eriçam as penas e abrem as asas (CARR e CARTER, 1985; MACARI et al., 2002). Para reduzir produção de calor, elas diminuem sua atividade e o consumo de alimento (MICKELBERRY et al., 1966; SGAVIOLI, 2013). Ambos os processos, todavia, interferem com a disponibilidade de energia, podendo prejudicar o GP. Sob frio, os frangos aumentam o consumo de ração e tendem a agrupamento para gerar mais e perder menos ou ganhar calor, respectivamente (MACARI, et al., 2002).

No presente estudo, baixa temperatura de incubação (36°C) não influenciou as variáveis de desempenho dos frangos, e os efeitos da alta temperatura de incubação (39°C) foram restritos à fase inicial de criação. Alta temperatura de incubação diminuiu o CR, GP e PC dos frangos criados sob temperatura quente e o CR dos frangos criados sob temperatura preconizada para a linhagem e sob preferência térmica, que mantiveram seu GP e PC. Esses dados revelam menor resistência ao calor na criação por parte dos frangos de ovos incubados à alta temperatura. Adaptação epigenético ao calor na fase de criação induzida pela manipulação intermitente da temperatura no período final da incubação tem sido investigada e registrada por vários autores (NICHELMANN et al., 1999; TZSCHENTKE e BASTA, 2002; HULET et al., 2007) ou contínua (HALLE e TZSCHENTKE, 2011). Segundo Tzschentke e Basta (2002), a adaptação térmica durante a incubação ocorre dentro de uma fase crítica de incubação em janelas de tempo curtas. Nesse contexto, nossos resultados indicam que incubação contínua à alta temperatura durante a fase fetal, a partir do 13º dia não induz adaptação epigenética dos frangos ao calor. A restrição dos efeitos da alta temperatura de incubação sobre o

desempenho dos frangos à fase inicial de criação, está dentro do esperado, haja vista que temperatura de incubação pré-determina a preferência térmica de frangos até os 21 dias de idade (MORITA, em elaboração).

Temperatura de preferência e a preconizada pela linhagem na criação exerceram efeitos similares sobre o desempenho dos frangos nos períodos analisados. Temperatura quente, por sua vez, reduziu, na fase inicial de criação, 12% do CR dos frangos de ovos incubados à baixa temperatura sem alterar seu GP e PC, bem como 16% e 14% do CR, 16 e 26% do GP e 14,5% e 24% do PC dos frangos de ovos incubados à temperaturas usual e alta, respectivamente, em relação aos frangos criados sob preferência térmica. Isso mostra que a redução no CR causada pela temperatura quente de criação foi menor nos frangos de ovos incubados à baixa temperatura e que, apesar disso, os frangos mantiveram seu crescimento corporal. Ao mesmo tempo, embora temperatura quente de criação tenha reduzido apenas 2% a mais o CR dos frangos de ovos incubados à 37,5°C do que o dos frangos de ovos incubados à 39°C, os últimos apresentaram queda de GP e PC 10% maior do que os primeiros, indicando maior sensibilidade dos frangos de incubação à alta temperatura ao calor de criação. Como já mencionado, conhecido que frangos de corte respondem ao estresse por calor com repostas fisiológicas, que possibilitam perder calor para manter normotermia, tais como aumento na frequência respiratória, a ingestão de água e a circulação de sangue periférico, eriçam as penas e abrem as asas (CARR e CARTER, 1985; FURLAN e MACARI et al. 2002). Tais processos, contudo, implicam em gastos de energia, os quais devem ter contribuído para o acentuadamente menor GP e PC à idade de abate dos frangos de ovos incubados a alta temperatura. Analisando conjuntamente os valores das variáveis de desempenho dos frangos dos diferentes tratamentos na fase inicial, verifica-se que os frangos dos tratamentos 37,5P e 39-PL foram os que apresentaram menor CR e melhor CA. Considerando que o custo da ração equivale a cerca de 70% do custo da produção (OSEARA et al., 2008), menor CR e melhor CA caracterizam o melhor desempenho dos frangos dos grupos 37,5-P e 39-PL comparado aos outros dois grupos. Adicionalmente, todavia, como os frangos do grupo 39-PL apresentaram menor CR que o grupo 37,5-P, ele foi considerado o grupo de melhor desempenho na fase inicial entre todos os tratamentos. Por outro lado,

os frangos dos grupos 37,5-Q e 39-Q foram os que apresentaram o pior desempenho, uma vez que tiveram o menor CR, GP e PC. Embora esses dados mostrem que temperatura ambiente elevada reduz o CR, o GP e a eficiência alimentar, influenciando negativamente o desempenho de frangos de corte, os frangos do grupo 36-Q consumiram menos ração, seu GP e PC acabaram atingindo valores intermediários, o que os coloca em posição também intermediária em relação os frangos dos tratamentos que mostraram melhor e pior desempenho. Tais dados são interessantes, uma vez que mostram que temperatura quente de criação piora o desempenho dos frangos de ovos incubados à 37,5°C e 39°C. Do ponto de vista prático, esses dados indicam que as temperaturas de criação preconizadas para a linhagem são adequadas para frangos provenientes de ovos incubados à temperatura mais alta de incubação (39°C) e os frangos de ovos incubados sob temperatura usual (37,5°C) apresentam melhor desempenho se criados na fase inicial sob temperatura menor que a preconizada para a linhagem.

A criação dos frangos sob condições de preferência térmica ou preconizada para a linhagem não alterou o desempenho dos frangos na fase de crescimento, qualquer que tenha sido a temperatura de incubação. Na fase de crescimento, contudo, temperatura quente de criação reduziu o CR, GP e o PC dos frangos, independentemente da temperatura de incubação, sem alterar CA; o que caracterizou o desempenho dos frangos quando analisado o período total de criação. Sob criação à temperatura quente, a redução no CR foi de 27%, 24% e 28,5%, a redução no GP foi de 22,5%, 25% e 21% e a redução no pC de 17%, 21% e 22% nos frangos de ovos incubados à baixa (36°C), usual (37,5°C) e alta (39°C) temperatura de incubação, respectivamente. Assim, embora a redução no CR sob criação à temperatura quente tenha sido menor nos frangos de corte de ovos incubados à temperatura usual, foram eles que apresentaram maior diminuição de GP. Da mesma forma, embora a redução no CR sob criação à temperatura quente tenha sido mais intensa nos frangos de corte de ovos incubados à alta temperatura, foram eles que apresentaram a menor diminuição de GP. Ainda nesse mesmo contexto, a menor redução no PC à idade de abate foi observada em frangos de ovos incubados à baixa temperatura, apesar da queda de seu CR ter atingido valores intermediários aos registrados para os frangos de ovos incubados à temperatura usual e alta.

Independentemente da temperatura de incubação, a queda no PC aos 42 dias de idade foi menor do que a queda no CR, indicando relação entre a queda nos valores de ambas as variáveis. Notoriamente, o efeito da temperatura quente de criação sobre o CR, o GP e o PC foi maior na fase de crescimento do que na fase inicial o que pode ter sido resultante do maior CR, GP e PC que ocorre caracteristicamente após os 21 dias.

A análise geral do período de criação (1-42 dias de idade) mostra que temperatura quente de criação diminuiu 23%, 22% e 25% do CR total e 17,5%, 22% e 22,5% do GP total dos frangos de ovos incubados à temperatura baixa, usual e alta, respectivamente. Isso mostra uma relação estreita entre PC aos 42 dias e GP total no período de 1 à 42 dias, bem como que redução mais acentuada no CR nem sempre resulta em maior redução no PC. Efeitos similares do calor na criação sobre o desempenho dos frangos de corte também foram observados por outros autores (BAZIZ et al., 1996; GERAERT et al., 1996; YALÇIN et al., 1997). Redução no ganho de peso e no peso corporal sob estresse por calor na criação pode resultar em queda de rendimento de carcaça e cortes ao abate (SGAVIOLI, 2013). No presente trabalho, entretanto, temperatura de incubação e de criação não influenciaram o rendimento de carcaça e cortes dos frangos, embora o peso da carcaça e dos cortes tenham sido menores nos frangos criados sob temperatura quente, devido ao seu menor GP e PC. Nossos dados concordam com os obtidos por Werner et al. (2010), usando alta temperatura (38,5°C) de incubação durante o 7 ao 10º dia de incubação, e por Joseph et al. (2006), em seu estudo com alta (39,4°C) e baixa temperatura (36,6 °C) do dia 11 ao 18 de incubação, os quais não encontraram diferença no rendimento de partes.

Sob estresse por calor, as aves aumentam a frequência respiratório, o que promove aumento de ventilação pulmonar podendo causar aumento na PO_2 e redução na PCO_2 , mas esta última pode causar aumento de pH causando alcalose respiratória, à qual as aves respondem compensatoriamente diminuindo a concentração de HCO_3^- via excreção renal, procurando restabelecer o pH do sangue como em animais de pequeno porte (DIBARTOLA, 2006). De acordo com nossos dados, na fase inicial, os tratamentos não alteraram os valores de PO_2 , sO_2 , tCO_2 , PCO_2 , pH, HCO_3^- dos frangos. Apenas os frangos de ovos incubados à 37,5°C apresentaram

alteração no pH do sangue, o qual foi menor nos frangos criados sob temperatura quente (37,5-Q) do que nos frangos criados sob temperatura de preferência (37,5-P). Levando em consideração que, independentemente da temperatura de incubação, os frangos criados sob temperatura quente reduziram o CR, nossos dados indicam que os frangos dos grupos 36-Q e 39-Q estão conseguindo manter a homeostase ácido-base do sangue na fase inicial, enquanto que os frangos do grupo 37,5-Q não conseguiram restabelecer tal homeostase. Os efeitos da temperatura quente de criação sobre a gasometria foram mais intensos na fase de crescimento dos frangos. Comparado à temperatura de preferência, alta temperatura de criação provocou redução de TCO_2 , PCO_2 , HCO_3^- e pH nos frangos de ovos incubados à baixa temperatura, redução de TCO_2 , BEecf, PCO_2 , HCO_3^- nos frangos de ovos incubados à temperatura usual e redução de PCO_2 nos frangos de ovos incubados à alta temperatura. Esses dados indicam que os frangos criados sob temperatura quente estavam apresentando alterações na gasometria sanguínea em resposta ao calor, mas que os frangos de incubação a alta temperatura estavam sendo menos estressados do que os de incubação a baixa e usual temperatura. Esses dados são muito interessantes, pois mostram que alta temperatura de incubação na fase fetal propiciou melhor adaptação dos frangos à temperatura quente de incubação. No presente estudo não ocorreu diferença na temperatura corporal dos frangos dos diferentes tratamentos, indicando que os frangos criados sob temperatura quente (36-Q, 37,5-Q, 39-Q) estão conseguindo manter sua normotermia; todavia, para isso eles estão consumindo menos ração.

Os parâmetros eritrocitários também são indicadores do potencial respiratório e da ocorrência de adaptações do potencial respiratório das aves. Aumento nos valores de RBC, HCT, HCM e CHCM e redução e ou aumento nos valores de VCM são indicativos de aumento do potencial de trocas gasosas do animal. É conhecido que sob condições de baixa disponibilidade de O_2 , o animal responde adaptativamente com aumento no número de hemácias. Mudanças no estado fisiológico de frangos de corte, como redução na concentração de células vermelhas do sangue, hemoglobina, hematócrito foram observadas por Donkoh (1989) em aves criadas em temperatura quente (30°C e 35°C). No presente estudo, ocorreu aumento de RBC nos frangos do

grupo 39-Q em relação aos do grupo 39-PL registrado nas fases inicial e aumento no VCM na fase de crescimento. Esses dados mostram que frangos submetidos a estresse por calor na incubação e criação apresentam adaptações fisiológicas diferentes na fase inicial e de crescimento, mas que possibilitam aumento do potencial de transporte de gases, ou seja, trocas gasosas. Dessa forma, tais dados reforçam o ponto de vista que os frangos do tratamento 39-Q estavam sob situação de estresse, mas que estavam conseguindo manter a homeostasia, haja vista que a viabilidade criatória desses frangos não foi alterada.

