

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**FOTOPERÍODO NA INCUBAÇÃO SOBRE O TECIDO ADIPOSEO
SUBCUTÂNEO DE PINTOS DE CORTE**

LUANA GINO ULIAN

JABOTICABAL – SP

2023

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**FOTOPERÍODO NA INCUBAÇÃO SOBRE O TECIDO ADIPOSEO
SUBCUTÂNEO DE PINTOS DE CORTE**

LUANA GINO ULIAN

Orientadora: Profa. Dra. Isabel Cristina Boleli

Trabalho apresentado à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias-UNESP, Câmpus de Jaboticabal, para obtenção do título de Bacharel em Ciências Biológicas.

Jaboticabal – SP

1º Semestre de 2023

U39f

Ulian, Luana Gino

Fotoperíodo na incubação sobre o tecido adiposo subcutâneo de pintos de corte / Luana Gino Ulian. -- Jaboticabal, 2023

66 f. : il., tabs., fotos

Trabalho de conclusão de curso (Bacharelado - Ciências Biológicas) - Universidade Estadual Paulista (Unesp), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal
Orientadora: Isabel Cristina Boleli

1. Composição corporal. 2. Indústria avícola. 3. Tecido adiposo. I. Título.

Sistema de geração automática de fichas catalográficas da Unesp. Biblioteca da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal. Dados fornecidos pelo autor(a).

Essa ficha não pode ser modificada.

unesp



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
CÂMPUS DE JABOTICABAL

DEPARTAMENTO: MORFOLOGIA E FISIOLOGIA ANIMAL

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO
TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO

TÍTULO: FOTOPERÍODO NA INCUBAÇÃO SOBRE O TECIDO ADIPOSEO SUBCUTÂNEO DE PINTOS DE CORTE

ACADÊMICO: LEANA GINO ULIAN

CURSO: CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

ORIENTADOR (ES): PROFA. DRA. ISABEL CRISTINA BOLELI

Aprovado e corrigido de acordo com as sugestões da Banca Examinadora

BANCA EXAMINADORA:

Presidente PROFA. DRA. ISABEL CRISTINA BOLELI

Membro PROFA. DRA. LIZANDRA AMOROSO

Membro DRA. MARIANA THIMOTHEO

Jaboticabal 03 / 03 / 2023

Aprovado em reunião do Conselho do Departamento em: 26 / 03 / 2023

Chefe do Departamento

“Na vida, não vale o que temos nem tanto importa o que somos. Vale o que realizamos com aquilo que possuímos e, acima de tudo, importa o que fazemos de nós.”

(Chico Xavier)

Às minhas queridas mãe e avó, pela dedicação, amor e paciência.

Minha dedicatória.

Sumário

Lista de Figuras.....	IX
Lista de Tabelas.....	XI
Revista Brasileira de Ciência Avícola.....	XII
RESUMO.....	XIII
ABSTRACT.....	XIV
INTRODUÇÃO.....	15
MATERIAL E MÉTODOS.....	20
Condução Experimental.....	20
Peso corporal dos pintos.....	24
Duração da incubação.....	24
Tamanho e número de adipócitos por área.....	24
Análises Estatísticas.....	25
RESULTADOS.....	26
Fotoperíodo diurno ou noturno sobre o peso corporal dos pintos e duração da incubação.....	26
Fotoperíodo sobre o tamanho e densidade médios de adipócitos de diferentes regiões corporais.....	26
Estatística descritiva e distribuição de frequência para tamanho dos adipócitos de acordo com a presença ou não de fotoperíodo.....	33
Estatística descritiva e distribuição de frequência para número de adipócitos/área (nº de células/área), de acordo com a presença ou não de fotoperíodo.....	41
DISCUSSÃO.....	43
CONCLUSÃO.....	49
AGRADECIMENTOS.....	50
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	51
ANEXOS.....	61

CEUA

unesp



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
"JÚLIO DE MESQUITA FILHO"
Câmpus de Jaboticabal



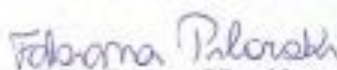
CEUA – COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS

CERTIFICADO

Certificamos que o projeto de pesquisa intitulado "Efeito do fotoperíodo anual sobre a qualidade zootécnica, características fisiológicas e comportamentais de pintos de corte", protocolo nº 017847/18, sob a responsabilidade do Prof. Dr. Isabel Cristina Boleli, que envolve a produção, manutenção e/ou utilização de animais pertencentes ao Filo Chordata, subfilo Vertebrata (exceto o homem), para fins de pesquisa científica (ou ensino) - encontra-se de acordo com os preceitos da lei nº 11.794, de 08 de outubro de 2008, no decreto 6.899, de 15 de julho de 2009, e com as normas editadas pelo Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal (CONCEA), e foi aprovado pela COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS (CEUA), da FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS, UNESP - CÂMPUS DE JABOTICABAL-SP, em reunião ordinária de 06 de dezembro de 2018.

Vigência do Projeto	10/03/2019 a 31/12/2020
Espécie / Linhagem	Gallus gallus domesticus/ Cobb 500
Nº de animais	1000 ovos/ 800 pintos
Peso / idade	1 a 3 dias
Sexo	Macho e fêmea
Origem	Incubatório comercial (Globoaves)- Itapina- SP

Jaboticabal, 06 de dezembro de 2018.


Profª Drª Fabiana Pilarski
Coordenadora – CEUA

Lista de Figuras

Figura 1 - Representação esquemática do sistema LED utilizado para fotoestimulação dos ovos: dois circuitos em série de lâmpadas LED fixados na face interna da tampa das incubadoras. Cada circuito tem 33 módulos LED em série, organizados em 5½ fileiras com distanciamento de 2,4cm entre fileiras, cada fileira contendo 6 módulos LED com 3 lâmpadas de cor branca em cada módulo (Módulo LED, 3 LEDs 5050 BF, China). Cada circuito foi ligado a um dimmer (específico para LED, DC12V-24V, corrente externa máxima: 5A, temperatura: 20-60°C, potência externa máxima: 60-120W, China, FITA-DIM-720) e este ligado a uma fonte de energia 12V (Jikatek, modelo KCR-05PLB, output 12V-5A, China). As duas fontes de energia foram conectadas ao mesmo timer digital (Foxlux, temporizador analógico bivolt- FX TBA, 10A, precisão 15 minutos, Pinhais, PR, Brasil). Esse sistema proporcionou controle automático do ciclo claro-escuro e homogeneidade de fotoestimulação no interior da incubadora22

Figura 2 - Distribuição espectral dos comprimentos de onda emitidos pelas LEDs (Módulo LED, 3 LEDs 5050 BF, China)23

Figura 3 - Peso Corporal de pintos de corte recém-eclodidos oriundos de ovos incubados sem e com fotoperíodo contínuo diurno ou noturno (250 Lux, das 6 às 18h e das 18 às 6h, respectivamente) ($X \pm DP$, $P \leq 0,05$)26

Figura 4 – Distribuição dos tamanhos médios dos adipócitos torácicos, abdominais e da coxa de pintos de corte machos (Ross®) oriundos de ovos incubados sem e com fotoperíodo diurno ou noturno (250 Lux das 6 às 18h e das 18 às 6h,

respectivamente. N:15 aves por tratamento por região).....28

Figura 5 - Distribuição do número médio de adipócitos (número de células/área) por ave no tórax (A), abdômen (B) e coxa (C) de pintos de corte machos (Ross®) oriundos de ovos incubados sem fotoperíodo e com fotoperíodo diurno ou noturno. Fotoperíodo diurno e noturno: 250 Lux, das 6 às 18h e das 18 às 6h, respectivamente (N:15 aves por tratamento por região).....29

Figura 6 – Fotomicrografias de luz mostrando diferenças no tamanho e número de adipócitos/área no tórax, abdômen e coxa de pintos de corte machos (Ross®) oriundos de ovos incubados sem fotoperíodo (T1) e com fotoperíodo diurno (T2) ou noturno (T3). T2 e T3: 250 Lux, das 6 às 18h e das 18 às 6h, respectivamente (N:15 aves por tratamento por região).....33

Figura 7 - Distribuição de frequência da área dos adipócitos (μm^2) no tórax, abdômen e coxa, de pintos de corte machos (Ross®) oriundos de ovos incubados sem fotoperíodo (SP) e com fotoperíodos contínuos diurno (FD) ou noturno (FN) das 6 às 18h e das 18 às 6h, respectivamente.....37

Figura 8 - Redistribuição de frequência da área dos adipócitos no intervalo de 2 à 274 μm^2 , do tórax, abdômen e coxa de pintos de corte machos (Ross®) oriundos de ovos incubados sem fotoperíodo (T1) e com fotoperíodo diurno (T2) ou noturno (T3) das 6 às 18h e das 18 às 6h, respectivamente.....39

Lista de Tabelas

Tabela 1 - Efeito dos tratamentos e regiões corporais sobre a área e contagem de adipócitos de pintos de corte machos recém-eclodidos.....31

Tabela 2 - Desmembramento da interação entre tratamentos e região corporal sobre a área e contagens de adipócitos de pintos de corte machos recém-eclodidos.....32

Tabela 3 - Estatística descritiva da área dos adipócitos (μm^2) no tórax, abdômen e coxa, de pintos de corte machos (Ross®) oriundos de ovos incubados sem fotoperíodo ou com fotoperíodo diurno ou noturno.....35

Tabela 4 - Estatística descritiva do número de adipócitos (número de células/área) no tórax, abdômen e coxa, de pintos de corte machos (Ross®) oriundos de ovos incubados sem fotoperíodo ou com fotoperíodo diurno ou noturno42

Revista Brasileira de Ciência Avícola

O presente trabalho foi conduzido na formatação e normas da Revista Brasileira de Ciência Avícola.

Fotoperíodo na Incubação Sobre o Tecido Adiposo Subcutâneo de Pintos de Corte

RESUMO

Ainda que fotoperíodo influencie diversos processos fisiológicos das aves de corte, não se tem estudos sobre este, no desenvolvimento embrionário e fetal sobre o crescimento de tecido adiposo. O presente estudo analisou se ausência de fotoestimulação e fotoestimulação diária contínua, diurna ou noturna, durante o período de incubação dos ovos, influencia o peso corporal, a duração da incubação, a hiperplasia e hipertrofia nas regiões do tórax, abdômen e coxa. Os ovos férteis de matrizes foram pesados e distribuídos homoganeamente entre três diferentes tratamentos: sem fotoperíodo, com fotoperíodo diurno e com fotoperíodo noturno. Os fotoperíodos diurno e noturno tiveram exposição contínua dos ovos à 250Lux, fornecida por lâmpadas LED brancas. Os ovos foram incubados à 37,5°C e 60% de umidade relativa durante todo período de incubação. Não houve diferença no peso e duração do período de incubação entre tratamentos. Sem fotoperíodo, a área média de adipócitos foi menor no tórax, seguido por abdômen e coxa. Com fotoperíodo diurno, a área média continuou menor no tórax que no abdômen e coxa, que não diferiram entre si. Com fotoperíodo noturno, não ocorreu diferenças na área dos adipócitos entre as regiões. Em relação ao número de adipócitos/área, sem fotoperíodo, tórax apresentou maior número, seguido por abdômen e coxa. Com fotoperíodo diurno, o número continuou maior no tórax, mas não ocorreu diferença entre abdômen e coxa. Com fotoperíodo noturno, não ocorreram diferenças entre as regiões corporais. Os resultados mostram a influência da fotoestimulação sobre a hiperplasia e hipertrofia dos depósitos adiposos durante a fase fetal.

Palavras-Chaves: Composição corporal, indústria avícola, tecido adiposo.

ABSTRACT

This study aimed analyzed whether the presence of continuous daily photostimulation, day or night, during the egg incubation period, influences body weight, duration of incubation, hyperplasia and hypertrophy in the thorax, abdomen and thigh regions. Fertile eggs from breeders were weighed and homogeneously distributed among three different treatments: without photoperiod, with daytime photoperiod and with nightphotoperiod. The day and night photoperiods had eggs continuously exposed to 250Lux, provided by white LED lamps. The eggs were incubated at 37.5°C and 60% relative humidity throughout the incubation period. There was no difference in weight and length of incubation period between treatments. Without photoperiod, the mean adipocyte area was lowest in the thorax, followed by the abdomen and thigh. With daytime photoperiod, the mean area remained smaller in the thorax than in the abdomen and thigh, which did not differ from each other. With nocturnal photoperiod, there were no differences in adipocyte area between regions. Regarding the number of adipocytes/area, without photoperiod, the thorax had the highest number, followed by the abdomen and thigh. With daytime photoperiod, the number remained higher in the thorax, but there was no difference between abdomen and thigh. With nocturnal photoperiod, there were no differences between body regions. These results show the influence of photostimulation on hyperplasia and hypertrophy of adipose deposits during the fetal phase.

Keywords: Adipose tissue, body composition, poultry industry.

INTRODUÇÃO

Linhagens atuais de frangos de corte, selecionadas geneticamente para maior e mais rápido crescimento, apresentam maior incidência de alterações metabólicas, devido à alta taxa de ingestão e digestão de alimento, que contribuem para a maior produção de calor. Geração de calor corporal excessiva, sem adequada dissipação, pode interferir no status homeotérmico e comprometer o bem-estar, a saúde, o crescimento e até mesmo a sobrevivência das aves, o que ocorre quando tais aves são expostas às condições de estresse calórico (Wang *et al.*, 2017). Tais linhagens também apresentam elevação da taxa de deposição de gordura subcutânea e visceral, que pode chegar à cerca de 25% ou mais de seu peso vivo à idade de abate (Kocher *et al.*, 2000; Fouad e El-Senousev, 2014; Tavárez e Solis de los Santos, 2016; Zaefarian *et al.*, 2019). O tecido adiposo apresenta baixa condutividade térmica e alta capacidade insular (Jéquier *et al.*, 1974; Savastano *et al.*, 2009). Dessa forma, mesmo utilizando-se de mecanismos fisiológicos e comportamentais que auxiliam no controle da temperatura corporal (maior consumo hídrico, menor consumo de ração, eriçamento de penas, menor atividade, banho de pó, aumento da circulação sanguínea periférica, entre outros) (Gous, 2005; Lin, 2006; Daghir, 2009; Shakeri, 2020; Wasti, 2020) a efetividade dos mesmos no controle térmico corporal pela ave pode ser dificultada ou impossibilitada pelo excesso de deposição de gordura corporal subcutânea e visceral, que atua como barreira térmica, dificultando ou impedindo a dissipação de calor (Daghir, 2009; Khan, 2021). Além disso, maior e mais rápido crescimento resulta em ganho de peso corporal, o que causa diversas desordens esqueléticas, redução de atividade das aves ao longo da idade, principalmente após 28 dias de idade (Sanotra, 2001), aumento na incidência de problemas metabólicos, que favorece a maior e intensa deposição de gordura nesse período pós-eclosão, além de risco de morte (Almeida, 2022). Nesse contexto, o estabelecimento de manejos que possibilitem minimizar deposição de gordura visando o bem-estar, a saúde e a própria sobrevivência das aves é desejável para a produção avícola em regiões de clima quente.

