



**MANUEL FERNANDO BOBADILLA MENDEZ**

**RESPOSTAS MORFOFISIOLÓGICAS DE  
FÊMEAS DE CODORNAS JAPONESAS (*Coturnix  
coturnix japonica*) CRIADAS EM DIFERENTES  
FONTES LUMINOSAS**

**LAVRAS-MG**

**2015**

**MANUEL FERNANDO BOBADILLA MENDEZ**

**RESPOSTAS MORFOFISIOLÓGICAS DE FÊMEAS DE CODORNAS  
JAPONESAS (*Coturnix coturnix japonica*) CRIADAS EM DIFERENTES  
FONTES LUMINOSAS**

Tese apresentada à Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Zootecnia, área de concentração em Produção e Nutrição de Não Ruminantes, para a obtenção do título de Doutor.

Orientador

Dr. Márcio Gilberto Zangeronimo

Coorientadores

Dr. Edison Jose Fassani

Dra. Renata Ribeiro Alvarenga

**LAVRAS-MG**

**2015**

**Ficha catalográfica elaborada pelo Sistema de Geração de Ficha Catalográfica da Biblioteca  
Universitária da UFLA, com dados informados pelo(a) próprio(a) autor(a).**

Bobadilla Mendez, Manuel Fernando.

Respostas morfofisiológicas de fêmeas de codornas japonesas  
(*Coturnix coturnix japonica*) criadas em diferentes fontes luminosas/  
Manuel Fernando Bobadilla Mendez. – Lavras: UFLA, 2015.  
111 p.

Tese (doutorado)–Universidade Federal de Lavras, 2015.  
Orientador: Marcio Gilberto Zangeronimo  
Bibliografia.

1. Luzes monocromáticas. 2. Iluminação. 3. Reprodução. 4.  
Morfofisiologia. I. Universidade Federal de Lavras. II. Título.

**MANUEL FERNANDO BOBADILLA MENDEZ**

**RESPOSTAS MORFOFISIOLÓGICAS DE FÊMEAS DE CODORNAS  
JAPONESAS (*Coturnix coturnix japonica*) CRIADAS EM DIFERENTES  
FONTES LUMINOSAS**

Tese apresentada à Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Zootecnia, área de concentração em Produção e Nutrição de Não Ruminantes, para a obtenção do título de Doutor.

APROVADA em 25 de maio de 2015.

Dr. Édison José Fassani	UFLA
Dr. Raimundo Vicente de Sousa	UFLA
Dra. Luciana Paula de Naves	UFLA
Dr. Juan Enrique Rodríguez-Gil	Universitat Autònoma de Barcelona

Dr. Márcio Gilberto Zangeronimo  
Orientador

Dra. Renata Ribeiro Alvarenga  
Coorientadora

**LAVRAS - MG**

**2015**

## AGRADECIMENTOS

À minha amada esposa Chary Rojas, pela paciência, apoio, fortaleza e determinação, e também por acreditar sempre nesta difícil, mas satisfatória caminhada.

Ao meu pai, Victor Bobadilla, e minha mãe, Aliria Mendez, pelo incentivo e apoio incondicional.

Aos meus sogros, Jorge Rojas e Luz Marina Granados, pelo imenso apoio e confiança.

Aos meus irmãos, Raul e Zuly, pelo carinho e amizade até hoje.

À Universidade Federal de Lavras e ao Departamento de Zootecnia, pela oportunidade de realização do Doutorado.

Ao Prof. Dr. Luis David Solis Murgas, que me abriu as portas da Universidade Federal de Lavras, sincero agradecimento.

Ao Prof. Dr. Márcio Gilberto Zangeronimo, pela orientação, amizade, confiança, ensinamentos e por ter acreditado no meu trabalho.

Ao Prof. Dr. Édison José Fassani, pela oportunidade de ser participante desse projeto.

À CAPES (Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior), pela concessão da bolsa de estudo através do programa PEC-PG.

Ao Prof. Dr. Raimundo Vicente de Sousa, pela amizade, apoio e sugestões em todas as etapas deste trabalho.

Aos grandes amigos Martha Prieto e Yamid Hernández e a sua linda família, gratos pelos momentos que passamos juntos.

A Olguita Mondragón, José Guilherme Lembi Ferreira e família, pela sincera amizade.

À nossa querida amiga Isabel López Galvis (Chatis), pela paciência e sincera amizade.

Aos amigos em Lavras Levy Teixeira do Vale, Silas Pinto Greca, Izac Leopoldino Jr, José Rodolfo Reis de Carvalho, Eduardo Costa Machado, Diego Brasil, Henrique Braga Oliveira.

Aos membros do Núcleo de Estudos em Ciência e Tecnologia Avícola, pelo apoio no desenvolvimento dessa pesquisa.

À Lislaine Maria Batista e Sabrina Alcebíades pela grande equipe que fizemos na realização das análises laboratoriais.

À Barbara Azevedo e Eric Francelino Andrade, pela valiosa colaboração na realização das análises bioquímicas.

Ao funcionário do Laboratório de Fisiologia e Farmacologia do Departamento de Medicina Veterinária, Willian César Cortez, pelo auxílio e amizade.

Ao mestrando Rafael Carneiro Costa, pela valiosa ajuda nas análises histológicas.

Aos funcionários do Laboratório de Pesquisa Animal do Departamento de Zootecnia, Márcio Nogueira e Eliana dos Santos, pela valiosa ajuda nas análises laboratoriais.

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

Muito obrigado a todos!

*Vocês são a força do meu coração,  
O sonho que faz sentido na minha vida,  
Vocês são as luzes que iluminam a minha caminhada.*

***Isabella e Chary***

## RESUMO GERAL

Objetivou-se avaliar o efeito de diferentes fontes luminosas sobre as características morfofisiológicas reprodutivas, desenvolvimento dos órgãos, qualidade óssea, composição química corporal e função hepática de codornas japonesas (*Coturnix coturnix japonica*) fêmeas. Um total de 270 aves foi alojado em seis salas, com isolamento luminoso, durante 12 semanas. Cada sala foi equipada com um tipo de lâmpada diferente e continha sete gaiolas com cinco aves cada. As lâmpadas testadas foram: incandescente de 25 watts (400– 1.100 nm); fluorescente branca compacta (380-770nm) e lâmpadas de diodos emissores de luz (LED) nas cores branca (400-760 nm), azul (435-500 nm), vermelha (630-700nm) e verde (500-565nm). A intensidade luminosa foi de 15 lux e o fotoperíodo de 23L:1E durante a primeira semana; 7L:17E da segunda à quinta semana e 10L:14E até o final do experimento. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com seis tratamentos e sete repetições de uma ave cada. As condições anatômicas e fisiológicas do trato reprodutivo foram avaliadas na 4<sup>a</sup>, 8<sup>a</sup> e 12<sup>o</sup> semanas de idade e as condições morfofisiológicas dos demais sistemas no início (oito semanas) e durante o pico de produção (12 semanas). A LED branca antecipou a maturidade sexual em uma semana e resultou em maior peso vivo, peso de estroma e peso do oviduto e ovário, maior concentração plasmática de estradiol e de lipídeos na oitava semana de idade. Ainda nessa idade, os melhores resultados para peso e comprimento do intestino e peso do fígado foram obtidos com a LED branca, embora esse tipo de lâmpada tenha proporcionado menor peso do peito. Não houve influência das fontes luminosas sobre a resistência óssea. Com 12 semanas, não houve diferenças no trato reprodutivo das aves, exceto as características das pregas do magno e do istmo, que foram melhores com as LED vermelhas. Maior resistência óssea foi obtida com a LED branca nessa fase e maior diâmetro do olho foi observado com as lâmpadas incandescente ou LED vermelha. Não houve efeito das luzes sobre a composição química da carcaça e sobre os níveis circulantes de AST e ALT, no entanto, as lâmpadas fluorescentes aumentaram os níveis de  $\gamma$ -GT. Conclui-se que todas as fontes luminosas testadas são eficientes em estimular a atividade reprodutiva em codornas japonesas, no entanto, a fotoestimulação com a LED branca tem a capacidade de ativar mais eficientemente o ciclo reprodutivo, antecipando o aparecimento da maturidade sexual e favorecendo o desenvolvimento dos órgãos reprodutivos logo após a puberdade. Além disso, a fotoestimulação com esse tipo de lâmpada tem maior eficiência em estimular o desenvolvimento dos órgãos, em especial o intestino, até a 8<sup>a</sup> semana de vida, proporcionando melhor qualidade óssea durante o pico de postura.

Palavras-chave: Coturnicultura. Enzimas hepáticas. Fotoestimulação. Luzes monocromáticas. Iluminação. Características de carcaça. Morfologia ocular.



## GENERAL ABSTRACT

The objective was to evaluate the effects of different light sources on reproductive, morphological and physiological characteristics, organ development, bone quality and body composition and liver function in females of Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*). A total of 270 birds were housed in six light-isolated rooms for 12 weeks. Each room was equipped with a different type of lamp and contained seven cages with five birds each. The tested source lights were incandescent 25-watt (400-1100 nm); compact white fluorescent (380-770 nm) and light-emitting diode (LED) in white (400-760 nm), blue (435-500 nm), red (630-700 nm) and green (500-565 nm). The luminous intensity was 15 lux and a photoperiod of 23L:1D during the first week, 7L:17E during the second to the fifth and 10L:14D until the end of the experiment. The experimental design was completely randomized with six treatments and seven repetitions of a bird each. The anatomical and physiological conditions of the reproductive tract were evaluated at 4, 8 and 12 weeks of age and morphological and physiological conditions of other systems during earlier (8 weeks) and during the peak of production (12 weeks). The white LED anticipated the sexual maturity in a week and resulted in higher weight of body, stroma, oviduct and ovary and higher plasma concentrations of estradiol and lipids at 8 weeks. The best results for weight and length of the intestine and liver weight in this age were also obtained with the white LED, although this type of lamp has provided less weight chest. There was no influence of light sources on bone strength. At 12 weeks there were no differences in the reproductive tract, except the characteristics of folds of magnum and isthmus, which were better with the red LED. Increased bone strength was obtained with the white LED while larger diameter of the eye was observed with red LED or incandescent lamps. No effect of light sources was observed in the chemical composition of carcass and on the circulating levels of AST and ALT, however, the fluorescent lamps increased the levels of  $\gamma$ -GT. In conclusion, all tested light sources are efficient in stimulating the reproductive activity in Japanese quails, however, the photostimulation with white LED has the ability to activate more efficiently the reproductive cycle, anticipating the onset of sexual maturity and favoring the development of reproductive organs after puberty. Furthermore, the photostimulation with this type of lamp has higher efficiency in stimulating the development of organs, in particular the intestines, until the 8<sup>th</sup> week of life, providing better bone quality during the peak production.

Keywords: Coturniculture. Liver enzymes. Photostimulation. Monochrome lights. Lighting. Carcass characteristics. Ocular morphology.

## SUMÁRIO

PRIMEIRA PARTE .....	10
1 INTRODUÇÃO .....	10
2 REFERENCIAL TEÓRICO .....	12
2.1 Neuroendocrinologia da reprodução em aves .....	12
2.2 Gonadotrofinas nas aves .....	17
2.3 Visão nas aves .....	21
2.4 Efeitos da luz sobre a fisiologia de aves .....	24
2.5 LED e outras fontes de luz usadas na avicultura .....	28
3 CONSIDERAÇÕES FINAIS .....	31
REFERÊNCIAS .....	32
SEGUNDA PARTE – ARTIGOS .....	42
ARTIGO 1 Efeito de diferentes fontes luminosas sobre a morfofisiologia reprodutiva de codornas japonesas ( <i>Coturnix coturnix japonica</i> ) .....	42
ARTIGO 2 Avaliação do impacto de diferentes fontes luminosas sobre o desenvolvimento de órgãos, qualidade óssea, composição química corporal e função hepática de codornas japonesas ( <i>Coturnix coturnix japonica</i> ) .....	63
ANEXOS .....	85

## **PRIMEIRA PARTE**

### **1 INTRODUÇÃO**

O crescimento da população mundial tem ocorrido de forma expressiva nos últimos anos. Estima-se que, para o ano 2050, a população chegará perto dos 10 bilhões de habitantes (UNITED STATES DEPARTMENT OF AGRICULTURE- USDA, 2015). Uma das principais preocupações é como alimentar esse número de pessoas, o que seria impossível nos dias atuais em virtude da capacidade existente de alimentos. Existem pelo menos dois caminhos pelos quais se pode alcançar o objetivo de oferecer ampla disponibilidade de alimentos, o primeiro seria por meio do incremento na produção de alimentos, com o crescimento da área plantada de grãos e, segundo, pelo aumento de produtos de origem animal, tanto em quantidade quanto em produtividade.

A avicultura representa uma importante atividade no setor de produção de alimentos para a população, com elevados índices de produtividade. Nesse cenário, a coturnicultura é uma atividade avícola que vem ganhando destaque no Brasil. O produto ovo de codorna apresenta alta demanda interna e os avicultores tradicionais estão descobrindo na criação de codornas uma forma de diversificação na criação e na oferta de ovos no comércio. A coturnicultura apresenta uma série de vantagens em relação às outras espécies de aves domésticas, tais como menor necessidade de espaço para criação, precocidade sexual, longevidade produtiva, rápido retorno financeiro, tolerância ao calor e resistência a doenças que normalmente atacam outras aves.

No que concerne ao manejo das aves, o efeito da iluminação é um tópico que tem sido estudado durante décadas. Desde que a lâmpada elétrica foi inventada, e durante anos, a lâmpada incandescente foi a principal fonte de

iluminação. Entretanto, nas últimas três décadas, diferentes tipos de lâmpadas vêm sendo introduzidos nos sistemas de manejo avícolas, oferecendo, como vantagens, maior eficiência luminosa. Dentre elas, destacam-se a lâmpada fluorescente e as lâmpadas baseadas nos diodos emissores de luz (LED). Embora sejam mais onerosas, as lâmpadas LED podem ter uma vida útil de até 50.000 horas e são muito mais eficientes quando comparadas com outros tipos de iluminação, especialmente a tradicional iluminação incandescente.

No que diz respeito à fisiologia das aves, além do fotoperíodo, sabe-se que o comprimento de onda e a intensidade luminosa apresentam um importante papel no desenvolvimento fisiológico (MILLS et al., 1997). Estudos recentes comprovaram a importância de diferentes tipos de lâmpadas no aparecimento da maturidade sexual em galinhas poedeiras, afetando a síntese e a secreção de hormônios reprodutivos e as características morfofisiológicas das aves (BAXTER et al., 2014; GONGRUTTANANUN, 2011; MOBARKEY et al., 2010) assim como também a capacidade de essas luzes de influenciarem outros sistemas fisiológicos (CAO et al., 2012; XIE et al., 2011; ZHANG et al., 2014). No entanto, poucos são os conhecimentos sobre a influência do tipo de luz sobre as respostas morfofisiológicas e endócrinas em codornas japonesas. Portanto, o objetivo deste trabalho foi avaliar o efeito de diferentes fontes luminosas sobre a morfofisiologia de codornas japonesas fêmeas em diferentes idades com especial atenção nas características reprodutivas.

## 2 REFERENCIAL TEÓRICO

### 2.1 Neuroendocrinologia da reprodução em aves

A maior parte das aves e mamíferos que habitam regiões temperadas do planeta tem a capacidade de perceber alterações na duração do período luminoso durante o dia (fotoperíodo), adaptando-se às mudanças estacionais ao longo do ano e limitando o período reprodutivo a uma estação apropriada. Essa característica contribui para que os descendentes tenham alimento em abundância. Esse fenômeno é chamado de fotoperiodismo (ONO et al., 2009).

Entre os vertebrados terrestres, as aves possuem mecanismos fotoperiódicos altamente sofisticados, mostrando grande sensibilidade às mudanças do fotoperíodo (DAWSON et al., 2001). Nessas espécies, as vias de percepção da luz são a ocular e a transcraniana, sendo esta última o estímulo mais importante para o controle da reprodução. Quando o sistema neuroendócrino percebe que o comprimento do fotoperíodo é suficiente para iniciar o processo reprodutivo, ocorre a liberação das gonadotrofinas.

Particularmente em codornas, o estímulo luminoso é recebido pela família dos neurônios, que estão em permanente contato com o fluido cérebro espinal, localizados no núcleo paraventricular do hipotálamo, e que se caracterizam por possuir os pigmentos fotorreceptores denominados de opsinas 5 (NAKANE et al., 2010). Tais pigmentos induzem a expressão do hormônio estimulante da tireoide (THS) na *par tuberalis* da glândula pituitária, que por sua vez age sobre os receptores localizados nas células endimárias que revestem as paredes ventrolaterais do terceiro ventrículo e induz a expressão da enzima deiodinase tipo 2 (Dio 2) localizada no hipotálamo médio basal (HMB) (YOSHIMURA, 2010).

A Dio 2 é uma enzima presente nas células ependimárias do HMB, e possui a função de metabolizar o pró-hormônio tiroxina ( $T_4$ ) à ativa triiodotironina ( $T_3$ ), mantendo as concentrações desse hormônio em um determinado nível no organismo. Sabe-se que os hormônios tireóideos são importantes reguladores do desenvolvimento do sistema nervoso central. Esses hormônios têm a capacidade de estimular os neurônios para que estabeleçam novas conexões com células vizinhas através da alteração da morfologia ultraestrutural dos dendritos, processo denominado de plasticidade do sistema nervoso central (BERNAL, 2002). O aumento nas concentrações de  $T_3$  no HMB permite aos neurônios sintetizadores do hormônio liberador de gonadotrofinas (GnRH), presentes nessa zona cerebral, modificarem as suas terminações nervosas e fazer contato com o sistema sangue portal hipofisário e, dessa forma, liberar os grânulos de GnRH (YOSHIMURA et al., 2003), que por sua vez, estimularão a adeno-hipófise a produzir os hormônios gonadotróficos que agirão nas gônadas, estimulando a reprodução (IKEGAMI; YOSHIMURA, 2012) (Fig 1).