5. CONCLUSÃO

Temperatura quente de criação prejudica o desempenho dos frangos independentemente da temperatura de incubação, mas frangos de incubação à 39°C conseguem manter melhor a homeostasia sanguínea sob temperatura quente de criação.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

CARR, L.; CARTER, T. Housing and management of poultry in hot and cold climates. In: YOUSEF, M.K. (Ed.). **Stress physiology in livestock**. Boca Raton: CRC Press, 1985. p.74-108

BAZIZ, H.A., GERAERT, P.A., GUILLAUMIN, S. Chronic heat exposure enhances fat deposition and modifies muscle and fat partition in broiler carcasses. **Poultry Science**, 75:505-513, 1996.

DIBARTOLA, S.P. Fluid, Electrolyte and Acid-Base Disorders in Small Animal Practice. 4. ed. St. Louis: Saunders Elsevier, p. 544-556, 2012. MANNING, A.M. Electrolytes Disorders. **Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice**, v.31, p.1289-1321, 2006.

DONKOH, A. Ambient temperature a factor affecting performance and physiological response of broiler chickens. **International Journal of Biometeorology**, 33, pp. 259–265, 1989.

FURLAN, R. L.; MACARI, M. Fisiologia Aviária: Aplicada a frangos de corte. In: MACARI, M.; FURLAN, R.L.; GONZALES, E. **Termorregulação**. 2 ed. Jaboticabal: FUNEP, 2002. p. 209-230.

GERAERT, P.A., PADILHA, J.C.F., GUILLAUMIN, S. Metabolic and endocrine changes induced by chronic heat exposure chickens: biological and endocrinological variables. **Brid. Journal Nutrition**, 75:205-216, 1996.

HALLE, I.; TZSCHENTKE, B. Influence of temperature manipulation during the last 4 days of incubation on hatching results, post-hatching performance and adaptability to warm growing conditions in broiler chickens. **Japan Poultry Science Association**, v.48, p. 97-105, 2011.

HULET, R. M. Symposium: Managing the Embryo for Performance Managing Incubation: Where Are We and Why? **Poultry Science** 86:1017–1019 2007.

JOSEPH, N. S., LOURENS, A., MORAN JR., E. T. The effects of suboptimal eggshell temperature during incubation on broiler chick quality, live performance, and further processing yield. **Poultry Science**, v. 85, p. 932–938, 2006.

MACARI, M; GONZALES, E. **Manejo de Incubação**. São Paulo. FACTA, 2003. 537p.

MOLENAAR R; VAN DEN ANKER I; MEIJERHOF R; KEMP B; VAN DEN BRAND H. Effect of eggshell temperature and oxygen concentration during incubation on the developmental and physiological status of broiler hatchlings in the perinatal period. **Poultry Science** 90:1257–1266, 2011.

NICHELMANN, M., J. HOCHERL, AND B. TZSCHENTKE. Biological rhythms in birds—Development, insights and perspectives. **Comparative Biochemistry Physiology A Mol. Integr. Physiology**, v.124, p.429–437, 1999

NICHELMANN, M.; TZSCHENTKE, B. Efficiency of thermoregulatory control elements in precocial embryos (review). **Avian Poultry Biology Reviews**, v.14 p. 1-19, 2003.

OSEARA, R. F., DALANEZI, J. A. JUNQUEIRA, O. M. DALANEZI, LM; DALANEZI, FM. Efeito da inclusão de enzimas digestivas sobre o rendimento de partes nobres de frangos de corte. **Pubvet**, V. 2, N. 23, Ed. 34, Art. 351, ISSN 1982-1263, 2008.

PIESTUN, Y.; DRUYAN, S.; BRAKE J.; YAHAV, S. Thermal treatments prior to and during the beginning of incubation affect phenotypic characteristics of broiler chickens posthatching. **Poultry Science**, 92:882–889, 2013a.

PIESTUN, Y.; DRUYAN, S.; BRAKE J.; YAHAV, S. Thermal manipulations during broiler incubation alter performance of broilers to 70 days of age. **Poultry Science** 92: 5, 1155-1163, 2013b.

OLIVEIRA, G. A.; OLIVEIRA, R. F. M.; DONZELE, J. L.; CECON, P. R.; VAZ, R. G. M. V.; ORLANDO, U. A. D. Efeito da temperatura ambiente sobre o desempenho e as características de carcaça de frangos de corte dos 22 aos 42 dias. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v.35, n.4, p.1398-1405, 2006.

ROSTAGNO, H.S.; ALBINO, L.F.T.; DONZELE, J.L. et al. **Tabelas brasileiras para aves e suínos: composição de alimentos e exigências nutricionais**. 3.ed. –Viçosa, MG: UFV, DZO, 2011, 252p

SAS INSTITUTE. **SAS user's guide: statistics**. Cary, 2002. 466p.

SGAVIOLI, S. Efeito da injeção de ácido ascórbico e do estresse por calor na incubação em frangos de corte criados sob diferentes temperaturas. **Tese apresentada à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – Unesp, Câmpus de Jaboticabal**. 2013.

TZSCHENTKE, B.; NICHELMANN, M. Influence of prenatal and postnatal acclimation on nervous and peripheral thermoregulation. **Annals New York Academy Sciences**, v.813, n.15 p.87-94, 1997.

TZSCHENTKE, B. and BASTA, D. Early development of neuronal hypothalamic thermosensitivity in birds: influence of epigenetic temperature adaptation. **Comparative Biochemistry and Physiology** 131A: 825-832, 2002.

TZSCHENTKE, B.; HALLE, I. Influence of temperature stimulation during the last 4 days of incubation on secondary sex ratio and later performance in male and female broiler chicks. **British Poultry Science**, v.50, p. 634-640, 2009.

WALSTRA, I.; NAPEL, J.; KEMP, B.; BRAND, H. Van den. Temperature manipulation during layer chick embryogenesis. **Poultry Science**, v.89, p. 1502-1508, 2010.

Werner, C.; Wecke, C.; Liebert, F. e Wicke, M. Increasing the incubation temperature between embryonic day 7 and 10 has no influence on the growth and slaughter characteristics as well as meat quality of broilers. **The Animal Consortium**. 4:5, pp 810–816, 2010.

YALÇIN, S., SETTAR, P., ÖZKAN, S. and CAHANER, A. Comparative evaluation of three commercial broiler stocks in hot versus temperature climates. **Poultry Science**. 76: 921-929, 1997.

CAPÍTULO 4 - Efeitos da temperatura de incubação e de criação sobre a deposição de gordura corporal de frangos de corte

RESUMO: Manipulação intermitente da temperatura de incubação vem sendo estudo visando desenvolver nos embriões e/ou fetos o potencial de responder epigeneticamente à elevação da temperatura ambiente na criação, possibilitando as aves menor sensibilidade ou maior resistência ao calor. O presente trabalho analisou o efeito da temperatura de incubação abaixo e acima da usual sobre o crescimento dos adipócitos, lipidograma e hemogasometria, peso e conteúdo lipídico e colesterolêmico hepático, e peso e composição corporal criados sob temperatura de preferência, temperatura preconizada para a linhagem e temperatura quente. O experimento foi conduzido com 4.500 ovos férteis de matrizes de frangos de corte (Cobb®-500) com 59 semanas de idade. O delineamento experimental consistiu em três temperaturas de incubação [usual (37,5°C), baixa (36°C) e alta (39°C)], a partir do 13º dia de incubação, mantendo-se 60% de UR até a eclosão, sendo 2 incubadoras por temperatura. Após a eclosão, os pintos machos de cada temperatura de incubação foram distribuídos três diferentes temperaturas de criação: temperatura preconizada para a linhagem, temperatura preferência, totalizando 8 tratamentos, de acordo com temperaturas de incubação-criação: 36°C-Preferência, 36°-Linhagem, 36°C-Quente, 37,5°C-Preferência, 37,5°-Linhagem, 37,5°C-Quente, 39°C-Preferência-Linhagem, 39°C-Quente (36-P, 36-L, 36-Q, 37,5-P, 37,5-L, 37,5-Q, 39-PL, 39-Q, respectivamente). Nossos dados nos permitem concluir que frangos de ovos incubados à temperatura menor que a usual (36°C) são mais resistentes ao calor, enquanto que os de ovos incubados à temperatura acima da usual são mais sensíveis.

Palavras chave: adipócito, fígado, imunohistoquímica, lipoproteínas, sangue

Effects of incubation and grow out phase temperature on the deposition of body fat in broilers

ABSTRACT: Intermittent manipulation of incubation temperature has been studied for its effect on embryo and/or fetus development and its potential for an epigenetic response to elevated temperatures during growth, resulting in better heat resistance in broilers. The present study examined the effect of incubation at temperatures below and above normal on the growth of adipocytes, lipid profile and blood gas analysis, weight and lipid content and hepatic cholesterolemic, and the weight and body composition. The experiment was conducted with 4,500 fertile eggs from broiler breeder hens (Cobb-500®) at 59 weeks of age. The experimental design consisted of normal temperature (37.5°C) until day 13 of incubation, then three incubation temperatures were used [normal (37.5°C), low (36°C) and high (39°C)] until hatching. Relative humidity (RH) remained at 60% during the entire incubation period, and there were 2 incubators for each temperature. After hatching, the male chicks from each incubation temperature were assigned to and raised in three different temperatures: the temperature recommended for strain, the preference temperature, and warm. Eight treatments were used, according to incubation temperatures: 36°C - Preference, 36° - Strain, 36°C Warm, 37.5°C - Preference, 37.5° - Strain, 37.5°C - Warm, 39°C - Preference-Strain, 39°C - Warm. (36-P, 36-S, 36-W, 37.5-P, 37.5-S 37.5-W, 39-PS, and 39-W, respectively). The data allows us to conclude that broilers from eggs incubated at lower-than-normal temperatures (36°C) are more resistant to heat, while those incubated at a temperature above normal are more sensitive.

Keywords: adipocytes, blood, immunohistochemistr, lipoproteins, liver

1.INTRODUÇÃO

O consumo cada vez maior de carne de frangos de corte no Brasil e em outros países torna necessária o aumento na produção de pintos com bom desempenho pós-eclosão, o que envolve condições mais adequadas de manejo dos ovos na incubação.

Aumento ou diminuição da temperatura de incubação é prática usada nos incubatórios para acelerar ou retardar a produção de pintos frente a aumento ou redução na demanda comercial por pintos. Temperatura de incubação na fase fetal interfere com a velocidade do desenvolvimento in ovo alterando a utilização dos nutrientes do saco de vitelo (EIBY e BOOTH, 2009; MOLENAAR et al., 2011; Cap. 2), podendo interferir na qualidade dos pintos na eclosão (Cap. 2) e, conseqüentemente em seu desempenho pós-eclosão.