É conhecido que, na produção animal, presença de gordura está relacionada com características de qualidade de carne como suculência, sabor, maciez e outras propriedades organolépticas (Wood, 1990; Wood *et al.*, 1999; Jeremiah *et al.*, 2003; Williams, 2007; Pereira e Vicente, 2013). Entretanto, atualmente há procura crescente por produtos de origem animal com baixo teor calórico, associada à saúde e bem-estar humano e animal (Wood *et al.* 2008; Del Gobbo *et al.*, 2016; Forouhi *et al.*, 2018). Segundo dados da OMS (Organização Mundial da Saúde, 2022), cerca de 1 bilhão de pessoas no mundo apresentam sobrepeso ou obesidade. Esse problema de saúde pública tem alavancado a procura por produtos de origem animal com menor teor de gordura por parte de pessoas obesas, com tendência à obesidade ou simplesmente preocupadas em manter sua saúde e de seus familiares (Zamudio, 2010; De Oliveira, 2015). Nesse contexto, excesso de gordura reduz a qualidade e o valor comercial dos produtos de origem animal (Sahraei, 2012; Wang *et al.*, 2017). Além disso, embora gordura subcutânea seja destinada à produção de alimentos processados, parte dela é descartada pela indústria, levando a prejuízos, além de se tornar potencial poluente por conta da dificuldade em seu descarte (Chambers 1990; Rodrigues *et al.*, 2005). Todos esses fatores implicam na necessidade de reduzir a deposição de gordura nas aves, o que passou a ser de grande interesse econômico para a indústria avícola.

O tecido adiposo é o órgão especializado primariamente no armazenamento e mobilização de energia, de acordo com a disponibilidade de nutrientes e demanda do organismo respectivamente, e que responde, nesse contexto, pela manutenção do equilíbrio energético do organismo (Lacerda, Malheiros e De Abreu; 2016; Ross e Pawlina, 2016). Ele é formado por células globulosas denominadas de adipócitos, que acumulam lipídio, o qual constitui a forma mais eficiente de reserva energética animal, haja vista que fornece quantidade maior de calorias comparado à carboidratos e à proteínas (9 kcal/g de gordura; 4 kcal/ g de carboidrato, 4 kcal/g de proteína) (Ross e Pawlina, 2016). Simultaneamente à função de acúmulo de lipídio, o tecido adiposo exerce várias outras funções metabólicas e endócrinas (produção de leptina, citocinas, adiposina, adiponectina, resistina esteroides, etc) (Ross e Pawlina, 2016). Atualmente se classifica o tecido adiposo em dois tipos:

tecido adiposo branco ou marrom (Schneider, 2021) e os frangos possuem o primeiro tipo (Mezentseva, 2008). Esse tipo de tecido é caracterizado morfológicamente como tecido adiposo unilocular, devido ao acúmulo de lipídio em uma gotícula grande (Ross e Pawlina, 2016). O tecido adiposo branco é o principal órgão de armazenamento de energia nos animais (Lacerda, Malheiros; De Abreu; 2016). Esse órgão é composto principalmente por adipócitos, que armazenam triglicerídeos na forma de gotícula lipídica que ocupa 90% de seu volume total (Newsholme e Leech, 2010), o que empurra o citoplasma com o núcleo e as organelas para a periferia da célula. Essa característica morfológica levou autores a denominá-lo de tecido adiposo unilocular. Tecido adiposo branco responde ao suprimento excessivo de energia com expansão tissular, o que envolve hipertrofia e/ou hiperplasia dos adipócitos e remodelação vascular e da matrix extracelular (Wronska e Kmiec, 2012; Cao, 2013; Sun *et al.*, 2013; Aikio *et al.*, 2014; Mor-Yossef Moldovan *et al.*, 2018). Tais processos podem ocorrer em taxas distintas nos diferentes depósitos adiposos subcutâneos concedendo-lhes características morfológicas e funcionais diferentes de acordo com a região corporal onde ocorre – cervical, subclavicular, abdominal e coxa (Chen *et al.*, 2014; Almeida *et al.*, 2016; 2022). Esse tecido pode causar excessiva deposição de gordura na ave quando seus adipócitos sofrem alta taxa de hipertrofia. Embora a excessiva deposição de gordura resultante de desequilíbrio entre ingestão e gasto calórico em frangos possa ser atribuída à seleção genética e à alta ingestão de alimento e baixa atividade, outros fatores estão associados, tal como o fotoperíodo.

Muitos estudos vêm demonstrando que fotoperíodo longo (18 horas claro: 6 horas escuro) aumenta a atividade lipídica, enquanto que curto fotoperíodo (6 horas claro: 18 horas escuro) aumenta a lipólise, independentemente do tipo e quantidade de dieta ingerida, mostrando significativa participação do fotoperíodo sobre o tecido adiposo branco de ovelhas e vacas leiteiras (p. ex., Bocquier *et al.*, 1998; Bernabuci *et al.*, 2006). Como sabemos, os animais reconhecem o fotoperíodo via fotopercepção, sendo a resposta à fotoestimulação controlada pelo núcleo supraquiasmático do hipotálamo (Ko *et al.*, 2006; Mazzocchi *et al.*, 2012). As aves começam a apresentar fotoestimulação durante o desenvolvimento *in ovo*,

já no início da vida fetal, no 8º dia de incubação (Lima *et al.*, 2011). Durante a estimulação luminosa, parte da luz que incide sobre a superfície do ovo atravessa a casca do ovo e é captada via ocular (retina) e glândula pineal, chamadas via melanopsina e via melatonina, respectivamente (Hamasaki, 1968; Mason e Lincoln, 1976; Wiechmann e Sherry, 2013; Reiter *et al.*, 2014) afetando o ciclo circadiano das aves (Acuña-Castroviejo *et al.*, 1997; Archer e Mench, 2014). Via ocular, a energia dos fótons é transformada por células ganglionares fotossensíveis presentes na retina, gerando reflexos visuais não formadores de imagem, envolvidos com constrição pupilar, regulação neuroendócrina e sincronização de processos circadianos (Korf, 1994; Prescott e Whates, 1999; Araújo *et al.*, 2011). Contudo, segundo Rocha (2008), a principal via de percepção luminosa é a transcraniana (pineal), localizada na superfície dorsal do cérebro e em diferentes estruturas circunventriculares, o que permitiria a sincronização com os ciclos claro-escuro mesmo na ausência de fotoestimulação retinal. Na glândula pineal, a luz é percebida pelos fotorreceptores hipotalâmicos, ainda durante a incubação, que convertem o sinal eletromagnético em uma mensagem hormonal (Archer e Mench, 2014; Rosa, 2021). Os fotorreceptores são responsáveis por desencadear hormônios que atuam na regulação do ciclo circadiano e no crescimento da ave. Durante o período de luz, a glândula pineal secreta o hormônio liberador de gonadotrofina (GnRH) que atua na hipófise produzindo as gonadotrofinas: hormônio luteinizante (LH), e hormônio folículo estimulante (FSH) (Soares *et al.*, 2008). Durante a noite, a glândula aumenta a síntese e secreção da melatonina, que atua como sinal temporizador circadiano sobre várias funções fisiológicas (Konturek *et al.*, 2007). A melatonina transforma a informação fotoperiódica em sinais neuroendócrinos durante o período de escuro (Carneiro, 1994). Este hormônio atua também no comportamento das aves e nos sistemas imune, cardiovascular, respiratório, urinário, genital, trato gastrintestinal e sistema termorregulatório (Simmonneaux e Ribelayga, 2003).

Nos incubatórios comerciais, os ovos são incubados normalmente sob escuridão total. Porém, em condições naturais, as aves, algumas vezes, deixam o ninho e os ovos ficam expostos a períodos de luz, principalmente na última semana

de chocagem (Rogers, 1996), podendo influenciar o desenvolvimento *in ovo* (Rosa, 2021). Fotoestimulação nos primeiros dois dias de incubação estimula mitoses da crista neural antecipando o fechamento do tubo neural e o desenvolvimento dos somitos, influenciando a embriogênese. Os efeitos do estímulo luminoso sobre o desenvolvimento *in ovo* têm sido relacionados principalmente com aumento de metabolismo fisiológico durante o desenvolvimento fetal, no segundo e terceiro terços da incubação (Cooper *et al.*, 2011), o que sugere efeitos da fotoestimulação sobre o crescimento tecidual fetal. Nesse sentido, tem sido verificado que fotoestimulação durante a incubação influencia o ganho de peso diário e o peso final dos pintos de corte, em decorrência da maior utilização dos nutrientes presentes na gema, rica em lipídeos (Shafey, 2004). A ausência de fotoperíodo durante a incubação não promove ritmo de secreção de melatonina; porém, observa-se que existe ritmo de secreção do hormônio, quando fornecida fotoestimulação de 16 horas de luz e oito horas de escuro (16C:8E) durante todo o período de incubação (Özkan *et al.*, 2012). Estudos sugerem que estímulo luminoso durante a incubação acelera o desenvolvimento corporal das aves de corte, quando fornecida desde o início da incubação (Siegel *et al.*, 1969; Harvey e Marshal, 2000; Halevy *et al.*, 2006; Konturek *et al.*, 2007). Durante o desenvolvimento *in ovo* de galinhas, o tecido adiposo é encontrado a partir do 10^o dia, apresentando pré-adipócitos e células multiloculares, sendo que as últimas se tornam adipócitos uniloculares por volta do 14^o dia (Chen *et al.*, 2014). O crescimento do tecido adiposo durante a fase fetal ocorre por hipertrofia e hiperplasia (Chen *et al.*, 2014; Almeida *et al.*, 2016). Nessa fase, o tecido adiposo apresenta uma dinâmica de resposta à fatores ambientais (disponibilidade de nutrientes, temperatura, entre outros) muito grande (Almeida *et al.*, 2016, 2022) e de longa duração, que mostra a ocorrência de programação fetal do tecido adiposo branco de aves. Entretanto, faltam dados de literatura sobre os efeitos da fotoestimulação durante a incubação dos ovos sobre o desenvolvimento de tecido adiposo em pintos de um dia.

O presente estudo analisou se ausência e presença de fotoestimulação diária contínua, diurna ou noturna, durante todo o período de incubação dos ovos, pode influenciar a duração da incubação, o peso corporal, e a hiperplasia e hipertrofia

dos adipócitos em diferentes depósitos de tecido adiposo branco subcutâneo de pintos de corte.

MATERIAL E MÉTODOS

Condução Experimental

Os procedimentos experimentais utilizados no presente estudo foram aprovados pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA, protocolo nº 017647/18), da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Campus de Jaboticabal.

Neste trabalho foram utilizados 342 ovos férteis, com 1 dia de estocagem, de matrizes de linhagem Ross® com 39 semanas de idade, adquiridos de Incubatório Comercial (Globoaves, Itirapina, SP, Brasil). Os ovos foram pesados individualmente e distribuídos homoganeamente pelo peso entre três diferentes tratamentos: incubação sem fotoperíodo (escuro total) (0C:24E), incubação com fotoperíodo diurno (250Lux, transmitância: 17,6Lux; 12C:12E, com luz das 6 às 18h) e incubação com fotoperíodo noturno (250Lux, transmitância: 17,6Lux, 12E:12C com 12h de luz das 18 às 6h, inversão de fotoperíodo), durante toda a incubação, com 2 repetições cada. Os ovos foram incubados em incubadoras com controle automático de temperatura (37,5°C), umidade relativa (60% UR) e giro dos ovos (a cada hora até o 18º dia) (Premium Ecológica, IP70), sendo utilizadas 2 incubadoras com cerca de 57 ovos por tratamento. Como descrito em Rosa (2021), o fotoperíodo (para os tratamentos com fotoperíodo diurno e noturno) foi fornecido por dois circuitos em série de lâmpadas LED (Light Emitting Diode), instalados no interior de cada incubadora. Como mostrado na Figura 1, cada circuito de lâmpadas LED foi constituído por uma série de 33 módulos LED (7,5x1,5x0,3cm; contendo 3 lâmpadas LED brancas com 3x3mm cada) (Módulo LED, 3 LEDs 5050 BF, China), acoplada a um dimmer específico para lâmpadas LED (DC12V-24V, corrente externa máxima: 5A, temperatura: 20-60°C, potência externa máxima: 60-120W, China, FITA-DIM-720), conectado, por sua vez, a uma fonte (Jikatek, modelo KCR-05PLB, output 12V-5A, China). As duas fontes de energia foram conectadas à

precisão 15 minutos, Pinhais, PR, Brasil). O timer foi programado para ligar a luz às 06h e desligar às 18h, resultando em fotoestimulação durante 12h. Esses sistemas possibilitaram controle da iluminância e da duração do período de exposição à luz. Os circuitos em série de lâmpadas LED foram fixados na face interna da placa de suporte do ventilador (40 x 35 cm) da tampa da incubadora, à 3,5cm da superfície dos ovos. Os circuitos foram fixados em fileiras de 6 módulos LED cada, com 2,4cm entre fileiras, paralelamente aos roletes de suporte dos ovos e na posição entre roletes. O uso de dois sistemas por incubadora e o posicionamento das séries de módulos LED na tampa da incubadora de forma paralela e entre os roletes de suporte de ovos possibilitou incidência uniforme de luz sobre a superfície da casca dos ovos no interior das incubadoras. As três salas de incubação permaneceram no escuro e as salas ao redor foram isoladas totalmente para não permitir a entrada de luz externa. No 18º dia, os roletes das incubadoras foram retirados, transformando as incubadoras em nascedouros, possibilitando manter os tratamentos até a eclosão.

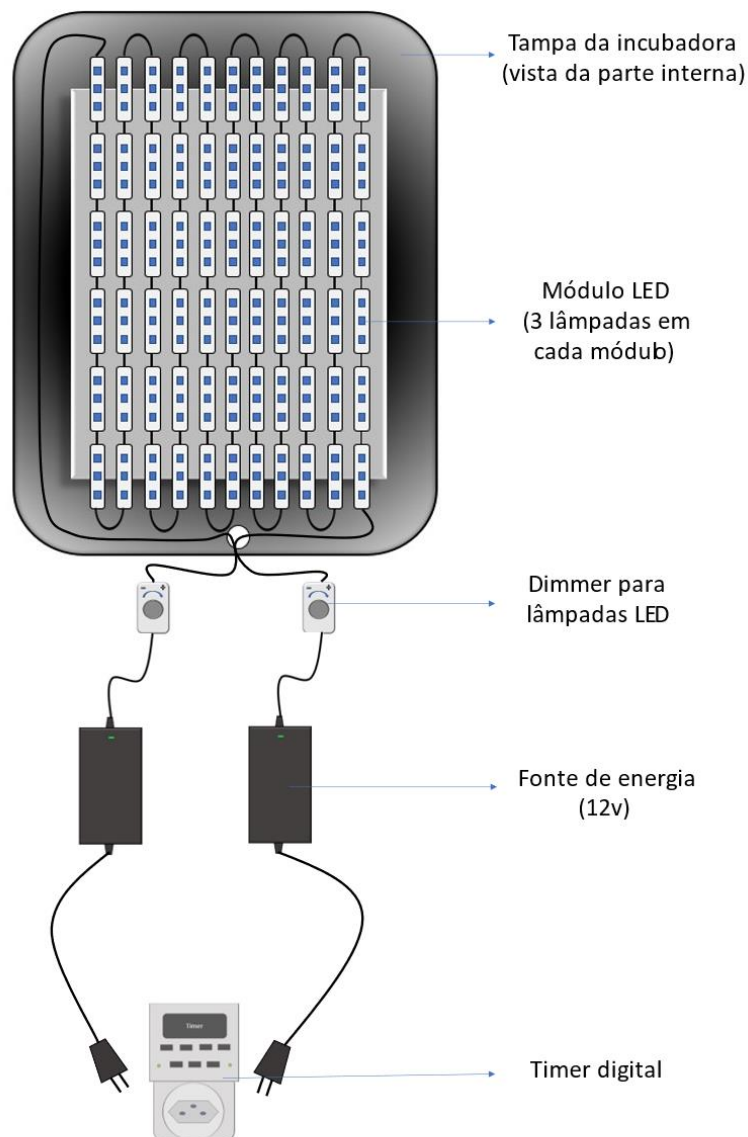


Figura 1 - Representação esquemática do sistema LED utilizado para fotoestimulação dos ovos: dois circuitos em série de lâmpadas LED fixados na face interna da tampa das incubadoras. Cada circuito tem 33 módulos LED em série, organizados em 5½ fileiras com distanciamento de 2,4cm entre fileiras, cada fileira contendo 6 módulos LED com 3 lâmpadas de cor branca em cada módulo (Modulo LED, 3 LEDs 5050 BF, China). Cada circuito foi ligado a um dimmer (específico para LED, DC12V-24V, corrente externa máxima: 5A, temperatura: 20-60°C, potência externa máxima: 60-120W, China, FITA-DIM-720) e este ligado a uma fonte de energia 12V (Jikatek, modelo KCR-05PLB, output 12V-5A, China). As duas fontes de energia foram conectadas ao mesmo timer digital (Foxlux, temporizador analógico bivolt- FX TBA, 10A, precisão 15 minutos, Pinhais, PR, Brasil). Esse sistema proporcionou controle automático do ciclo claro-escuro e homogeneidade de fotoestimulação no interior da incubadora (Rosa, 2021).