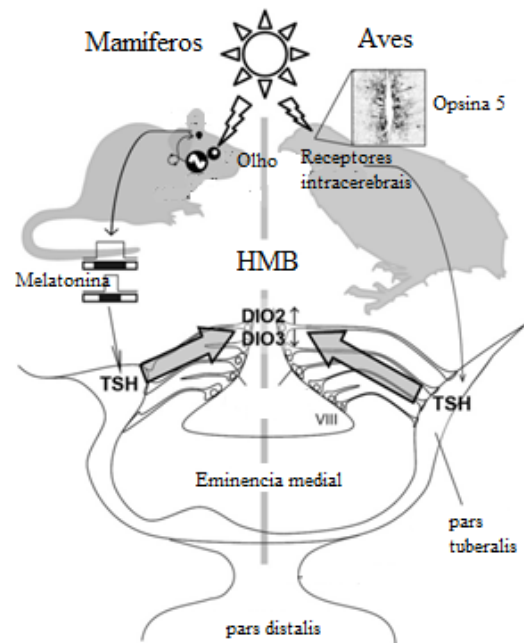


Figura 1 Transdução do sinal fotoperiódico em mamíferos e aves. Em mamíferos, a informação luminosa recebida pelo olho é transmitida para a glândula pineal através do núcleo supraquiasmático (SNC). A duração do sinal da melatonina decodifica a duração da noite e regula a secreção de TSH na *partuberalis*, que age nas células endimárias nas paredes ventrolaterais do terceiro ventrículo para induzir a expressão de DIO 2 e reduzir DIO 3. Em aves, a informação luminosa recebida pelos receptores intracerebrais profundos também induz a secreção de TSH pela *par tuberalis*, porém, a melatonina não está, aparentemente, envolvida na reprodução sazonal

Fonte: Ikegami e Yoshimura (2012).

Nas poedeiras, o hormônio luteinizante (LH) e o folículo estimulante (FSH) promovem o desenvolvimento ovariano e controlam a hierarquia folicular. Assim, a quantidade de luz diária influencia na maturidade sexual e na taxa de produção de ovos pelas aves (PADOVAN, 2009). Em dias curtos, a enzima deiodinase tipo 3 (Dio3) metaboliza o T<sub>4</sub> para os inativos T<sub>3</sub> inverso e

3´3´-di-iotironina, respectivamente diminuindo a atividade reprodutiva (YOSHIMURA, 2010).

Em aves têm sido isoladas duas formas de GnRH; GnRH-I e GnRH-II (SCHNEIDER; TOMEK; GRÜNDKER, 2006). Sharp et al. (1990) sugerem que só o GnRH-I tem função na fisiologia reprodutiva, regulando a secreção de gonadotrofinas. No entanto, Millar et al. (1986) mostraram que o GnRH-II também tem função sobre a liberação pulsátil de gonadotrofinas, apontando que este hormônio tem preferência na regulação da secreção de FSH nas células hipofisárias do cérebro de frango. Em codornas, Hattori, Ishii e Wada (1986) reportaram que GnRH-I induz a secreção de FSH *in vivo* e *in vitro*, enquanto que, Krishnan et al. (1993) não conseguiram detectar algum efeito estimulatório do GnRH-I. Por outro lado, um dodecapeptídeo hipotalâmico que inibe diretamente a liberação de gonadotrofinas da pituitária GnIH, foi primeiramente detectado em codornas (TSUTSUI et al., 2000). Foi demonstrado a capacidade de GnIH de inibir a síntese e liberação de LH (CICCONE et al., 2004). Presumivelmente, o mecanismo de inibição é feito pelos terminais nervosos dos neurônios localizados na eminência medial, indicando que a liberação de GnIH ocorre no sistema portal hipofisário para inibir diretamente a função dos gonadotrófos (TSUTSUI et al., 2000). Outros autores reportaram que, o GnIH secretado pelos neurônios do núcleo paraventricular, entra em contato com os neurônios GnRH-I e GnRH-II, sugerindo um efeito inibitório direto sobre a síntese ou liberação de GnRH (OSUGI et al., 2004).

Os hormônios do sistema neuroendócrino, peptídeo insulínico dependente da glicose (GIP) e a prolactina (PRL) também tem um papel fundamental no controle dos ciclos reprodutivos das aves que habitam em zonas temperadas (CHAISEHA; HALAWANI, 2005). Nas aves, a secreção de PRL está associada a uma variedade de funções reprodutivas, incluindo a incubação, migração, aliciamento, secreção de leite pelo papo, alimentação dos pintinhos,



defesa do ninho e atividade sexual (HALL; HARVEY; CHADWICK, 1986). O estímulo médio ambiental principalmente o fotoperíodo, mas também a temperatura ambiente, a presença de ovos e o acasalamento controlam a secreção desse hormônio (CURLEWIS, 1992). Aves que se encontram sexualmente ativas (postura ou incubação) apresentam elevadas concentrações plasmáticas desse hormônio, enquanto que, no estado de inatividade reprodutiva os níveis se apresentam extremadamente baixos. Portanto, a secreção de PRL está altamente correlacionada ao ciclo reprodutivo das aves (SHARP et al., 1989). A secreção de PRL durante a fotoestimulação é concomitante com o aumento da concentração de LH, porém, o PRL continua aumentando após os níveis de LH atingirem os valores máximos (DAWSON; GOLDSMITH, 1982).

O GIP é encontrado em altas concentrações no hipotálamo (CHAISEHA; YOUNGREN; EL HALAWANI, 2004), onde ele age como um neurotransmissor (KARGANOV et al., 1998) No cérebro o GIP promove a sobrevivência dos neurônios, induz a diferenciação neuronal, modula a síntese de neurotransmissores e influencia a excitabilidade dos neurônios (HANSSON; RÖNNBÄCK, 2003). De maneira semelhante à PRL, quando existem concentrações plasmáticas baixas de GIP, são correlacionadas com aves sexualmente inativas, enquanto que, aves na recrudescência, incubação e postura apresentam níveis plasmáticos elevados desse neurotransmissor (YOUNGREN et al., 1996).

Nas aves, sabe-se que a secreção de PRL da pituitária anterior é estimulada tonicamente pela secreção do GIP sintetizado pelos neurônios do complexo infundibular nuclear da eminência medial (EL HALAWANI et al., 1996). Em resposta ao incremento das horas luz, se produz a estimulação do sistema GIP/PRL, que age aumentando de forma progressiva a síntese e secreção desses peptídeos, e tanto a sua secreção como a expressão de genes são regulados positivamente pelo GIP (CHAISEHA et al., 1998). Portanto, esse

sistema é dependente da duração do dia, e está envolvida na tradução da informação fotoperiódica resultando em recrudescência das gônadas e sua correspondente atividade sexual (postura), ou regressão gonadal e terminação da atividade reprodutiva (fotorefractoriedade) (CHAISEHA; HALAWANI, 2005).

## **2.2 Gonadotrofinas nas aves**

As gonadotrofinas LH e FSH das aves são glicoproteínas heterodiméricas compostas de ligações não covalentes e subunidades  $\alpha$  e  $\beta$  (ISHII, 1993). A unidade  $\alpha$  é a mesma para ambos os hormônios, sendo codificada por um único gene em todas as espécies estudadas. Sugere-se que a subunidade  $\alpha$  confere pouca ou nenhuma atividade biológica, enquanto que a subunidade  $\beta$  confere a especificidade biológica única para cada hormônio. Ambos LH e FSH são sintetizados pelas células do parênquima da adeno-hipófise sob a influência de GnRH (SHEN; YU, 2002), estando bem estabelecido, portanto, as secreções desses hormônios são reguladas pelo hipotálamo (YOSHIMURA, 2013). Os estudos de imuno-histoquímica mostraram que o LH e FSH se localizam em populações exclusivas de gonadotrófos na pituitária de pintinhos (PROUDMAN; VANDESANDE; BERGHMAN, 1999). Evidências sugerem que os padrões de liberação de LH e FSH podem estar relacionados também a fatores diferentes daqueles relacionados à liberação de hormônios (VANMONTFORT et al., 1995).

No momento da eclosão, uma pintainha possui aproximadamente 2.000 ou mais folículos ovarianos, os quais são visíveis a olho nu, e todos eles residindo dentro do ovário funcional esquerdo, enquanto que, o ovário direito regride ao redor do dia 17 de incubação. No início da maturidade sexual, o ovário passa por um rápido aumento de tamanho e peso, devido ao crescimento

de quatro a seis folículos, cada um deles apresentando um estado diferente de maturação dentro do ovário (Fig. 2) (DUNN et al., 1996).

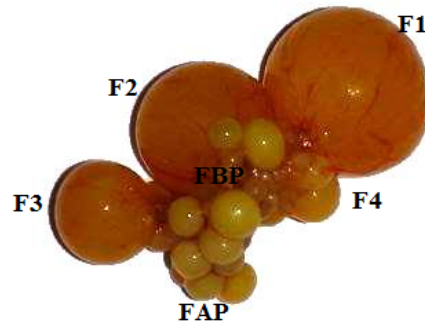


Figura 2 Folículos hierárquicos e pré-hierárquicos de ovário de codorna japonesa. F1, F2, F3, F4 são quatro folículos hierárquicos maiores classificados segundo o tamanho. O folículo maior F1 é considerado o mais próximo à ovulação (folículo pré-ovulatório), e ao fazê-lo, o segundo maior folículo é promovido a esta posição (hierarquia folicular), e irá ovular umas 24-26 horas mais tarde. Regularmente no ovário são encontrados de 4-7 folículos em sequência ovulatória. FBP são folículos brancos pequenos (sem incorporação dos precursores da gema; FAP (começo da inclusão dos precursores da gema). Folículos brancos e amarelos pequenos são considerados folículos pré-hierárquicos

Fonte: (LOVELL et al., 2003).

Durante a puberdade, as principais funções do FSH são o desenvolvimento e maturação do ovário. Dessa fase em diante, o FSH estimula a primeira fase da foliculogênese com um incremento na transcrição gênica dos fatores de crescimento, induzindo o aparecimento dos receptores de LH nas membranas das células da granulosa e a indução da estereidogênese nos folículos pré-hierárquicos das células da granulosa (HSUEH et al., 1984). Um aumento plasmático de FSH tem sido observado 15 horas antes da ovulação na

galinha doméstica, ocorrendo concomitantemente ao aumento de seus receptores no ovário (SCANES; GODDEN; SHARP, 1977). As secreções de FSH durante as fases específicas do ciclo reprodutivo são reguladas pela inibina e ativina, sendo que o primeiro bloqueia e o segundo estimula a liberação de FSH (CARROLL et al., 1991). Entretanto, a presença única de FSH não tem efeito na ovulação, portanto, são necessárias também, mínimas quantidades de LH para a indução normal da ovulação nas aves (KAMIYOSHI, 1971).

Baseados em estudos *in vitro*, o FSH estimula a produção de cAMP, progesterona, androstenediona e estradiol pelas células da teca presentes nos folículos amarelos e brancos pequenos, enquanto que nos folículos hierárquicos, o FSH estimula a síntese de cAMP e a secreção de progesterona pelas células da granulosa (BAHR, 1983).

O FSH também tem sido relacionado com o controle da hierarquia folicular (crescimento, maturação e ovulação), através da regulação da expressão nas células da granulosa de ocludinas, que são proteínas de junção que obstruem o passo dos precursores da gema para o interior dos folículos. Os folículos pequenos brancos, que não iniciaram a inclusão dos componentes da gema, mostram uma elevada presença de ocludinas, enquanto, os folículos amarelos pequenos, exibem menores níveis da proteína, e os folículos hierárquicos pré-ovulatórios estão virtualmente desprovidos dessa proteína essencial (SCHUSTER et al., 2004).

A principal função do LH é induzir a ovulação. Em galinhas, têm-se detectado dois aumentos nas concentrações pituitárias desse hormônio durante o ciclo reprodutivo (HEALD; FURNIVAL; ROOKLEDGE, 1967; NELSON; NORTON; NALBANDOV, 1965). A primeira liberação de LH da pituitária pode acontecer tanto no momento como perto da ovulação, ou após a ovulação, aproximadamente 20 horas antes da próxima ovulação (HEALD; FURNIVAL; ROOKLEDGE, 1967). Esse mecanismo garante um aumento na capacidade de

resposta do folículo ovariano, de modo que essa estrutura seja mais sensível à próxima ovulação (TANAKA; KAMIYOSHI; WOLFORD, 1970). Por outro lado, em codornas japonesas, somente um pico de LH tem sido detectado 3-6 horas antes da ovulação, e alcança o mínimo, próximo ao tempo da ovulação (GULATI; NAKAMURA; TANABE, 1981). O desenvolvimento ovariano tem-se correlacionado com os níveis plasmáticos de LH e a concentração de GnRH, apontando que a expressão gênica de GnRH é importante para manter a função pituitária-ovário nas aves (DUNN et al., 1996).

A administração intravenosa de 20 µg de LH de ovelha em codornas japonesas 10-12 horas antes do tempo previsto para a ovulação desencadeia o rompimento da vesícula germinal do folículo, dissociação das junções entre as projeções da granulosa e a superfície do ovócito, desenvolvimento do espaço perivitelino e a formação do primeiro e segundo fuso de maturação, eventos fisiológicos que foram relacionados aos folículos com alta taxa de maturidade (YOSHIMURA; OKAMOTO; TAMURA, 1993). Galinhas poedeiras que receberam uma dose única de 25 µg de LH de ovelha mostraram um aumento na produção de testosterona e progesterona produzida pelo ovário (NALVANDOV; SHAHABI; BAHR, 1975). O LH estimula a produção de androstenediona pelas células da teca dos folículos hierárquicos (TILLY; JOHNSON, 1989) e progesterona, deidroepiandrosterona, androstenona e estradiol nas células da teca dos folículos brancos pequenos (6-8 mm) (TILLY; KOWALSKI; JOHNSON, 1991). Através da radioiodinização de LH de galinha (<sup>125</sup>I-LH) se conseguiu estabelecer a alta afinidade que tem esse hormônio em se ligar especificamente às células da granulosa e da teca dos folículos pré-ovulatórios (KIKUCHI; ISHII, 1989).

### 2.3 Visão nas aves

A luz é composta por diferentes espectros de ondas eletromagnéticas, das quais apenas aquelas com comprimentos de 450 a 650 nm são visíveis ao olho nu dos seres humanos (SAUNDERS; JARVIS; WATHES, 2008). Em um sistema de manejo, a luz fornecida para as aves, seja em condições naturais ou artificiais, possui as seguintes propriedades: 1) intensidade luminosa, que é a medida da percepção da potência emitida por uma fonte luminosa em uma dada direção; 2) fotoperíodo que descreve a duração do período luminoso e 3) a composição espectral, que descreve a distribuição dos comprimentos de onda, a qual varia entre as fontes luminosas (ANDREWS; ZIMMERMANN, 1989).

A retina contém dois tipos de fotorreceptores, os cones e os bastonetes, que são responsáveis pela visão (LEWIS; CASTON; LEESON, 2007). O sistema visual das aves é altamente especializado, e se caracteriza por ter quatro tipos de cones simples e um cone duplo, os quais apresentam diferentes tipos de gotas lipídicas que garantem aos olhos das aves alta sensibilidade para discriminar as cores (BOWMAKER; KNOWLES, 1976). Nas aves com hábitos diurnos, os cones duplos compreendem cerca de 50% da população dos cones, enquanto que, os cones simples vermelhos e verdes cerca de 20%; o restante é composto por cones simples azul, violeta e ultravioleta (BOWMAKER, 2008). Cada cone se caracteriza por possuir diferentes fotopigmentos, e a sensibilidade ao comprimento de onda longa, média e curta está determinada pelo tipo e a proporção de fotopigmentos que estiverem presentes nas gotas lipídicas que filtram a luz recebida (BOWMAKER et al., 1997). Os cones vermelhos têm a capacidade de detectar comprimento de ondas compreendido entre 565-700 nm (LEWIS; CASTON; LEESON, 2007). O cone duplo com uma sensibilidade de 565-570 nm. Os cones verdes são sensíveis aos comprimentos de onda entre 500-510 nm. Os cones azuis detectam comprimentos de onda localizados entre

440-460 nm. Já os cones transparentes, que não possuem pigmentos, são sensíveis aos comprimentos de onda curtos, ultravioleta (365-375 nm) e violeta (400-420 nm)(BOWMAKER, 2008). No entanto, apesar das aves terem a capacidade de detectar a luz ultravioleta, essa característica é pouco entendida, e os pesquisadores sugerem que essa capacidade sensorial, pode estar relacionada com a detecção de determinadas ondas eletromagnéticas geradas pelo planeta Terra, que servem para orientação das aves nos grandes voos, como é o caso de migração, assim como também, na busca de alimento, sinalização e os acasalamentos (BENETT; CUTHILL, 1994).

As gotas lipídicas dos cones de várias espécies de aves foram identificadas e classificadas em cinco tipos: transparentes, amarelas pálidas, esverdeadas pálidas, amarelas e vermelhas (GOLDSMITH; COLLINS; LICHT, 1984). Através de microespectrofotometria de absorção, Goldsmith, Collins e Licht (1984) identificaram ao menos quatro pigmentos carotenoides, a galloxantina, que absorve comprimento de onda azul e ultravioleta,  $\epsilon$ -caroteno e zeaxantina que absorvem comprimento de onda intermediário e a astaxantina que absorve comprimentos de onda compreendidos no espectro verde/laranja.

A característica mais destacada das gotas lipídicas presentes nos cones das aves é a capacidade de filtrar e classificar os diferentes comprimentos de onda, permitindo às aves enxergarem a porção do espectro luminoso localizada entre 380-760 nm que não pode ser vista pelo olho humano (Fig. 3) (PRESCOTT; WATHES, 1999). Em outras palavras, a sensibilidade espectral dos cones é o resultado da relação entre a transmitância espectral das gotas lipídicas e o coeficiente de absorbância dos pigmentos visuais, permitindo às aves a capacidade de discriminação das luzes monocromáticas em condições naturais ou de alojamento.