A seleção de linhagens de corte para mais rápido e maior ganho de peso também promoveu maior produção de calor metabólico e maior deposição de gordura corporal, gerando maior necessidade e maior dificuldade de perda de calor sob ambiente quente de criação, respectivamente. Isso tem levado vários pesquisadores a analisarem se manipulação da temperatura no final da incubação pode induzir adaptação epigenética nas aves (NICHELMANN e TZSCHENTKE, 2003) que as torne mais resistentes ao calor. É conhecido que temperatura de incubação interfere na preferência térmica dos frangos após a eclosão (TZSCHENTKE e NICHELMANN, 1997; WALSTRA et al., 2010; MORITA et al. , em elaboração), o que indica a possibilidade de manipulação das características fenotípicas dos frangos adquiridas durante a fase de criação por manipulação das temperaturas de incubação e criação.

Embora a fase fetal seja o período de maior produção de calor metabólico e de alta responsividade à alterações térmicas na incubação, não foram encontradas informações na literatura dos efeitos da exposição contínua à alta e baixa temperatura de incubação durante toda a fase fetal de incubação sobre o crescimento e as características do metabolismo lipídico frangos de corte criados ou não sob condições de preferência térmica ou sob estresse por calor.

De acordo com Decuypere e Michels (1992) a temperatura de incubação é o fator físico mais importante na determinação do bom desenvolvimento

embrionário e na maior eclodibilidade dos pintainhos. A temperatura de 37,8°C foi estabelecida como temperatura ótima de incubação para ovos de matrizes por Barott, em 1937, por propiciar maior eclodibilidade dos ovos e melhor qualidade da ave recém-eclodida e, desde então, tem sido utilizada nas incubações dos ovos. Morita et al. (2010), contudo, mostraram que a temperatura ótima de incubação varia com o tamanho dos ovos.

O presente trabalho analisou o efeito da temperatura de incubação abaixo e acima da usual sobre o crescimento dos adipócitos, lipidograma e hemogasometria, peso e conteúdo lipídico e colesterolêmico hepático, e peso e composição corporal de frangos de cortes criados sob temperatura de preferência, temperatura preconizada para a linhagem e temperatura quente.

2. MATERIAL E MÉTODOS

O presente estudo foi realizado seguindo protocolo experimental estabelecido de acordo com os Princípios Éticos na Experimentação Animal, adotado pelo Colégio Brasileiro de Experimentação (COBEA) e aprovado pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA- proc. nº 021087/11), da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista – UNESP.

Delineamento Experimental

O experimento foi conduzido com 4.500 ovos férteis de matrizes de frangos de corte (Cobb®-500) com 59 semanas de idade, provenientes de incubatório comercial (Globo Aves, Itirapina-SP). Os ovos foram distribuídos homogeneamente pelos seus pesos (67-72g) em 6 incubadoras verticais (Premium Ecológica®), com controle automático de temperatura e viragem a cada duas horas, à 37,5°C e 60% de umidade relativa. A partir do 13º dia de incubação, 2 incubadoras tiveram sua temperatura aumentada para 39°C, duas incubadoras tiveram sua temperatura diminuída para 36°C e duas tiveram sua temperatura mantida à 37,5°C. Dessa forma, o delineamento experimental consistiu em três temperaturas de incubação [usual (37,5°C), baixa (36°C) e alta (39°C)], a partir do 13º dia de incubação, mantendo-se 60% de UR até a eclosão, sendo 2 incubadoras por temperatura.

Após a eclosão, os pintos machos de cada temperatura de incubação foram distribuídos homogeneamente pelo peso médio (50,98g) em três diferentes temperaturas de criação: temperatura preconizada para a linhagem (de acordo com Manual de Criação Cobb), temperatura estabelecida no teste de preferência (MORITA et al., em elaboração) e temperatura quente em relação à de preferência), totalizando 8 tratamentos, de acordo com temperaturas de incubação-criação: 36°C-Preferência, 36°-Linhagem, 36°C-Quente, 37,5°C-Preferência, 37,5°-Linhagem, 37,5°C-Quente, 39°C-Preferência-Linhagem, 39°C-Quente (36-P, 36-L, 36-Q, 37,5-P, 37,5-L, 37,5-Q, 39-PL, 39-Q, respectivamente). O tratamento 39-PL corresponde simultaneamente aos tratamentos 39-P e 39-L, uma vez que as temperaturas

de preferência registradas para os frangos de incubação à 39°C foram similares às preconizadas para a linhagem (Manual de Criação Cobb) (Morita et al., em elaboração). Os pintos de cada temperatura de incubação foram distribuídos homogeneamente pelo peso corporal médio na eclosão 5 repetições de 23 aves por tratamento. Os pintos foram criados do 1º ao 42º dia de idade em 3 câmaras climatizadas equipadas com aquecedores, monoblocos e exaustores, e que possuem controles automáticos de temperatura e de regime diário de luz. Foi utilizado regime claro:escuro de 22h:2h, sendo o período escuro fornecido entre 4 e 6 horas da manhã). A Tabela 1 apresenta os dados da temperatura média das câmaras climatizadas ao longo do período de criação. Durante todo o período experimental as aves receberam água e ração à vontade. O regime alimentar das aves durante o período experimental foi constituído por 2 tipos de ração (inicial: de 1-21 dias de idade, crescimento: 22-42 dias), formuladas seguindo as exigências estabelecidas para frangos de corte em condições tropicais por Rostagno et al. (2011) (Tabela 2). Os pintos foram vacinados contra doença de Marek e Bouba Aviária ainda no incubatório, contra as doenças de Gumboro (cepa intermediária Lukert) e Newcastle (cepa La Sota) no 8º dia de vida e contra doença de Gumboro (cepa forte Austrália v-877) no 18º dia.

Tabela 1 – Temperatura média de criação, de acordo com o tratamento e semana de idade.

Temperaturas de Criação									
Semana	Preferência			Linhagem			Quente		
Semanas	Temperaturas de Incubação (°C)								
	36	37,5	39	36	37,5	39	36	37,5	39
1ª	30,20	30,20	33,07	33,07	33,07	33,07	35,56	35,56	35,56
2ª	28,00	28,00	30,69	30,69	30,69	30,69	33,41	33,41	33,41
3ª	26,30	26,30	28,12	28,12	28,12	28,12	32,66	32,66	32,66
4ª	24,88	24,88	25,13	25,13	25,13	25,13	30,74	30,74	30,74
5ª	23,24	23,24	22,63	22,63	22,63	22,63	29,60	29,60	29,60
6ª	20,65	20,65	21,15	21,15	21,15	21,15	27,8	27,8	27,8

Tabela 2 – Composição percentual e nutricional calculada das rações, segundo as fases de inicial (1-21 dias de idade) e crescimento (21-42 dias de idade).

Ingredientes(%)	Inicial*	Crescimento**
Milho	60,81	63,74
Farelo de soja 45%	35,15	29,79
Óleo soja	-	3,12
Fosfato bicálcico	1,63	1,16
Calcário	0,84	0,76
Sal	0,42	0,44
L-Lisina HCL (78%)	0,25	0,21
DL-Metionina (99%)	0,29	0,23
L-Treonina	0,08	0,04
BHT	0,01	0,01
Suplemento vitamínico e mineral [†]	0,50	0,50
TOTAL	100,00	100,00
Composição nutricional calculada		
Proteína bruta (%)	21,27	18,86
Energia metabolizável (kcal/kg)	2.883	3.121
Ca (%)	0,85	0,69
Na (%)	0,19	0,20
Fósforo disponível (%)	0,42	0,32
Metionina + cistina dig. (%)	0,88	0,77
Metionina dig. (%)	0,56	0,49
Lisina dig. (%)	1,22	1,05
Treonina dig. (%)	0,79	0,68
Triptofano dig. (%)	0,24	0,21
Arginina dig. (%)	1,32	1,16
Nutrientes por quilograma de ração: *fase de 1 a 21 dias de idade - Vit. A 7.000 U.I., Vit. D3 3.000 U.I., Vit. E 25 U.I., Vit. K 0,98 mg, Vit. B1 1,78 mg, Vit. B2 9,6 mg, Vit. B6 3,5 mg, Vit. B12 10 µg, Ácido Fólico 0,57 mg, Biotina 0,16 mg, Niacina 34,5 mg, Pantotenato de Cálcio 9,8 mg, Cobre 0,12 g, Cobalto 0,02 mg, Iodo 1,3 mg, Ferro 0,05 g, Manganês 0,07 g, Zinco 0,09 mg, Zinco Orgânico 6,75 mg, Selênio 0,27 mg, Colina 0,4 g, Promotor de crescimento (bacitracina de zinco) 30 mg, (narasina+nicarbazina) 0,1g, Metionina 1,68g. **Fase de 22 a 42 dias de idade - Vit. A 7.000 U.I., Vit. D3 3.000 U.I., Vit. E 25 U.I., Vit. K 0,98 mg, Vit. B1 1,78 mg, Vit. B2 9,6 mg, Vit. B6 3,5 mg, Vit. B12 10 µg, Ácido Fólico 0,57 mg, Biotina 0,16 mg, Niacina 34,5 mg, Pantotenato de Cálcio 9,8 mg, Cobre 0,12 g, Cobalto 0,02 mg, Iodo 1,3 mg, Ferro 0,05 g, Manganês 0,07 g, Zinco 0,09 mg, Zinco Orgânico 6,75 mg, Selênio 0,27 mg, Colina 0,6 g, Promotor de crescimento (avilamicina) 7,5 mg, (monensina sódica) 0,1g, Metionina 1,4g.		

Características sanguíneas

Aos 21 e 42 dias de idade, 10 frangos por temperatura de incubação (2/repetição) foram utilizados para as análises de sangue. Para as contagens celulares e análises do lipidograma (colesterol total, triglicérides, HDL, LDL e VLDL sérico) foram utilizadas amostras (2 mL) de sangue retiradas da jugular com seringas plásticas sem anticoagulante. As amostras de sangue foram mantidas em frascos plásticos tipo “eppendorf” por 1h à temperatura ambiente e centrifugadas à 3500rpm e 4°C por 15 minutos, para separação do soro. O soro foi congelado até o momento das análises. As dosagens de colesterol total, HDL e triglicérides foram realizadas em duplicatas utilizando-se kits comerciais (Colesterol Liquiform ref.76, HDL colesterol ref.13-50 e Triglicérides Liquiform ref.87 Labtest Diagnóstica S.A., Belo Horizonte, MG). As amostras foram preparadas e analisadas conforme especificações do fabricante, sendo realizadas as leituras em espectrofotômetro (Beckman Coulter, DU-800) utilizando comprimento de onda de 500nm. Os valores de VLDL e LDL foram estimados utilizando-se as equações: $VLDL = \text{triglicérides} / 5$ e $LDL = \text{colesterol total} - HDL - VLDL$. Os dados de glicose (GLI) do sangue foram determinados em amostras de sangue (1mL) coletadas da veia jugular com seringa heparinizadas, imediatamente após coleta, utilizando analisador clínico portátil (i-STAT®Co. – Abbott Laboratories – EUA, cartucho Cg8+®).