As LED utilizadas no presente estudo tiveram seus comprimentos de onda determinados por espectrometria (Professor Luciano Bachmann, Laboratório de Fotobiofísica, do Departamento de Física, da FFCLRP, USP), utilizando espectrômetro (USB2000 +, Ocean Optics, Dunedin, EUA) calibrado para medir a emissão espectral na faixa de 290-700 nm equipado COM-FEIbras ópticas e sondas de irradiância com correção de cosseno (CC-3-UV, Ocean Optics, Dunedin, EUA). A calibração do espectrômetro foi realizada em comprimento de onda e foi medido com uma fonte de calibração de mercúrio e argônio (HG-1, Ocean optics, linhas 253 e 922 nm). A distribuição espectral dos comprimentos de onda emitidos pelas LEDs é mostrada na Figura 2. A exposição dos ovos à 250Lux, foi resultante de estudo prévio mostrando que com essa intensidade de luz não ocorria variação da transmitância da luz (17,6Lux) através da casca entre ovos (Rosa, 2021).

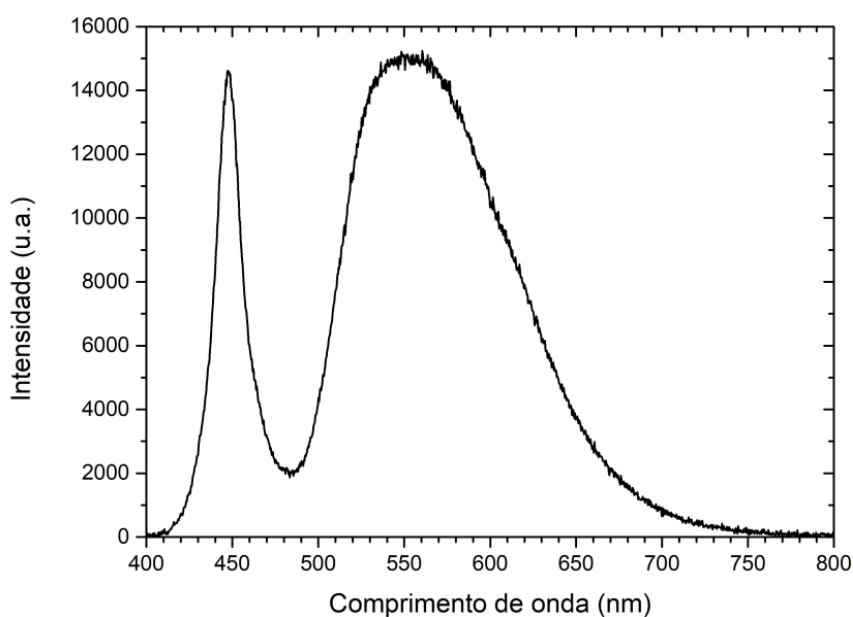


Figura 2 - Distribuição espectral dos comprimentos de onda emitidos pelas LEDs (Módulo LED, 3 LEDs 5050 BF, China) (Rosa, 2021).

Os ovos utilizados nos tratamentos apresentaram as seguintes características físicas: peso de $62,87 \pm 1,31$ g, volume de $66,36 \pm 6,66$ cm³, área de superfície de $77,04 \pm 7,61$ cm² e índice forma de $77,73 \pm 7,98$. A área de

superfície e o volume dos ovos foram calculados pelas equações: $A=(3,155-0,0136D+0,0155d)*Dd$ e $V=(0,6057-0,0018d)*Dd^2$, com A= área superficial (cm²); V= volume (cm³); D e d: diâmetro maior e diâmetro menor, do ovo (cm), respectivamente (Narushin, 2005). O índice forma foi calculado pela equação $IF=(D/d)*100$. Tais características físicas dos ovos foram determinadas para controle da área de exposição dos ovos à fotoestimulação entre tratamentos.

Peso corporal dos pintos

O peso corporal dos pintos foi mensurado após secagem da penugem (3 horas após eclosão), utilizando balança digital de precisão (Marte, 0,001), e foi expresso em g em relação ao peso inicial dos ovos.

Duração da incubação

A duração da incubação (h) foi determinada individualmente para cada ovo. Para isso, os ovos foram monitorados continuamente à cada 15 minutos a partir do 19º dia de incubação, através da tampa da incubadora (acrílico transparente), para determinar dia e horário da eclosão dos pintos. Para evitar que o desenvolvimento *in ovo* e a eclosão fossem afetados pela luz da sala, as mesmas permaneceram apagadas, sendo utilizado, para observação visual, uma lanterna com luz vermelha (cor de baixa sensibilidade espectral para aves, segundo Prescott e Wathes, 1999).

Tamanho e número de adipócitos por área

O tamanho e o número de adipócitos por área foram obtidos para a análise de hipertrofia e hiperplasia do tecido adiposo. As amostras de tecido adiposo subcutâneo foram coletadas do tórax (próximo à articulação do ombro), abdômen (região lateral) e coxa (próximo à articulação tibiofemoral), de 15 pintos machos recém-eclodidos por tratamento. Seguindo a metodologia de Almeida *et al.*, (2016), as amostras foram fixadas em formaldeído 10% imediatamente após coleta e mantidas no fixador à temperatura ambiente até o processamento histológico. As amostras foram retiradas do fixador, lavadas com água destilada (6x30 minutos), desidratadas em série de concentrações crescentes de etanol [70, 80, 90, 95 e 100% (3x); 30 minutos cada], diafanizadas em mistura etanol:xilol (1:1) seguida de

xilol (100%, 3x), infiltradas com mistura xilol:parafina (1:1) seguida de parafina (100%), e finalmente incluídas em parafina (100%). Os cortes semisseriados (6 secções de 6 µm de espessura por amostra) foram desparafinizados, reidratados em série de concentração decrescente de etanol seguido de água, e corados com hematoxilina-eosina, usando procedimento de coloração padrão. Para a mensuração da área dos adipócitos e contagens do número de adipócitos por área, foi utilizado sistema de captura e análise de imagens (LAS Leica® tipo V4.3, Wetzlar, Hessen, Alemanha). Foram obtidas 3 imagens por corte histológico, totalizando 18 campos microscópicos por amostra. Todos os adipócitos inteiros presentes nos campos microscópicos tiveram sua área (µm²) mensurada, totalizando cerca de 1000 adipócitos mensurados por amostra. As contagens de adipócitos foram realizadas em 18 campos microscópicos por amostra.

Análises Estatísticas

Peso corporal e duração da incubação foram analisados quanto aos efeitos do programa de fotoperíodo aos quais os ovos foram expostos durante o período de incubação (FP; sem fotoperíodo, fotoperíodo diurno, fotoperíodo noturno), segundo o modelo experimental $Y_{ij} = \mu + FP_i + e_{ij}$, onde Y é a variável dependente, μ é a média geral, FP_i é o programa de fotoperíodo e e_{ij} é o erro residual. A área dos adipócitos e o número de adipócitos por área foram analisados quanto aos efeitos do programa de fotoperíodo e da região corporal (RC; tórax, abdômen e coxa), seguindo um fatorial modelo experimental $Y_{ik} = \mu + FP_i + RC_j + (FP \times RC)_k + e_{ik}$. Os dados obtidos foram verificados quanto à presença de *outliers* e atendimento às pressuposições de normalidade dos erros estudatizados (teste de Cramer-von-Misses) e de homogeneidade de variâncias (teste de Levene). Depois de constatada a não violação dessas pressuposições, os dados foram submetidos à análise de variância e, quando necessário, as médias foram comparadas pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade, utilizando procedimento GLM do *software* SAS® (SAS Institute, 2002). Também foram analisadas as distribuições de frequência dos dados de área e número de adipócitos/área em cada programa de fotoperíodo e região corporal.

RESULTADOS

Peso corporal dos pintos e duração da incubação com a presença ou não de fotoperíodo

Não houve diferença no peso corporal dos pintos recém-eclodidos entre os tratamentos (Figura 3). Também não foram registradas diferenças na duração da incubação dos ovos incubados sem fotoestimulação e com fotoestimulação diurna ou noturna ($495\pm 8,70h$, $493\pm 9,14h$ e $492\pm 8,22h$; $P: 0,3200$; respectivamente).

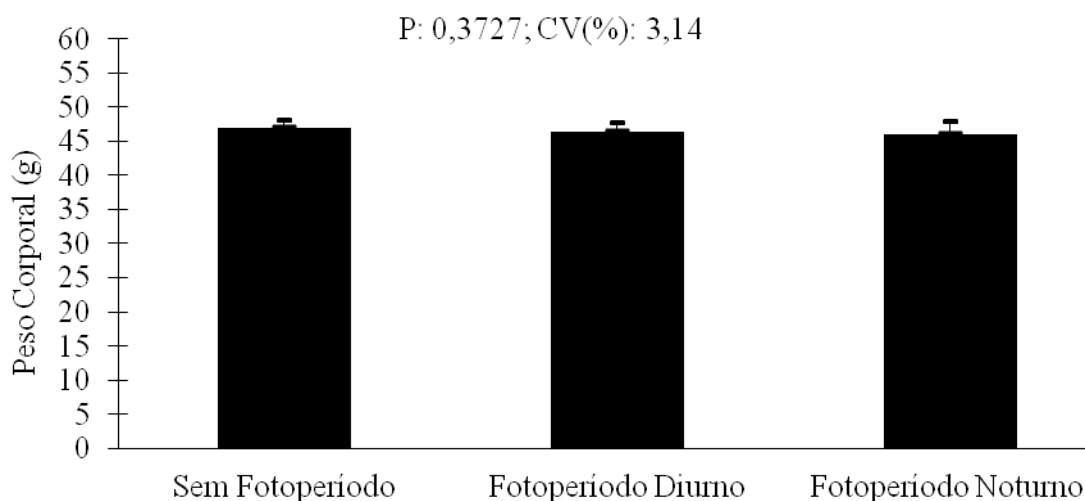


Figura 3 - Peso Corporal de pintos de corte recém-eclodidos oriundos de ovos incubados sem e com fotoperíodo contínuo diurno ou noturno (250 Lux, das 6 às 18h e das 18 às 6h, respectivamente) ($X\pm DP$, $P\leq 0,05$).

Tamanho e densidade médios de adipócitos de diferentes regiões corporais com a presença ou ausência fotoperíodo.

A Figura 4 apresenta a distribuição das áreas médias dos adipócitos torácicos, abdominais e da coxa de pintos de ovos incubados sem e com fotoperíodo. Os dados mostram que, sem fotoperíodo, os adipócitos da coxa apresentam áreas maiores do que os adipócitos do tórax e abdômen, bem como maior amplitude de valores ($650-2450\mu m^2$) do que os do tórax e abdômen ($250-$

750 μm^2 e 450-1050 μm^2 , respectivamente) (Figura 4A). Com fotoperíodo diurno, ocorreu diminuição marcante nos valores e na amplitude das áreas médias dos adipócitos da coxa (450-1250 μm^2), que ficaram mais próximos dos valores obtidos no tórax e no abdômen (Figura 4B). Com fotoperíodo noturno, os valores dos adipócitos da coxa ficaram ainda menores, enquanto que os do tórax aumentaram (450-1050 μm^2) (Figura 4C).

A Figura 5 mostra o número médio de adipócitos/área no tórax, abdômen e coxa de pintos de ovos incubados sem e com fotoperíodo diurno e noturno, obtido para cada ave. Sem fotoperíodo, a maior amplitude foi no tórax, que variou de 37 à 63, o abdômen variou de 21 à 53 e coxa de 10 à 30 (Figura 5A). No fotoperíodo diurno, o maior número ainda é observado no tórax, seguido por abdômen e coxa (Figura 5B). Com fotoperíodo noturno, a maior amplitude foi no abdômen, variando de 23 à 63, o número médio no tórax variou de 32 à 58, e a coxa de 43 à 53 adipócitos (Figura 5C).

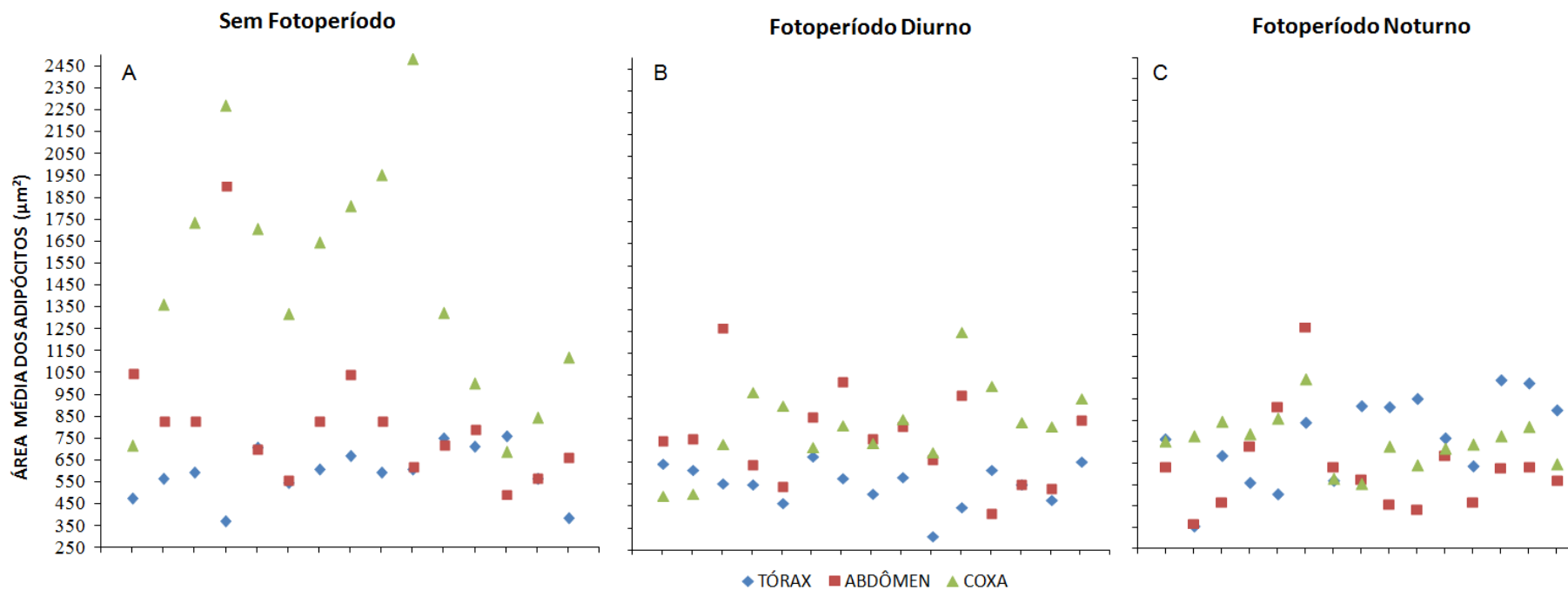


Figura 4 – Distribuição dos tamanhos médios dos adipócitos torácicos, abdominais e da coxa de pintos de corte machos (Ross®) oriundos de ovos incubados sem e com fotoperíodo diurno ou noturno (250 Lux das 6 às 18h e das 18 às 6h, respectivamente. N:15 aves por tratamento por região).