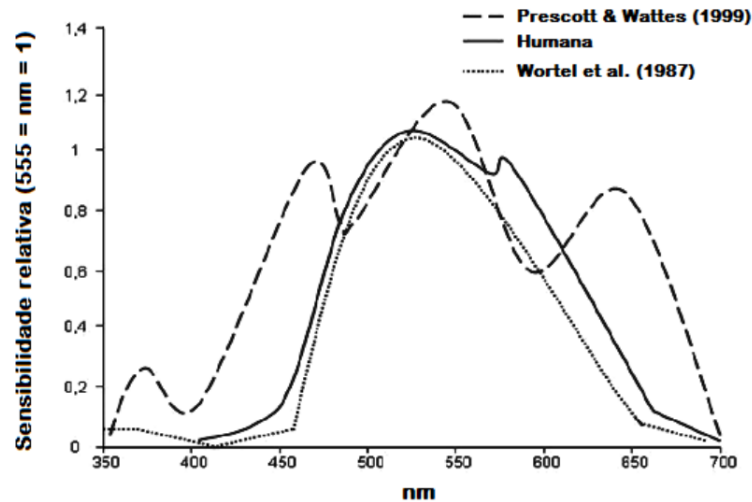


Figura 3 Espectro da sensibilidade visual relativa das aves e humanos  
 Fonte: (PRESCOTT; WATHES, 1999).

Uma vez que as aves entram em contato com a luz, esta é rapidamente processada pelos olhos, passando pela córnea, o cristalino, a câmara anterior e corpo vítreo antes de ativar os sistemas retiniais sensoriais na parte de trás do olho. A luz é absorvida pelos fotopigmentos presentes na retina, sendo esta energia convertida e transmitida aos lóbulos óticos do cérebro através do nervo ótico em forma de sinais elétricos (LEWIS; MORRIS, 2000). As aves, de maneira semelhante aos humanos, são altamente sensíveis à luz verde, no entanto, são mais sensíveis às luzes azul e amarelo-laranja-avermelhada. Um aumento na sensibilidade da luz resulta em uma percepção luminosa nas aves mais intensa que nos humanos e pode desencadear diversas respostas comportamentais e fisiológicas nas aves em diferentes condições luminosas (SAUNDERS; JARVIS; WATHES, 2008).



## 2.4 Efeitos da luz sobre a fisiologia de aves

Diversos estudos mostram os efeitos da criação de aves de produção sob diferentes intensidades luminosas, fotoperíodos e comprimentos de onda, mostrando como esses fatores permitem que a ave estabeleça ritmicidade e sincronize muitas funções fisiológicas essenciais, que terminam afetando o crescimento, desenvolvimento, comportamento e aspectos reprodutivos (BAXTER et al., 2014; CAO et al., 2012; CHEN et al., 2007; GONGRUTTANANUN, 2011; RENEMA et al., 2001; RENEMA; ROBINSON, 2001; ROBINSON et al., 1998; ROGERS et al., 2015; XIE et al., 2011).

A intensidade luminosa representa a quantidade de luz que incide sobre uma determinada área, sendo mensurada com luxômetro para produzir uma unidade fotométrica denominada de lux (LEWIS; MORRIS, 1999).

Deep et al.(2010) reportaram que frangos de corte mantidos sob intensidade luminosa de 1 lux aumentaram o peso e as dimensões morfológicas do olho (diâmetro corneal, dorsoventral, mediolateral e anteroposterior). Blatchford et al. (2009) reportaram resultados similares, no entanto, a intensidade luminosa mínima na qual os frangos foram criados foi de 5 lux, além disso, esses autores não reportaram mudanças anatômicas nos olhos. Portanto, isso sugere, que a diminuição da intensidade luminosa de 5 lux para 1 lux causa mudanças na estrutura ocular dos frangos. É considerado que, o aumento do peso dos olhos em intensidades luminosas baixas, pode ser devido à inflamação da coroide ocasionada pela degeneração dos fotorreceptores retiniais (BLATCHFORD et al., 2009).

Quanto aos aspectos reprodutivos, Lewis e Morris (1999) recomendam que as frangas de poedeiras necessitam de uma intensidade luminosa de 2 lux para alcançar de forma satisfatória sua maturidade sexual, porém, para otimizar a taxa de postura, a intensidade deve ser no mínimo de 5 lux na fase de

produção, sugerindo que a baixa intensidade luminosa inicial estimula a liberação de FSH e ao iniciar a maturidade sexual, no entanto, esse estímulo é incapaz de liberar as quantidades suficientes de LH, evitando a recrudescência das aves, o que eventualmente se traduzirá em uma diminuição da taxa de postura. Por outro lado, galinhas poedeiras expostas a intensidades luminosas de 500 lux têm mostrado diminuição da taxa da postura associada à diminuição da qualidade do ovo, pondo ovos de menor tamanho com pobre qualidade de casca (RENEMA; ROBINSON, 2001). Em matrizes de corte, a intensidade luminosa recomendada é de pelo menos 15 lux durante o período de cria e recria o que resultará em um ótimo desenvolvimento sexual e subsequente produção de ovos. Entretanto, para otimizar a taxa de postura, é recomendado manter as aves numa faixa de 5-10 lux uma vez que atingiram sua maturidade sexual (LEWIS, 2009).

A duração luminosa ou fotoperíodo é considerada o fator primário responsável por determinar a dinâmica reprodutiva das aves (NAKAO; ONO; YOSHIMURA, 2008) Dentre as aves, a codorna japonesa é considerada o melhor modelo animal para se entender o fotoperiodismo, porque ela mostra uma rápida resposta às mudanças da duração do dia, especialmente quando estimuladas com o aumento de períodos de luz (HENARE et al., 2012).

Diversos programas de iluminação têm sido utilizados como ferramenta de manejo de fácil implantação nos aviários comerciais dos diferentes sistemas de criação de aves, com o objetivo de manipular o aparecimento da maturidade sexual, a taxa de produção e a qualidade dos ovos (GEWEHR et al., 2005; MAKIYAMA, 2012; WILSON; SIOPEL, 1976; YAZGAN et al., 1996). Em codornas japonesas, está bem estabelecido que o fotoperíodo de 10L:14E tem a capacidade de iniciar os processos reprodutivos (ROBINSON; FOLLETT, 1982; YOSHIMURA et al., 2003), no entanto, para maximizar a produção de ovos nessas aves é requerido um fotoperíodo de 16L:8E (JATOI et al., 2013).

Os diferentes comprimentos de onda (400-700 nm) que determinam a cor da luz têm mostrado diferentes efeitos estimulantes sobre os receptores retiniais e extrarretiniais, que podem resultar em mudanças fisiológicas que afetam o crescimento, o desenvolvimento e a morfofisiologia reprodutiva das aves (LEWIS; MORRIS, 2000). Mudanças na fisiologia muscular e no sistema gastrointestinal foram observadas em frangos de corte mantidos em luzes verde e azul quando comparados com frangos criados em luzes branca e vermelha. Tem sido observado que as luzes verde e azul melhoram o crescimento muscular do peito através de um aumento na proliferação das células satélites nos primeiros dias de vida da ave (HALEVY; BIRAN; ROZENBOIM, 1998). Cao et al. (2008) também reportaram que frangos mantidos sob esses tipos de luzes apresentam no peito uma área de fibra muscular maior nos dias 21 e 49 de idade. Os autores sugeriram que esse aumento foi devido a um efeito anabolizante do tecido muscular, favorecido pelos elevados níveis de testosterona que foram detectados nas aves. Além disso, as altas concentrações plasmáticas do fator semelhante à insulina (IGF-1), que se apresentam em frangos criados sob esses comprimentos de onda, indicam um possível papel do IGF-1 para promover os processos miogênicos das células satélites (LIU; WANG; CHEN, 2010).

Ao nível do trato gastrointestinal, o estudo de Wang et al. (2014) mostrou que a luz verde tem a capacidade de melhorar o crescimento e o desenvolvimento do fígado através do aumento da expressão das enzimas antioxidantes, tais como a superóxido dismutase e a glutatona peroxidase, aliadas ao aumento dos níveis plasmáticos de melatonina e à expressão de receptores para melatonina Mel 1c no fígado.

O estudo de Xie et al. (2011) revelou que frangos mantidos em luzes verde e azul apresentam maior altura de vilosidade intestinal e diminuição de profundidade de cripta nos diferentes segmentos do intestino delgado, sugerindo que as luzes verde e azul melhoram a estrutura mucosa do intestino delgado,

resultando em uma barreira mecânica intestinal superior em frangos de corte. Além disso, as luzes verde e azul melhoram a saúde do intestino com o aumento das células da mucosa imuno-associadas, as quais são os componentes principais da barreira imunológica intestinal.

Em relação aos efeitos das luzes monocromáticas sobre os aspectos reprodutivos, as luzes brancas e vermelhas estimulam a recrudescência das aves quando comparadas com as luzes verde e azul (BAXTER et al., 2014; GONGRUTTANANUN, 2011; LI et al., 2014; MOBARKEY et al., 2010). Baxter et al. (2014) avaliaram o envolvimento da retina sobre os efeitos de comprimentos de onda proporcionados por LED branco, vermelho e verde em galinhas poedeiras Smoky Joe que se caracterizam por serem cegas. As luzes branca e vermelha resultaram em altos níveis plasmáticos de estradiol após fotoestimulação, indicando forte ativação ovárica, a qual foi traduzida na redução na idade ao primeiro ovo das aves quando comparada com a luz verde. Igualmente as aves criadas sob a luz branca e vermelha apresentaram alto e prolongado pico de produção e alto número de ovos por ave alojada quando comparada com as galinhas criadas na luz verde. Os autores concluíram que a luz vermelha foi requerida para estimular o eixo reprodutivo, enquanto que, a luz verde foi incapaz. O efeito fotoestimulante dos comprimentos de onda aparentemente não requer uma retina funcional.

Embora Baxter et al. (2014) reportem os olhos funcionais não são essenciais para a fotoestimulação e desenvolvimento reprodutivo das aves, Mobarkey et al. (2010) mostraram que a fotoestimulação com luz verde dos fotorreceptores retiniais de matrizes de corte, induz um efeito inibitório sobre o desenvolvimento reprodutivo das aves, conduzindo a um atraso do início da maturidade sexual, que possivelmente foi devido à estimulação do Hormônio Inibidor de Gonadotrofinas (GnIH). Hormônio esse presente nas diferentes aves de produção (TSUTSUI et al., 2010).

O mecanismo pelo qual os comprimentos de onda longos aceleram as atividades reprodutivas tem sido relacionado aos fotorreceptores extrarretinais (KUENZEL, 1993) e à variação na eficiência de como a radiação dos diferentes comprimentos de onda viaja através do esqueleto e tecidos craniais (FOSTER; FOLLETT; LYTHGOE, 1985). A transmitância dos fótons presentes em comprimentos de onda maiores tem mostrado mais fácil penetração no crânio e, portanto, favorece a estimulação direta do hipotálamo (KUENZEL, 1993). Nas codornas japonesas, as opsinas 5 (NAKANE et al., 2010) junto com os tanicitos VIII localizados no hipotálamo médio basal têm sido considerados os fotorreceptores extrarretinais que mensuram o fotoperíodo e iniciam o ciclo reprodutivo dessas aves (YOSHIMURA et al., 2003).

## **2.5 LED e outras fontes de luz usadas na avicultura**

O uso da iluminação artificial é uma prática rotineira na criação intensiva de aves de postura. O tradicional bulbo incandescente foi a primeira fonte luminosa utilizada no manejo das aves comerciais, e hoje em dia, algumas granjas ainda utilizam em seu sistema de iluminação lâmpada incandescente, que apresentam baixa taxa de conversão  $\text{lm/W}^{-1}$ , da ordem de  $15 \text{ lm/W}^{-1}$ , além de pequena durabilidade (vida média de 1.000 h), fato que aumenta os gastos de energia.

A luz incandescente possui um comprimento de onda de cerca de 350–2.800 nm e aproximadamente 90% da energia requerida para seu funcionamento é desperdiçada em forma de calor. Portanto, novos regulamentos exigirão dos produtores parar com o uso desse tipo de lâmpada por causa de sua ineficácia, como atualmente acontece nas criações da União Europeia, que proibiu o uso desse tipo de lâmpada a partir de 2012 (HASSAN et al., 2014).

Atualmente existem no mercado diversos tipos de lâmpadas que podem ser escolhidas pelos avicultores para a sua utilização na iluminação das aves. Algumas das novas fontes luminosas disponíveis no mercado incluem as lâmpadas fluorescentes (em tubo ou bulbo em espiral compacto), as de baixa pressão de mercúrio, haletos de metal, alta pressão de vapor de sódio e mais recente os diodos emissores de luz (LED) (OLANREWAJU et al., 2006). No entanto, dentre delas, as lâmpadas fluorescentes são as mais utilizadas pelos produtores, devido a que, este tipo de lâmpada tem um custo razoável, um tempo de vida estimado entre 800 a 1.000 horas e se caracteriza por ter um reduzido consumo de energia elétrica, estimado entre 60 a 70% a menos quando comparadas com as lâmpadas incandescentes. Ainda assim, a qualidade luminosa desse tipo de lâmpada pode ser questionada, por elas apresentarem problemas com a variação na intensidade luminosa e pelo acúmulo de sujeira nas lâmpadas em formato de bulbo compacto em espiral (PARVIN et al., 2014).

Recentemente o uso da tecnologia LED para a iluminação das aves em grandes operações comerciais tem aumentado consideravelmente, permitindo amenizar os problemas observados com as lâmpadas fluorescentes (ROGERS et al., 2015). A principal vantagem que motiva os produtores a usarem esse tipo de tecnologia é a alta eficácia no uso da energia elétrica, que permite reduzir custos operacionais na criação (GONGRUTTANANUN, 2011). Além disso, o LED se caracteriza por sua capacidade de produzir comprimentos de onda específicos (ROZENBOIM; ZILBERMAN; GVARYAHU, 1998). É uma tecnologia amigável com o meio ambiente, não contém mercúrio como as lâmpadas fluorescentes, são resistentes às variações na intensidade da energia elétrica, são feitas com materiais resistentes e duráveis, e podem ser facilmente instaladas nos galpões (PARVIN et al., 2014). Embora, esta tecnologia se apresente adequada para a iluminação das aves, ainda existem preocupações na comunidade científica dos efeitos desse tipo de luz sobre os diferentes sistemas fisiológicos

das aves, isso em virtude da capacidade visual superior que possuem as aves para detectar comprimentos de onda específicos (PRESCOTT; WATHES, 1999), assim como também, na sensibilidade dos receptores extrarretinais profundos do cérebro que controlam os processos reprodutivos (YOSHIMURA et al., 2003). Portanto, diversos estudos têm sido conduzidos avaliando os efeitos das luzes monocromáticas sobre a fisiologia das aves (BAXTER et al., 2014; CAO et al., 2012; GONGRUTTANANUN, 2011; XIE et al., 2011).

### **3 CONSIDERAÇÕES FINAIS**

Verifica-se que as aves devido a sua morfofisiologia especializada são altamente sensíveis às propriedades da luz. Destaca-se o comprimento de onda como o fator que gera diversas respostas fisiológicas com maior ou menor intensidade. No entanto, a maioria dos efeitos do comprimento de onda sobre a fisiologia aviária expostas na presente revisão foi documentada em frangos de corte, galinhas poedeiras e matrizes de corte. Portanto, se faz necessária a condução desse tipo de estudos em codornas japonesas fêmeas para documentar os efeitos dessa tecnologia sobre a fisiologia dessas aves, e dessa forma, determinar um espectro luminoso que contribua ao correto crescimento, desenvolvimento e maturação das codornas japonesas.



## REFERÊNCIAS

- ANDREWS, D. K.; ZIMMERMANN, N. G. A comparison of energy efficient broiler house lighting sources and photoperiods. **Poultry Science**, Champaign, v. 69, p. 1471-1479, 1989.
- BAHR, M. Adenylyl cyclase system of the small preovulatory hormone follicles of the domestic hen: responsiveness to follicle-stimulating confirmed. **Biology of Reproduction**, New York, v. 29, p. 542-547, 1983.
- BAXTER, M. et al. Red light is necessary to active the reproductive axis in chickens independently of the retina of the eye. **Poultry Science**, Champaign, v. 93, n. 5, p. 1289-1297, May 2014.
- BENETT, A. T. D.; CUTHILL, I. C. Ultraviolet vision in birds: what is its function? **Vision Research**, San Diego, v. 34, n. 11, p. 1471-1478, 1994.
- BERNAL, J. Action of thyroid hormone in brain. **Journal of Endocrinological Investigation**, Milan, v. 25, n. 3, p. 268-288, Mar. 2002.
- BLATCHFORD, R. A. et al. The effect of light intensity on the behavior, eye and leg health, and immune function of broiler chickens. **Poultry Science**, Champaign, v. 88, n. 1, p. 20-28, Jan. 2009.
- BOWMAKER, J. K. Evolution of vertebrate visual pigments. **Vision Research**, San Diego, v. 48, n. 20, p. 2022-2041, Sept. 2008.
- BOWMAKER, J. K. et al. Visual pigments and oil droplets from six classes of photoreceptor in the retinas of birds. **Vision Research**, San Diego, v. 37, n. 16, p. 2183-2194, 1997.
- BOWMAKER, J. K.; KNOWLES, A. The visual pigments and oil droplets of the chicken retina. **Vision Research**, San Diego, v. 17, p. 755-764, 1976.
- CAO, J. et al. Effect of combinations of monochromatic lights on growth and productive performance of broilers. **Poultry Science**, Champaign, v. 91, n. 12, p. 3013-3018, Dec. 2012.

CAO, J. et al. Green and blue monochromatic lights promote growth and development of broilers via stimulating testosterone secretion and myofiber growth. **The Journal of Applied Poultry Research**, Champaign, v. 17, n. 2, p. 211-218, Jan. 2008.

CARROLL, R. S. et al. In vivo regulation of FSH synthesis by inhibin and activin. **Endocrinology**, Washington, v. 129, n. 6, p. 3299-3304, Dec. 1991.

CHAISEHA, Y. et al. Transcriptional changes in hypothalamic vasoactive intestinal peptide during a photo-induced reproductive cycle in the turkey. **Journal of Molecular Endocrinology**, Washington, v. 21, n. 3, p. 267-275, 1998.

CHAISEHA, Y.; HALAWANI, M. E. L. Neuroendocrinology of female turkey reproductive cycle. **The Journal of Poultry Science**, Tokyo, v. 42, n. 2, p. 87-100, May 2005.