Peso e porcentagens de lipídio total e colesterol hepático

Sete frangos por tratamento por idade (21 e 42 dias) foram mortos por insensibilização com CO₂ seguida de sangria, para coleta dos fígados, os quais foram pesados e divididos em duas partes amostrais, que foram congeladas e mantidos em freezer -20°C até as análises. A determinação do conteúdo de lipídio total seguiu protocolo estabelecido por Bligh e Dyer (1959). O conteúdo de colesterol foi determinado pelo método de medição enzimático proposto por Saldanha et al. (2004). Brevemente, 4mL de solução aquosa de KOH 50% e 6 mL de álcool etílico foram adicionados à 2g de fígado em tubo falcon imerso em banho-maria à 40°C por 2 horas, seguido de mais 10 min à 60°C, após o que foi adicionado 5mL água destilada à solução. Para a extração de colesterol, 10mL de hexano foi adicionado à solução, a qual foi agitada em

vortex por 1 min. Após a separação da solução em duas fases, a fase hexânica foi retirada e transferida para um outro frasco. O passo de extração foi repetido esses três vezes. Amostra de 3mL do extrato hexânico foi seca em N₂. Após secagem, foi adicionado 0,5mL de isopropanol para dissolver o resíduo do extrato e realizar a leitura do colesterol. Seguindo os procedimentos recomendados pelo kit colesterol método enzimático (Colesterol cod.74305 Laborclin, Pinhais ,PR), as leituras foram feitas em espectrofotômetro (Beckman Coulter, DU-800) utilizando comprimento de onda de 499nm.

Morfometria e proliferação celular no tecido adiposo

Foram analisados a área dos adipócitos (μm), o número de adipócitos/área e o número de adipócitos em mitose/área nas regiões cervical, abdominal e perna aos 21 e 42 dias de idade. Para isso, amostras de tecido adiposo dessas 3 regiões do corpo foram coletadas de 7 frangos por temperatura por idade. Os frangos foram mortos por insensibilização em câmara de CO₂ seguido de sangria. As amostras foram fixadas em formaldeído 10% por 12 horas à temperatura ambiente. Em seguida, as amostras foram lavadas com água destilada e mantidas em etanol 70% até o momento do processamento histológico. Elas foram, sequencialmente, desidratadas em série de concentração crescente de etanol (80%, 90%, 95%, 100% e 100%; 60 min cada), diafanizadas em mistura etanol:xilol (1:1, 60 min cada) e xilol (100%, 3x60 min), infiltradas com parafina (15 horas), e incluídas em parafina. Secções semi-seriadas (7 μm de espessura) de cada amostra foram corados com hematoxilina e eosina. A montagem das lâminas foi realizada com entellan. As contagens do número de adipócitos/área e as mensurações da área dos adipócitos foram realizadas utilizando-se um sistema de captura e análise de imagens (Leica®). O número médio de adipócitos/área será obtido pela análise de 5 campos microscópicos (202.800 μm^2) por amostra. A área dos adipócitos (μm^2) foi obtida pela mensuração individual de 160 adipócitos por amostra.

A proliferação dos adipócitos foi avaliada como número de adipócitos expressando proteína nuclear de proliferação celular (PCNA) por área. Para isso, cortes histológicos (8 μm de espessura) foram coletados em lâmina

carregadas eletricamente (Starfrost® Green, tissue-tek® auto write) para melhor aderência dos cortes e processados pela técnica imunohistoquímica indireta, utilizando-se anticorpo primário anti-PCNA (clone PC10, Biocare Medical, USA). Após desparafinização seguida de hidratação (xilol, etanol 100% , 90%, 80% e 70%, e água), as secções foram incubadas com peróxido de hidrogênio 15%, para inativar as peroxidases endógenas. Após lavagem com tampão Tris-HCl 1M (pH 7,4), os cortes foram incubados com soro inespecífico (eqüino, 15 µL de soro + 85 µL de tampão Tris-HCl) por 90 minutos, em câmara úmida à 4°C, para o bloqueio de ligações inespecíficas. Após retirada do anticorpo inespecífico, os cortes foram incubados com anticorpo primário camundongo anti-PCNA (1:100 em tampão Tris-HCl), por 1 hora em câmara úmida à 4°C. Em seguida, os cortes foram lavados com tampão Tris-HCl (3x, 2 min/cada), incubados com anticorpo secundário universal (Trek Universal) à temperatura ambiente por 20 minutos e lavados, novamente, com tampão Tris-HCl (2x, 2 min/cada). Então, os cortes foram incubados com Trek Avidin-HRP à temperatura ambiente por 10 minutos e lavados com tampão Tris-HCl (2x, 2 min/cada). Para a revelação da ligação antígeno-anticorpo, os cortes foram incubados com solução de diaminobenzidina (DAB)(15 µL de DAB + 4µL de tampão substrato) por três minutos. Após retirada da solução de DAB, os cortes foram lavados com água destilada, desidratados em etanol (70%, 80%, 90% e 100%) e diafanizados em xilol (2x, 100%) e as lâminas montadas com entellan. Como controle dos resultados obtidos foi gerado controles negativos (sem anticorpo primário). O número de adipócitos em mitose foi analisado em 10 área de 202.800 µm² por amostra.

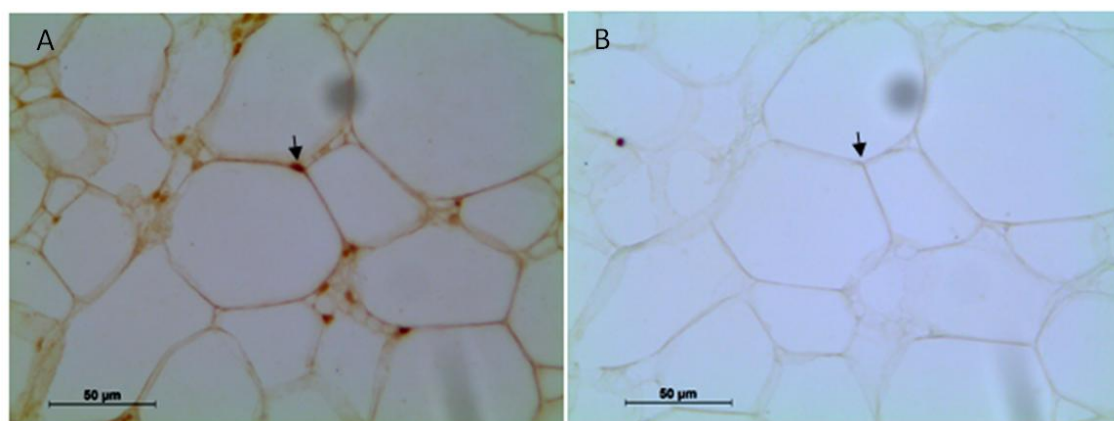


Figura 1. Fotomicrografias do tecido adiposo da região cervical de frango de corte com 21 dias de idade. (A) Imunomarcação para PCNA. Seta: núcleo de adipócito expressando PCNA. (B) Controle negativo. Seta: ausência de imunomarcados para PCNA no núcleo do adipócito.

Bromatologia

Aos 21 e 42 dias de idade, 6 frangos/tratamento foram pegos aleatoriamente para realização das análises bromatológicas. Os frangos foram pesados e abatidos por asfixia em câmara de CO₂. Após, eles foram congelados em freezer -20°C, onde permaneceram até processamento. Inicialmente, as amostras ainda congeladas foram cortadas em pedaços menores, utilizando-se serra de fita elétrica. Em seguida, ainda congeladas, as amostras foram moídas e homogeneizadas. Parte das amostras foi mantida congelada em freezer -20°C e cerca de 400g/amostra foi submetida à pré-secagem em estufa à 55°C por 5 dias. Após secagem, as amostras foram moídas em moinho de bola para dar continuidade às análises da composição química corporal (umidade, matéria seca, cinzas, extrato etéreo, proteína bruta) dos frangos.

Para determinação da umidade e matéria seca, 1g por amostra foi colocada em cadinho de porcelana previamente seco e pesado, e mantido a 105°C por 16 horas em estufa de ventilação forçada. Ao final da secagem, os cadinhos contendo o que sobrou das amostras foram pesados e a diferença de seus pesos antes e após secagem utilizada para o cálculo de MS e Umidade. Posteriormente, os cadinhos contendo a MS foram mantidos em Mufla a 600°C por seis horas para obtenção do conteúdo de cinzas, que correspondeu à diferença de peso antes e após a queima. Para obtenção do conteúdo de extrato etéreo (EE) (fração lipídica), 1 g por amostra foi colocado sobre papel de filtro qualitativo pré-seco e pesado e colocado no interior de um extrator intermitente (Soxhlet®) para extração contínua com éter de petróleo por 8 horas. O conteúdo de EE correspondeu à diferença de peso das amostras antes e após a extração. Após extração do EE, 100mg da MS desengordurada foi utilizada para análise de proteína bruta, utilizando aparelho Leco FP-528 que nos forneceu o valor proteína bruta das amostras. O valor do extrativo não nitrogenado (ENN) na MS correspondeu ao conteúdo de $EEN=100 - (EE+PB+Cinzas)$. Todos os cálculos foram corrigidos para a MS foram expressos

em (%) e em (g) em relação ao peso do pinto sem saco de vitelo e do saco de vitelo propriamente dito. As análises foram realizadas no Laboratório de Nutrição Animal, do Departamento de Zootecnia, da FCAV-UNESP, seguindo metodologia descrita por Silva e Queiroz (2002).

Análises estatísticas

Para análise estatística dos parâmetros estudados foi realizado um delineamento inteiramente casualizado, com exceção do tecido adiposo que foi analisado em esquema fatorial (8x3) sendo 8 tratamentos X 3 regiões (abdominal, cervical e da perna). Após verificação da presença de outliers, do atendimento às pressuposições de normalidade dos erros estudatizados (Cramer-von Mises) e da homogeneidade de variâncias (Brown and Forsythe's). Os dados foram submetidos à análise de variância através do procedimento *General Linear Model* (GLM) do programa SAS® (SAS Institute, 2002). Em caso de efeito significativo, a comparação entre as médias será realizada pelo Teste de Tukey, considerando-se $p \leq 0,05$.

3. RESULTADOS

Características Sanguíneas

Os dados do lipidograma (HDL, LDL, triglicérides, VLDL colesterol) e concentração de glicose do sangue dos frangos, aos 21 e 42 dias de idade, são apresentados na Tabela 3. Aos 21 dias de idade, apenas os valores de HDL, LDL e colesterol foram influenciados significativamente ($P \leq 0,05$) pelos tratamentos. Os valores de HDL dos frangos dos tratamentos 36-P, 37,5-L foram maiores do que os dos frangos dos tratamentos 36-L, 36-Q e 37,5-Q, e similares entre si e aos dos frangos dos tratamentos 37,5-L 39-PL e 39-Q. Não ocorreu diferença nos valores de HDL entre os frangos dos tratamentos 36-L, 36-Q e 37,5-Q e nem entre os dos tratamentos 37,5-L 39-PL e 39-Q. Os valores de LDL apresentados pelos frangos dos tratamentos 36-P, 36-Q, 37,5-P, 37,5-L, 37,5-Q, 39-PL e 39-Q foram similares entre si, mas os valores dos frangos do tratamento 36-L foram maiores do que os dos frangos dos tratamentos 36-P, 37,5-L, 39-PL e 39-Q e similares aos dos frangos dos tratamentos 36-Q, 37,5-P, 37,5-Q. As concentrações de colesterol dos frangos dos tratamentos 36-P, 36-Q, 37,5-P, 37,5-L, 37,5-Q, 39-PL e 39-Q não diferiram entre si, mas os valores dos frangos do tratamento 36-L foram maiores do que os dos frangos dos tratamentos 37,5-L, 39-PL e 39-Q e similares dos frangos dos tratamentos 36-P, 36-Q, 37,5-P, 37,5-Q. Aos 42 dias de idade, os tratamentos afetaram significativamente ($P \leq 0,05$) os valores de LDL e colesterol. Os frangos dos tratamentos 36-L, 36-Q, 37,5-P e 39-Q apresentaram valores de LDL maiores do que os frangos dos tratamentos 36-L e 37,5-L, porém similares entre si aos dos frangos dos tratamentos 37,5-Q e 39-PL. Também não houve diferença nos valores de LDL dos frangos dos tratamentos 36-L e 37,5-L. As concentrações de colesterol total no sangue dos frangos dos tratamentos 36-P, 36-L, 36-Q, 37,5-P, 37,5-Q, e 39-PL foram similares, mas as concentrações dos frangos do tratamento 39-Q foi maior do que as dos frangos dos tratamentos 36-L e 37,5-L, que, por sua vez, não diferiram nos valores dessa variável.