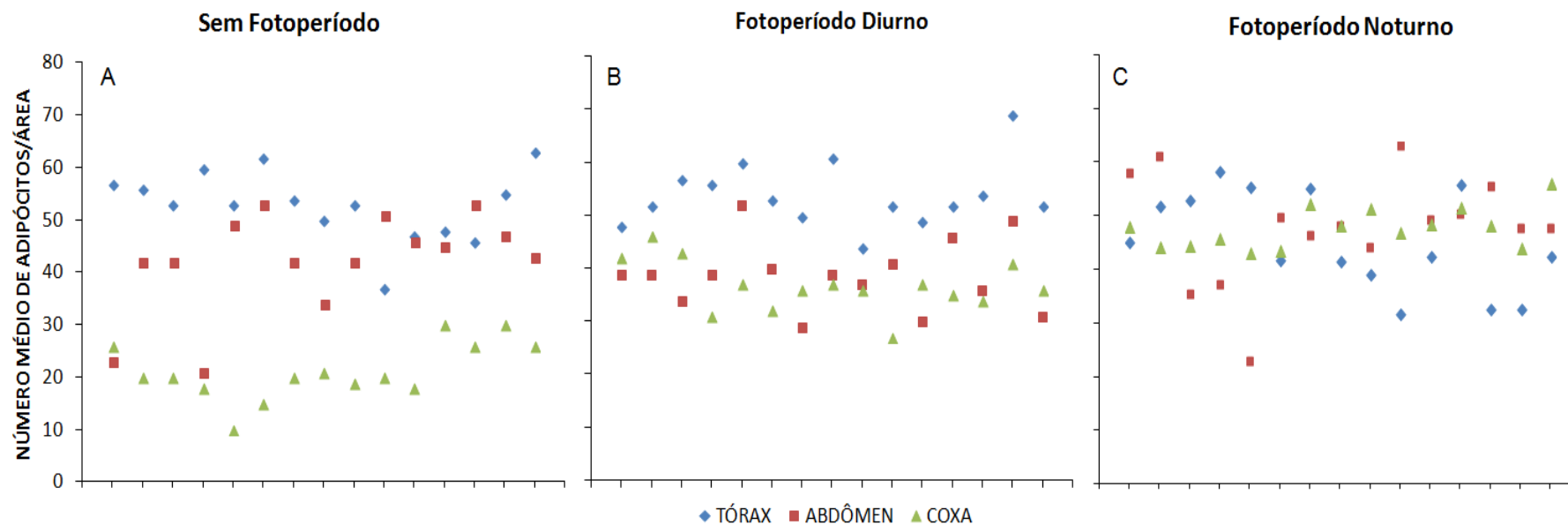


Figura 5 - Distribuição do número médio de adipócitos (número de células/área) por ave no tórax (A), abdômen (B) e coxa (C) de pintos de corte machos (Ross®) oriundos de ovos incubados sem fotoperíodo e com fotoperíodo diurno ou noturno. Fotoperíodo diurno e noturno: 250 Lux, das 6 às 18h e das 18 às 6h, respectivamente (N:15 aves por tratamento por região).

Comparação entre médias mostrou efeitos significativos dos tratamentos e das regiões corporais sobre a área e também sobre o número de adipócitos/área, bem como interação entre tratamentos e regiões corporais para ambas as características (Tabela 1). Como mostrado na Tabela 2, os tratamentos influenciaram a área dos adipócitos do abdômen e coxa, mas não do tórax. No abdômen, não houve diferença na área média dos adipócitos entre pintos de ovos incubados sem e com fotoperíodo diurno, mas pintos de ovos incubados com fotoperíodo noturno apresentaram área média de adipócitos menor do que a registrada para os pintos desses dois tratamentos. Na coxa, a área dos adipócitos foi menor nos pintos de ovos incubados com fotoperíodo noturno do que com fotoperíodo diurno e sem fotoperíodo, e menor nos pintos incubados com fotoperíodo diurno do que sem fotoperíodo. Adicionalmente, comparação entre regiões corporais dentro de cada tratamento mostra que, sem fotoperíodo, a área média de adipócitos foi menor no tórax do que nas duas outras regiões corporais, e menor no abdômen do que na coxa ($tx < ab < cx$). Com fotoperíodo diurno, a área média de adipócitos continuou menor no tórax do que no abdômen e coxa, que não diferiram entre si nessa característica ($tx < ab = cx$). Com fotoperíodo noturno, não ocorreu diferença significativa na área média dos adipócitos entre as três regiões corporais ($tx = ab = cx$).

Ainda na Tabela 2, com relação ao número médio de adipócitos/área (n° de células/área), ocorreu efeito dos tratamentos nas três regiões corporais. No tórax, não houve diferença no número médio de adipócitos/área entre pintos de ovos incubados sem e com fotoperíodo diurno, mas os pintos de ambos os tratamentos apresentaram número maior de adipócitos/área do que o observado para pintos de ovos incubados com fotoperíodo noturno. No abdômen, o número médio de adipócitos/área foi menor nos pintos de ovos incubados com fotoperíodo diurno do que noturno. Na coxa, o número médio de adipócitos/área foi menor sem fotoperíodo do que com fotoperíodo e menor com fotoperíodo diurno do que noturno. Comparação entre regiões mostra que, sem fotoperíodo, o número médio de adipócitos/área foi maior no tórax do que no abdômen e coxa, e maior no

abdômen do que na coxa. Com fotoperíodo diurno, o número médio de adipócitos/área continuou maior no tórax do que no abdômen e coxa, mas não ocorreu diferença número médio de adipócitos/área entre abdômen e coxa. Com fotoperíodo noturno, não ocorreram diferenças no número médio de adipócitos/área entre as regiões corporais.

A Figura 6 mostra as diferenças na área dos adipócitos e no número de adipócitos/área entre os programas de fotoperíodo e as regiões corporais.

Tabela 1 - Efeito dos tratamentos e regiões corporais sobre a área e contagem de adipócitos de pintos de corte machos recém-eclodidos.

	Área dos Adipócitos (μm^2)	Contagem de Adipócitos (número de células/área)
Tratamentos (TR)		
Sem Fotoperíodo	965±78	39±2
Fotoperíodo Diurno	711±31	43±1
Fotoperíodo Noturno	619±29	47±1
Região Corporal (RC)		
Tórax	605±23	51±1
Abdômen	709±43	43±1
Coxa	983±72	35±2
Probabilidade		
TR	<0,0001	0,0046
RC	<0,0001	<0,0001
TR x RC	<0,0001	<0,0001
CV(%)	49,0	27,5

Fotoperíodos contínuos (250 Lux das 6 às 18h e das 18 às 6h, respectivamente).

Tabela 2 - Desmembramento da interação entre tratamentos e região corporal sobre a área e contagens de adipócitos de pintos de corte machos recém-eclodidos.

TR x RC	Área dos Adipócitos (μm^2)			
	Tórax	Abdômen	Coxa	Probabilidade
Sem Fotoperíodo	599±31Ac	830±87Ab	1468±140Aa	<0,0001
Fotoperíodo Diurno	551±25Ab	760±56Aa	824±49Ba	0,0003
Fotoperíodo Noturno	665±53Aa	536±59Ba	657±31Ca	0,1250
Probabilidade	0,1121	0,0115	<0,0001	

TR x RC	Contagens de Adipócitos (nº de células/área)			
	Tórax	Abdômen	Coxa	Probabilidade
Sem Fotoperíodo	53±2Aa	42±3ABb	21±1Cc	<0,0001
Fotoperíodo Diurno	54±2Aa	39±2Bb	37±1Bb	<0,0001
Fotoperíodo Noturno	45±2Ba	48±3Aa	48±1Aa	0,6188
Probabilidade	0,0041	0,0281	<0,0001	

Fotoperíodos contínuos (250 Lux das 6 às 18h e das 18 às 6h, respectivamente). TR (tratamento), RC (região corporal).

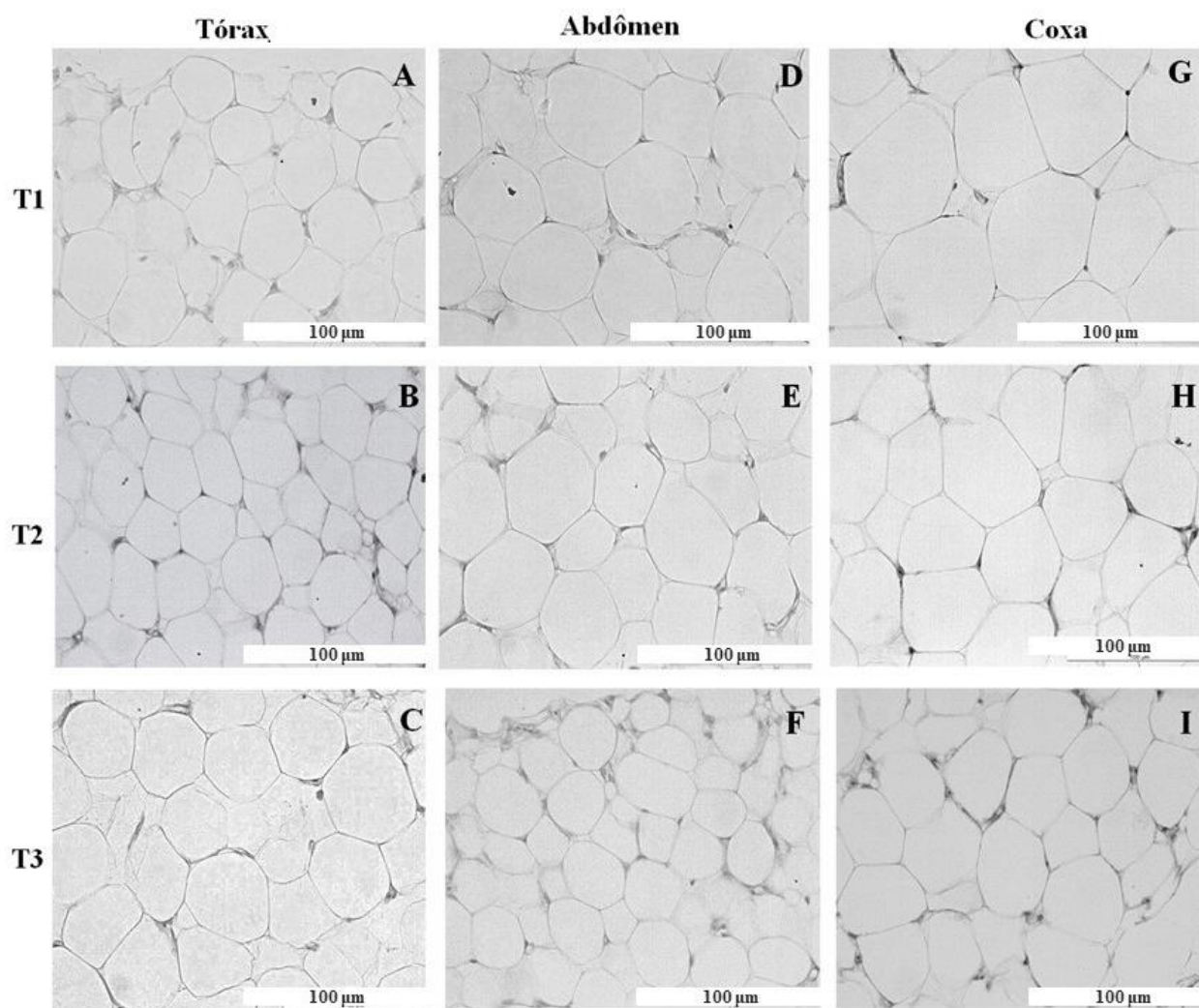


Figura 6 – Fotomicrografias de luz mostrando diferenças no tamanho e número de adipócitos/área no tórax, abdômen e coxa de pintos de corte machos (Ross®) oriundos de ovos incubados sem fotoperíodo (T1) e com fotoperíodo diurno (T2) ou noturno (T3). T2 e T3: 250 Lux, das 6 às 18h e das 18 às 6h, respectivamente (N:15 aves por tratamento por região).

Estatística descritiva e distribuição de frequência para tamanho dos adipócitos de acordo com a presença ou não de fotoperíodo

De acordo com a estatística descritiva (Tabela 3), pintos de corte oriundos de ovos incubados sem fotoperíodo (T1) ou com fotoperíodo diurno (T2) ou noturno (T3) apresentaram áreas médias dos adipócitos torácicos ($680\mu\text{m}^2$, $672\mu\text{m}^2$ e 562

μm^2 , respectivamente) e abdominais (T1: $696 \mu\text{m}^2$, T2: $652 \mu\text{m}^2$ e T3: $484 \mu\text{m}^2$, respectivamente) dentro de um intervalo menor de valores (562 à $680 \mu\text{m}^2$ para tórax e 484 à $696 \mu\text{m}^2$ para abdômen) do que dos adipócitos da coxa ($1209 \mu\text{m}^2$, $787 \mu\text{m}^2$ e $618 \mu\text{m}^2$, respectivamente), cujo intervalo foi de 618 à $1209 \mu\text{m}^2$. Nas três regiões corporais, o desvio padrão obtido para a área dos adipócitos foi alto incubando os ovos sem ou com fotoperíodo, indicando baixa homogeneidade nas regiões corporais, independentemente dos tratamentos. Entretanto, desvios padrões menores foram registrados com incubação de ovos sob fotoperíodo noturno, o que indica menor variação dos dados obtidos em relação ao valor médio da área dos adipócitos quando os ovos foram incubados sob fotoperíodo noturno. O erro padrão não ultrapassou $8 \mu\text{m}^2$ na região torácica e abdominal, indicando a confiabilidade da média calculada, enquanto que na coxa o maior valor não ultrapassou 14. O coeficiente de variação mostra alta dispersão dos dados nas três regiões corporais, ou seja, dados heterogêneos. Independentemente do tratamento e da região corporal, o menor valor de área de adipócitos foi de 2 ou $3 \mu\text{m}^2$. O valor máximo variou entre tratamentos nas diferentes regiões corporais e entre as regiões corporais. A amplitude dos valores de área dos adipócitos torácicos foi de 4353, 5106 e $2439 \mu\text{m}^2$ dos adipócitos abdominais foi de 2615, 2637 e $2370 \mu\text{m}^2$ e dos adipócitos da coxa foi de 3921, 3021 e $2608 \mu\text{m}^2$ sem fotoperíodo e com fotoperíodo diurno e noturno, respectivamente. No tórax, a maior área de adipócitos registrada para pintos de ovos incubados sem fotoperíodo foi cerca de 15% menor do que a registrada para os pintos de ovos incubados com fotoperíodo diurno, e o valor máximo nesses dois tratamentos correspondeu aproximadamente ao dobro do valor observado para pintos de ovos incubados com fotoperíodo noturno. No abdômen, a diferença entre a maior área registrada para adipócitos nos pintos de ovos incubados sem fotoperíodo e com fotoperíodo diurno não atingiu 1%, e a maior área em ambos os tratamentos foi cerca de 10% maior do que com fotoperíodo noturno. Na coxa, a maior área de adipócito registrada para pintos de ovos incubados sem fotoperíodo foi cerca de 23% e 33% maior do que as registradas para pintos de ovos incubados com fotoperíodo diurno e noturno, respectivamente; e a maior área de adipócito registrada para pintos de ovos

incubados sob fotoperíodo diurno foi cerca de 13% maior comparado ao valor obtido para os pintos de ovos incubados sem fotoperíodo.