CHAISEHA, Y.; YOUNGREN, O. M.; EL HALAWANI, M. E. Expression of vasoactive intestinal peptide receptor messenger RNA in the hypothalamus and pituitary throughout the turkey reproductive cycle. **Biology of Reproduction**, New York, v. 70, n. 3, p. 593-599, 2004.

CHEN, H. et al. Effects of photoperiod on ovarian morphology and carcass traits at sexual maturity in pullets. **Poultry Science**, Champaign, v. 86, n. 5, p. 917-20, May 2007.

CICCONI, N. A. et al. Gonadotrophin inhibitory hormone depresses gonadotrophin  $\alpha$  and follicle-stimulating hormone  $\beta$  subunit expression in the pituitary of the domestic chicken. **Journal of Neuroendocrinology**, Washington, v. 16, n. 12, p. 999-1006, 2004.

CURLEWIS, J. D. Seasonal prolactin secretion and its role in seasonal reproduction: a review. **Reproduction, Fertility and Development**, Melbourne, v. 4, n. 1, p. 1-23, Jan. 1992.

DAWSON, A. et al. Photoperiodic control of seasonality in birds. **Journal of Biological Rhythms**, Thousand Oaks, v. 16, n. 4, p. 365-380, Aug. 2001.

DAWSON, A.; GOLDSMITH, A. R. Prolactin and gonadotrophin secretion in wild starlings (*Sturnus vulgaris*) during the annual cycle and in relation to nesting, incubation, and rearing young. **General and Comparative Endocrinology**, Denver, v. 48, n. 2, p. 213-221, Oct. 1982.

DEEP, A. et al. Effect of light intensity on broiler production, processing characteristics, and welfare. **Poultry Science**, Champaign, v. 89, n. 11, p. 2326-2333, 2010.

DUNN, I. C. et al. Regulation of chicken gonadotropin-releasing hormone in incubating, nest-deprived and laying bantam hens. **Neuroendocrinology**, Washington, v. 63, n. 6, p. 504-513, 1996.

EL HALAWANI, M. E. et al. Active immunization against vasoactive intestinal peptide prevents photo-induced prolactin secretion in turkeys. **General and Comparative Endocrinology**, Denver, v. 104, n. 1, p. 76-83, Oct. 1996.

FOSTER, R. G.; FOLLETT, B. K.; LYTHGOE, J. N. Rhodopsin-like sensitivity of extra-retinal photoreceptors mediating the photoperiodic response in quail. **Nature**, New York, v. 313, n. 5997, p. 50-52, Jan. 1985.

GEWEHR, C. E. et al. Effects of lighting programs on the eggs production of quails (*Coturnix coturnix*). **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 29, n. 4, p. 857-865, jul./ago. 2005.

GOLDSMITH, T. H.; COLLINS, J. S.; LICHT, S. The cone oil droplets of avian retinas. **Vision Research**, San Diego, v. 24, n. 11, p. 1661-1671, Jan. 1984.

GONGRUTTANANUN, N. Influence of red light on reproductive performance, eggshell ultrastructure, and eye morphology in thai-native hens. **Poultry Science**, Champaign, v. 90, n. 12, p. 2855-2863, Dec. 2011.

GULATI, D. P.; NAKAMURA, T.; TANABE, Y. Diurnal variations in plasma LH, progesterone, testosterone, estradiol, and estrone in the Japanese quail. **Poultry Science**, Champaign, v. 60, n. 3, p. 668-673, 1981.

HALEVY, O.; BIRAN, I.; ROZENBOIM, I. Various light source treatments affect body and skeletal muscle growth by affecting skeletal muscle satellite cell proliferation in broilers. **Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology**, Davis, v. 120, n. 2, p. 317-23, June 1998.

HALL, T. R.; HARVEY, S.; CHADWICK, A. Control of prolactin secretion in birds: a review. **General and Comparative Endocrinology**, Denver, v. 62, n. 2, p. 171-184, May 1986.

HANSSON, E.; RÖNNBÄCK, L. Glial neuronal signaling in the central nervous system. **The FASEB Journal**, New York, v. 17, n. 3, p. 341-348, 2003.

HASSAN, R. et al. A comparison of monochromatic and mixed led light color on performance, bone mineral density, meat and blood properties and immunity of broiler chicks. **The Journal of Poultry Science**, Tokyo, v. 51, n. 2, p. 195-201, Apr. 2014.

HATTORI, A.; ISHII, S.; WADA, M. Effects of two kinds of chicken luteinizing hormone-releasing hormone (LH-RH), mammalian LH-RH and its analogs on the release of LH and FSH in Japanese quail and chicken. **General and Comparative Endocrinology**, Denver, v. 64, n. 3, p. 446-455, Dec. 1986.

HEALD, P. J.; FURNIVAL, B. E.; ROOKLEDGE, K. A. Changes in the levels of luteinizing hormone in the pituitary of the domestic fowl during an ovulatory cycle. **Journal of Endocrinology**, Washington, v. 37, n. 1, p. 73-81, Jan. 1967.

HENARE, S. J. et al. Changes in plasma gonadotrophins,  $17\beta$ -oestradiol, progesterone, prolactin, thyroxine and triiodothyronine concentrations in female Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*) of a heavy body weight line during photo-induced ovarian growth and regression. **British Poultry Science**, London, v. 53, n. 4, p. 520-530, Jan. 2012.

HSUEH, A. J. et al. Hormonal regulation of the differentiation of cultured ovarian granulosa cells. **Endocrine Reviews**, Washington, v. 5, n. 1, p. 76-127, Jan. 1984.

IKEGAMI, K.; YOSHIMURA, T. Circadian clocks and the measurement of daylength in seasonal reproduction. **Molecular and Cellular Endocrinology**, London, v. 349, n. 1, p. 76-81, Feb. 2012.

ISHII, S. The molecular biology of avian gonadotropin. **Poultry Science**, Champaign, v. 72, n. 5, p. 856-866, May 1993.

JATOI, A. S. et al. Post-peak egg production in local and imported strains of Japanese quails (*Coturnix coturnix japonica*) as influenced by continuous and intermittent light regimens during early growing period. **The Journal of Animal & Plant Sciences**, Istanbul, v. 23, n. 3, p. 727-730, 2013.

KAMIYOSHI, M. Augmentative effect of FSH on LH-induced ovulation in the hen. **The Journal of the Society for Reproduction and Fertility**, Washington, v. 29, n. 1, p. 141-143, 1971.

KARGANOV, M. et al. Neuromodulator role of VIP in recovery of rat behavior and brain. **Annals New York Academic of Sciences**, New York, v. 865, n. 11, p. 519-522, Dec. 1998.

KIKUCHI, M.; ISHII, S. Radioiodination of chicken luteinizing hormone without affecting receptor binding potency. **Biology of Reproduction**, New York, v. 41, n. 6, p. 1047-1054, 1989.

KRISHNAN, K. A. et al. Development of an homologous radioimmunoassay for chicken follicle-stimulating hormone and measurement of plasma FSH during the ovulatory cycle. **Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology**, Davis, v. 105, n. 4, p. 729-734, 1993.

KUENZEL, W. J. The search for deep encephalic photoreceptors within the avian brain, using gonadal development as a primary indicator. **Poultry Science**, Champaign, v. 72, n. 5, p. 959-967, May 1993.

LEWIS, P. **Lighting for broiler breeders**. Hunstville: Aviagen Tech, 2009. 20 p.

LEWIS, P. D.; CASTON, L.; LEESON, S. Green light during rearing does not significantly affect the performance of egg-type pullets in the laying phase. **Poultry Science**, Champaign, v. 86, n. 4, p. 739-743, 2007.

LEWIS, P. D.; MORRIS, T. R. Light intensity and performance of domestic pullets. **World's Poultry Science Journal**, Ithaca, v. 55, n. 3, p. 241-250, 1999.

LEWIS, P. D.; MORRIS, T. R. Poultry and coloured light. **World's Poultry Science Journal**, Ithaca, v. 56, n. 3, p. 189-207, 2000.

LI, D. et al. The effect of monochromatic light-emitting diode light on reproductive traits of laying hens. **Journal of Applied Poultry Research**, Champaign, v. 23, n. 2, p. 367-375, July 2014.

LIU, W.; WANG, Z.; CHEN, Y. Effects of monochromatic light on developmental changes in satellite cell population of pectoral muscle in broilers during early posthatch period. **Anatomical Record**, Malden, v. 293, n. 8, p. 1315-24, Aug. 2010.

LOVELL, T. M. et al. Ovarian follicle development in the laying hen is accompanied by divergent changes in inhibin A, inhibin B, activin A and follistatin production in granulosa and theca layers. **The Journal of Endocrinology**, Washington, v. 177, n. 1, p. 45-55, Apr. 2003.

MAKIYAMA, L. **Programas de iluminação para codornas japonesas no período de recria e desempenho na fase de postura**. 2012. 63 p. Dissertação (Mestrado em Zootecnia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2012.

MILLAR, R. P. et al. Receptor binding and gonadotropin-releasing activity of a novel chicken gonadotropin-releasing hormone ([His5, Trp7, Tyr8]GnRH) and a D-Arg6 analog. **Endocrinology**, Washington, v. 119, n. 1, p. 224-231, July 1986.

MILLS, A. D. et al. The behavior of the Japanese or domestic quail *Coturnix Japonica*. **Neuroscience and Behavioral Reviews**, New York, v. 21, n. 3, p. 261-281, Mar. 1997.

MOBARKEY, N. et al. The role of retinal and extra-retinal photostimulation in reproductive activity in broiler breeder hens. **Domestic Animal Endocrinology**, Beeville, v. 38, n. 4, p. 235-243, May 2010.

NAKANE, Y. et al. A mammalian neural tissue opsin (Opsin 5) is a deep brain photoreceptor in birds. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, Washington, v. 107, n. 34, p. 15264-15268, Aug. 2010.

NAKAO, N.; ONO, H.; YOSHIMURA, T. Thyroid hormones and seasonal reproductive neuroendocrine interactions. **Reproduction**, Cambridge, v. 136, n. 1, p. 1-8, July 2008.

NALVANDOV, V. A.; SHAHABI, N. A.; BAHR, J. M. Effect of LH injection on plasma and follicular steroids in the chicken. **Endocrinology**, Washington, v. 96, n. 4, p. 969-972, Apr. 1975.

NELSON, D. M.; NORTON, H. W.; NALBANDOV, A. V. Changes in hypophysial and plasma LH levels during the laying cycle of the hen. **Endocrinology**, Washington, v. 77, n. 5, p. 889-896, Nov. 1965.

OLANREWAJU, J. T. et al. A review of lighting programs for broiler production. **International Journal of Poultry Science**, Pakistan, v. 5, n. 4, p. 301-308, Apr. 2006.

ONO, H. et al. Red jungle fowl (*Gallus gallus*) as a model for studying the molecular mechanism of seasonal reproduction. **Animal Science Journal**, Singapore, v. 80, n. 3, p. 328-332, June 2009.

OSUGI, T. et al. Gonadotropin-inhibitory hormone in Gambel's white-crowned sparrow (*Zonotrichia leucophrys gambelii*): cDNA identification, transcript localization and functional effects in laboratory and field experiments. **Journal of Endocrinology**, Washington, v. 182, n. 1, p. 33-42, 2004.

PADOVAN, A. **Programa de luz em granjas de poedeiras comerciais**. São Paulo: HyLine, 2009. 105 p. Apostila.

PARVIN, R. et al. Light emitting diode ( LED ) as a source of monochromatic light: a novel lighting approach for behaviour, physiology and welfare of poultry. **World's Poultry Science Journal**, Ithaca, v. 70, p. 543-556, Sept. 2014.

PRESCOTT, N. B.; WATHES, C. M. Spectral sensitivity of the domestic fowl (*Gallus gallus domesticus*). **British Poultry Science**, London, v. 40, n. 3, p. 332-9, July 1999.

PROUDMAN, J. A.; VANDESANDE, F.; BERGHMAN, L. R. Immunohistochemical evidence that follicle-stimulating hormone and luteinizing hormone reside in separate cells in the chicken pituitary. **Biology of Reproduction**, New York, v. 60, n. 6, p. 1324-1328, June 1999.

RENEMA, R. A. et al. Effects of photostimulatory light intensity on ovarian morphology and carcass traits at sexual maturity in modern and antique egg-type pullets. **Poultry Science**, Champaign, v. 80, n. 1, p. 47-56, Jan. 2001.

RENEMA, R. A.; ROBINSON, F. E. Effects of light intensity from photostimulation in four strains of commercial egg layers: 1., ovarian morphology and carcass parameters. **Poultry Science**, Champaign, v. 80, n. 8, p. 1112-1120, Aug. 2001.

ROBINSON, F. E. et al. Effects of photostimulatory lighting and feed allocation in female broiler breeders 1: reproductive development. **Canadian Journal of Animal Science**, Ottawa, v. 78, n. 4, p. 603-613, Dec. 1998.

ROBINSON, J. E.; FOLLETT, B. K. Photoperiodism in Japanese quail: the termination of seasonal breeding by photorefractoriness. **Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences**, London, v. 215, n. 1198, p. 95-116, Apr. 1982.

ROGERS, A. G. et al. Evaluation of the impact of alternative light technology on male broiler chicken growth, feed conversion and allometric characteristics. **Poultry Science**, Champaign, v. 94, p. 408-414, 2015.

ROZENBOIM, I.; ZILBERMAN, E.; GVARYAHU, G. New monochromatic light source for laying hens. **Poultry Science**, Champaign, v. 77, n. 11, p. 1695-8, Nov. 1998.

SAUNDERS, J. E.; JARVIS, J. R.; WATHES, C. M. Calculating luminous flux and lighting levels for domesticated mammals and birds. **Animal**, Cambridge, v. 2, n. 2, p. 921-932, June 2008.

SCANES, C. G.; GODDEN, P. M. M.; SHARP, P. J. An homologous radioimmunoassay for chicken follicle-stimulating hormone: observations on the ovulatory cycle. **Journal of Endocrinology**, Washington, v. 73, n. 3, p. 473-481, June 1977.

SCHNEIDER, F.; TOMEK, W.; GRÜNDKER, C. Gonadotropin-releasing hormone (GnRH) and its natural analogues: a review. **Theriogenology**, Stoneham, v. 66, n. 4, p. 691-709, 2006.

SCHUSTER, M. K. et al. Activin A and follicle-stimulating hormone control tight junctions in avian granulosa cells by regulating occludin expression. **Biology of Reproduction**, New York, v. 70, n. 5, p. 1493-1499, 2004.

SHARP, P. J. et al. Physiological roles of chicken LHRH-I and LHRH-II in the control of gonadotrophin release in the domestic chicken. **Journal of Endocrinology**, Washington, v. 124, n. 2, p. 291-299, Feb. 1990.

SHARP, P. J. et al. The role of hypothalamic vasoactive intestinal polypeptide in the maintenance of prolactin secretion in incubating bantam hens: observations using passive immunization, radioimmunoassay and immunohistochemistry. **Journal of Endocrinology**, Washington, v. 122, n. 1, p. 5-NP, July 1989.

SHEN, S. T.; YU, J. Y. L. Cloning and gene expression of a cDNA for the chicken Follicle-Stimulating Hormone (FSH)- $\beta$ -Subunit. **General and Comparative Endocrinology**, Denver, v. 125, n. 3, p. 375-386, Feb. 2002.



TANAKA, K.; KAMIYOSHI, M.; WOLFORD, J. H. A possible role of LH released soon after ovulation for succeeding ovulation in the hen. **Poultry Science**, Champaign, v. 49, n. 6, p. 1692-1697, 1970.

TILLY, J. L.; JOHNSON, A. L. Regulation of androstenedione production by Adenosine 3',5'-Monophosphate and phorbol myristate acetate in ovarian thecal cells of the domestic hen. **Endocrinology**, Washington, v. 125, n. 3, p. 1691-1699, Sept. 1989.

TILLY, J. L.; KOWALSKI, J. L.; JOHNSON, A. L. Stage of ovarian follicular development associated with the initiation of steroidogenic competence in avian granulosa cells. **Biology of Reproduction**, New York, v. 314, n. 1, p. 305-314, Feb. 1991.

TSUTSUI, K. et al. Gonadotropin-inhibitory hormone (GnIH) and its control of central and peripheral reproductive function. **Frontiers in Neuroendocrinology**, Madison, v. 31, n. 3, p. 284-295, July 2010.

TSUTSUI, K. et al. A novel avian hypothalamic peptide inhibiting gonadotropin release. **Biochemical and Biophysical Research Communications**, Padova, v. 275, n. 2, p. 661-667, Aug. 2000.

UNITED STATES DEPARTMENT OF AGRICULTURE. **Shifting geography of population change**. Disponível em: <<http://www.ers.usda.gov/topics/rural-economy-population/population-migration/shifting-geography-of-population-change.aspx>>. Acesso em: 10 mar. 2015.

VANMONTFORT, D. et al. Developmental changes in immunoreactive inhibin and FSH in plasma of chickens from hatch to sexual maturity. **British Poultry Science**, London, v. 36, n. 5, p. 779-790, Dec. 1995.

WANG, T. et al. Monochromatic light affects the development of chick embryo liver via an anti-oxidation pathway involving melatonin and the melatonin receptor Mel1c. **Canadian Journal of Animal Science**, Ottawa, v. 94, n. 3, p. 391-400, June 2014.

WILSON, W. O.; SIOPEL, T. D. Persistence of egg production of common coturnix is affected by the photoperiod regime. **Theriogenology**, Stoneham, v. 6, n. 5, p. 565-573, 1976.

XIE, D. et al. Effects of monochromatic light on mucosal mechanical and immunological barriers in the small intestine of broilers. **Poultry Science**, Champaign, v. 90, n. 12, p. 2697-2704, Dec. 2011.

YAZGAN, O. et al. Effects of different stocking and lighting regimes on fattening performance and sexual maturity of Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*). **Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences**, Istanbul, v. 20, n. 4, p. 261-265, 1996.

YOSHIMURA, T. Neuroendocrine mechanism of seasonal reproduction in birds and mammals. **Animal Science Journal**, Singapore, v. 81, n. 4, p. 403-410, Aug. 2010.