Tabela 3. Lipidograma e glicose do sangue de frangos de corte, aos 21 e 42 dias de idade, de acordo com os tratamentos.

Tratamentos*	HDL (mg/dL)	LDL (mg/dL)	TRI (mg/dL)	VLDL (mg/dL)	Colesterol (mg/dL)	Glicose (mg/dL)
21 dias						
36-P	103,97 ^a	34,81B	30,12	6,02	144,80AB	178,43
36-L	62,61 B	114,27A	39,54	7,91	184,7932 A	185,17
36-Q	63,03 B	62,33AB	28,22	5,64	131,00B	184,33
37,5-P	78,95AB	69,71AB	36,44	7,29	160,70AB	183,57
37,5-L	99,47 A	35,48B	30,63	6,12	141,07B	187,29
37,5-Q	59,75B	82,96AB	30,70	6,14	148,86AB	166,00
39-PL	92,31AB	61,11B	31,03	6,20	159,62AB	192,00
39-Q	71,33AB	60,47B	32,39	6,48	137,50 B	169,00
P	0,0001	0,0004	0,1596	0,1594	0,0096	0,2230
CV(%)	22,87	42,71	22,26	22,26	15,59	10,87
42 dias						
36-P	60,45	87,98A	32,01	6,40	154,83 AB	207,71
36-L	71,43	47,98B	35,54	7,11	126,51BC	200,71
36-Q	59,03	85,21A	30,11	6,02	150,27ABC	184,50
37,5-P	62,86	86,06A	37,03	7,41	159,63AB	205,50
37,5-L	60,84	47,32B	35,94	7,19	115,34C	211,83
37,5-Q	66,83	76,45AB	33,26	6,65	149,93ABC	189,00
39-PL	71,56	75,59AB	34,09	6,82	153,97AB	204,00
39-Q	64,37	94,27A	33,19	6,64	166,29A	194,71
P	0,5505	<0,0001	0,6617	0,6637	0,0003	0,1779
CV(%)	20,51	25,63	19,17	19,18	13,56	9,68

*: Temperaturas de incubação (36; 37,5 e 39°C) e de criação (P: preferência, L: preconizada para linhagem e Q: quente). HDL: lipoproteína de alta densidade. LDL: lipoproteína de baixa densidade. TRI: triglicérides. VLDL: lipoproteína de muita baixa densidade. A-B: médias seguidas por letras distintas (colunas) diferem significativamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Peso e porcentagens de lipídio total e colesterol hepático

Como mostrado na Tabela 4, os tratamentos influenciaram significativamente ($P \leq 0,05$) apenas o conteúdo de colesterol hepático aos 21 dias e o peso e o conteúdo de colesterol aos 42 dias, não sendo registrados efeitos ($p > 0,05$) sobre as concentrações de lipídio total do órgão em nenhuma das idades analisadas. Aos 21 dias de idade, a porcentagem de colesterol hepático dos frangos do tratamento 36-L foi menor ($p \leq 0,05$) que a dos frangos do tratamento 36-Q, mas não diferiram das porcentagens observadas para os frangos dos outros tratamentos. A porcentagens de colesterol dos frangos do tratamentos 36-Q também não diferiu das apresentadas pelos frangos dos tratamentos 36-L, 37,5-Q, 39-PL e 39-Q. Aos 42 dias de idade, houve diferença

no peso hepático dos frangos dos tratamentos 37,5-P, 37,5-Q e 39-PL em relação ao dos frangos do tratamento 39-Q, sendo o peso do órgão maior nos primeiros do que nos últimos. A porcentagem de colesterol do fígado dos frangos do tratamento 36-P foi menor que a dos frangos do tratamento 36-L, maior que a dos frangos do tratamento 37-5-Q e similar à dos frangos dos demais tratamentos. A porcentagem de colesterol do fígado dos frangos do tratamento 36-L foi maior que a dos frangos do tratamento 36-Q, 37,5-P, 37,5-Q, 39-PL e 39-Q, mas similar à dos frangos do tratamento 37,5-L

Tabela 4. Peso e conteúdos lipídico e de colesterol do fígado de frangos de corte, aos 21 e 42 dias de idade, de acordo com os tratamentos.

Tratamentos*	Peso (g)	Lipídio (%)	Colesterol (%)
21 dias			
36-P	21,41	4,34	83,98BC
36-L	20,88	4,81	102,24AB
36-Q	18,13	4,06	108,01A
37,5-P	19,67	3,64	84,78BC
37,5-L	20,67	4,46	75,62C
37,5-Q	18,25	3,68	90,48ABC
39-PL	20,57	4,26	89,56ABC
39-Q	16,50	3,72	86,74ABC
P	0,1318	0,6486	0,0096
CV (%)	16,38	29,43	13,86
42 dias			
36-P	36,12AB	3,03	100,32BC
36-L	34,75AB	4,14	136,95A
36-Q	31,17AB	3,70	85,50CD
37,5-P	41,28A	3,43	94,40CD
37,5-L	36,03AB	3,35	123,18AB
37,5-Q	37,46 ^a	3,17	74,43D
39-PL	40,83 ^a	3,71	106,83BC
39-Q	25,54B	3,17	88,86CD
P	0,0006	0,6758	<0,0001
CV (%)	17,74	33,48	14,46

*: Temperaturas de incubação (36; 37,5 e 39°C) e de criação (P: preferência, L: preconizada para linhagem e Q: quente). A-B: médias seguidas por letras distintas (colunas) diferem significativamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Morfometria e proliferação celular no tecido adiposo

A Tabela 5 mostra os dados de área, número de adipócitos/área, e a taxa de mitose de frangos de corte aos 21 dias de idade. Ocorreu interação significativa ($P \leq 0,05$) entre os tratamentos e as regiões corporais analisadas para área dos adipócitos e número de adipócitos/área, e efeito significativo apenas dos tratamentos sobre a taxa de mitose. A taxa de mitose dos adipócitos nos frangos dos tratamentos 36-P, 36-L, 37,5-P, 37,5-L e 39-PL foram similares entre si, mas maiores do que nos frangos dos tratamentos 36-Q, 37,5-Q e 39-Q, que não diferiram nessa variável.

Tabela 5. Área, número de adipócitos/área e taxa de mitose no tecido adiposo de frangos com 21 dias de idade, de acordo com os tratamentos.

	Área (μm^2)	Número nº adipócitos/área	Taxa de Mitose** (nº adipócitos PCNA/área)
Tratamentos* (T)			
36--P	1597,86	83,16	17,12A
36L	1419,08	82,05	18,04A
36Q	1696,44	91,71	7,37B
37,5-P	1541,51	82,00	19,01A
37,5L	1332,58	91,87	18,04A
37,5-Q	2142,58	95,57	6,22B
39-PL	1471,83	102,25	18,27A
39-Q	1369,66	104,77	7,88B
Região Corporal (R)			
Abdominal	1661,07	74,04	14,445
Cervical	1830,51	84,99	13,678
Perna	1253,34	113,51	13,634
Probabilidades			
T	<0,0001	0,3830	<0,0001
R	<0,0001	<0,0001	0,8030
TxR	<0,0001	0,0070	0,9150
CV(%)	20,72	28,29	39,70

*: Temperaturas de incubação (36; 37,5 e 39°C) e de criação (P: preferência, L: preconizada para linhagem e Q: quente). **: adipócitos expressando proteína nuclear de proliferação celular (PCNA). A-B: médias seguidas por letras distintas (colunas) diferem significativamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

De acordo com a interação entre tratamentos e regiões corporais (Tabela 6), aos 21 dias de idade, ocorreu efeito significativo dos tratamentos

sobre a área dos adipócitos nas regiões cervical e abdominal, mas não na perna. Na região cervical, a maior área dos adipócitos foi registrada nos frangos do tratamento 37,5-Q e a menor nos frangos do tratamento 36-Q. A área dos adipócitos dos frangos do tratamento 36-P foi igual á dos frangos dos tratamentos 36-L, 37,5-P, maior do que a dos frangos dos tratamentos 36-Q, 37,5-L, 39-PL e 39-Q, os quais apresentaram valores similares para essa variável. Na região abdominal, a maior área dos adipócitos foi registrada para os frangos do tratamento 36-Q e a menor para os frangos dos tratamentos 36-L, 37,5-P e 37,5-L, que não diferiram nessa variável. A área dos adipócitos dos frangos do tratamento 36-P foi similar á dos frangos do tratamento 36-L, 37,5-P, 37,5-L, 37,5-Q, 39-PL e 39-Q, sendo que os frangos dos três últimos tratamentos também não diferiram nessa variável. Ainda de acordo com a Tabela 6, diferenças na área dos adipócitos entre as regiões corporais ocorreram em todos os tratamentos, exceto 36-L e 37,5-L.

Ainda de acordo com a interação entre tratamentos e regiões corporais, ocorreram diferenças significativas ($P \leq 0,05$) na área dos adipócitos entre as regiões corporais dos frangos em todos os tratamentos, exceção feita os tratamentos 36-L e 37,5-L. Nos frangos do tratamento 36-P, a área dos adipócitos da região cervical foi maior ($p \leq 0,05$) que a dos adipócitos da perna, e não houve diferença da área dos adipócitos dessas áreas em relação á dos adipócitos da região abdominal. Nos tratamentos 36-Q, 39-PL e 39-Q, os frangos apresentaram adipócitos com maior área ($p \leq 0,05$) na região abdominal do que nas região cervical e da perna, entre as quais não ocorreu diferença nessa variável. Já nos tratamentos 37,5-P e 37,5Q, as áreas dos adipócitos da perna e da região abdominal foram similares entre si e menores ($p \leq 0,05$) do que a dos adipócitos da região cervical.

Tabela 6. Desdobramento da interação entre tratamentos e regiões corporais para área dos adipócitos de frangos com 21 dias de idade.

Tratamentos*	Regiões			P
	Abdominal	Cervical	Perna	
36P	1543,02BCab	1887,04Ba	1207,30b	0,0177
36L	1344,78C	1670,04BC	1257,29	0,1093
36Q	2692,11Aa	1229,93Db	1255,46b	<,0001
37,5P	1285,87Cb	1919,23Ba	1443,84b	0,0185
37,5L	1385,11C	1310,89CD	1301,74	0,9058
37,5Q	1451,63BCb	4985,48Aa	1265,97b	<,0001
39PL	1860,65Ba	1410,76CDb	1263,51b	0,0182
39Q	1795,40Ba	1297,09CDb	1051,16b	0,0012
P	<0,0001	<0,0001	0,754	

*: Temperaturas de incubação (36; 37,5 e 39°C) e de criação (P: preferência, L: preconizada para linhagem e Q: quente). CV: coeficiente de variação. A-D; a-b: médias seguidas por letras distintas nas colunas e nas linhas, respectivamente, diferem significativamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

A Tabela 7 apresenta os dados da interação entre tratamentos e regiões corporais dos frangos de corte para número de adipócitos/área, aos 21 dias de idade. Diferenças significativas no número de adipócitos/área entre tratamentos foram registradas na região cervical e na perna.