A Figura 7 apresenta a distribuição de frequência das áreas dos adipócitos em intervalos de $260\mu\text{m}^2$. Em todas as três regiões corporais e nos três tratamentos, a maioria dos adipócitos apresentaram área entre 2 e $274\mu\text{m}^2$, o que correspondeu à T1:55%, T2:54% e T3:53% dos adipócitos no tórax (Figura 7 A-C), à T1:42%, T2:47% e T3:59% no abdômen (Figura 7 D-F) e à T1:29%, T2:44% e T3:52% na coxa (Figura 7 G-I).

Tabela 3 - Estatística descritiva da área dos adipócitos (μm^2) no tórax, abdômen e coxa, de pintos de corte machos (Ross®) oriundos de ovos incubados sem fotoperíodo ou com fotoperíodo diurno ou noturno.

	Sem Fotoperíodo	Fotoperíodo Diurno ¹	Fotoperíodo Noturno ²
TÓRAX			
Média (μm^2)	680	672	562
Erro padrão (μm^2)	8	7	6
Desvio padrão (μm^2)	865	854	674
Coeficiente de Variação (μm^2)	127	127	119
Mínimo (μm^2)	2	2	3
Máximo (μm^2)	4355	5108	2442
N	13043	13876	12079
ABDÔMEN			
Média (μm^2)	696	652	484
Erro padrão (μm^2)	8	8	6
Desvio padrão (μm^2)	698	721	641
Coeficiente de Variação (μm^2)	100	110	132
Mínimo (μm^2)	3	2	2
Máximo (μm^2)	2618	2639	2372
N	8365	9040	9750
COXA			
Média (μm^2)	1209	787	618
Erro padrão (μm^2)	14	8	5
Desvio padrão (μm^2)	969	825	727
Coeficiente de Variação (μm^2)	80	104	117
Mínimo (μm^2)	3	2	2
Máximo (μm^2)	3924	3023	2610

N	4839	9643	9361
^{1,2} : Fotoperíodos contínuos (250 Lux) das 6 às 18h e das 18 às 6h, respectivamente			

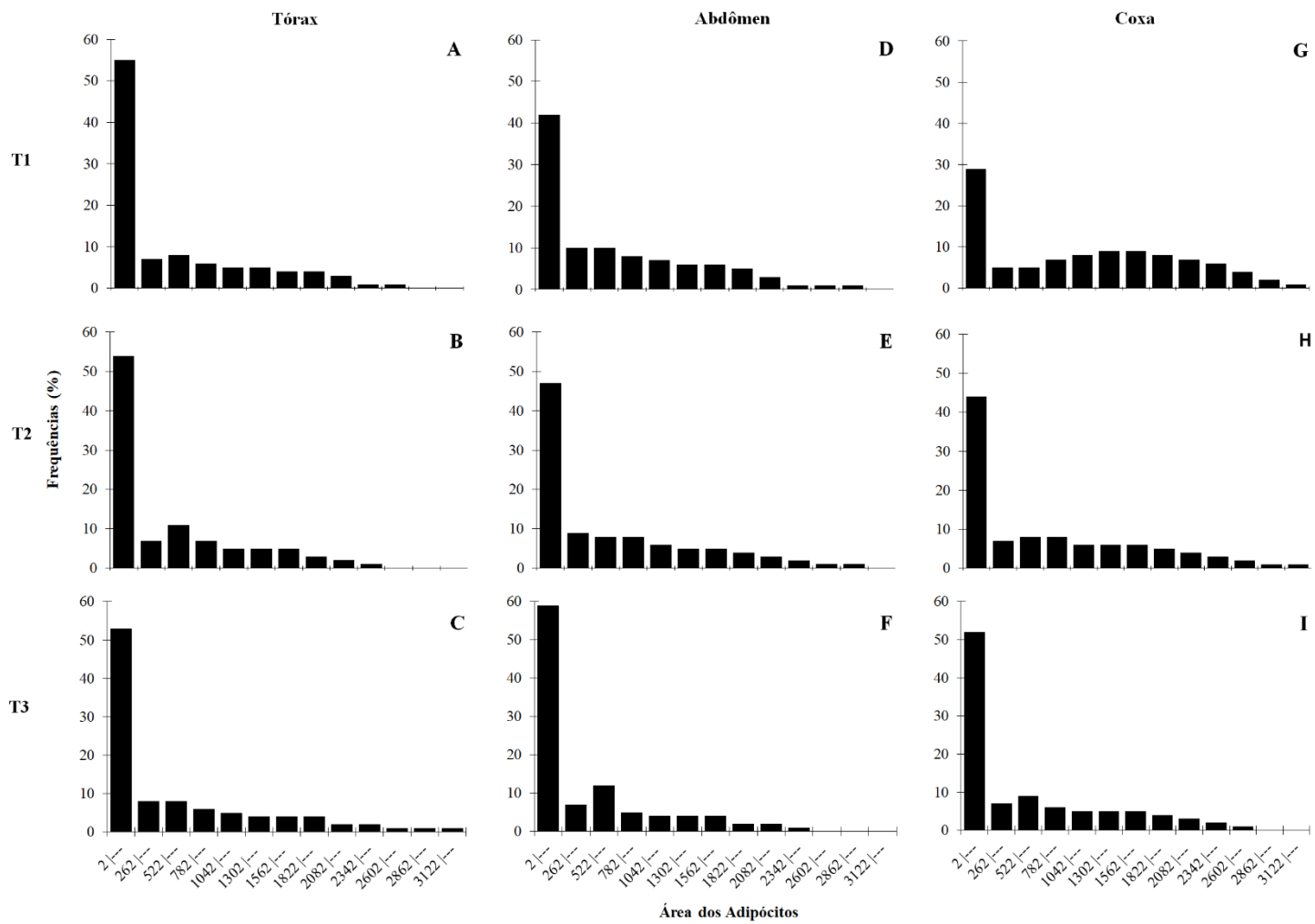


Figura 7 - Distribuição de frequência da área dos adipócitos (μm^2) no tórax, abdômen e coxa, de pintos de corte machos (Ross®) oriundos de ovos incubados sem fotoperíodo (T1) e com fotoperíodos contínuos diurno (T2) ou noturno (T3) das 6 às 18h e das 18 às 6h, respectivamente.

A Figura 8 apresenta a redistribuição de frequência da área dos adipócitos entre 2 e 274 μm^2 , utilizando intervalos de 16 μm^2 . Os dados mostram que, independentemente do tratamento ou região corporal, a maior porcentagem dos adipócitos apresentou área de 2 à 50 μm^2 , sendo que, relativamente à porcentagem total de adipócitos torácicos com área entre 2-274 μm^2 (Figura 6), no tórax, 14%, 13,6% e 13,7% dos adipócitos nos tratamentos sem fotoperíodo e com fotoperíodo diurno ou noturno, respectivamente, apresentaram área com 18 a 34 μm^2 (Figura 8 A-C). No abdômen, com ausência de fotoperíodo ou com fotoperíodo diurno ou noturno, 8,4%, 10,3% e 13,7% dos adipócitos apresentaram área variando de 18 a 34 μm^2 (Figura 8D-F). Na coxa, por sua vez, 5,6%, 8,8% e 11,9% dos adipócitos apresentaram área nesse intervalo de tamanho sem fotoperíodo ou com fotoperíodo diurno ou noturno, respectivamente (Figura 8G-I). Comparativamente, fotoperíodo, diurno e noturno, aumentaram a frequência de adipócitos com área entre 2-50 μm^2 no abdômen e coxa.

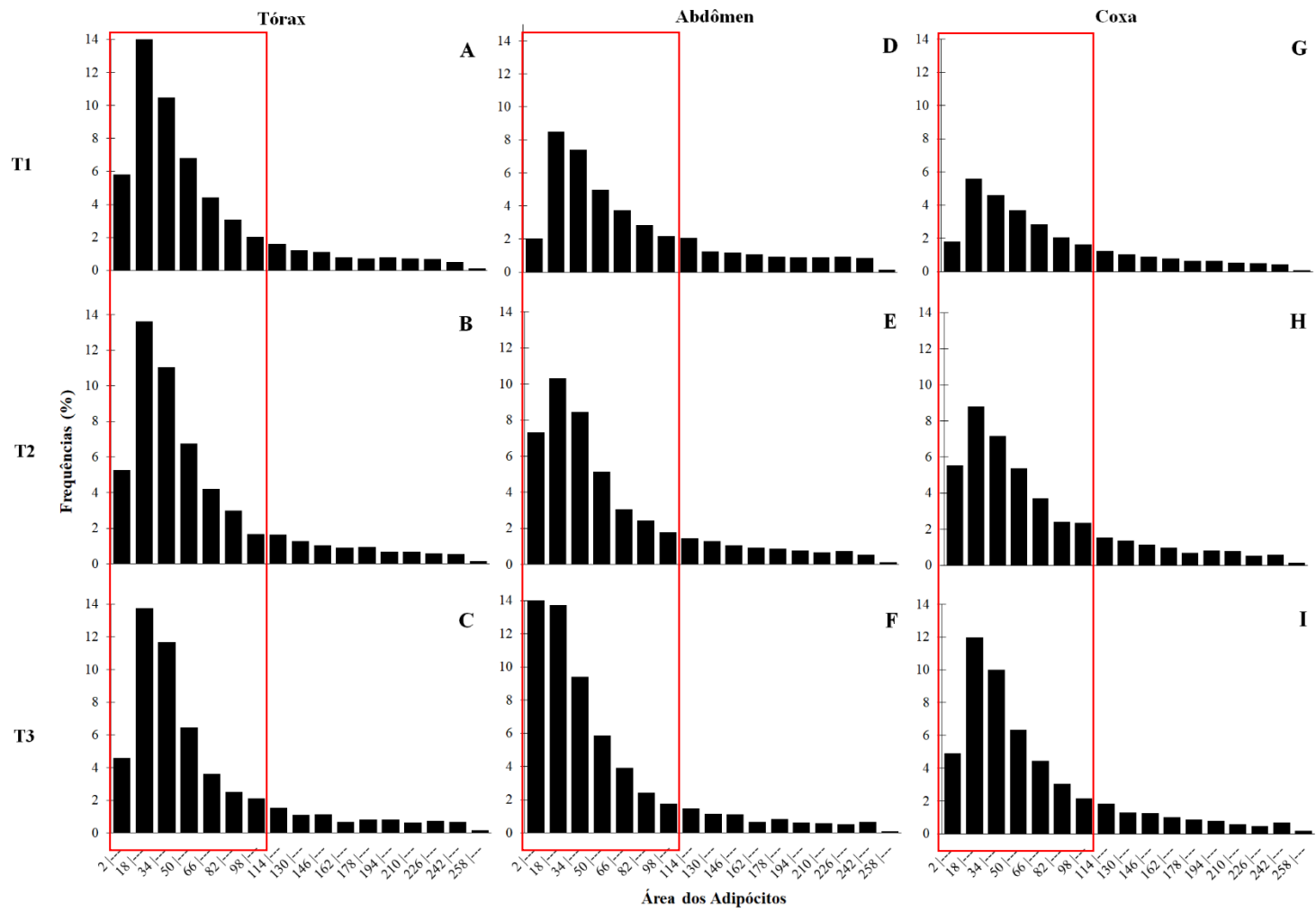


Figura 8 - Redistribuição de frequência da área dos adipócitos no intervalo de 2 à 274 μm^2 , do tórax, abdômen e coxa de pintos de corte machos (Ross®) oriundos de ovos incubados sem fotoperíodo (T1) e com fotoperíodo diurno (T2) ou noturno (T3) das 6 às 18h e das 18 às 6h, respectivamente.

Estatística descritiva e distribuição de frequência para número de adipócitos/área (nº de células/área), de acordo com a presença ou não de fotoperíodo

A Tabela 4 mostra os resultados da estatística descritiva do número de adipócitos/área. Nos pintos de ovos incubados sem fotoperíodo, o número médio de adipócitos/área no tórax e abdômen foi o dobro ou mais do que o número de adipócitos/área registrado para coxa. Nos pintos de ovos incubados com fotoperíodo diurno, o número de adipócitos/área no tórax foi 32% e 28% maior do que no abdômen e na coxa, respectivamente, e 5% maior no abdômen do que na coxa. Por sua vez, nos pintos de ovos incubados com fotoperíodo noturno, o número de adipócitos/área no tórax foi 6% menor do que no abdômen e na coxa. Observando o número médio de adipócitos/área entre tratamentos, verificamos valores muito próximos nos pintos de ovos incubados sem fotoperíodo e com fotoperíodo diurno, os quais o número de adipócitos/área no tórax, 15% e 16% maior que nos pintos de ovos incubados com fotoperíodo noturno, respectivamente. Resultado inverso foi observado no abdômen, no qual a diferença de 7% no número médio de adipócitos/área ocorreu entre pintos de ovos incubados sem e com fotoperíodo diurno, os quais apresentaram número médio de adipócitos/área 12% e 19% menores do que os pintos de ovos incubados com fotoperíodo noturno. Na coxa, o número médio de adipócitos/área foi 58% e 44% maior nos pintos de ovos incubados com fotoperíodo noturno e com fotoperíodo diurno, respectivamente, comparado com os pintos de ovos incubados sem fotoperíodo. Considerando os três tratamentos - sem e com fotoperíodo diurno ou noturno, o erro padrão não ultrapassou 0,77, 0,95 e 0,52 adipócitos/área, o desvio padrão variou de 11-12, 14-18 e 7-8 adipócitos/área e o coeficiente de variação variou de 20-27%, 28-31% e 17-37% no tórax, abdômen e coxa, respectivamente, com valores menores de erro padrão e desvio padrão e valores maiores de coeficiente de variação sendo registrados para coxa. O coeficiente de variação (%) do número de adipócitos/área no tórax aumentou com a incubação dos ovos sob fotoperíodo, enquanto que no abdômen e coxa ele diminuiu. Nos pintos de ovos incubados sem e com

fotoperíodo diurno ou noturno, a amplitude do número de adipócitos/área no tórax foi de 56, 72 e 59 adipócitos/área, no abdômen foi de 59, 49 e 60 adipócitos/área e na coxa de 34, 38 e 39 adipócitos/área, respectivamente.

Tabela 4 - Estatística descritiva do número de adipócitos (número de células/área) no tórax, abdômen e coxa, de pintos de corte machos (Ross®) oriundos de ovos incubados sem fotoperíodo ou com fotoperíodo diurno ou noturno.