YOSHIMURA, T. Thyroid hormone and seasonal regulation of reproduction. **Frontiers in Neuroendocrinology**, Madison, v. 34, n. 3, p. 157-166, Aug. 2013.

YOSHIMURA, T. et al. Light-induced hormone conversion of T<sub>4</sub> to T<sub>3</sub> regulates photoperiodic response of gonads in birds. **Nature**, New York, v. 426, p. 178-181, Nov. 2003.

YOSHIMURA, Y.; OKAMOTO, T.; TAMURA, T. Electron microscope observations on LH induces oocyte maturation in Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*). **Journal of Reproduction and Fertility**, Melbourne, v. 98, n. 2, p. 401-407, July 1993.

YOUNGREN, O. et al. Vasoactive intestinal peptide concentrations in turkey hypophysial portal blood differ across the reproductive cycle. **General and Comparative Endocrinology**, Denver, v. 103, n. 3, p. 323-330, 1996.

ZHANG, L. et al. Changes of plasma growth hormone, insulin-like growth factors-I, thyroid hormones, and testosterone concentrations in embryos and broiler chickens incubated under monochromatic green light. **Italian Journal of Animal Science**, Rome, v. 13, n. 3, p. 530-535, July 2014.

**SEGUNDA PARTE – ARTIGOS**

**ARTIGO 1 Efeito de diferentes fontes luminosas sobre a morfofisiologia reprodutiva de codornas japonesas (*Coturnix coturnix japonica*)**

M. F. Bobadilla-Mendez \*, M. G. Zangeronimo<sup>1†</sup>, et al.

\*Departamento de Zootecnia, †Departamento de Medicina Veterinária,  
Universidade Federal de Lavras, Campus Universitário, Caixa Postal 3.037, CEP  
37.200-000, Lavras, Minas Gerais, Brasil.

**Normas da Revista Poultry Science**

---

<sup>1</sup>Autor de correspondência: zangeronimo@dmv.ufla.br

## RESUMO

A luminosidade é fundamental para o controle do desenvolvimento do trato reprodutivo das aves durante a puberdade e, com isso, influenciar a qualidade reprodutiva do plantel. O objetivo desse estudo foi avaliar o efeito de diferentes fontes luminosas sobre as características morfofisiológicas reprodutivas de codornas japonesas (*Coturnix coturnix japonica*) fêmeas. Um total de 270 aves de um dia de idade foi alojado em galpão de alvenaria dividido em seis salas, com isolamento luminoso, durante um período experimental de 12 semanas. Cada sala foi equipada com um tipo de lâmpada diferente e continha sete gaiolas com cinco aves cada. As lâmpadas testadas foram: incandescente de 25 watts (400– 1.100 nm); fluorescente branca compacta (380-770nm) e lâmpadas de diodos emissores de luz (LED) nas cores branca (400-760 nm), azul (435-500 nm), vermelha (630-700nm) e verde (500-565nm). A intensidade luminosa incidente sobre as aves foi de 15 lux e o fotoperíodo estabelecido em 23L:1E durante a primeira semana de vida; 7L:17E da segunda à quinta semana e 10L:14E até o final do experimento. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com seis tratamentos e sete repetições de uma ave cada. As condições anatômicas e fisiológicas das aves foram realizadas na 4<sup>a</sup>, 8<sup>a</sup> e 12<sup>a</sup> semanas de idade. A LED branca antecipou a maturidade sexual em uma semana e resultou em maior peso vivo, bem como maior peso e porcentagem relativa de estroma, oviduto e ovário na oitava semana de idade. Também nessa idade, maior concentração plasmática de estradiol e lipídeos foi observada com o uso desse tipo de lâmpada. Com 12 semanas, não houve diferenças morfológicas do trato reprodutivo das aves, exceto as características das pregas do magno e do istmo, que foram melhores com as LED vermelhas. Conclui-se que todas as fontes luminosas testadas são eficientes em estimular a atividade reprodutiva em

codornas japonesas, no entanto, a fotoestimulação com a LED branca tem a capacidade de ativar mais eficientemente o ciclo reprodutivo, antecipando o aparecimento da maturidade sexual e favorecendo o desenvolvimento dos órgãos reprodutivos logo após a puberdade.

**Palavras-chave:** coturnicultura, fisiologia reprodutiva, fotoestimulação, luzes monocromáticas, reprodução.

## INTRODUÇÃO

A iluminação é parte essencial do ambiente físico e um importante fator exógeno que controla muitos processos fisiológicos das aves. Dentre todos os fatores ambientais, a luz é considerada o estímulo mais potente, favorecendo o desenvolvimento e a atividade reprodutiva das aves (Coban et al., 2008), sendo considerada uma ferramenta vital no manejo das aves de interesse zootécnico (Rozenboim et al., 1998).

Diversos trabalhos têm mostrado os efeitos de diferentes durações e intensidades luminosas sobre as funções reprodutivas das poedeiras, afetando o crescimento (Renema e Robinson, 2001), a maturidade sexual (Chen et al., 2007) e o desempenho reprodutivo (Robinson et al., 1998). Porém, trabalhos com diferentes comprimentos de onda em codornas japonesas são escassos.

Ao longo dos anos, a lâmpada elétrica, com a emissão de luz incandescente, tem sido considerada como a mais importante fonte de iluminação na avicultura industrial. No entanto, recentemente, diferentes tipos de lâmpadas têm sido introduzidos nos aviários, tais como as fluorescentes e aquelas baseadas nos diodos emissores de luz (LED) (Olanrewaju et al., 2006), as quais vêm se tornando cada vez mais populares nos galpões avícolas devido ao seu reduzido consumo de energia e à capacidade de emitir comprimentos de onda específicos (Gongruttananun, 2011).

Sabe-se que as diferentes espécies de aves detectam a luz através de fotorreceptores retiniais e extrarretiniais. A retina das aves se caracteriza por possuir quatro tipos de cones simples e um cone duplo, outorgando-lhes a capacidade de visualizar maior quantidade de cores quando comparado com os mamíferos (Prescott e Wathes, 1999). No entanto, são os fotorreceptores extrarretiniais que têm sido relacionados com o estímulo do processo reprodutivo (Baxter et al., 2014). Essas estruturas se localizam no cérebro, especificamente no hipotálamo, que recebe a energia luminosa através do crânio e regulam a liberação dos hormônios reprodutivos (Yoshimura et al., 2003; Nakane et al., 2010).

Com galinhas poedeiras, trabalhos mostram que diferentes tipos de LED podem influenciar de forma diferenciada o crescimento (Hassan et al., 2014a, 2014b) e as características reprodutivas (Li et al., 2014). No entanto, pesquisas que descrevem os efeitos de diferentes fontes luminosas sobre o desenvolvimento morfofisiológico reprodutivo antes e depois da puberdade em codornas são poucas. Assim, o objetivo desse estudo é avaliar o efeito de diferentes fontes luminosas sobre as características morfofisiológicas reprodutivas de codornas japonesas em diferentes idades.

## MATERIAL E MÉTODOS

### **Animais, instalações e delineamento experimental**

O experimento foi conduzido no setor de avicultura do Departamento de Zootecnia da Universidade Federal de Lavras, em Lavras, Minas Gerais, Brasil, tendo sido aprovado pelo comitê de ética no uso de animais da instituição (protocolo 028/2014). Um total de 270 codornas japonesas fêmeas (*Coturnix coturnix japonica*) de um dia de idade, provenientes de incubatório comercial, foram alojadas em galpão de alvenaria dividido em seis salas, com completo

isolamento luminoso, durante um período experimental de 12 semanas. Todas as salas continham um *Timer* analógico (ref. 8769, Brasfort, São Paulo, Brasil) para o controle do tempo de iluminação, um *Dimer* (Dimmer Luz 500W 9240, Gaya, São Paulo, Brasil) para controle da intensidade e um *Hobo Logger* (Onset Computer Corporation, Bourne, EUA) para controle da temperatura e umidade relativa do ar.

Cada sala foi equipada com um tipo de lâmpada diferente e continha sete gaiolas (50 cm largura x 70 cm de profundidade x 25,5 cm altura) com cinco aves cada. As lâmpadas testadas foram: incandescente de 25 watts (400–1.100nm) (Lewis et al., 2007); fluorescente branca compacta de 15 watts (380–770nm) e lâmpadas de diodos emissores de luz (LED) de 4,4 watts nas cores azul (435-500 nm), vermelha (630-700nm), verde (500-565nm) (Hassan et al, 2013) e branca (400-760 nm) (Cao et al., 2008). As lâmpadas foram instaladas na parte superior das gaiolas, de modo que a intensidade luminosa incidente sobre as aves fosse de 15 lux, medido com o auxílio de um luxímetro (ICEL LD 510, Manaus, Brasil). O fotoperíodo foi estabelecido em 23L:1E durante a primeira semana de vida (Srivastava et al., 2012); 7L:17E da segunda à quinta semana e 10L:14E até o final do experimento (Makiyama, 2012).

As dietas foram formuladas à base de milho e farelo de soja seguindo as recomendações de Rostagno et al. (2011), com 2.900 kcal/kg de energia metabolizável (EM), 22,0% de proteína bruta (PB), 0,9% de cálcio (Ca) e 0,375% de fósforo disponível (Pd) até os 35 dias de idade, e 2.800 kcal/kg de EM, 18,8% de PB, 3,0% de Ca e 0,304% de Pd para a fase de produção.

O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado com seis tratamentos e sete repetições. Cada ave constituiu uma unidade experimental.

### **Procedimento experimental**

As avaliações reprodutivas foram realizadas na 4<sup>a</sup>, 8<sup>a</sup> e na 12<sup>a</sup> semana de idade. Nas três primeiras semanas, o ar nas salas foi aquecido por um sistema externo de aquecimento a lenha, acoplado em um sistema de injeção de ar quente para garantir a uniformidade de aquecimento e manutenção da temperatura. Os dados foram diariamente registrados pelo *Hobo logger* e utilizados para o controle interno da temperatura. Nos primeiros três dias de vida da ave, a temperatura foi ajustada para  $38,0 \pm 2,0$  °C, sendo reduzida gradualmente 1,0 °C a cada três dias até que os animais completassem 21 dias de vida (Murakami & Ariki, 1998). A partir da terceira semana, as aves foram mantidas em condições naturais de ambiente, sendo registrada uma temperatura de  $24,0 \pm 3,0$  °C no interior de cada sala. Água e ração foram fornecidas à vontade.

A maturidade sexual foi definida por ocasião da postura do primeiro ovo (Gongruttananun, 2011). Nesse momento, foi avaliado o peso e a idade da ave, o peso do ovo e o peso da gema.

Nas 4<sup>a</sup>, 8<sup>a</sup> e 12<sup>a</sup> semana de idade, sete aves por grupo experimental (uma por gaiola) foram escolhidas aleatoriamente e eutanasiadas por deslocamento cervical após jejum sólido de 12 horas. Após a eutanásia, realizou-se a abertura da cavidade celomática e dissecação da ave. Com quatro semanas foram registrados o peso do ovário. Com oito semanas foram avaliados o peso do estroma, que representa a massa ovariana sem os folículos amarelos (Robinson et al., 2003), e o peso e o comprimento do oviduto. Com 12 semanas, além dessas variáveis, foram também obtidos o número de folículos amarelos presentes no ovário e o peso do folículo amarelo maior. Todas as variáveis foram expressas em valores absolutos e também relativos em função do peso vivo da ave. Durante a dissecação, as aves foram inspecionadas quanto à



incidência de ovulação interna, ovoposição interna, regressão ovárica e atresia folicular.

Para avaliar as concentrações plasmáticas de estradiol e lipídeos por ocasião da maturidade sexual, 2 mL de sangue de cada ave abatida com oito semanas foram coletados, entre às 13h e 15h, e acondicionados em tubos *ependorf* após punção da veia braquial. Logo após a coleta, o plasma foi imediatamente separado por centrifugação a 3.000g por 15 min a 4°C e armazenado a -80°C para posterior análise. Todo procedimento foi feito de acordo com a recomendação dos fabricantes dos kits comerciais.

Para avaliar as condições histológicas do oviduto após a puberdade, segmentos de aproximadamente 0,5 cm do magno e do istmo foram coletados das codornas com 12 semanas de idade. O material obtido foi fixado em formaldeído tamponado 10% e PBS 0,1 M por imersão durante 24 horas. Posteriormente, os segmentos foram encaminhados para processamento e análise histológica.

### **Concentrações plasmáticas de lipídeos plasmáticos e estradiol**

O colesterol total (CT), trigliceróis (TG) e lipoproteínas de alta densidade (c-HDL) foram determinados por meio de ensaio colorimétrico (Gold Analisa Diagnósticos, Belo Horizonte, Brasil). As lipoproteínas de baixa densidade (c-LDL + cVLDL) foram calculadas usando a seguinte equação:  $\text{Colesterol total} - \text{c-HDL} = \text{c-LDL} + \text{c-VLDL-C}$  (Martinez-Flores et al., 2014). A concentração de estradiol foi determinada por kit ELISA (MyBioSource Cat No MBS269416, Vancouver, Canadá) seguindo as instruções do fabricante.

### **Histomorfometria do Oviduto**

Os segmentos do oviduto foram desidratados em bateria com gradiente alcoólico crescente, diafanizadas em xilol e incluídas em parafina (ponto de

fusão de 56 a 58 °C) para a obtenção de cortes histológicos transversais de 7 µm de espessura, os quais foram colocados em lâminas histológicas e corados com hematoxilina e eosina. As lâminas foram fotografadas usando microscópio Olympus CX31 (Olympus, Tokio, Japão) acoplado à câmera digital Altra SC30 (Olympus, Tokio, Japão) usando o programa AxioVision (Carl Zeiss, Munique, Alemanha). Em seguida, as imagens obtidas foram analisadas usando o *software* Image J (NIMH, Instituto Nacional de Saúde Mental, Bethesda, Maryland, EUA). Foram avaliadas a altura e largura das pregas uterinas, assim como também a altura do tecido epitelial dos segmentos do oviduto processados.

### **Análise Estatística**

Os dados que atingiram a normalidade pelo teste de Shapiro-Wilk foram submetidos à análise de variância utilizando o pacote estatístico Action 2.7. A opção da raiz quadrada para a transformação dos dados foi usada para as variáveis que não atingiram a normalidade. As médias foram comparadas pelo teste Scott-Knott a 5%, com  $\alpha = 0,05$ .

## **RESULTADOS E DISCUSSÃO**

### **Maturidade Sexual**

No presente estudo, todas as fontes luminosas estimularam a maturidade sexual, porém, em idades diferentes. Foi observado que a LED branca antecipou em uma semana, aproximadamente, a maturidade sexual das aves em relação aos demais grupos experimentais (Tabela 1), o que resultou no menor peso nessa idade. Maior peso na maturidade sexual foi observado com as lâmpadas incandescentes e as LED azul e verde. Não houve efeito sobre o peso do primeiro ovo e sobre o peso da gema.

Em galinhas, estudos mostram que as lâmpadas vermelhas são mais eficientes em estimular o início da maturidade sexual (Gongruttananun, 2011; Baxter et al., 2014), o que não aconteceu no presente estudo. No entanto, sabe-se que a LED branca (400-760 nm) possui o espectro de luz vermelha (630-700nm) (Mobarkey et al., 2010), tendo, portanto, a mesma capacidade de estimular o início da vida reprodutiva nas galinhas, conforme foi reportado por Baxter et al. (2014). No entanto, o presente estudo sugere que as codornas necessitam de um espectro de luz mais amplo, o que as diferencia das galinhas.

O mecanismo pelo qual os comprimentos de onda estimulam as atividades reprodutivas tem sido relacionado especialmente aos fotorreceptores extrarretinais (Kuenzel, 1993) e à variação da passagem da radiação pelos tecidos craniais (Foster et al., 1985). A transmitância dos fótons presentes em comprimentos de onda maiores parece apresentar maior facilidade de penetração do crânio, favorecendo a estimulação direta do hipotálamo (Kuenzel, 1993). Em codornas japonesas, a luz vermelha não foi tão eficiente como as LED brancas, o que sugere que essa espécie pode ter um mecanismo diferenciado de fotoestimulação.

Por outro lado, Mobarkey et al. (2010) mostraram que a fotoestimulação com luz verde dos fotorreceptores retinais de matrizes de frangos de corte apresentou efeito inibitório sobre o eixo reprodutivo das aves, atrasando a maturidade sexual. Os autores sugeriram que esse efeito seja devido à estimulação do hormônio inibidor de gonadotrofinas (GnIH), também encontrado nas codornas (Tsutsui et al., 2000). Nesse caso, o espectro de luz mais amplo das fluorescentes brancas (380-770nm) pode explicar o porquê desse tipo de lâmpada e também das demais não terem alcançado o mesmo resultado da LED branca. Com relação às lâmpadas incandescentes, os resultados obtidos podem estar relacionados ao calor gerado por esse tipo de lâmpada, o que não foi observado com os demais tipos de fontes luminosas.

O menor peso na maturidade sexual observado com a LED branca está relacionado à antecipação da puberdade. Considerando os demais tipos de lâmpadas, o maior peso observado com as lâmpadas incandescentes ou com as LED azul ou verde pode estar relacionado à fotoestimulação pelos menores comprimentos de onda dos receptores de retina que influenciam as respostas de crescimento e comportamento das aves (Lewis & Morris, 2000). Resultados semelhantes com as cores verde e azul foram observados também com frangos de corte (Rozenboim et al., 2004; Zhang et al., 2012). Segundo os autores, a luz verde é capaz de aumentar a proliferação de células satélites do músculo esquelético enquanto que a luz azul acelera o crescimento por promover maior liberação de andrógenos.

Embora o peso da ave na maturidade sexual tenha diferido entre os grupos experimentais, não foram encontradas diferenças significativas no peso do primeiro ovo e no peso da gema. Sabe-se que o tamanho do ovo está positivamente correlacionado com o peso da ave (Mcdaniel et al., 1981) entretanto, no presente estudo, a variação de peso não foi suficiente para influenciar as características do primeiro ovo.