A Tabela 7 também mostra existência de diferenças no número de adipócitos/área em todos os tratamentos, exceto os tratamentos 36-P, 35,5-P e 37,5-L. Nos frangos do tratamento 36-L, o número de adipócitos/área nas regiões abdominal e cervical foi similar, porém maior do que na perna. Nos frangos do tratamento 36-Q, o número de adipócitos/área foi menor na região abdominal do que na cervical e na perna, não havendo diferença nessa variável entre as últimas. No tratamento 37,5-P, os frangos apresentaram maior número de adipócitos/área na perna do que na região cervical, mas o número de adipócitos/área nessas regiões não diferiu do observado na região abdominal. No tratamento 39-PL, os frangos tiveram maior número de adipócitos/área na região abdominal do que na perna, e ambas apresentaram número de adipócitos/área similar ao da região cervical. Nos frangos do tratamento 39-Q, o número de adipócitos/área foi menor na região abdominal do que nas demais e menor na região cervical do que na perna.

Tabela 7. Desdobramento da interação entre tratamentos e regiões corporais o número de adipócitos/área de frangos com 21 dias de idade.

Tratamentos	Regiões			P
	Abdominal	Cervical	Perna	
36P	69,38b	72,52BCDb	114,67ABa	0,052
36L	73,46b	66,86DDb	109,27Ba	0,022
36Q	50,67b	107,86Aa	105,61Ba	0,001
37,5P	88,13ab	54,51Db	104,60Ba	0,010
37,5L	93,22	95,17ABC	87,80B	0,899
37,5Q	85,61	86,19ABCD	116,90AB	0,097
39PL	72,80b	100,08ABab	118,78ABa	0,047
39Q	60,40c	99,71ABCb	145,11Aa	<0,0001
P	0,2860	0,0170	0,0410	

*: Temperaturas de incubação (36; 37,5 e 39°C) e de criação (P: preferência, L: preconizada para linhagem e Q: quente). CV: coeficiente de variação. A-D; a-c: médias seguidas por letras distintas nas colunas e nas linhas, respectivamente, diferem significativamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

A Tabela 8 contém os dados de área dos adipócitos, número de adipócitos/área e taxa de mitoses de frangos aos 42 dias de idade. Houve interação significativa ($P \leq 0,05$) entre tratamentos e regiões corporais para as duas primeiras variáveis citadas e efeito significativo ($P \leq 0,05$) dos tratamentos para a taxa de mitose. A taxa de mitoses (Tab. 8) registrada para os frangos do tratamento 36-P foi menor que a dos frangos do tratamento 36-L e maior do que a dos demais tratamentos. Além disso, os frangos dos tratamentos 36-L, 37,5-P, 37,5-L e 39-PL apresentaram taxas de mitoses similares, porém maior ($p \leq 0,05$) que a dos frangos dos outros tratamentos.

Tabela 8. Área, número de adipócitos/área e taxa de mitose no tecido adiposo de frangos com 42 dias de idade, de acordo com os tratamentos e regiões corporais.

Tratamento	Área μm^2	Número Nº cel./área	Taxa de Mitose nºcel marcadas/área
36P	3937,07	75,31	6,49B
36L	2753,5	76,44	9,34A
36Q	1331,38	106,13	3,72C
37,5P	3960,95	72,47	9,51A
37,5L	25,92,06	69,16	10,04A
37,5Q	2092,27	72,62	3,92C
39PL	3836,74	68,1	9,15A
39Q	1521,01	92,57	3,77C
Região corporal			
Abdominal	4484,76	85,17	6,61
Cervical	2046,16	72,77	6,72
Perna	1808,66	79,23	7,53
Probabilidades			
T	0,8407	0,7943	0,0098
R	<0,0001	<0,0001	0,1275
TXR	<0,0001	<0,0001	0,4308
CV(%)	17,83	14,80	30,58

*: Temperaturas de incubação (36; 37,5 e 39°C) e de criação (P: preferência, L: preconizada para linhagem e Q: quente). CV: coeficiente de variação. A-D; a-c: médias seguidas por letras distintas nas colunas e nas linhas, respectivamente, diferem significativamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Os dados da interação entre tratamentos e regiões corporais (Tabela 9) mostram diferenças significativas ($P \leq 0,05$) na área dos adipócitos aos 42 dias de idade entre os tratamentos das regiões abdominal, cervical e da perna, bem como diferenças entre as regiões corporais nos frangos de todos os tratamentos, exceção feita aos dos tratamentos 37-Q e 39-Q. Na região abdominal, a área dos adipócitos dos frangos do tratamento 37,5-P foi maior do que nos frangos dos tratamentos 36-L, 36-Q, 37,5-L, 37,5-Q e 39-Q, menor do que a dos frangos do tratamento 37-P e similar á dos frangos do tratamento 39-PL. Na região cervical, a área dos adipócitos dos frangos do tratamentos 36-P, 36-L, 36-Q, 37,5-P e 39-Q foram similares entre si e menores do que a área dos adipócitos apresentada pelos frangos dos tratamentos 39-PL e 37-L, que não diferiram nessa variável. Na perna, não ocorreram diferenças na área dos adipócitos entre os frangos dos tratamentos 36-P, 37,5-Q e 39-PL e 36-L,

cujos valores foram maiores do que os registrados para os frangos dos demais tratamentos.

Com relação às diferenças na área dos adipócitos existentes entre regiões do corpo (Tabela 9), os dados mostram que, nos frangos dos tratamentos 36-P, 36-L, 37-P e 39-PL, a área dos adipócitos da região abdominal foi maior ($p \leq 0,05$) do que a dos adipócitos da região cervical e perna, que não diferenciaram entre si nessa variável. No tratamento 36-Q, os frangos apresentaram menor área de adipócitos na região abdominal do que na cervical e na perna, que apresentaram áreas similares. No tratamento 37,5-L, a área dos adipócitos foi maior na região abdominal do que nas outras duas áreas e maior na região cervical do que na perna.

Tabela 9. Desdobramento da interação entre tratamentos e região corporal para a área de adipócitos de frangos com 42 dias de idade.

Tratamentos	Regiões			P
	Abdominal	Cervical	Perna	
36P	7310Ba	1847Cb	2235ABb	<0,0001
36L	5938Ca	1742Cb	1449Db	<0,0001
36Q	1001Eb	1569Ca	1528Da	0,0430
37,5P	7841Aa	1878Cb	1746BCDb	<0,0001
37,5L	4063Da	2815Ab	1208Dc	<0,0001
37,5Q	1836E	2068BC	2269A	0,3482
39PL	7144Ba	2487ABb	2214ABCb	<0,0001
39Q	1322E	1576C	1685CD	0,3626
P	<0,0001	<0,0001	<0,0001	

*: Temperaturas de incubação (36; 37,5 e 39°C) e de criação (P: preferência, L: preconizada para linhagem e Q: quente). CV: coeficiente de variação. A-E; a-c: médias seguidas por letras distintas nas colunas e nas linhas, respectivamente, diferem significativamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

A Tabela 10 apresenta os dados da interação entre tratamentos e regiões do corpo para número de adipócitos/área, de acordo com os quais os tratamentos influenciaram significativamente ($P \leq 0,05$) essa variável nas regiões abdominal, cervical e na perna e que ocorreram diferenças significativas ($P \leq 0,05$) na área dos adipócitos entre as três regiões analisadas nos frangos dos tratamentos 36-L, 36-Q, 37,5-L e 39-PL. Na região abdominal, maior número de apócitos por área foi registrado para os frangos do tratamento 36-Q e menor ($p \leq 0,05$) número nos frangos dos tratamentos 36-P, 36-L, 37,5-P, 37,5-L, 37,5Q e 39-PL que não diferiram entre si. Os frangos do

tratamento 39-Q apresentaram número de adipócitos/área intermediário. Na região cervical, frangos dos tratamentos 36-P, 36Q, 37,5-P e 39-Q apresentaram o mesmo número de adipócito por área e maior ($p \leq 0,05$) do que nos frangos dos tratamentos 36-L, 37,5-L e 39-PL. O número de adipócitos por área nos frangos dos tratamentos 36-P foi similar ao dos frangos dos tratamentos 37,5-P e 37,5Q, e o deste último similar ao número de adipócito por área observado nos frangos dos tratamentos 36-L, 37,5-L e 39-PL. Na perna, não houve diferença no número de adipócito por área nos frangos dos tratamentos 39-Q, 37,5-L e 36-Q, que apresentaram maior ($p \leq 0,05$) número de adipócito por área do que os demais tratamentos. Os frangos dos tratamentos 36-P e 36-L apresentaram o número de adipócito por área menor ($p \leq 0,05$) apenas os frangos do tratamento 39-Q, e 37,5-P, respectivamente.

Ainda de acordo com essa interação, frangos do tratamento 36-L apresentaram igual número de adipócitos/área nas regiões abdominal e perna, porém maior do que na região cervical. Os frangos do tratamento 36-Q apresentaram maior número de adipócitos/área na região abdominal do que nas demais regiões analisadas, que não diferiram entre si. Nos frangos do tratamento 37,5-L, o número de adipócitos/área foi maior na perna do que nas regiões abdominal e cervical, que apresentaram número similar de adipócitos. Nos frangos do tratamento 39-PL, o número de adipócitos/área foi maior na região abdominal do que na cervical, e o número de adipócitos/área registrado para essas não diferiu do observado na perna.

Tabela 10. Desdobramento da interação entre tratamentos e regiões corporais para o número de adipócitos/área de frangos com 42 dias de idade.

Tratamento	Regiões			P
	Abdominal	Cervical	Perna	
36P	74,67C	77,07AB	73,92BCD	0,9119
36L	85,50BCa	62,33Cb	85,00BCa	0,0040
36Q	139,27Aa	87,86Ab	87,60ABb	<0,0001
37P	74,43C	77,53AB	65,43D	0,2423
37L	65,98Cb	61,53Cb	88,22ABa	0,0070
37Q	74,61C	71,01BC	71,67CD	0,8629
39PL	78,33Ca	57,13Cb	69,33CDab	0,0195
39Q	96,92B	90,73A	90,93A	0,6809
P	<0,0001	<0,0001	0,0054	

*: Temperaturas de incubação (36; 37,5 e 39°C) e de criação (P: preferência, L: preconizada para linhagem e Q: quente). CV: coeficiente de variação. A-D; a-c: médias seguidas por letras distintas nas colunas e nas linhas, respectivamente, diferem significativamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

As Tabelas 11 e 12 apresentam os dados do peso corporal e da composição bromatológica dos frangos aos 21 e 42 dias de idade, respectivamente.