		Sem Fotoperíodo	Fotoperíodo Diurno ¹	Fotoperíodo Noturno ²
TÓRAX				
Média	(número de células/área)	53	54	45
Erro padrão		0,72	0,75	0,77
Desvio padrão		11	12	12
Coeficiente de Variação		20	22	27
Mínimo		23	30	20
Máximo		79	102	79
N		234	252	252
ABDÔMEN				
Média	(número de células/área)	42	39	48
Erro padrão		0,95	0,75	0,89
Desvio padrão		13	11	14
Coeficiente de Variação		31	28	28
Mínimo		14	18	18
Máximo		73	67	78
N		198	216	234
COXA				
Média	(número de células/área)	20	37	48
Erro padrão		0,45	0,52	0,52
Desvio padrão		7	8	8
Coeficiente de Variação		37	22	17
Mínimo		9	20	29
Máximo		43	58	68
N		270	252	252

^{1,2}: fotoperíodos contínuos (250 Lux das 6h às 18h e das 18 às 6h, respectivamente (N=15 campos microscópicos/ave).

DISCUSSÃO

No presente estudo foi analisado se incubação de ovos sob ciclo claro-escuro diário, com fotoperíodo contínuo diurno ou noturno de 12 h e sem fotoperíodo, influencia o crescimento do tecido adiposo durante desenvolvimento *in ovo*, de forma a alterar as características dos depósitos regionais de tecido adiposo de aves precoces recém-eclodidas, utilizando, como modelo experimental, pintos de corte da linhagem Ross.

De acordo com os dados, na ausência de fotoperíodo (0C:24E) durante a incubação, pintos de corte apresentaram diferenças regionais marcantes no tamanho dos adipócitos e no número de adipócitos/área. Sem exposição dos ovos à fotoperíodo, a área média dos adipócitos da coxa foi 41% maior do que a área dos adipócitos do abdômen e 59% maior do que a área dos adipócitos do tórax, e a área média dos adipócitos do abdômen cerca de 31% maior do que a dos adipócitos do tórax (CX>AB>TO). Tais achados indicam predominância na taxa de hipertrofia dos adipócitos da coxa comparado ao abdômen e tórax. Considerando que o crescimento hipertrófico dos adipócitos é resultante de aumento na taxa de lipogênese (Soula *et al.*, 2013; Wang *et al.*, 2017), podemos dizer que, durante o desenvolvimento *in ovo*, a taxa de lipogênese do tecido adiposo subcutâneo da coxa desses pintos foi mais alta do que do tecido adiposo abdominal e torácico. Há relação inversa entre tamanho dos adipócitos e densidade celular (Almeida *et al.*, 2016; 2022), ou seja, quanto maior o adipócito menor o número de adipócitos/área. Dessa forma, diferenças regionais no tamanho de adipócitos resultaram em diferenças regionais na celularidade no tecido adiposo subcutâneo: o número de adipócitos/área na coxa foi 60% e 50% menor do que no tórax e abdômen, respectivamente, e 21% menor no tórax do que no abdômen (CX<AB<TO). Diferenças regionais no tamanho adipócitos e no número de adipócitos/área também foram registradas em pintos de corte da linhagem Cobb500 por Almeida *et al.* (2016), mas apenas quando os ovos foram incubados a 36°C e 39°C, e não à 37,5°C. Isso indica que diferenças regionais no padrão de celularidade dos depósitos adiposos subcutâneos de pintos recém-eclodidos podem não ocorrer em todas as linhagens de corte, quando ovos forem incubados

à temperatura usual. O tecido adiposo é um tecido altamente dinâmico e metabolicamente ativo que é envolvido no balanço energético e homeostase metabólica (Frayn, 2002; Imig, 2022). A habilidade de adaptação do organismo a trocas na atividade física e variações ambientais, é crítica para a manutenção da homeostasia metabólica (Galgani e Fernández-Verdejo, 2021; Gorman *et al.*, 2021). Ainda no período pré-bicagem (antes da bicagem interna) e durante o período perinatal (da bicagem interna até a eclosão), (Tazawa e Whittow, 2000), movimentos fortes das pernas são necessários para que o pinto vire o corpo no interior do ovo ficando com a cabeça voltada para a câmara de ar, seu bico atinja a casca e promova a bicagem interna e externa da casca, e faça movimento giratório anti-horário em torno do eixo maior do ovo possibilitando rompimento circular da casca do ovo e saída da casca (Oppenheim, 1970; Freeman e Vince, 1974; Rogers, 1995). Assim sendo, é possível que a maior hipertrofia dos adipócitos da coxa comparado aos do abdômen e tórax seja uma adaptação à maior necessidade e gasto de energia para realização dos processos e comportamentos de eclosão.

No que se refere à fotoestimulação, esse trabalho mostrou, pela primeira vez na literatura, efeito região-específico intenso da incubação dos ovos sob ciclo claro-escuro (12C:12E) diário com fotoperíodo diurno sobre o tamanho dos adipócitos dos depósitos adiposos subcutâneos de pintos de corte. Pintos de ovos incubados com fotoperíodo diurno apresentaram redução de aproximadamente 44% no tamanho dos adipócitos da coxa comparado aos adipócitos da coxa de pintos de ovos incubados sem fotoperíodo. Com essa queda expressiva na taxa de hipertrofia, os adipócitos da coxa adquiriram tamanho médio similar aos adipócitos do abdômen; todavia, os adipócitos desses dois depósitos regionais de tecido adiposo continuaram apresentando tamanho médio (33% e 27,5%, respectivamente) maior do que os adipócitos do tórax (CX=AB>TO). Segundo Rosa (2021), pintos de ovos expostos à fotoestimulação a partir do 18º dia de incubação são mais ativos do que os pintos de ovos incubados na ausência da mesma. Isso sugere que, a menor taxa de hipertrofia apresentada pelos adipócitos da coxa dos pintos de ovos expostos à fotoestimulação pode ser resultante de maior atividade dos pintos no período de eclosão. Essa hipótese, contudo, precisa ser investigada.

Ainda referente aos pintos de ovos expostos à fotoperíodo diurno, com a redução intensa no tamanho dos adipócitos da coxa, houve aumento de 76% no número de adipócitos/área do depósito adiposo dessa região nos pintos de ovos incubados com fotoperíodo diurno, comparativamente aos pintos de ovos incubados sem fotoperíodo. Adicionalmente, o número de adipócitos/área foi 31,5% menor na coxa do que no tórax, o que representa queda de aproximadamente 28,5% na diferença no número de adipócitos/área entre a coxa e o tórax. Além disso, deixou de existir diferença no número de adipócitos/área entre os depósitos adiposos da coxa e abdômen. Esses achados mostram que exposição dos ovos à fotoperíodo diurno diário aumentou marcadamente a celularidade/área do tecido adiposo da coxa devido à redução na taxa de crescimento hipertrófico dos adipócitos dessa região.

Comparativamente, os efeitos da incubação dos ovos sob fotoperíodo noturno sobre o crescimento hipertrófico dos adipócitos e celularidade dos depósitos regionais de tecido adiposo subcutâneo foram ainda mais acentuados e abrangentes. Os adipócitos da coxa dos pintos de ovos incubados sob fotoperíodo noturno apresentaram tamanho 55% menor do que os adipócitos da coxa de pintos de ovos incubados sem fotoperíodo e 20% menor do que os adipócitos da coxa de pintos de ovos incubados sob fotoperíodo diurno. Adicionalmente e diferentemente do fotoperíodo diurno, fotoperíodo noturno também causou grande redução no tamanho dos adipócitos do abdômen, os quais mostraram tamanhos 45% e 29,5% menores do que observado nos pintos de ovos incubados sem fotoperíodo e com fotoperíodo diurno, respectivamente. Essa queda drástica no crescimento hipertrófico dos adipócitos da coxa e abdômen em resposta ao fotoperíodo noturno resultou na ausência de diferenças regionais no tamanho dos adipócitos, ou seja, entre coxa, tórax e abdômen (CX=AB=TO). Trabalhos prévios mostraram ocorrência de resposta adaptativa e programação fetal do tecido adiposo em aves, decorrentes de manipulação térmica fetal, que resultam em mudanças no padrão de celularidade regional do tecido (Almeida *et al.*, 2016, 2022). O tecido adiposo está visível e cresce por hiperplasia e hipertrofia a partir do 10^o dia de incubação (Chen *et al.*, 2014). Assim sendo, os dados do presente estudo revelaram alta plasticidade e dinâmica de resposta do tecido adiposo subcutâneo também ao ciclo

claro-escuro, no caso aqui, com fotoperíodo diurno ou noturno, bem como efeito modulador do fotoperíodo, durante o desenvolvimento *in ovo*, ou seja, na fase fetal.

É aceito que crescimento do tecido adiposo por hipertrofia e/ou hiperplasia depende do balanço entre obtenção alimentar e gasto de energia e ocorre quando a disponibilidade é maior do que a demanda (Ross e Pawlina, 2016). Em aves, como em mamíferos, a disponibilidade dos nutrientes estruturais e energéticos para formação da prole depende da taxa alimentar e nutricional materna (p.ex. Li *et al.*, 2019). Nas aves precoces, como se sabe, devido ao desenvolvimento externo direto, todos os nutrientes e energia disponível para o desenvolvimento embrionário e fetal, ou seja, para a formação da aves recém-eclodida, deve estar contida no ovo no momento da postura (Kermanshahi *et al.*, 2017; Bhattacharyya *et al.*, 2018), sendo o conteúdo de ácidos graxos e proteínas os principais componentes dos ovos (Kusum *et al.*, 2018). É importante considerarmos, nesse momento, que o lipídio contido no interior dos ovos tem um papel estrutural e energético intenso, do qual depende a formação dos tecidos orgânicos da nova ave. Dessa forma, para um mesmo peso e composição nutricional de ovo, efeito do fotoperíodo sobre o crescimento do tecido adiposo depende, então, da demanda estrutural e/ou energética necessária para manutenção e êxito do desenvolvimento embrionário e fetal e do processo de eclosão. No presente estudo, não foram constatados efeitos do ciclo claro:escuro com fotoperíodo diurno ou noturno sobre o peso corporal dos pintos ao nascimento e nem sobre a duração da incubação, sugerindo similar utilização da gema sob incubação sem e com fotoperíodo. Nossos resultados concordam com os de Walter e Voitle (1972), que também não observaram alteração no peso corporal de pintos ao nascimento em decorrência da fotoestimulação em regimes diários de luz de 12C:12E, 24C:0E e 0C:24E. Segundo Shafey (2004), diferença no peso corporal dos pintos pode ser resultante de maior utilização dos nutrientes da gema durante o desenvolvimento *in ovo* estimulada pelo fotoperíodo. Embora a ausência de efeito do fotoperíodo sobre o peso corporal na eclosão e duração da incubação observada no presente estudo sugira utilização similar do saco de vitelo durante o desenvolvimento *in ovo* entre os tratamentos, diferenças na taxa de crescimento do tecido adiposo subcutâneo também constatados no presente estudo indicam o contrário, e, portanto, a necessidade

de dados sobre o peso do saco de vitelo e peso corporal sem saco de vitelo dos pintos na eclosão. Tais dados, infelizmente, não foram obtidos no presente estudo, mas a obtenção dos mesmos deverá ser incluída em estudos futuros sobre crescimento do tecido adiposo.

Ainda no presente estudo, os dados mostraram ampla variação no tamanho dos adipócitos (2 a $4.682\mu\text{m}^2$) e maior porcentagem de adipócitos apresentando tamanho variando de $2-82\mu\text{m}^2$, ambas ocorrendo independentemente da presença ou não de fotoperíodo durante a incubação dos ovos e da região corporal. Estes dados demonstraram que, com ou sem ciclo claro-escuro com fotoperíodo diurno ou noturno, o desenvolvimento dos diferentes depósitos de tecidos adiposo subcutâneo de pintos de corte *in ovo* foi caracterizado por alta taxa de hiperplasia acompanhada de ampla variação na taxa de hipertrofia entre os adipócitos. Além disso, embora fotoperíodo diurno e noturno não tenham influenciado as porcentagens de adipócitos com intervalo de tamanho de $2-82\mu\text{m}^2$ no tórax e no abdômen essas porcentagens aumentaram em 7,6% com fotoperíodo diurno e 20,3% com noturno, enquanto que na coxa esse aumento foi de 12% e 19,4% com fotoperíodo diurno e noturno, respectivamente, comparadas às porcentagens registradas em pintos de ovos incubados sem fotoperíodo. Isso indica efeito regional do fotoperíodo sobre a hiperplasia dos tecidos adiposos abdominal e da coxa, porém mais intenso no último do que no primeiro. Essas porcentagens mais altas de adipócitos menores, por sua vez, devem responder pela diminuição das diferenças no tamanho médio dos adipócitos entre as três regiões corporais analisadas. No caso das aves, o ritmo fisiológico circadiano é estabelecido na fase fetal no 2º e 3º terços da incubação dos ovos (Binkley, 1979; Tanabe *et al.*, 1993; Lamosová *et al.*, 1995; Csernus *et al.*, 1998) envolvendo ocorrência de fotoestimulação a partir do 8º dia de incubação (Lima *et al.*, 2011) via ocular (retina) e glândula pineal (Hamasaki, 1968; Mason e Lincoln, 1976; Wiechmann e Sherry, 2013; Reiter *et al.*, 2014). Nossos dados reforçam a ocorrência de alta sensibilidade e responsividade da ave à fotoestimulação durante o desenvolvimento *in ovo*, como mencionado por Muhammad *et al.* (2020). Eles também revelam o papel do fotoperíodo como desencadeador e modulador da plasticidade de resposta e

adaptabilidade do tecido adiposo subcutâneo abdominal e principalmente da coxa frente à fotoestimulação e ao período do dia no qual a mesma ocorre.

O crescimento celular do tecido adiposo das aves durante o desenvolvimento fetal e pós-nascimento, como nos mamíferos, envolve formação de novos adipócitos (processo de hiperplasia referido como adipogênese) e/ou acúmulo de triacilglicerol no citoplasma dessas células (hipertrofia) (Wang *et al.*, 2017; Almeida *et al.*, 2015, 2022). Tanto em linhagens de corte Leghorn como de postura, o desenvolvimento do tecido adiposo no pescoço e pernas ocorre por hiperplasia entre os dias 12 e 14 de incubação, seguido por queda de hiperplasia e ocorrência de hipertrofia a partir do 14º dia (Chen *et al.*, 2014). Assim, as diferenças no tamanho e padrão de celularidade/área do tecido adiposo entre as distintas regiões anatômicas dos pintos de corte (presente estudo) indicam primariamente diferenças regionais no metabolismo lipídico ocorrendo pré- e/ou perieclusão. As questões que se levantam agora e precisam ser respondidas são: O que causa e porque essas diferenças metabólicas regionais? Porque fotoperíodo reduz a hipertrofiados adipócitos no tecido adiposo da coxa e abdômen? Porque fotoperíodo noturno afeta mais intensamente a lipidogênese subcutânea dessas regiões do que o fotoperíodo diurno? Em aves, o conhecimento sobre as características metabólicas dos diferentes depósitos de gordura é escasso (Wang *et al.*, 2014) e principalmente no que diz respeito ao metabolismo fetal. Ovos de aves apresentam baixa concentração de carboidrato e a alta concentração de ácidos graxos e proteínas na gema. (Kusum *et al.*, 2018). Assim, é possível que hipertrofia dos adipócitos ocorra principalmente via absorção intestinal de ácidos graxos, uma vez que a vascularização da gema perde essa função quando há finalização da formação do sistema cardiovascular. Ácidos graxos são conhecidos por exercerem função energética e compor estruturalmente as membranas celulares, bem como por participarem na diferenciação e crescimento dos adipócitos, atuando como ligantes reguladores da formação de vários fatores de transcrição envolvidos com o desenvolvimento dos adipócitos (Sarjeant e Stephens, 2012). Dessa forma, diferenças na taxa de produção dos diferentes fatores de transcrição devem responder pelas diferenças regionais na taxa de hipertrofia dos adipócitos durante a fase fetal. Programação fetal do

desenvolvimento do tecido adiposo também ocorre em frangos (Almeida *et al.*, 2016, 2022), e ela pode responder por diferenças metabólicas regionais, predisposição à desordens metabólicas e acúmulo excessivo de gordura no tecido adiposo. Dessa forma, resposta adaptativa e programação fetal induzida por fotoperíodo precisa ser alvo de futuros estudos envolvendo a síntese de transcriptos que regulam o crescimento do tecido adiposo durante e após o desenvolvimento *in ovo*.