### **Morfologia e histologia reprodutiva**

Com quatro semanas de idade, as lâmpadas não influenciaram o peso da ave, porém, o peso do estroma foi maior quando as LED azul e verde foram utilizadas (Tabela 2). Com oito semanas, a LED branca resultou em maior peso da ave e maiores pesos do estroma, oviduto e ovário. Além disso, observou-se que algumas aves iluminadas com esse tipo de lâmpada já apresentavam folículos em desenvolvimento nessa idade. Com 12 semanas de idade, nenhuma das características anatômicas reprodutivas avaliadas foi influenciada pelas fontes luminosas.

Com relação ao epitélio do magno e do istmo às 12 semanas, maior altura da prega do magno foi observada com as lâmpadas incandescentes, fluorescentes e com a LED vermelha. A LED vermelha também proporcionou maior altura do epitélio no istmo, embora tenha resultado em menor largura da prega nesse segmento do oviduto.

Os valores dos dados obtidos com as análises morfológicas do sistema reprodutivo das codornas japonesas no presente estudo se mostraram semelhantes aos encontrados por Artoni et al. (2003). A aparência externa do oviduto da codorna é similar às das outras aves domésticas com exceção do útero que se apresentou pigmentado em tom marrom escuro.

Antes da puberdade (quatro semanas), as LED azul e verde proporcionaram maior desenvolvimento de estroma, embora os melhores resultados com oito semanas tenham sido observados com a LED branca. A influência da LED branca no peso vivo observado nas aves também pode ser observada em frangos de corte (Rogers et al., 2015), embora tenha sido na fase de crescimento, o que não foi observado no presente estudo. Por outro lado, a baixa eficiência das luzes azul e verde também tem sido relatada em codornas (Woodard et al., 1969). A explicação para esses resultados está associada às diferentes capacidades das fontes luminosas em estimular a maturidade sexual das aves e, conseqüentemente, o início do ciclo de postura (Baxter et al., 2014). No presente estudo, a LED branca antecipou a maturidade sexual das aves, o que poderia justificar o maior desenvolvimento do trato reprodutivo encontrado em oito semanas de idade.

As implicações na variação no peso do estroma ovárico não estão bem documentadas. Sabe-se que o maior peso é sugestivo de maior número de folículos amarelos pequenos entrando em hierarquia folicular (Gilbert et al., 1983) o que, por sua vez, poderia influenciar positivamente a taxa de produção de ovos do lote. Entretanto, no presente estudo, a diferença no peso do estroma

não se verificou nas aves com 12 semanas de idade. Pyrzak et al. (1987) observaram que galinhas mantidas em luz azul apresentam menor porcentagem de gema, sugerindo que esse tipo de luz prejudica o desenvolvimento do estroma. Esse resultado também foi observado no presente estudo, juntamente com a LED verde, nas aves com oito semanas de idade.

Com 12 semanas de idade, não foram observadas diferenças significativas nas características anatômicas no trato reprodutivo das aves. Sabe-se que o peso e o comprimento do oviduto são características que estão relacionadas com a maturidade funcional do trato reprodutivo das aves (Robinson et al., 2001). Com 12 semanas de idade, as aves já se encontram no pico de postura, sendo assim, os resultados obtidos no presente estudo sugerem que todas as fontes luminosas foram eficientes em estimular a atividade reprodutiva nas aves, embora a LED branca tenha antecipado o início do período reprodutivo. O adequado desenvolvimento do oviduto é considerado um fator de extrema importância para a postura, uma vez que a eficiência do infundíbulo em captar o produto da ovulação e iniciar o processo da formação do ovo está relacionada a essa característica (Renema et al., 2001).

Embora as características anatômicas do trato reprodutivo às 12 semanas não terem sido afetadas pelas fontes luminosas, o desenvolvimento histológico epitelial do oviduto foi influenciado. Nesse caso, a LED vermelha mostrou-se mais eficiente por, além de aumentar a altura da prega no magno, também aumentou a altura do epitélio no istmo em relação às demais fontes luminosas.

Sabe-se que a qualidade do ovo também está relacionada ao desenvolvimento epitelial do oviduto. Os componentes do albúmen, por exemplo, são provenientes das secreções do oviduto, principalmente do magno e istmo (Fertuck e Newstead, 1970). Em codornas, as pregas do magno apresentam altura e largura das pregas maiores em relação ao istmo e, na submucosa, foi encontrada maior quantidade de glândulas, caracterizadas pelo

citoplasma eosinofílico (Fig. 1). Em ambos os segmentos, o epitélio luminal é principalmente colunar e consiste em uma camada de células ciliadas e não ciliadas de forma alternada.

Em galinhas, a luz vermelha se mostrou mais eficiente em aumentar o número de ovos viáveis por ave alojada (Huber-Eicher et al., 2013; Li et al., 2014). No entanto, relatos na literatura indicam que o aumento no tamanho das células epiteliais pode ser decorrente do atraso da passagem dos ovos através do oviduto e que a elevação do epitélio representaria a falta de liberação de grânulos secretórios proteicos suficientes para o ovo em formação (Berg et al., 2001). Nesse caso, estudos com índices zootécnicos são necessários para se comprovar os efeitos das luzes vermelhas sobre os índices produtivos das codornas japonesas.

### **Concentração de estradiol e lipídios plasmáticos**

As LED brancas aumentaram as concentrações plasmáticas de estradiol das aves com oito semanas de idade, o que comprova os resultados descritos anteriormente no presente estudo. Sabe-se que o estradiol possui a capacidade de estimular o crescimento e desenvolvimento do trato reprodutivo, assim como também o início da atividade funcional do oviduto através da síntese e liberação das proteínas do ovo (Tokarz e Harrison, 1978). Além da influência sobre o desenvolvimento do trato reprodutivo, o estradiol também é responsável pelo aumento na concentração plasmática de lipídeos em função da sua ação direta sobre a lipogênese hepática para a formação dos precursores da síntese da gema (Hermier et al., 1989). De fato, maiores concentrações de colesterol total, c-LDL/VLDL e triglicérides foram encontrados nessa fase não só com a LED branca mas também com as lâmpadas incandescentes, que contêm o espectro de luz emitido pelas LED brancas (Lewis et al., 2007; Cao et al., 2008).

Os resultados do presente estudo sugerem que as codornas japonesas apresentam mecanismos de fotoestímulo diferenciados em comparação às galinhas. Enquanto trabalhos com espécie comprovam que a luz vermelha resulta em melhor desempenho reprodutivo, em codornas, a LED branca é capaz de antecipar a maturidade sexual, embora não influencie as características morfofisiológicas reprodutivas durante o pico de postura. Nesse caso, um estudo detalhado sobre os índices zootécnicos de codornas japonesas em produção se faz necessário para comprovar esses achados.

### CONCLUSÃO

Todas as fontes luminosas testadas são eficientes em estimular a atividade reprodutiva em codornas japonesas, no entanto, a fotoestimulação com a LED branca tem a capacidade de ativar mais eficientemente o ciclo reprodutivo, antecipando o aparecimento da maturidade sexual e favorecendo o desenvolvimento dos órgãos reprodutivos logo após a puberdade.

### REFERENCIAS

- Artoni, S., Carneiro, A. P. M., Giacomini, G., Moraes, V., Araújo, C. S. S., & Araújo, L. F. (2003). Avaliação macroscópica e morfométrica do oviduto de codornas (*Coturnix coturnix japonica*) quando alimentadas com diferentes níveis de proteína. *Revista Brasileira de Ciencia Avicola*, 3, 1–10.
- Baxter, M., N. Joseph, V. R. Osborne, and G. Y. Bédécarrats. 2014. Red light is necessary to active the reproductive axis in chickens independently of the retina of the eye. *Poult. Sci.* 93:1289–1297.
- Berg, C., L. Holm, I. Brandt, and B. Brunström. 2001. Anatomical and histological changes in the oviducts of Japanese quail, *Coturnix japonica*, after embryonic exposure to ethinyloestradiol. *Reproduction* 121:155–165.
- Cao, J., Liu, W., Wang, Z., Xie, D., Jia, L., Chen, Y., 2008. Green and blue monochromatic lights promote growth and development of broilers via stimulating testosterone secretion and myofiber growth. *J. Appl. Poult. Res.* 17(2), 211-218.



- Chen, H., R. L. Huang, H. X. Zhang, K. Q. Di, D. Pan, and Y. G. Hou. 2007. Effects of photoperiod on ovarian morphology and carcass traits at sexual maturity in pullets. *Poult. Sci.* 86:917–20.
- Coban, O., E. Lacin, and N. Sabuncuoglu. 2008. Effect of some parental and environmental factors on some reproductive traits of Japanese quails. *Ital. J. Anim. Sci.* 7:479–486.
- Fertuck, H., and J. Newstead. 1970. Fine structural observations on magnum mucosa in quail and hen oviducts. *Zeitschrift für Zellforsch Mikroskopische Anat.* 103:447–459.
- Foster, R. G., B. K. Follett, and J. N. Lythgoe. 1985. Rhodopsin-like sensitivity of extra-retinal photoreceptors mediating the photoperiodic response in quail. *Nature* 313:50–52.
- Gilbert, A. B., M. M. Perry, D. Waddington, and M. A. Hardie. 1983. Role of atresia in establishing the follicular hierarchy in the ovary of the domestic hen (*Gallus domesticus*). *J. Reprod. Fertil.* 69:221–7.
- Gongruttananun, N. 2011. Influence of red light on reproductive performance, eggshell ultrastructure, and eye morphology in thai-native hens. *Poult. Sci.* 90:2855–63.
- Hassan, M. R., Sultana, S., Choe, H. S., Ryu, K. S., 2013. Effect of monochromatic and combined light colour on performance, blood parameters, ovarian morphology and reproductive hormones in laying hens. *Ital. J. Anim. Sci.* 12, 359–364.
- Hassan, M. R., S. Sultana, H. S. Choe, and K. S. Ryu. 2014a. Effect of monochromatic and combined light colour on performance, blood parameters, ovarian morphology and reproductive hormones in laying hens. *Ital. J. Anim. Sci.* 12:359–364.
- Hassan, M. R., S. Sultana, H. S. Choe, and K. S. Ryu. 2014b. Effect of combinations of monochromatic led light color on the performance and behavior of laying hens. *J. Poult. Sci.* 51:321–326.
- Hermier, D., P. Forgez, J. Williams, and M. J. Chapman. 1989. Alterations in plasma lipoproteins and apolipoproteins associated with estrogen-induced hyperlipidemia in the laying hen. *Eur. J. Biochem.* 184:109–118.
- Huber-Eicher, B., A. Suter, and P. Spring-Stähli. 2013. Effects of colored light-emitting diode illumination on behavior and performance of laying hens. *Poult. Sci.* 92:869–73.
- Kuenzel, W. J. 1993. The search for deep encephalic photoreceptors within the avian brain, using gonadal development as a primary indicator. *Poult. Sci.* 72:959–967.
- Lewis, P. D., and T. R. Morris. 2000. Poultry and coloured light. *Worlds. Poult. Sci. J.* 56:189–207.

- Lewis, P. D., Caston, L., Leeson, S., 2007. Green light during rearing does not significantly affect the performance of egg-type pullets in the laying phase. *Poult. Sci.* 86, 739–743.
- Li, D., L. Zhang, M. Yang, H. Yin, H. Xu, J. S. Trask, D. G. Smith, Z. Zhang, and Q. Zhu. 2014. The effect of monochromatic light-emitting diode light on reproductive traits of laying hens. *J. Appl. Poult. Res.* 23:367–375.
- Makiyama, L., 2012. Programas de iluminação para codornas japonesas no período de recria e desempenho na fase de postura. Lavras: UFLA, 2012. 62 p. Dissertação (Mestrado) – Programa de pós graduação em Zootecnia. Universidade Federal de Lavras, Lavras.
- Martinez-Flores, H. E., Y. Kil Chang, F. Martinez-Bustos, and V. Sgarbieri. 2014. Effect of high fiber products on blood lipids and lipoproteins in hamsters. *Nutr. Res.* 24:85–93.
- Mcdaniel, G. R., J. Brake, A. Experiment, M. K. Eckman, T. Alabama, and C. Flanders. 1981. Factors affecting broiler breeder performance. *Poult. Sci.* 60:1792–1797.
- Mobarkey, N., N. Avital, R. Heiblum, and I. Rozenboim. 2010. The role of retinal and extra-retinal photostimulation in reproductive activity in broiler breeder hens. *Domest. Anim. Endocrinol.* 38:235–43.
- Murakami, A. E., and Ariki, J. 1998. Produção de codornas japonesas. FUNEP, Jaboticabal, São Paulo, Brasil.
- Nakane, Y., K. Ikegami, H. Ono, N. Yamamoto, S. Yoshida, K. Hirunagi, S. Ebihara, Y. Kubo, and T. Yoshimura. 2010. A mammalian neural tissue opsin (Opsin 5) is a deep brain photoreceptor in birds. *Proc. Natl. Acad. Sci. U. S. A.* 107:15264–8.
- Olanrewaju, H., J. P. Thaxton, W. A. I. Dozier, J. Purswell, W. B. Roush, and S. L. Branton. 2006. A review of lighting for broilers. *Int. J. Poult. Sci.* 5:301–308.
- Prescott, N. B., and C. M. Wathes. 1999. Spectral sensitivity of the domestic fowl (*Gallus g. domesticus*). *Br. Poult. Sci.* 40:332–9.
- Pyrzak, R., N. Snapir, G. Goodman, and M. Perek. 1987. The effect of light wavelenght on the production and quality of eggs of the domestic hen. *Theriogenology* 28:947–960.
- Renema, R. A, and F. E. Robinson. 2001. Effects of light intensity from photostimulation in four strains of commercial egg layers: 1. Ovarian morphology and carcass parameters. *Poult. Sci.* 80:1112–20.
- Renema, R. A, F. E. Robinson, H. H. Oosterhoff, J. J. Feddes, and J. L. Wilson. 2001. Effects of photostimulatory light intensity on ovarian morphology and carcass traits at sexual maturity in modern and antique egg-type pullets. *Poult. Sci.* 80:47–56.
- Robinson, F. E., G. M. Fasenko and R. A. Renema. 2003. Optimizing chick production in broilers breeders. Spotted Cow Press. Edmonton. Canada.

- Robinson, F. E., R. A. Renema, L. Bouvier, J. J. R. Feddes, J. L. Wilson, M. Newcombe, and R. I. McKay. 1998. Effects of photostimulatory lighting and feed allocation in female broiler breeders 1. Reproductive development. *Can. J. Anim. Sci.* 78:603–613.
- Robinson, F. E., R. A. Renema, H. H. Oosterhoff, M. J. Zuidhof, and J. L. Wilson. 2001. Carcass traits, ovarian morphology and egg laying characteristics in early versus late maturing strains of commercial egg-type hens. *Poult. Sci.* 80:37–46.
- Rogers, A. G., E. M. Pritchett, R. L. Alphin, E. M. Brannick, E. R. Benson, and R. E. T. Al. 2015. I. Evaluation of the impact of alternative light technology on male broiler chicken growth, feed conversion, and allometric characteristics. *Poult. Sci.*:1–7.
- Rostagno, H. S., L. F. T. Albino, J. L. Donzele, P. C. Gomes, R. F. Oliveira, D. C. Lopes, A. S. Ferreira, and S. L. T. Barreto. 2011. Tabelas brasileiras para aves e suínos: Composição de alimentos e exigências nutricionais. H. S. Rostagno, ed. UFV, Viçosa, Brasil.
- Rozenboim, I., E. Zilberman, and G. Gvoryahu. 1998. New monochromatic light source for laying hens. *Poult. Sci.* 77:1695–8.
- Rozenboim, I., I. Biran, Y. Chaiseha, S. Yahav, A. Rosenstrauch, D. Sklan, and O. Halevy. 2004. The effect of a green and blue monochromatic light combination on broiler growth and development. *Poult. Sci.* 83:842–5.
- Srivastava, R., and C. M. Chaturvedi, (2012). Age, photoperiod and estrogen dependent variations in the shell gland and the expression of AVT in the ovary of Japanese quail. *Steroids*, 77: 578–588.
- Tokarz, R., and W. Harrison. 1978. The mechanism oviduct of androgen and estrogen synergism in the chick. *J. Biol. Chem.* 254:9178–9185.
- Tsutsui, K., E. Saigoh, K. Ukena, H. Teranishi, Y. Fujisawa, M. Kikuchi, S. Ishii, and P. J. Sharp. 2000. A novel avian hypothalamic peptide inhibiting gonadotropin release. *Biochem. Biophys. Res. Commun.* 275:661–667.
- Woodard, A. E., J. A. Moore, and W. O. Wilson. 1969. Effect of wave length of light on growth and reproduction in Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*). *Poult. Sci.* 48:118–23.
- Yoshimura, T., S. Yasuo, M. Watanabe, M. Iigo, T. Yamamura, K. Hirunagi, and S. Ebihara. 2003. Light-induced hormone conversion of T4 to T3 regulates photoperiodic response of gonads in birds. *Nature* 426:178–181.
- Zhang, L., Zhang, H. J., Qiao, X., Yue, H. Y., Wu, S. G., Yao, J. H., Qi, G. H., 2012. Effect of monochromatic light stimuli during embryogenesis on muscular growth , chemical composition , and meat quality of breast muscle in male broilers. *Poult. Sci.* 91, 1026–1031.

Tabela 1. Idade, peso vivo à maturidade sexual (MS), peso do primeiro ovo e peso da gema à maturidade sexual de codornas japonesas submetidas a diferentes fontes luminosas

Variável	Tipo de Lâmpadas						CV (%)	Valor de P
	I	F	LED ( <i>light emitting diode</i> )					
			Vd	Az	Vm	Br		
Idade à MS, sem	7,23 <sup>b</sup>	7,67 <sup>b</sup>	7,56 <sup>b</sup>	7,76 <sup>b</sup>	7,24 <sup>b</sup>	6,44 <sup>a</sup>	6,00	<0,01
Peso ave à MS, g	173,0 <sup>a</sup>	153,8 <sup>b</sup>	180,4 <sup>a</sup>	182,9 <sup>a</sup>	162,7 <sup>b</sup>	161,8 <sup>b</sup>	6,81	<0,01
Peso do 1º ovo, g	8,61	8,91	9,17	9,25	9,03	8,20	9,87	0,26
Gema, %	20,0	22,7	24,1	25,1	22,7	18,3	21,1	0,08

<sup>a,b</sup> Médias seguidas por diferentes letras na linha diferem pelo teste de Scott-Knott (P<0,05).