Aos 21 dias de idade, ocorreram diferenças entre tratamentos no peso corporal dos frangos e em sua composição em umidade (g e %), MS (g e %), Cinzas (g e %), EE (g) e PB (g). O peso e o conteúdo de umidade e de MS corporal (dados em g) dos frangos do tratamento 39-Q foram similares às dos frangos do tratamento 37,5-Q e menores do que as dos frangos dos demais tratamentos, não havendo diferença nos valores dessas variáveis entre os frangos dos tratamentos 36-P, 36-L, 36-Q, 37,5-P, 37,5-L e 39-PL, e nem no peso corporal e na MS entre os frangos dos tratamentos 36-Q e 37,5-Q e na umidade entre 36-Q, 37,5-P, 37,5-L e 37,5-Q. A porcentagem de umidade foi maior nos frangos dos tratamentos 39-Q e 37,5Q do que nos frangos dos tratamentos 37,5-P e 37,5-L, que não diferiram entre si e nem dos frangos dos demais tratamentos. A porcentagem de MS encontrada nos frangos dos tratamentos 37,5-P e 37,5-L foram maiores do que as dos frangos dos tratamentos 37,5-Q e 39-Q, não ocorrendo diferença nessa variável entre os frangos desses 4 tratamentos e os frangos dos demais tratamentos não citados. O conteúdo de cinzas corporal (g) apresentado pelos frangos dos tratamentos 37,5-Q e 39-Q foi similar entre si e ao dos frangos do tratamento 36-Q e menor do que o dos frangos dos outros tratamentos. A porcentagem de

cinzas dos frangos dos tratamentos 37,5-Q e 39-Q foram menores do que nos frangos do tratamento 36-L, porém não houve diferença na porcentagem de cinzas entre os primeiros e nem entre os frangos desses três tratamentos citados e os frangos dos demais tratamentos. O conteúdo de EE (g) dos frangos dos tratamentos 36-L e 37,5-L foi maior do que o dos frangos do tratamento 39-Q, e nenhuma diferença estatística foi encontrada entre os dois primeiros tratamentos e nem entre esses 3 tratamentos citados e os demais tratamentos. O conteúdo de PB corporal (g) dos frangos do tratamento 39-Q foi igual à dos frangos dos tratamentos 37,5-Q e maior do que nos frangos dos demais tratamentos. Além disso, o conteúdo de PB dos frangos do tratamento 37,5-Q foi similar ao dos frangos dos tratamentos 36-Q e 37,5-P.

Aos 42 dias de idade, ocorreram diferenças entre os tratamentos no peso e conteúdos de água, MS, C, EE, PB e ENN e nas porcentagens de PB. O peso dos frangos dos tratamentos 36-Q, 37,5Q e 39-Q foram similares entre si e maiores do que o peso dos frangos dos demais tratamentos, que, por sua vez, não diferiram entre si nessa variável. A umidade corporal dos frangos dos tratamentos 36-Q, 37,5-Q e 39-Q foi similar, a umidade corporal dos frangos do tratamento 39-Q foi maior do que a dos frangos dos demais tratamentos, enquanto que a umidade dos frangos dos tratamentos 36-Q e 37,5-Q foi maior do que a dos frangos dos tratamentos 36-L, 37,5-P, 37,5-L e 39-PL, entre os quais não ocorreu diferença nessa variável. O conteúdo de MS foi menor nos frangos dos tratamentos 36-Q, 37,5-Q e 39-Q do que nos frangos dos tratamentos 36-P, 36-L, 37,5-P, 37,5-L e 39-PL, e não houve diferença no conteúdo de MS entre os frangos dos três primeiros tratamentos e nem entre os frangos dos cinco últimos tratamentos. O conteúdo de cinzas dos frangos dos tratamentos 37,5-Q e 39-Q foi similar entre si e ao dos frangos do tratamento e maior do que o conteúdo dos frangos dos outros tratamentos. Além disso, o conteúdo de cinzas dos frangos do tratamento 36-Q foi maior do que o dos frangos dos tratamentos 36-P e 36-L e igual ao dos frangos dos tratamentos 37,5-P e 37,5-L e 39-PL. O conteúdo de EE diferiu apenas entre os frangos do tratamento 36-L e os dos tratamentos 37,5-Q e 39-Q, sendo maior nos primeiros do que nos últimos. O conteúdo de PB, por sua vez, diferiu entre os frangos do tratamento 39-Q e os dos tratamentos 37,5-L e 39-PL, e foi menor nos primeiros. A porcentagem de PB foi menor nos frangos

do tratamento 36-P do que nos do tratamento 36-PL, mas estes grupos de frangos não diferiram dos demais nos valores dessa variável. O conteúdo de ENN foi menor nos frangos do tratamento 36-Q do quando comparados aos frangos do tratamento 39-PL, que não diferiram dos frangos dos demais tratamentos nessa variável.

Tabela 11. Peso e composição corporal de frangos de corte aos 21 dias de idade, de acordo com os tratamentos

Componentes		Tratamentos*								P	CV(%)
		36-P	36-L	36-Q	37,5-P	37,5-L	37,5-Q	39-PL	39-Q		
Peso corporal	(g)	792,8 ^a	821,7a	740,6ab	796,7a	795,1 a	682,7bc	804,3a	612,6	<0,0001	6,30
Umidade	(g)	544,71 ^a	565,24a	511,96ab	536,27ab	533,21ab	475,13bc	549,48a	425,61c	<0,0001	6,16
	(%)	68,70ab	68,80ab	69,13ab	67,89b	67,91b	69,59 ^a	68,31ab	69,47a	0,0019	0,95
MS	(g)	248,12 ^a	256,45a	228,66ab	260,47a	261,89a	207,55bc	254,79a	186,97c	<0,0001	7,51
	(%)	31,29ab	31,20ab	30,87ab	32,11a	32,09a	30,41b	31,69ab	30,53b	0,0019	2,09
Cinzas	(g)	17,25ab	19,98a	13,99bc	18,80ab	17,75ab	10,93c	16,16ab	10,18c	<0,0001	15,0
	(%) ¹	6,97ab	7,79a	6,12ab	7,19ab	6,78ab	5,27b	6,36ab	5,43b	0,0004	12,78
EE	(g)	75,08 ^a	69,29ab	70,05ab	81,13ab	83,52a	64,41ab	72,35ab	55,40b	0,0048	14,32
	(%) ¹	30,19	27,02	30,45	31,07	31,78	30,99	28,37	29,58	0,2216	9,69
PB	(g)	139,22 ^a	150,83a	133,03ab	143,80ab	148,07a	110,96bc	149,67a	110,99c	<0,0001	6,44
	(%) ²	56,18	58,84	58,41	55,54	56,64	57,20	58,82	59,38	0,5775	6,12
ENN	(g)	16,56	16,35	11,59	16,73	12,56	13,49	16,61	10,42	0,5021	41,91
	(%) ¹	6,67	6,35	5,02	6,20	4,81	5,80	5,36	5,60	0,8347	35,18

*: Temperaturas de incubação (36; 37,5 e 39°C) e de criação (P: preferência, L: preconizada para linhagem e Q: quente). ¹Dados com base na matéria seca. ²Proteína Bruta desengordurada com base na matéria seca. CV: coeficiente de variação. EE: extrato etéreo. ENN: extrativo não nitrogenado. MS: matéria seca. PB: Proteína bruta. a-c: médias seguidas por letras diferentes (linhas) diferem entre si pelo teste de Tukey (5%).

Tabela 12. Peso e composição corporal de frangos de corte aos 42 dias de idade, de acordo com os tratamentos

Componentes		Tratamentos								P	CV (%)
		36-P	36-L	36-Q	37,5P	37,5L	37,5-Q	39-PL	39-Q		
Peso corporal	(g)	2316,19a	2384,77 ^a	1932,20b	2265,81a	2354,87 a	1799,20b	2338,17a	1810,56b	<0,0001	5,21
Umidade	(g)	1373,01ab	1409,12 ^a	1196,27bc	1357,04a	1409,17a	1199,47bc	1425,09a	1137,47c	<0,0001	6,95
	(%)	59,26ab	59,08ab	61,90ab	59,26	59,92	62,71	60,91	62,82	0,1690	3,21
MS	(g)	943,18a	975,65 ^a	735,94b	908,77a	945,70a	659,02b	913,09a	673,10b	<0,0001	7,34
	(%)	40,74	40,92	38,10	40,09	40,08	37,28	39,09	37,17	0,1690	4,98
Cinzas	(g)	60,57 a	60,91 ^a	45,86bc	56,39 ab	56,26 ab	42,61 c	54,89 ab	40,55 c	<0,0001	10,92
	(%) ¹	6,42	6,23	6,22	6,23	6,03	5,93	6,00	6,06	0,9349	10,24
EE	(g)	309,08ab	329,69 ^a	241,90ab	318,63ab	315,56ab	219,51b	255,43ab	214,37b	0,0027	19,14
	(%) ¹	32,76	33,86	32,87	34,93	32,87	30,53	27,79	31,89	0,2758	14,05
PB	(g)	1195,55ab	1305,25ab	1125,29ab	1235,23ab	1358,02a	1131,35ab	1310,63a	1002,45b	0,0123	12,11
	(%) ²	51,63b	54,84ab	58,15ab	54,55ab	57,82ab	58,95ab	60,25a	55,35ab	0,0251	6,77
ENN	(g)	60,96ab	49,35ab	20,20b	38,83ab	31,05ab	33,10ab	66,64a	46,08ab	0,0333	49,08
	(%) ¹	6,50	5,07	2,77	4,29	3,27	4,59	7,30	6,68	0,0670	46,99

*: Temperaturas de incubação (36; 37,5 e 39°C) e de criação (P: preferência, L: preconizada para linhagem e Q: quente). ¹Dados com base na matéria seca. ²Proteína Bruta desengordurada com base na matéria seca. CV: coeficiente de variação. EE: extrato etéreo. ENN: extrativo não nitrogenado. MS: matéria seca. PB: Proteína bruta. a-c: médias seguidas por letras diferentes (linhas) diferem entre si pelo teste de Tukey (5%).

4. DISCUSSÃO

Manipulação intermitente da temperatura de incubação vem sendo estudo visando desenvolver nos embriões e/ou fetos o potencial de responder epigeneticamente à elevação da temperatura ambiente na criação, possibilitando as aves menor sensibilidade ou maior resistência ao calor (TZSCHENTKE & PLAGEMANN, 2006; TZSCHENTKE, 2007). No presente estudo, foi analisado o efeito da manipulação contínua da temperatura de incubação na fase fetal. De acordo com os dados, aos 21 dias de idade, temperatura quente de criação diminuiu o conteúdo corporal de cinzas dos frangos de ovos incubados à 36°C, 14% do peso corporal e os conteúdos de matéria seca, cinzas e proteína bruta dos frangos de ovos incubados à 37,5°C e 24% do peso corporal e os conteúdos de água, matéria seca, cinzas, extrato etéreo e proteína bruta dos frangos de ovos incubados à 39°C. Aos 42 dias de idade, temperatura quente de criação reduziu 16%, 21% e 22% do peso corporal dos frangos de ovos incubados à 36°C, 37,5°C e 39°C e seus conteúdos de água, matéria seca e cinzas, e também o conteúdo proteico dos frangos de ovos incubados à 39°C. Segundo TZSCHENTKE e NICHELMAN (1997), patos oriundos de ovos incubados à alta temperatura preferem ambiente de criação 1°C acima da usual até o 10º dia de idade. Dados similares foram registrados por Morita (et al., submetido) para frangos, mas até os 21 dias de idade. Tais conhecimentos sugeriram a possibilidade dos frangos de ovos incubados à temperatura acima da usual serem mais resistente ao calor. Nossos dados, contudo, revelam que os frangos oriundos de ovos incubados à alta temperatura foram mais sensíveis à temperatura quente de criação e que, portanto, incubação contínua dos ovos à alta temperatura durante a fase fetal não evitou os efeitos da temperatura de criação sobre os frangos. Contrariamente ao esperado, os resultados do presente trabalho revelam que os frangos foram mais resistentes ao calor quando oriundos de ovos incubados à temperatura mais baixa que a usual. Esse dado é muito importante do ponto de vista prático, pois revela que os ovos devem ser incubados à temperatura abaixo da usual (36°C) quando os pintos forem adquiridos para serem criados sob condições de calor.