CONCLUSÃO

O presente estudo revelou que incubação dos ovos com ciclo claro-escuro altera o crescimento hiperplásico e hipertrófico dos depósitos de tecido adiposo abdominal e da coxa, com maior intensidade sobre o último, indicativo do papel desencadeador e modulador da fotoestimulação diurna ou noturna sobre o crescimento dos distintos depósitos adiposos regionais, bem como da alta responsividade do tecido adiposo à fotoestimulação durante a toda incubação. Embora muitos estudos sobre a relação do fotoperíodo com o crescimento do tecido adiposo subcutâneo ainda precisem ser realizados para maior e melhor compreensão dos processos biológicos envolvidos, nossos dados indicam a possibilidade futura de introdução de ciclo claro-escuro na incubação dos ovos como forma de manejo para modulação da deposição de gordura pós-eclosão em frangos de corte.

AGRADECIMENTOS

Agradeço imensamente à minha mãe Delma, pela vida, ensinamentos, pela bondade e amor a mim, sem você nada seria. Agradeço à minha amada avó, Iracema, pelo exemplo e caráter, por todo carinho e apoio, e herança de lindas memórias, e que agora me guia e protege em outro plano. Ao meu avô Hercílio pelo carinho e apoio. Às minhas irmãs de alma, Bianca e Letícia, pelo incentivo e amizade. Agradeço a Unesp FCAV pela estrutura, à minha orientadora Profa. Isabel, pelos ensinamentos durante estes anos, ajuda, paciência e dedicação, será sempre um grande exemplo. Agradeço à Gabriela pela ajuda, paciência e cuidado a mim investidos em todos estes anos e aos meus colegas de laboratório Mariana, Maurício, Marcelo, Silvia, Marina e Gabriel. Não menos importante ao Pai Celestial pela proteção e permissão de tantas bênçãos.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Acuña-Castroviejo D, Crespo E, Martin M. Melatonin as a cell neuroprotector: experimental and clinical studies. *Journal Physiology Biochemical* 1997; 53(1):54.

Aikio M, Elamaa H, Vicente D, Izzi V, Kaur I, Seppinen L, Speedy HE, Kaminska D, Kuusisto S, Sormunen R, Heljasvaara R, Jones EL, Muilu M, Jauhiainen M, Pihlajamäki J, Savolainen MJ, Shoulders CC, Pihlajaniemi T. Specific collagen XVIII isoforms promote adipose tissue accrual via mechanisms determining adipocyte number and affect fat deposition. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 2014; 111 (30): E3043-E3052.

Almeida VR, Morita VS, Matos Junior JB, Sgavioli S, Vicentini TI, Castiblanco DMC, Boleli IC. Incubation temperature manipulation during fetal development reduces adiposity of broiler hatchlings. *Poultry Science* 2016; 95(2):316-324.

Almeida AR, Morita VS, Matos Junior JB, Sgavioli S, Vicentini TI, Boleli IC. Long-Lasting Effects of Incubation Temperature During Fetal Development on Subcutaneous Adipose Tissue of Broilers. *Frontiers in Physiology* 2022; 13.

Archer GS, Mench JA. Natural incubation patterns and the effects of exposing eggs to light at various times during incubation on post-hatch fear and stress responses in broiler (meat) chickens. *Applied Animal Behavior Science* 2014; 152:44–51.

Bernabucci U, Basiricò L, Lacetera N, Morera P, Ronchi B, Accorsi PA, Seren E, Nardone A. Photoperiod affects gene expression of leptin and leptin receptors in adipose tissue from lactating dairy cows. *Journal of Dairy Science* 2006; 89 (12):4678-4686;2006. doi: 10.3168/jds. S0022-0302(06)72518-8.

Bhattacharyya A, Majumdar S, Bhanja SK, Mandal AB, Kadam M. Effect of maternal dietary manipulation and *in ovo* injection of nutrients on the hatchability indices, post-hatch growth, feed consumption, feed conversion ratio and immunocompetence traits of turkey poults. *Journal of Applied Animal Research* 2018; 46(1): 287-294.

Binkley S. A Time-keeping enzyme in the pineal gland, *Scientific American*; 1979; 240 (4): 66-71.

Bocquier F, Bonnet M, Faulconnier Y, Guerre-Millo M, Martin P, Chilliard Y, Effects of photoperiod and feeding level on perirenal adipose tissue metabolic activity and leptin synthesis in the ovariectomized ewe. *Reproduction Nutrition Development* 1998; 38(5): 489-498. doi: 10.1051/rnd:19980501;1998.

Cao Y. Angiogenesis and vascular functions in modulation of obesity, adipose metabolism, and insulin sensitivity. *Cell Metabolism* 2013; 18(4):478–489.

Carneiro RCG, Toffoleto O, Cipolla-Neto J, Marcus RP. Modulation of sympathetic neurotransmission by melatonin. *European journal of pharmacology*, v. 257, n. 1-2; 1994. p. 73-77.

Chambers JR. Genetics of growth and meat productions in chickens. In: CRAWFORD, R. D. *Poultry breeding and genetics*. Amsterdam: Elsevier Science 1990: 614-631.

Chen P, Suh Y, Choi YM, Shin S, Lee K. Developmental regulation of adipose tissue growth through hyperplasia and hypertrophy in the embryonic leghorn and broiler. *Poultry Science* 2014; 93(7): 1809–1817. doi: 10.3382/ps.2013- 03816.

Cooper CB, Voss MA, Ardia, DR, Austin SH, Robinson WD. Light increases the rate of embryonic development: implications for latitudinal trends in incubation period. *Functional Ecology* 2011; 25(4): 25:269-776.

Csernus V, Ghosh M, Mess B. Development and control of the circadian pacemaker for melatonin release in the chicken pineal gland. *General and comparative endocrinology* 1998; 110(1):19-28.

Daghir NJ. Nutritional strategies to reduce heat stress in broilers and broiler breeders. *Lohmann information* 2009; 44(1): 6-15.

De Araujo WAG, Albino L, Tavernari FDC, Godoy MDS. Programa de luz na avicultura de postura. *Avicult Ind* 2011; 52:5865.

De Oliveira AP, Ferreira MR, De Santana Júnior HA, Dos Santos MS, De Brito JM, Mendes FBL. Caracterização do consumidor de carne de frango em Júlio Borges-PI; 2015. DOI: <http://dx.doi.org/10.15528/2176-4158/rcpa.v17n2p129-141>.

Del Gobbo LC, Imamura F, Aslibekyan S, Marklund M, Virtanen JK, Wennberg M, Yakoob MY, Chiuve SE, Dela Cruz L, Frazier-Wood AC, Fretts AM, Guallar E, Matsumoto C, Prem K, Tanaka T, Wu JH, Zhou X, Helmer C, Ingelsson E, Yuan JM, Barberger-Gateau P, Campos H, Chaves PH, Djoussé L, Giles GG, Gómez-Aracena J, Hodge AM, Hu FB, Jansson JH, Johansson I, Khaw KT, Koh WP, Lemaitre RN, Lind L, Luben RN, Rimm EB, Risérus U, Samieri C, Franks PW, Siscovick DS, Stampfer M, Steffen LM, Steffen BT, Tsai MY, van Dam RM, Voutilainen S, Willett WC, Woodward M, Mozaffarian D. ω -3 polyunsaturated fatty acid biomarkers and coronary heart disease: pooling project of 19 cohort studies. *JAMA internal medicine* 2016; 176(8): 1155-1166.

Forouhi NG, Krauss RM, TaubesG, Willett W. Dietary fat and cardiometabolic health: evidence, controversies, and consensus for guidance. *Bmj* 2018; 361.

Fouad AM, El-Senousey H K. Nutritional factors affecting abdominal fat deposition in poultry: a review. *Asian-Australasian journal of animal sciences* 2014; 27(7): 1057-1068. DOI: 10.5713/ajas.2013.13702. PMID: 25050050; PMCID: PMC4093572.

Frayn K. Adipose tissue as a buffer for daily lipid flux. *Diabetologia*, 2002; 45:1201-1210.

Freeman BM, Vince MA. Development of the avian embryo: a behavioural and physiological study. London: Chapman and Hall 1974; 15.

Galgani JE, Fernández-Verdejo R. Pathophysiological role of metabolic flexibility on metabolic health. *Obesity Reviews* 2021; 22(2): e13131.

Gorman S, Larcambe AN, Christian HE. Exposomes and metabolic health through a physical activity lens: a narrative review. *Journal of Endocrinology* 2021; 249(1):R25-R41.

Gous RM, Morris TR. Intervenções nutricionais para aliviar os efeitos de altas temperaturas na produção de frangos de corte. *World's Poultry Science Journal* 2005; 61 (3): 463-475.

Halevy O, Nadel Y, Barak M, Rozenboim I, Sklan D. Early posthatch feeding stimulates satellite cell proliferation and skeletal muscle growth in turkey poults. *Journal of Nutrition* 2006; 133:1376–1382.

Hamasaki DI. Properties of the parietal eye of the green iguana. *Vision Research* 1968; 8: 591–599.

Harvey AL, Marshall IG. Skeletal muscle. In: Scanes CG. *Sturkie's Avian Physiology*. Milwaukee: Department of Biological Sciences, University of Wisconsin 2000: 123-139.

Hamasaki DI. Properties of the parietal eye of the green iguana. *Vision Research* 1968; 8: 591–599.

Imig JD. Frontiers in metabolic physiology grand challenges. *Frontiers in Physiology* 2022: 1590.

Jéquier E, Gygax PH, Pittet P, Vannotti, A. Increased thermal body insulation: relationship to the development of obesity. *Journal of applied physiology* 1974; 36 (6): 674-678.

Jeremiah LE, Dugan MER, Aalhus JL, Gibson LL. Assessment of the relationship between chemical components and palatability of major beef muscles and muscle groups. *Meat Science* 2003; 65(3):1013-1019.

Kermanshashi H, Golian A, Emami NK, Daneshmand A, Tabari DG, Ibrahim AS. Effects of *in ovo* injection of threonine on hatchability, intestinal morphology, and somatic attributes in Japanese quail (*Coturnix japonica*). *Journal of applied animal research* 2017; 45(1):437-441.

Khan RU, Naz S, Ullah H, Ullah Q, Laudadio V, Qudratullah, Bozzo G, Tufarelli V. Physiological dynamics in broiler chickens under heat stress and possible mitigation strategies. *Animal Biotechnology* 2021:1-10.

Ko CH, Takahashi JS. Molecular components of the mammalian circadian clock. *Human molecular genetics*.15 (Suppl. 2) 2006:271–277.

Kocher A, Choct M, Porter M D, Broz J. The effects of enzyme addition to broiler diets containing high concentrations of canola or sunflower meal. *Poultry Science* 2000; 79(12): 1767-1774.

Konturek SJ, Konturek PC, Brzozowska I. Localization and biological activities of melatonin in intact and diseased gastrointestinal tract (GIT). *J Physiol. Pharmacol* 2007; 58: 381-405.

Korf HW. The pineal organ as a component of the biological clock. Phylogenetic and ontogenetic considerations. *Annals of the New York Academy of Science* 1994; 719:13–42.

Kusum M, Verma RC, Renu M, Jain Hk, Deepak S. A review: Chemical composition and utilization of egg. *Int. J. Chemical Studies* 2018; 6(3): 3186-3189.

Lacerda MS, Malheiros GC, De Abreu AOW. Tecido Adiposo, uma nova visão: As adipocinas e seu papel endócrino. *Revista Científica da Faculdade de Medicina de Campos* 2016; 11(2): 25-31.

Lamosová D, Zeman M, Mackova M, Gwinner E. Development of rhythmic melatonin synthesis in cultured pineal glands and pineal cells isolated from chick embryo. *Experientia* 1995; 51: 970–975.

Li F, Yang Y, Yang X, Shan M, Gao X, Zhang Y, Hu J, Shan A. Dietary intake of broiler breeder hens during the laying period affects amino acid and fatty acid profiles in eggs. *Revista Brasileira de Zootecnia* 2019; 48.

Lima LHRG, Santos KP, Castrucci AML. Clock genes, melanopsins, melatonin, and dopamine key enzymes and their modulation by light and glutamate in chicken embryonic retinal cells. *Chronobiology International* 2011; 28(2): 89–100.

Lin H, Jiao HC, Buyse J, Decuyper E. Strategies for preventing heat stress in poultry. *World's Poultry Science Journal* 2006; 62(1): 71-86.

Mason CA, Lincoln DW. Visualization of the retino-hypothalamic projection in the rat by cobalt precipitation. *Cell Tissue Research* 1976; 168:117–131.

Mazzoccoli G, Paziienza V, Vinciguerra M. Clock genes and clock-controlled genes in the regulation of metabolic rhythms. *Chronobiol international* 2012; 29(3):227–251.

Mezentseva NV, Kumaratilake JS, Newman SA. The brown adipocyte differentiation pathway in birds: an evolutionary road not taken. *BMC biology* 2008; 6(1): 1-13.

Mor-yossef Moldovan L, Lustig M, Naftaly A. Cell shape alteration during adipogenesis is associated with coordinated matrix cues. *Journal of cellular physiology* 2018; 234(4): 1–14.

Narushin, V. G. Egg geometry calculation using the measurements of length and breadth. *Poultry Sci*; 2005; 84: 482-484.

Newsholme E, Leech, T. functional biochemistry in health and disease. 1st ed. Vol. 53, Wiley-Blackwell. Singapore: Wiley-Blackwell 2010; 543.

Oppenheim RW. Some aspects of embryonic behaviour in the duck (*Anas platyrhynchos*). *Animal behaviour* 1970; 18: 335-352.

Organização Mundial da Saúde. *Dia Mundial da Obesidade 2022. Acelerar ações para parar a obesidade*. OMS, 2022. Retirado de: <https://www.who.int/news/item/04-03-2022-world-obesity-day-2022-accelerating-action-to-stop-obesity>.

Özkan S, Yalçın S, Babacanoglu E, Uysal S, Karadas F, Kozanoglu H. Photoperiodic lighting (16 h of light: 8 h of dark) programs during incubation:1. Effects on growth and circadian physiological traits of embryos and early stress response of broiler chickens. *Poultry Science* 2012; 91(11): 2912-2921.

Pereira PMCC, Vicente AFR. Composição nutricional da carne e papel nutritivo na dieta humana. *Ciência da carne* 2013; 93(3):586-592.

Prescott NB, Wathes CM. Spectral sensitivity of the domestic fowl. *British Poultry Science* 1999; 40: 332-339.

Queiroz JCFD, Alonso-Vale MIC, Curi R, Lima FB. Controle da adipogênese por ácidos graxos. *Arquivos Brasileiros de Endocrinologia & Metabologia*; 2009; 53:582-584.