I: incandescente, F: fluorescente, Br: branca, Az: azul, Vd: verde, Vm: vermelha, CV: coeficiente de variação

Tabela 2. Morfologia reprodutiva de codornas japonesas em diferentes idades submetidas a diferentes fontes luminosas

Variável	Tipo de Lâmpadas						CV (%)	Valor de P
	I	F	LED ( <i>light emitting diode</i> )					
			Vd	Az	Vm	Br		
----- 4 semanas -----								
Peso ave, g	100,2	104,5	107,6	104,7	102,6	102,5	6,72	0,49
Ovario, g	0,037 <sup>b</sup>	0,036 <sup>b</sup>	0,047 <sup>a</sup>	0,047 <sup>a</sup>	0,029 <sup>b</sup>	0,037 <sup>b</sup>	12,63	0,01
Ovario, %	0,036 <sup>b</sup>	0,034 <sup>b</sup>	0,044 <sup>a</sup>	0,039 <sup>a</sup>	0,027 <sup>b</sup>	0,036 <sup>b</sup>	11,87	0,01
----- 8 semanas -----								
Peso ave, g	148,8 <sup>b</sup>	155,5 <sup>b</sup>	144,4 <sup>b</sup>	147,7 <sup>b</sup>	152,7 <sup>b</sup>	166,5 <sup>a</sup>	7,15	0,01
Estroma, g	0,26 <sup>b</sup>	0,32 <sup>b</sup>	0,12 <sup>c</sup>	0,18 <sup>c</sup>	0,31 <sup>b</sup>	0,66 <sup>a</sup>	23,49	<0,01
Estroma, %	0,17 <sup>b</sup>	0,20 <sup>b</sup>	0,08 <sup>c</sup>	0,12 <sup>c</sup>	0,20 <sup>b</sup>	0,40 <sup>a</sup>	22,25	<0,01
Oviduto, g	2,80 <sup>b</sup>	3,79 <sup>b</sup>	1,39 <sup>b</sup>	2,28 <sup>b</sup>	4,00 <sup>b</sup>	7,93 <sup>a</sup>	33,42	<0,01
Oviduto, %	1,83 <sup>b</sup>	2,40 <sup>b</sup>	0,91 <sup>b</sup>	1,53 <sup>b</sup>	2,54 <sup>b</sup>	4,77 <sup>a</sup>	32,02	<0,01
Oviduto, cm	15,43 <sup>b</sup>	15,20 <sup>b</sup>	8,56 <sup>c</sup>	12,09 <sup>b</sup>	18,71 <sup>b</sup>	31,29 <sup>a</sup>	21,87	<0,01
Ovário, g	1,03 <sup>b</sup>	1,62 <sup>b</sup>	0,52 <sup>b</sup>	0,21 <sup>b</sup>	1,56 <sup>b</sup>	6,96 <sup>a</sup>	72,7	<0,01
Ovário, %	0,65 <sup>b</sup>	1,00 <sup>b</sup>	0,37 <sup>b</sup>	0,14 <sup>b</sup>	1,02 <sup>b</sup>	4,15 <sup>a</sup>	72,44	<0,01
Folículos, un.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,43	-	-
----- 12 semanas -----								
Peso ave, g	163,2	164,6	170,3	160,2	159,4	160,1	7,75	0,60
Estroma, g	0,71	0,62	0,73	0,55	0,65	0,63	15,72	0,60
Estroma, %	0,44	0,37	0,43	0,35	0,41	0,39	16,28	0,78
Oviduto, g	6,62	7,07	6,57	6,31	6,40	6,91	15,76	0,74
Oviduto, %	4,05	4,28	3,86	3,95	4,01	4,29	12,56	0,52
Oviduto, cm	29,6	31,1	28,9	26,8	26,6	32,2	13,54	0,07
Ovário, g	6,28	6,30	6,17	5,93	5,50	5,93	19,99	0,82
Ovário, %	3,82	3,82	3,61	3,73	3,44	3,70	18,23	0,89
Folículo F1, g	2,89	2,91	3,00	2,76	2,59	2,87	12,95	0,39
Fol. amarelos, un.	4,29	4,43	4,00	4,57	4,43	4,29	18,84	0,85

<sup>a,b</sup> Médias seguidas por diferentes letras na linha diferem pelo teste de Scott-Knott (P<0,05).

I: incandescente, F: fluorescente, Br: branca, Az: azul, Vd: verde, Vm: vermelha, CV: coeficiente de variação

Tabela 3. Histomorfometria do magno e do istmo de codornas japonesas com 12 semanas de idade, submetidas a diferentes fontes luminosas

Variável	Tipo de Lâmpadas						CV (%)	Valor de P
	I	F	LED ( <i>light emitting diode</i> )					
			Vd	Az	Vm	Br		
<b>Magno</b>								
Altura da prega, $\mu\text{m}$	1744 <sup>a</sup>	1692 <sup>a</sup>	1445 <sup>b</sup>	1603 <sup>b</sup>	1841 <sup>a</sup>	1543 <sup>b</sup>	9,75	0,01
Largura da prega, $\mu\text{m}$	733	690	673	648	673	678	9,71	0,38
Altura do epitélio, $\mu\text{m}$	20,06	18,40	20,80	20,55	23,03	23,06	13,72	0,07
<b>Istmo</b>								
Altura da prega, $\mu\text{m}$	1392	1365	1431	1367	1401	1480	6,80	0,44
Largura da prega, $\mu\text{m}$	321 <sup>a</sup>	285 <sup>a</sup>	310 <sup>a</sup>	307 <sup>a</sup>	254 <sup>b</sup>	290 <sup>a</sup>	7,39	0,01
Altura do epitélio, $\mu\text{m}$	15,41 <sup>b</sup>	13,62 <sup>c</sup>	13,09 <sup>c</sup>	12,68 <sup>c</sup>	17,06 <sup>a</sup>	14,89 <sup>b</sup>	9,98	<0,01

<sup>a,b</sup> Médias seguidas por diferentes letras na linha diferem pelo teste de Scott-Knott ( $P < 0,05$ ).

I: incandescente, F: fluorescente, Br: branca, Az: azul, Vd: verde, Vm: vermelha, CV: coeficiente de variação

Tabela 4. Estradiol, lipídios e glicose plasmática de codornas japonesas com 8 semanas de idade, submetidas a diferentes fontes luminosas

Variável	Tipo de Lâmpadas						CV (%)	Valor de P
	I	F	LED ( <i>light emitting diode</i> )					
			Vd	Az	Vm	Br		
Estradiol, pg/mL	141,2 <sup>b</sup>	129,9 <sup>b</sup>	158,7 <sup>b</sup>	152,6 <sup>b</sup>	150,0 <sup>b</sup>	181,4 <sup>a</sup>	13,17	0,04
Colesterol total, mg/dL	407,3 <sup>a</sup>	265,5 <sup>b</sup>	346,2 <sup>b</sup>	286,7 <sup>b</sup>	258,7 <sup>b</sup>	478,7 <sup>a</sup>	26,14	<0,01
c-HDL, mg/dL	69,8	76,9	84,9	89,9	71,8	78,9	35,58	0,86
c-LDL/VLDL, mg/dL	337,5 <sup>a</sup>	196,7 <sup>b</sup>	261,4 <sup>b</sup>	196,7 <sup>b</sup>	187,0 <sup>b</sup>	399,7 <sup>a</sup>	39,36	0,01
Triacilgliceróis, mg/dL	1186 <sup>a</sup>	430 <sup>b</sup>	914 <sup>b</sup>	820 <sup>b</sup>	730 <sup>b</sup>	1303 <sup>a</sup>	37,43	<0,01

<sup>a,b</sup> Médias seguidas por diferentes letras na linha diferem pelo teste de Scott-Knott ( $P < 0,05$ ).

I: incandescente, F: fluorescente, Br: branca, Az: azul, Vd: verde, Vm: vermelha, CV: coeficiente de variação

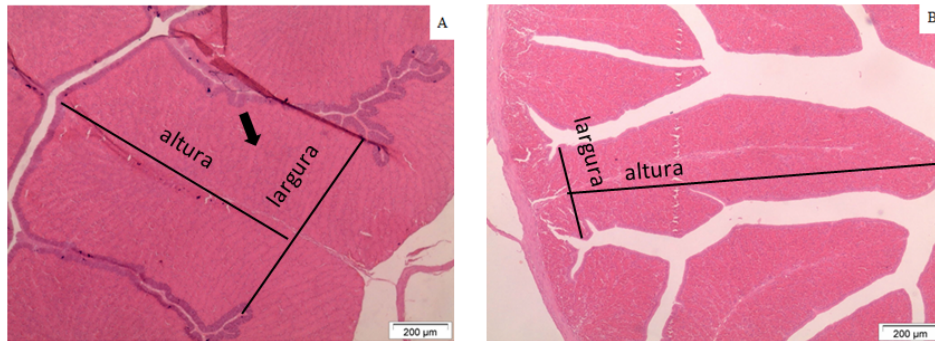


Figura 1. Magno (A) e istmo (B) de codorna japonesa às 12 semanas de idade. Observe a maior altura e largura das pregas do magno em relação ao istmo e a maior quantidade de glândulas caracterizadas por células com citoplasma eosinofílico (setas). H.E (100x).

(VERSÃO PRELIMINAR)

**ARTIGO 2 Avaliação do impacto de diferentes fontes luminosas sobre o desenvolvimento de órgãos, qualidade óssea, composição química corporal e função hepática de codornas japonesas (*Coturnix coturnix japonica*)**

M. F. Bobadilla-Mendez \*, † M. G. Zangeronimo<sup>1</sup> et al.

\*Departamento de Zootecnia, e †Departamento de Medicina Veterinária,  
Universidade Federal de Lavras, Campus Universitário, Caixa Postal 3037, CEP  
37200-000, Lavras, Minas Gerais, Brasil.

**Normas da Revista Poultry Science**

---

<sup>1</sup>Autor de correspondência: zangeronimo@dmv.ufla.br



## RESUMO

A luminosidade é fundamental para o controle do desenvolvimento corporal das aves antes, durante e depois da puberdade. O objetivo desse estudo foi avaliar a influência de diferentes fontes luminosas sobre o desenvolvimento dos órgãos, qualidade óssea, composição química corporal e função hepática de codornas japonesas (*Coturnix coturnix japonica*) fêmeas. Um total de 270 aves comum dia de idade foi alojado em galpão de alvenaria dividido em seis salas, com isolamento luminoso, durante um período experimental de 12 semanas. Cada sala foi equipada com um tipo de lâmpada diferente e continha sete gaiolas com cinco aves cada. As lâmpadas testadas foram: incandescente de 25 watts (400– 1.100 nm); fluorescente branca compacta (380-770nm) e lâmpadas de diodos emissores de luz (LED) nas cores branca (400-760 nm), azul (435-500 nm), vermelha (630-700nm) e verde (500-565nm). A intensidade luminosa incidente sobre as aves foi de 15 lux e o fotoperíodo estabelecido em 23L:1E durante a primeira semana de vida; 7L:17E da segunda à quinta semana e 10L:14E até o final do experimento. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com seis tratamentos e sete repetições de uma ave cada. As condições morfofisiológicas das aves foram realizadas no início (oito semanas) e durante o pico de produção (12 semanas). Com oito semanas, os melhores resultados para peso e comprimento do intestino e peso do fígado foram obtidos com a LED branca, embora esse tipo de lâmpada tenha proporcionado menor peso do peito. Não houve influência das fontes luminosas sobre a resistência óssea nessa fase. Com 12 semanas, maior resistência óssea foi obtida com a LED branca e maior diâmetro do olho foi observado com as lâmpadas incandescente ou LED vermelha. Não houve influência das fontes luminosas sobre os níveis circulantes de AST e ALT, no entanto, as lâmpadas fluorescentes foram as que resultaram nos maiores níveis de  $\gamma$ -GT, enquanto que a LED azul foi a que resultou no menor nível. Não houve influência das fontes

luminosas sobre a composição química corporal em nenhuma das idades avaliadas. Conclui-se que a fotoestimulação de codornas japonesas com a LED branca tem maior eficiência em estimular o desenvolvimento dos órgãos, em especial o intestino, até a oitava semana de vida, proporcionando nas aves melhor qualidade óssea durante o pico de postura.

Palavras-chave: coturnicultura, enzimas hepáticas, fotoestimulação, luzes monocromáticas, iluminação, características de carcaça, morfologia ocular.

## INTRODUÇÃO

A intensidade, o fotoperíodo e o comprimento de onda são as três propriedades da luz consideradas como os principais estímulos ambientais que afetam a atividade, o comportamento, a fisiologia, a imunidade, a reprodução e, conseqüentemente, o desempenho das aves (Renema et al., 2007; Huber-Eicher et al., 2013). Em codornas japonesas, a maioria dos estudos com estímulos luminosos está focada no fotoperíodo (Coban et al., 2008; 2009; Jatoi et al., 2013) e poucos trabalhos têm sido conduzidos com fontes luminosas que geram diferentes comprimentos de ondas (Woodard et al., 1969). Dessa forma, os efeitos fisiológicos e metabólicos dessa propriedade da luz são pouco conhecidos, especialmente em codornas.

A luz que incide sobre a ave é imediatamente processada pelo sistema nervoso central após a ativação de fotorreceptores retiniais e extrarretiniais que são responsáveis por converter o estímulo luminoso em uma resposta neuronal (Hassan et al., 2014a). O sistema visual das aves é altamente especializado, possuindo quatro tipos de cones simples e um cone duplo, os quais possuem alta sensibilidade para discriminar diferentes cores do espectro luminoso (Bowmaker e Knowles, 1976). Tal característica permite que as aves identifiquem uma ampla variedade de cores, muitas não visíveis ao olho dos mamíferos (Prescott e

Wathes, 1999). Os fotorreceptores são capazes de reconhecer a energia emitida pelos diferentes comprimentos de onda de luz. Essa estimulação desencadeia uma série de mudanças fisiológicas que podem influenciar o crescimento e o desenvolvimento das aves de diferentes maneiras (Lewis e Morris, 2000).

Em se tratando de iluminação artificial, diferentes fontes luminosas são capazes de emitir luzes em diferentes comprimentos de onda, sendo essa característica importante para garantir o desenvolvimento das aves. Recentemente, o uso de lâmpadas de diodos emissores de luz (LED) tem sido introduzido nos sistemas de criação de aves, substituindo os sistemas luminosos compostos por, principalmente, lâmpadas incandescentes e fluorescentes em função da maior eficiência energética (Olanrewaju et al., 2006). Em frangos de corte e poedeiras, diversos trabalhos têm comprovado os efeitos das lâmpadas LED sobre o desempenho e parâmetros fisiológicos e metabólicos, especialmente os reprodutivos (Huber-Eicher et al., 2013; Hassan et al., 2014b), buscando obter uma composição espectral adequada para o bom desenvolvimento das aves em diferentes idades.

Em codornas japonesas, os estudos sobre diferentes comprimentos de onda de luz focam particularmente em desempenho (Molino et al., 2015) e características reprodutivas (Yadav et al., 2015), porém, os efeitos sobre os demais parâmetros metabólicos e fisiológicos são escassos. Portanto, o objetivo deste estudo é avaliar o efeito de diferentes fontes luminosas sobre o desenvolvimento dos órgãos, qualidade óssea, composição química corporal e função hepática em codornas japonesas.

## MATERIAL E MÉTODOS

### **Animais, instalações, dietas e delineamento experimental**

O experimento foi conduzido no setor de avicultura do Departamento de Zootecnia da Universidade Federal de Lavras, em Lavras, Minas Gerais, Brasil, tendo sido aprovado pelo comitê de ética no uso de animais da instituição (protocolo 028/2014). Um total de 270 codornas japonesas fêmeas (*Coturnix coturnix japonica*) de um dia de idade, provenientes de incubatório comercial, foi alojado em galpão de alvenaria dividido em seis salas, com completo isolamento luminoso, durante um período experimental de 12 semanas. Todas as salas continham um *Timer* analógico (ref. 8769, Brasfort, São Paulo, Brasil) para o controle do tempo de iluminação, um *Dimer* (Dimmer Luz 500W 9240, Gaya, São Paulo, Brasil) para controle da intensidade e um *Hobo Logger* (Onset Computer Corporation, Bourne, EUA) para controle da temperatura e umidade relativa do ar.

Cada sala foi equipada com um tipo de lâmpada diferente e continha sete gaiolas (50 cm largura x 70 cm de profundidade x 25,5 cm altura) com cinco aves cada. As lâmpadas testadas foram: incandescente de 25 watts (400–1.100nm) (Lewis et al., 2007); fluorescente branca compacta de 15 watts (380–770nm) e lâmpadas de diodos emissores de luz (LED) de 4,4 watts nas cores azul (435-500 nm), vermelha (630-700nm), verde (500-565nm) (Hassan et al., 2013) e branca (400-760 nm) (Cao et al., 2008). As lâmpadas foram instaladas na parte superior das gaiolas, de modo que a intensidade luminosa incidente sobre as aves foi de 15 lux, medido com o auxílio de um luxímetro (ICEL LD 510, Manaus, Brasil). O fotoperíodo foi estabelecido em 23L:1E durante a primeira semana de vida (Srivastava et al., 2012); 7L:17E da segunda à quinta semana e 10L:14E até o final do experimento (Makiyama, 2012).

As dietas foram formuladas à base de milho e farelo de soja seguindo as recomendações de Rostagno et al. (2011), com 2.900 kcal/kg de energia metabolizável (EM), 22,0% de proteína bruta (PB), 0,9% de cálcio (Ca) e 0,375% de fósforo disponível (Pd) até os 35 dias de idade, e 2.800 kcal/kg de EM, 18,8% de PB, 3,0% de Ca e 0,304% de Pd para a fase de produção.

O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado com seis tratamentos e sete repetições. Cada ave constituiu uma unidade experimental.