O crescimento do tecido adiposo nas aves envolve uma fase inicial de proliferação celular, uma segunda fase ainda de proliferação acompanhada de diferenciação e hipertrofia dos adipócitos e uma terceira fase caracterizada por hipertrofia (Macari et al., 2002). No presente estudo, temperatura quente de criação diminuiu a taxa de mitoses do tecido adiposo nas três regiões analisadas, independentemente da temperatura de incubação dos ovos, mas a redução foi 16% maior nos frangos de ovos incubados à 37,5°C (59%) e 39°C (59%) do que nos frangos de ovos incubados à 36°C (43%) na fase inicial e 11% maior nos frangos de ovos incubados à 37,5°C (68%) do que nos de ovos incubados à 36°C (57%) e 39°C (57%) na fase de crescimento. Ao mesmo tempo, aos 21 dias de idade, temperatura quente de criação reduziu o tamanho e aumentou o número de adipócitos da região cervical e aumentou o tamanho dos adipócitos da região abdominal dos frangos de ovos incubados à 36°C, aumentou o tamanho dos adipócitos nas região cervical dos frangos de ovos incubados à 37,5°C, mas não alterou o tamanho e o número de adipócitos em nenhuma das regiões corporais analisadas nos frangos de ovos incubados à 39°C. Aos 42 dias, temperatura quente de criação reduziu o tamanho dos adipócitos da região abdominal e aumentou o número de adipócitos nas regiões abdominal e cervical dos frangos de ovos incubados à 36°C, reduziu o tamanho dos adipócitos nas regiões abdominal e cervical e aumentou o dos adipócitos da perna dos frangos de ovos incubados à 37,5°C, e reduziu o tamanho dos adipócitos das regiões abdominal e cervical e aumentou o número de adipócitos nas três regiões nos frangos de ovos incubados à 39°C. Isso mostra que a redução no número de adipócitos/área envolveu redução de hipertrofia dessas células e não proliferação e que temperatura quente de criação reduziu a hiperplasia do tecido adiposo independentemente da temperatura de incubação, da região corporal e idade, mas interferiu de forma distinta na hipertrofia dos adipócitos nas regiões do corpo e de acordo com a temperatura de incubação. Sob estresse por calor, os frangos reduzem a produção de calor, diminuindo sua atividade e seu consumo de alimento (MICKELBERRY et al., 1966; Sgavioli, 2013), causando redução no seu ganho de peso (Sgavioli, 2013). Assim, as reduções na hiperplasia e hipertrofia dos adipócitos causadas pela temperatura quente de criação (no presente estudo) devem estar relacionadas com o menor crescimento dos frangos resultante do

menor consumo de ração (Cap. 3). Todavia, chama atenção o fato da temperatura quente de criação ter causado alteração no conteúdo de EE apenas dos frangos de ovos incubados a 39°C e na fase inicial, o que pode ter sido resultante da maior redução no ganho de peso apresentado por tais frangos.

O fígado é um órgão responsável pelo metabolismo lipídico (JUNQUEIRA e CARNEIRO, 2004). Temperatura quente de criação causou redução no conteúdo de colesterol hepático dos frangos de ovos incubados a 36°C e 37,5°C e no peso hepático dos frangos de ovos incubados a 39°C, bem como redução na taxa de colesterolemia e na taxa de LDL sanguínea dos frangos de ovos incubados a 36°C aos 21 e 42 dias, respectivamente. O colesterol tem duas origens: endógena, que ocorre devido à produção no organismo, e exógena, adquirida pelo alimento ingerido (FURLAN e MACARI et al., 2002). Dessa forma, a redução no CR (Capítulo 3) acarretada pela temperatura quente de criação (12-14%) deve ter propiciado a redução na concentração de colesterol total no sangue e no fígado. Apesar das reduções nas concentrações de colesterol sanguíneo, os valores apresentados pelos frangos do presente estudo encontram-se dentro do valor de referência (100 a 250 mg/dL) considerado normal por SCHMIDT et al. (2007). Os dados de TRI, VLDL e glicose não foram alterados pelos tratamentos em nenhuma das duas idades estudadas. Os triacilgliceróis são os estocadores de energia nos animais, e estão presentes nos hepatócitos (lipogênese) e nos adipócitos (armazenamento), sendo o fígado o órgão responsável pela degradação dos ácidos graxos para a produção de energia e pela produção principalmente de TRI e colesterol (SILVA et al., 2012). Um dos fatores mais relevantes para o aumento dos níveis plasmáticos de triglicérides é o excesso de consumo de ração (ELLIOT, 2006). Apesar da redução no CR apresentado pelos frangos criados sob temperatura quente (Capítulo 3), a concentração de TRI no sangue desses frangos não foi alterada. A glicose é uma fonte essencial de energia para todos os tecidos do organismo. Ela encontra-se dissolvida na água plasmática e deve entrar nas células para servir de fonte de energia (SOUZA & ELIAS, 2005). A concentração sanguínea de glicose para aves varia de 180 a 250 mg/dL (STURKIE 1986; HAZELWOOD, et al. 2000; CAMPBELL, 2004). No presente estudo, não houve efeito da temperatura

sobre a concentração de glicose no plasma, a qual ficou entre 169 a 192mg/dL aos 21 dias de idade e entre 194 a 211mg/dL aos 42 dias de idade , indicando que as aves mantiveram a homeostasia glicêmica do sangue.

5. CONCLUSÕES

Frangos de ovos incubados à temperatura menor que a usual (36°C) são mais resistentes ao calor, enquanto que os de ovos incubados à temperatura acima da usual são mais sensíveis.

AGRADECIMENTOS

A Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (Fapesp) pela bolsa de mestrado (processo nº: 2011/16238-0) concedida a V.R.A.

6. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BAROTT, H. G. Effects of temperature, humidity, and other factors on hatch of hen's eggs and on energy metabolism of chicks embryo. U.S. **Department of Agriculture Technical Bulletin**, v.553, p.13-45, 1937.

BLIGH, E.G.; DYER, W.J. A rapid method of total lipid extraction and purification. **Canadian Journal of Biochemistry and Physiology**, v.37 n.8 p. 911– 917, 1959.

CAMPBELL, T.W. Clinical Chemistry of Birds. in: THRALL, M.A. **veterinary Hematology and clinical chemistry**. Philadelphia, Lippincott, Williams & Wilkins, p. 479-492. 2004.

DECUYPERE, E.; MICHELS, H. Incubation temperature as a management tool: a review. **World's Poultry Science**, v.48, p.28-38, 1992.

EIBY, Y. A.; BOOTH, D. T. The effects of incubation temperature on the morphology and composition of Australian Brush-turkey (*Alectura lathami*) chicks. **Journal of Comparative Physiology**, B, v.179, p.875-882, 2009.

ELLIOT, D. A. Distúrbios metabólicos e eletrolíticos. In: NELSON, R. W.; COUTO, C. G. **Medicina Interna de pequenos animais**. 3 ed. Rio de Janeiro: Elsevier, cap. 7, p. 782-787. 2006.

HAZELWOOD, R.L.. **Pancreas in Sturkie Avian Physiology** Ed C.C Whittow, Fifth Ed, AcademicPress. 2000.

JUNQUEIRA, L.C.U., CARNEIRO, J. **Histologia Básica: texto e atlas**. Guanabara, Koogan, Rio de Janeiro, 10 ed, 488p., 2004.

MACARI, M.; FURLAN, R. L.; GONZALEZ, E. **Fisiologia aviária aplicada a frangos de corte**. Jaboticabal: FUNEP/UNESP, 2002. 375p.

MICKELBERRY, W.V., ROGLER, J.C., STALDEMAN, W.J. The influence of dietary fat and environmental temperature upon chick growth and carcass composition. **Poultry Science**, 45:313-321, 1966.

MOLENAAR R; VAN DEN ANKER I; MEIJERHOF R; KEMP B; VAN DEN BRAND H. Effect of eggshell temperature and oxygen concentration during incubation on the developmental and physiological status of broiler hatchlings in the perinatal period. **Poultry Science** 90:1257–1266, 2011.

MORITA, V. S.; BOLELI, I. C.; OLIVEIRA, J. A. Hematological and Incubation Parameters of Chicks from Young Breeders Eggs: Variation with Sex and Incubation Temperature. **International Journal of Poultry Science**, v.9, p.606-612, 2010.

NICHELMANN, M.; TZSCHENTKE, B. Efficiency of thermoregulatory control elements in precocial embryos (review). **Avian Poultry Biology Reviews**, v.14 p. 1-19, 2003.

SALDANHA, T.; MAZALLI, M. R.; BRAGAGNOLO. Avaliação comparativa entre dois métodos para determinação do colesterol em carnes e leite. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, 24(1): 109-113, jan.-mar. 2004.

SGAVIOLI, S. Efeito da injeção de ácido ascórbico e do estresse por calor na incubação em frangos de corte criados sob diferentes temperaturas. **Tese apresentada à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – Unesp, Câmpus de Jaboticabal**. 2013.

SILVA, D.J.; QUEIROZ, A.C. **Análises de Alimentos: Métodos químicos e biológicos**. 3º ed. Viçosa:UFV, 2002. 235p.

SILVA, V. K. ; MORITA, V.S. **Efeito da adição de pectina sobre o metabolismo lipídico em frangos de corte**. Março, 2010.

SILVA, V.K., MORITA, V.S., BOLELI, I.C. Desempenho e rendimento de carcaça de frangos de corte alimentados com pectina na ração. **Arquivo Brasileiro Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.64, n.4, p.1017-1026, 2012 .

SCHMIDT, E. M. S.; LOCATELLI -DITRICH, R.; SANTIN, E.; PAULILLO , A. C. Patologia clínica em aves de produção – Uma ferramenta para monitorar a sanidade avícola – revisão. **Archives of Veterinary Science**, v.12, n.3, p. 9-20, 2007.

SOUZA, M. H. L; ELIAS, D. O. **Princípios de hematologia e hemoterapia**-manual de instrução programada. Centro de estudos Alfa Rio. 2ª edição. Perfusion-line, Rio de Janeiro, RJ. 2005.

STURKIE, P.D.; GRIMINGER, P. Body fluids: blood. In: STURKIE, P.D. **Avian Physiology**. New York: Springer-Verlag, p.102-129. 1986.

TZSCHENTKE, B. Attainment of thermoregulation and its influence by environmental factors. **Poultry Science**, v. 86, p.1025-1036, 2007.

TZSCHENTKE, B.; PLAGEMANN, A.; Imprinting and critical periods in early development. **World's Poultry Science Journal**, v. 62, p. 626-637, 2006.

TZSCHENTKE, B.; NICHELMANN, M. Influence of prenatal and postnatal acclimation on nervous and peripheral thermoregulation. **Annals New York Academy Sciences**, v. 813, n. 15 p.87-94. 1997.

TZSCHENTKE, B. and HALLE, I. Influence of temperature stimulation during the last 4 days of incubation on secondary sex ratio and later performance in male and female broiler chicks. **British Poultry Science**, v.50, p. 634-640, 2009.

WALSTRA, I.; NAPEL, J.; KEMP, B.; BRAND, H. Van den. Temperature manipulation during layer chick embryogenesis. **Poultry Science**, v.89, p. 1502-1508, 2010.