Reiter RJ, Tan DX, Galano A. Melatonin: exceeding expectations. *Physiology*; 2014.

Rocha DCC. Características comportamentais de emas em cativeiro submetidas a diferentes fotoperíodos e diferentes relações macho: fêmea; 2008. Acesso em:” <http://locus.ufv.br/handle/123456789/1694>”.

Rodrigues KF, Fraga AC, Neto PC, Maciel JAS, Lopes OC. Potencialidade da gordura de frango para a produção de biodiesel. *Biodiesel: o novo combustível do Brasil*. In: Congresso da Rede Brasileira de tecnologia do biodiesel, Brasília 2005:129-132.

Rogers LJ. Environmental influences on development of the embryo. In: Rogers LJ. *The development of brain and behavior in the chicken*. Wallingford: CAB Publishing 1996: 52

Rogers LJ. *The development of brain and behaviour in the chicken*. Cab International; 1995.

Rosa, MS. Influência da fotoestimulação na dinâmica de nascimentos e características intestinais de pintos de corte; 2021. Acesso em:” <http://hdl.handle.net/11449/216877>”.

Ross MH, Pawlina W. *Ross Histologia: texto e atlas*. Sétima. 7. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan; 2016.

Sahraei M. Feed Restriction in Broiler Chickens Production: A Review. *Global Veterinaria* 2012; 8(5):449-458.

Sanotra GS, Lund JD, Ersboll AK, Petersen JS, Vestergaard KS. Monitoring leg problems in broilers: a survey of commercial broiler production in Denmark. *World's Poultry Science Journal* 2001; 57(1):55-69.

Sarjeant K, Stephens JM. Adipogenesis. *Cold Spring Harbor perspectives in biology* 2012; 4(9): a008417.

Savastano DM, Gorbach AM, Eden HS, Brady SM, Reynolds JC, Yanovsk J A. Adiposity and human regional body temperature. *The American journal of clinical nutrition* 2009; 90(5):1124-1131.

Schnaider, JM, Borges BE. Tecido adiposo marrom em adultos como alvo de estudo no desenvolvimento de novas terapias para o manejo e tratamento da obesidade: uma visão integrativa. *Revista de Medicina*, 2021; 100 (5):460-471.

Shafey TM. Effect of lighted incubation on embryonic growth and hatchability performance of two strains of layer breeder eggs. *British poultry science* 2004; 45(2):223-229.

Shakeri M, Oskoueian E, Le HH, Shakeri M. Strategies to combat heat stress in broiler chickens: unveiling the roles of selenium, vitamin E and vitamin C. *Veterinary sciences* 2020; 7(2):71.

Siegel PB, Isakson ST, Coleman FN, Huffman B. J. Photoacceleration of development in chick embryos. *Comparative Biochemistry and Physiology* 1969; 28:753-758.

Soares, J.M.; Holanda, F.S.; Baracat, E.C. Melatonina e puberdade: quais as evidências?. *Revista Brasileira de Ginecologia e Obstetrícia* 2008; v. 30, p. 483-485

Soula HA, Julienne H, Soulage CO, Geloën A. Modelling adipocytes size distribution. *Journal of theoretical biology*; 2013, 332: 89-95.

Sun K, Tordiman J, Clément K, Scherer PE. Fibrosis and adipose tissue dysfunction. *Cell Metabolism* 2013; 18:470–477.

Tanabe Y, Doi O, Nakamura T. Ontogenesis and photoperiodic regulation of the pineal hormone synthesis in the chicken (*Gallus domesticus*), *Avian endocrinology: environmental and ecological perspectives*/ed. By Shin-ichi Mikami, Kazutaka Homma, and Masaru Wada 1993: 217–227.

Tavárez MA, Solis de Santos F. Impact of genetics and breeding on broiler production performance: a look into the past, present, and future of the industry. *Animal Frontiers* 2016; 6(4): 37-41.

- Tazawa H., Whittow GC. Incubation physiology. *Sturkie's avian physiology* 2000: 617-634.
- Walter JH, Voitle RA. Effects of photoperiod during incubation on embryonic and post-embryonic development of broilers. *Poultry Science* 1972; 51(4): 1122-1126.
- Wang G, Kim WK, Cline MA, Gilbert E. Factors affecting adipose tissue development in chickens: A review. *Poultry Science* 2017; 96(10): 3687-3699.
- Wang, Y, Li, Y, Willems, E, Willemsen, H, Franssens, L, Koppenol, A, Guo, X, Tona, K, Decuyper, E, Buyse, J, Everaert, N. Spread of hatch and delayed feed access affect post hatch performance of female broiler chicks up to day 5. *Animal*; 2014; 8(4):610-617.
- Wasti S, Sah N, Mishra B. Impacto do estresse calórico na saúde e no desempenho das aves e possíveis estratégias de mitigação. *Animais* 2020; 10(8):1266.
- Wiechmann AF, Sherry DM. Role of Melatonin and Its Receptors in the Vertebrate Retina. *International Review of Cell and Molecular Biology* 2013; 300.
- Williams P. Nutritional composition of red meat. *Nutrition & Dietetics* 2007; 64: S113-S119.
- Wood JD, Enser M, Fisher AV, Nute GR, Richardson RI, Sheard PR. Manipulating meat quality and composition. *Proceedings of the nutrition Society* 1999; 58(2): 363-370.
- Wood JD, Enser M, Fisher AV, Nute GR, Richardson RI, Hughes SI, Whittington FM. Fat deposition, fatty acid composition and meat quality: A review. *Meat Science* 2008; 78(4):343-358.
- Wood JD, Fisher AV. *Reducing fat in meat animals*. Elsevier Science Publishers; 1990.
- Wronska A, Kmiec Z. Structural and biochemical characteristics of various white adipose tissue depots. *Acta Physiol (Oxf)* 2012; 205:194–208.
- Zaefarian F, Abdollahi MR. Avian liver: the forgotten organ. *Animals* 2019; 9(2):63.

Zamudio LHB. Caracterização e percepção de consumidores sobre a qualidade da carne de frango comercializada em Brasília-DF; 2010.

ANEXOS

Instruções para autores

A publicação da Revista Brasileira de Ciência Avícola é coordenada pela comissão editorial da FACTA (Fundação APINCO de Ciência e Tecnologia Avícolas). Todas as conclusões e resultados publicados são de responsabilidade integral do(s) autor(es).

A Revista Brasileira de Ciência Avícola é publicada trimestralmente e aceita apenas trabalhos originais de pesquisa que sejam relevantes à área de ciência avícola. As áreas consideradas para publicação são: Bioquímica e Biologia Celular; Construção, Ambiente e Bem-estar; Aves Silvestres; Produção e Manejo; Imunologia, Doenças Avícolas e Controle; Aves de Postura e Produção de Codornas; Nutrição; Fisiologia, Genética, Reprodução e Incubação; Tecnologia, Processamento e Segurança Alimentar.

O objetivo principal da Revista é o de publicar artigos científicos e técnicos completos, assim como revisões de literatura na área de ciência avícola, escritos por pesquisadores e especialistas da área. Os autores que gostariam de publicar uma revisão de literatura, um editorial ou uma revisão técnica devem entrar em contato com o editor da Revista.

Todos os manuscritos devem ser enviados em inglês e serão avaliados de modo confidencial e imparcial.

O envio de um manuscrito à Revista Brasileira de Ciência Avícola significa que:

1. O artigo nunca foi publicado.
2. O artigo não está sendo enviado para publicação em outro lugar.
3. Todos os autores aprovaram o envio do artigo a Revista Brasileira de Ciência Avícola.
4. Todos os autores obtiveram permissão para publicar por parte dos empregadores ou instituições às quais são filiados.
5. As permissões necessárias, incluindo a aprovação ética, foram obtidas. Serão desconsiderados os trabalhos que descrevam experimentos que demonstram uma falta de preocupação com os padrões éticos e de bem-estar animal.

O manuscrito deve ser enviado pelo sistema ScholarOne: <https://mc04.manuscriptcentral.com/rbca-scielo>, as outras correspondências devem ser enviadas preferencialmente por email ou por correio para:

Brazilian Journal of Poultry Science

FACTA – Fundação APINCO de Ciência e Tecnologia Avícolas

Avenida Andrade Neves, 2501

13070-001 – Campinas, SP, Brasil

Tel. 55 (19) 3243-6555

Fax. 55 (19) 3243-8542

E-mail: revista@facta.org.br

PREPARAÇÃO DO MANUSCRITO

Artigos científicos

O manuscrito deve conter os resultados de pesquisas originais que contribuem de modo relevante para o avanço da ciência avícola. Se alguma parte dos resultados já tiver sido publicada anteriormente como um resumo ou pequeno trabalho em algum evento científico, esta informação precisa constar no trabalho. Manuscritos que tragam novos conceitos, metodologias ou abordagens experimentais inovadoras terão prioridade.

O manuscrito deve ter as seguintes sessões:

Título

Autor(es)

Endereço para correspondência

Resumo

Palavras-chave

Introdução

Materiais e métodos

Resultados

Discussão

Referencias

Agradecimentos que devem ser incluídos após a Discussão

As sessões Resultados e Discussão podem ser apresentadas em conjunto. O resumo deve ter no máximo 250 (duzentas e cinquenta) palavras. As palavras-chave devem vir imediatamente após o resumo, em ordem alfabética, devem ser no máximo 5 (cinco) e devem ser palavras ou expressões que identifiquem o conteúdo do artigo.

Notas técnicas e Estudos de caso

Notas técnicas e estudos de caso devem ter a mesma estrutura de artigos científicos, incluindo as sessões (Introdução, Resumo, Material e métodos, Resultados, Discussão, Agradecimentos e Referências). Estas devem ser apresentadas em um texto com no máximo 1000 (mil) palavras, sem contar o Resumo e Referencias, e não devem conter mais de três figuras e/ou tabelas.

Artigos técnicos

Artigos técnicos devem apresentar o desenvolvimento de novas metodologias e/ou técnicas que possam ser utilizadas de modo a contribuir para a área de ciência avícola. Estes artigos devem ter todas as sessões dos artigos científicos.

Editoriais e Revisões de convidados

Editoriais e Revisões de convidados serão publicadas somente através de convite. As revisões devem seguir as normas editoriais dos artigos científicos, porém sem as sessões Materiais e Métodos, Resultados e Discussão.

LAYOUT DO MANUSCRITO

1. **Formato:** cada manuscrito original deve ser devidamente identificado pelo título e nome(s) do(s) autor(es). A fonte utilizada deve ser Arial (tamanhos de fonte: 16pt para o título, 14pt para os subtítulos no corpo do texto e 12pt para o corpo do texto), em espaçamento duplo e em papel A4 (21,0 x 29,7cm) com margens de 1,5 cm. As linhas e páginas devem ser numeradas consecutivamente. O manuscrito deve ser salvo em .doc (Microsoft Word ou editor de texto compatível). Somente nomenclaturas oficiais e reconhecidas serão aceitas. Abreviações não devem ser utilizadas no título.
2. **folha de rosto:** todos os manuscritos devem ter uma folha de rosto com o título, o(s) nome(s) completo(s) do(s) autor(es) e a instituição de origem. Uma nota de rodapé com o endereço para correspondência completo e o email do autor a quem principal deve ser incluída nesta página.
3. **Tabelas:** as tabelas devem ser numeradas consecutivamente em números indo-arábicos e devem ter um título descritivo. Todas as explicações devem ser dadas em uma legenda imediatamente abaixo da figura. Todas as abreviações que apareçam na tabela devem ser explicadas nesta legenda, mesmo que sejam também explicadas no corpo do texto. As tabelas devem poder ser compreendidas sem qualquer referencia ao corpo do texto.
4. **Ilustrações (fotografias, gráficos e desenhos):** as ilustrações devem ser numeradas consecutivamente em números indo-arábicos e devem ser enviadas no mesmo documento (arquivo) mas em páginas separadas, que devem também trazer o nome do artigo, o(s) nome(s) do(s) autor(es) e a indicação do local no corpo do texto onde a ilustração deve aparecer. Fotografias, figuras e material escaneado devem ser enviados em alta resolução (no mínimo 600 dpi) e no formato .tif ou .jpg. As figuras serão publicadas em preto e branco. Um acordo em relação aos custos da impressão colorida deve ser firmado caso o autor deseje publicar as ilustrações coloridas.
5. **Unidades:** o Sistema Internacional de Unidades (SI) deve ser usado para medidas e abreviações.
6. **Referências:** as referências devem aparecer em ordem alfabética de acordo com o sobrenome do autor. A lista completa de referências deve ser mencionada. Todos os autores de cada artigo devem ser citados.

Exemplos:

Bakst MR, Gupta K, Akuffo V. Comparative development of the turkey and chicken embryo from cleavage through hypoblast formation. Poultry Science 1997; 76(1):83-90.

Bouzoubaa K, Nagaraja KV. Epidemiological studies on the incidence of salmonellosis in chicken breeder/hatchery operations in Marocco. In: Snoeyenbos

GH, editor. Proceedings of the International Symposium on Salmonella;1984; Kenneth Square,PA: American Association Avian Pathologists; 1985. p.337.

Briceno WNO, Guimarães FCR, Cruz FGG. Efeitos da densidade populacional de frangos de corte em época quente no município de Manaus. In: 10º Congresso Brasileiro de Avicultura; 1987; Natal, Rio Grande do Norte. Brasil. p. 131-2.

Gabriel JE. Efeitos do nível energético da ração e do estresse térmico na expressão da proteína de choque térmico Hsp70 e nos níveis do seu mRNA no fígado de frangos de corte em diferentes estágios de desenvolvimento. [Dissertation]. Jaboticabal (SP): Universidade Estadual Paulista; 1996.

Ginsburg M. Primordial germ cell development in avians. Poultry Science 1997; 76(1):91-5.

Simon VA, Oliveira C. Vacinação em avicultura através da água de bebida. In: Macari M, editor. Água na avicultura industrial. Jaboticabal: Funep-Unesp; 1996. p. 73-85.

Summers JD, Leeson S. Commercial poultry nutrition. 2 ed. New York; N.Y / State Manual Book & Periodical Services; 1997.

7. **Citações no corpo do texto:** o sobrenome do autor deve ser seguido pelo ano em parênteses. No caso de dois autores, os dois sobrenomes devem aparecer. No caso de mais de dois autores, a citação deve ser feita usando-se o sobrenome do primeiro autor seguido pela expressão *et al.*(em itálico).

Exemplos: Simon (1996)

Silva & Silva (1988)

Briceno *et al.* (1987)

8. **nomes científicos de microorganismos:** seguir as recomendações do Berg's Manual
9. **Taxas:** a taxa para publicação é de US \$ 400,00 (quatrocentos dólares) por artigo aprovado.
1. **Versão editorada:** Uma versão editorada e diagramada será enviada ao autor cujos dados para correspondência aparecem na página de rosto do manuscrito. Eventuais correções feitas pelo autor nesta versão devem ser retornadas em até três dias, preferencialmente via fax. O editor se reserva o direito de enviar o manuscrito para a impressão sem o envio da versão editorada ao autor. O editor não deve ser considerado responsável por eventuais erros que apareçam no artigo publicado.
1. **Direitos autorais:** a transferência dos direitos autorais do artigo à FACTA é uma das condições para publicação na Revista Brasileira de Ciência Avícola. Os autores podem usar o artigo após a publicação sem autorização prévia

da FACTA contanto que os devidos créditos sejam dados à Revista como o local original de publicação. Os autores são responsáveis pela obtenção de permissões para reproduzir no artigo materiais de outras fontes que sejam protegidos por direitos autorais.