### **Obtenção das amostras**

As amostras foram obtidas no início da atividade reprodutiva (oito semanas de idade) e durante o pico de postura (12 semanas). Para a obtenção das amostras, sete aves por grupo experimental (uma por gaiola) foram selecionadas aleatoriamente, pesadas em balança digital (Shimazu AT, Kioto, Japão) e abatidas por deslocamento cervical após jejum sólido de 12 horas. Antes da eutanásia das aves com oito semanas, uma amostra de 2 mL de sangue de cada ave foi coletada em um tubo *ependorf* após punção da veia braquial entre as 13h e 15h. O plasma foi então imediatamente separado por centrifugação a 3.000 g por 15 min a 4 °C e armazenado a -80 °C para posterior análise.

Após a eutanásia, as aves foram depenadas e a cabeça e as pernas retiradas. As carcaças foram submetidas à abertura da cavidade celomática para a retirada do coração, moela, fígado e intestino. Após a pesagem dos órgãos e mensuração do comprimento dos intestinos delgado e grosso, as vísceras foram retornadas às carcaças e armazenadas a -20 °C até posterior análise química corporal.

As tíbias foram dissecadas, pesadas e mensuradas com auxílio de paquímetro digital (Mitutoyo, Suzano, Brasil). A partir da relação entre o peso e comprimento do osso, foi calculado o índice de Seedor (Seedor et al., 1991), que

é um indicador da densidade óssea. As tíbias foram então depositadas em sacolas plásticas e congeladas a  $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$  até o dia do teste mecânico.

Os olhos foram enucleados, pesados em balança digital (Shimazu AT, Kioto, Japão) e mensurados com o auxílio do paquímetro digital. O diâmetro anteroposterior e transversal foram registrados, sendo o primeiro medido a partir da borda mais frontal da córnea para a borda mais posterior do globo ocular e o segundo através do olho mantendo o paquímetro em paralelo ao plano anteroposterior e perpendicular ao plano dorsoventral da córnea, com o nervo óptico na sua posição mais descendente (Siopeset al., 1984). Nos olhos das aves com 12 semanas, foi realizado um corte transversal, logo após a saída do nervo óptico. As partes foram então fixadas em formol tamponado por 24 horas e, em seguida, colocadas em álcool 70% até o processamento e posterior avaliação histológica (Bancroft et al., 2013).

### **Histologia dos olhos**

Inicialmente, as amostras foram desidratadas em bateria com gradiente alcoólico crescente, diafanizadas em xilol e incluídos em parafina (ponto de fusão de  $56\text{ a }58\text{ }^{\circ}\text{C}$ ). Em seguida, foram obtidos cortes histológicos de  $5\text{ a }6\text{ }\mu\text{m}$  de espessura, que foram colocados em lâminas histológicas silanizadas e então secas em estufa a  $37\text{ }^{\circ}\text{C}$  *overnight*. Os cortes foram desparafinados, reidratados, seguindo métodos histológicos de rotina e submetidos à coloração com hematoxilina e eosina (Bancroft et al., 2013). As lâminas foram fotografadas em microscópio Olympus CX31 (Olympus, Tokio, Japão) acoplado à câmera digital Altra SC30 (Olympus, Tokio, Japão) para avaliação da integridade das diferentes camadas da retina (Blatchford et al., 2009) usando o programa Axio Vision (Carl Zeiss, Munique, Alemanha).

### **Resistência óssea e teor de cinzas na tíbia**

Para a avaliação da força absoluta à quebra (FAQ) e resistência à quebra (RQ) da tíbia, procedeu-se ao descongelamento das mesmas à temperatura ambiente (Kaye et al., 2012). Em seguida, foram submetidas ao teste, utilizando o equipamento *Universal Testing Machine* WDW 20E (Jinang Liangong Testing Technology, Jiangsu, China) de três apoios. O teste foi conduzido em uma câmara climática com temperatura controlada a 17 °C e 65% de umidade. O ponto de carga foi definido no centro da diáfise de cada tíbia até a deformação e ruptura de cada osso. A velocidade constante de carga aplicada foi de 2 mm/min e vão livre da diáfise de 2,0 cm (Liu et al., 2003).

Para a determinação da porcentagem de cinzas, inicialmente as tíbias foram desengorduradas no aparelho Soxhlet por aproximadamente oito horas, utilizando-se éter etílico. Em seguida, determinou-se a matéria seca em estufa a 105 °C e as cinzas após de incineração em mufla a 600 °C (AOAC, 2005).

### **Composição química corporal e atividade de enzimas hepáticas**

As carcaças foram homogeneizadas em liquidificador industrial (LT-1,5-N, Skymesen, Brusque, Brasil) e então secas em estufa de 105 °C. A porcentagem de gordura foi avaliada pelo método de extração com éter etílico usando o aparelho de Soxhlet e a porcentagem de proteína foi obtida usando o método de Kjeldahl (AOAC, 2005).

As atividades das enzimas aspartato aminotransferase (AST), alanino aminotransferase (ALT) e  $\gamma$ -glutamilttransferase ( $\gamma$ -GT) foram determinadas por meio de ensaio colorimétrico específico (Gold Analisa Diagnósticos, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil), seguindo as recomendações do fabricante.

### **Análise estatística**

Os dados que atingiram a normalidade pelo teste de Shapiro-Wilk foram submetidos à análise de variância utilizando o pacote estatístico Action 2.7. A opção da raiz quadrada para a transformação dos dados foi usada para as variáveis que não atingiram a normalidade. As médias foram comparadas pelo teste Scott-Knott a 5%, com  $\alpha = 0,05$ .

## **RESULTADOS E DISCUSSÃO**

### **Morfologia do olho**

As diferentes fontes luminosas não influenciaram o peso do olho das codornas com oito semanas de idade (Tabela 1), mas com 12 semanas, embora não tenham afetado o peso absoluto e relativo, as lâmpadas incandescentes e LED vermelha aumentaram o diâmetro maior da víscera (Tabela 2). Embora tenham sido detectadas diferenças na morfologia estrutural do olho das aves com 12 semanas, a microscopia ótica não revelou alterações ultraestruturais nas diferentes camadas da retina dos olhos das codornas criadas sob as diferentes fontes luminosas (Fig.1), o que também foi observado por Blatchford et al. (2009) ao trabalhar com diferentes intensidades de luz.

O aumento das dimensões dos olhos, embora possam passar despercebidas na prática, podem gerar problemas de desempenho nas aves. Uma importante consequência fisiológica desse aumento é a elevação da pressão no nervo ótico que se encontra localizado na parte posterior do globo ocular. Com isso, pode haver alterações nos processos visuais e até mesmo danos estruturais no nervo em casos mais graves, gerando dores oculares (Morrison et al., 2005). Além disso, o aumento no diâmetro pode alterar o eixo ótico normal, resultando em um efeito de miopia, perda da convexidade da córnea e consequente diminuição do poder refrativo do olho (Li et al., 1995). Embora a maioria dos



efeitos fototóxicos da luz tenha sido reportado em estudos com fotoperíodos extremos (Lauber et al., 1970) ou intensidades luminosas baixas (Siopes et al., 1983, 1984; Blatchford et al., 2009), Harrison e McGinnins (1967) reportaram que aves criadas sob luz vermelha apresentam alargamento dos olhos, mudança nas dioptrias e inflamação da coróide. No presente estudo, as aves que foram criadas sob LED azul, verde ou branca e as lâmpadas fluorescentes apresentaram os menores valores de dimensões oculares às 12 semanas de idade. Provavelmente esse efeito seja devido à capacidade das aves de enxergar melhor os comprimentos de onda mais baixos, entre 400 e 480 nm (Prescott e Wathes, 1999).

### **Desenvolvimento do peito e de órgãos**

Embora o maior peso corporal tenha sido observado nas aves com oito semanas de idade com o uso da LED branca, menor peso relativo do peito foi observado, ao comparar esse tipo de lâmpada com as demais fontes luminosas (Tabela 2). Além disso, houve maior peso do fígado e maior peso total do intestino total não só com a LED branca, mas também com as lâmpadas fluorescentes. Maiores comprimentos do intestino foram obtidos com a LED branca e vermelha. Com 12 semanas de idade, nenhuma das características de peito ou de órgãos foi influenciada pelas diferentes fontes luminosas (Tabela 3).

O maior peso do intestino observado com o uso de algumas fontes luminosas ocorreu devido ao aumento do peso do intestino delgado, enquanto que os maiores comprimentos deveram-se à maior dimensão do intestino grosso. Sabe-se que o desenvolvimento da superfície absorptiva do trato digestivo das aves é um dos fatores de grande importância para o aproveitamento dos nutrientes. Estudos mostram que aves mantidas em diferentes comprimentos de onda de luz podem apresentar diferenças nos níveis circulantes de IGF-1 (Halevy et al., 2006; Liu et al., 2010; Zhang et al., 2014) proveniente do fígado

(Sjogren et al., 1999) e seus efeitos tróficos sobre o desenvolvimento das vísceras estão documentados (Houle et al., 1997; Georgiev et al., 2003), dentre eles o intestino (Ohneda et al., 1997). No presente estudo, a LED branca e a lâmpada fluorescente promoveram maior desenvolvimento intestinal e isso poderia proporcionar uma nova perspectiva para se explorar como as luzes monocromáticas afetam o desenvolvimento corporal das aves criadas sob esses tipos de fontes luminosas.

### **Qualidade óssea**

Com oito semanas de idade, maior peso da tíbia foi obtido com a LED verde e maiores diâmetros com a LED branca e lâmpadas fluorescentes (Tabela 1). Menores porcentagens de cinzas foram encontradas na tíbia das aves mantidas sob as LED vermelha e branca. Embora tenham sido observadas diferenças físicas entre as diferentes fontes luminosas, não houve efeito sobre as propriedades mecânicas (RQ e FAQ) nessa idade. No entanto, com 12 semanas de idade, maiores pesos relativos da tíbia foram obtidos com as LED azul, vermelha e branca, porém, maior resistência óssea (RQ e FAQ) foi obtida com a LED branca (Tabela 2).

Relatos na literatura têm associado os efeitos da luz verde sobre o desenvolvimento ósseo de frangos de corte às 4 semanas de idade (Prayitno et al., 1997), resultado esse atribuído aos maiores níveis circulantes de IGF-I (Liu et al., 2010). Sabe-se que esse hormônio tem um papel fundamental na remodelação óssea e mostram um impacto direto sobre o crescimento linear do osso (Yakar et al., 2002).

Um estudo com ratos submetidos à fototerapia com lâmpadas LED de 800 nm mostrou que esse tipo de iluminação é capaz de reduzir os processos inflamatórios nos ossos e aumentar a deposição de colágeno, estimulando assim a formação óssea (Pinheiro et al., 2012). Os resultados desse estudo provam que

a luminosidade pode influenciar a qualidade óssea dos animais. Além disso, outros trabalhos comprovaram que aves mantidas em fontes luminosas próximas ou que contenham comprimentos de onda curtos como a luz verde e a azul (Bowmaker, 2008) ou lâmpadas fluorescentes (Edwards et al., 1992) ativam mais eficientemente a vitamina D e, portanto, poderiam ter um aumento na absorção intestinal de cálcio (Edwards et al., 1994) e, conseqüentemente, melhor integridade óssea.

Dessa forma, os resultados do presente estudo mostram que o comprimento de onda de luz pode ser considerado como uma ferramenta utilizada para controlar os diversos distúrbios do sistema esquelético das aves. No entanto, o que permanece incerto é porque as fontes luminosas influenciam de maneira diferenciada o desenvolvimento dos órgãos e a qualidade óssea nas diferentes idades avaliadas. Com oito semanas, melhores respostas foram obtidas com a LED verde e a lâmpada fluorescente, no entanto, com 12 semanas, a LED branca apresentou melhor resultado. Nesse caso, pesquisas ao nível molecular, celular e estudos translacionais são necessários para esclarecer as ações e interações dos diferentes processos envolvidos na formação dos ossos e, dessa maneira, obter um panorama mais claro das diferenças encontradas.

### **Composição química corporal e atividade de enzimas hepáticas**

A composição química corporal das aves não foi influenciada pelas diferentes fontes luminosas em ambas as idades avaliadas (Tabelas 2 e 3). Resultados semelhantes foram obtidos por Prayitno et al. (1997) com frangos de corte ao utilizarem fontes luminosas (30 lux) nas cores azul, verde, vermelha e branca. No entanto, Kim et al. (2013) observaram que o peito de frangos de corte criados sob lâmpada incandescente (15 lux) apresentou menor teor de lipídios, resultado oposto ao obtido com LED vermelha, quando comparadas às LED azul, verde e amarela.

Não houve influência das fontes luminosas sobre os níveis circulantes de AST e ALT, no entanto, as lâmpadas fluorescentes foram as que resultaram nos maiores níveis de  $\gamma$ -GT, enquanto que a LED azul foi a que resultou no menor nível observado (Fig. 2). Todos os valores obtidos estiveram dentro dos padrões fisiológicos também encontrados por Scholtz et al. (2009).

As atividades enzimáticas de AST, ALT e  $\gamma$ -GT são consideradas biomarcadores confiáveis para monitorar a saúde hepática e muscular (Harr, 2002; Ritchie et al., 1994). Estudos prévios indicam que a luz monocromática azul tem a capacidade de melhorar o *status redox* das aves no fígado e no músculo (Ke et al., 2011; Wang et al., 2014). Nesse caso, outros comprimentos de onda poderiam afetar a integridade hepática/muscular através do estresse oxidativo. No presente estudo, observou-se que a luz fluorescente aumentou a atividade da  $\gamma$ -GT, enzima que é amplamente utilizada como índice de integridade ou marcador de estresse oxidativo (Borutova et al., 2008; Limet al., 2004) ou até mesmo disfunção hepática (Harr, 2002). Entretanto, os efeitos negativos da lâmpada fluorescente na função hepática não podem ser comprovados, uma vez que a LED branca também proporcionou maior peso do fígado nas aves com oito semanas de idade.

De uma forma geral, os resultados obtidos no presente estudo mostraram como as diferentes fontes luminosas afetam os sistemas fisiológicos das codornas japonesas no início da vida reprodutiva e também durante o pico de produção. As informações levantadas com essa pesquisa poderão fornecer subsídios para outros trabalhos que avaliem não só o desempenho produtivo e as condições corporais, mas também os problemas esqueléticos das aves.

## CONCLUSÃO

A fotoestimulação de codornas japonesas com a LED branca tem maior eficiência em estimular o desenvolvimento dos órgãos, em especial o intestino, até a oitava semana de vida, proporcionando nas aves melhor qualidade óssea durante o pico de postura. Portanto, é recomendável usar esse tipo de lâmpada em criações comerciais a fim de se obter aves com maior potencial fisiológico de produção.

## REFERÊNCIAS

- Association of Agricultural Chemists. 2005. Official Methods of Analysis Association of Official Analytical Chemists. Arlington.
- Bancroft, J. D., C. Layton, and S. K. Suvarna. 2013. Bancroft's theory and practice of histological techniques. Seventh. Elsevier, Nottingham.
- Blatchford, R. A, K. C. Klasing, H. L. Shivaprasad, P. S. Wakenell, G. S. Archer, and J. a Mench. 2009. The effect of light intensity on the behavior, eye and leg health, and immune function of broiler chickens. *Poult. Sci.* 88:20–8.
- Borutova, R., S. Faix, I. Placha, L. Gresakova, K. Cobanova, and L. Leng. 2008. Effects of deoxynivalenol and zearalenone on oxidative stress and blood phagocytic activity in broilers. *Arch. Anim. Nutr.* 62:303–312.
- Bowmaker, J. K., and A. Knowles. 1976. The visual pigments and oil droplets of the chicken retina. *Vision Res.* 17:755–764.
- Cao, J., W. Liu, Z. Wang, D. Xie, L. Jia, and Y. Chen. 2008. Green and blue monochromatic lights promote growth and development of broilers via stimulating testosterone secretion and myofiber growth. *J. Appl. Poult. Res.* 17:211–218.
- Coban, O., E. Lacin, and N. Sabuncuoglu. 2008. Effect of some parental and environmental factors on some reproductive traits of Japanese quails. *Ital. J. Anim. Sci.* 7:479–486.
- Coban, O., E. Lacin, N. Sabuncuoglu, and Z. Ozudogru. 2009. Effect of self-photoperiod on live weight, carcass and growth traits in quails (*Coturnix Coturnix Japonica*). *Asian Australas. J. Anim. Sci.* 22:410–415.
- Edwards, H. M., M. A. Elliot, and S. Sooncharernytng. 1992. Effet of dietary calcium on tibial dyschondroplasia. Interaction with light, cholecalciferol, 1,25-Dihydroxycholecalciferol, protein and synthetic zeolite. *Poult. Sci.* 71:2041–2055.

- Edwards, H. M., M. A. Elliot, S. Sooncharernying, and W. M. Britton. 1994. Quantitative requirement for cholecalciferol in the absence of ultraviolet light. *Poult. Sci.* 73:288–294.
- Georgiev, I. P., T. M. Georgieva, M. Pfaffl, H. M. Hammon, and J. W. Blum. 2003. Insulin-like growth factor and insulin receptors in intestinal mucosa of neonatal calves. *J. Endocrinol.* 176:121–132.
- Halevy, O., Y. Piestun, I. Rozenboim, and Z. Yablonka-reuveni. 2006. In ovo exposure to monochromatic green light promotes skeletal muscle cell proliferation and affects myofiber growth in posthatch chicks. *Am. J. Regul. Integr. Comp. Physiol.* 290:1062–1070.
- Harr, K. E. 2002. Clinical chemistry of companion avian species: a review. *Vet. Clin. Pathol.* 31:140–151.
- Harrison, P. C., and J. McGinnins. 1967. Light induced exophthalmos in the domestic fowl. *Proc. Soc. Exp. Biol. Med.* 126:308–312.
- Hassan, M. R., S. Sultana, H. S. Choe, and K. S. Ryu. 2014a. A comparison of monochromatic and mixed LED light color on performance, bone mineral density, meat and blood properties, and immunity of broiler chicks. *J. Poult. Sci.* 51:195–201.
- Hassan, M. R., S. Sultana, H. S. Choe, and K. S. Ryu. 2014b. Effect of combinations of monochromatic LED light color on the performance and behavior of laying hens. *J. Poult. Sci.* 51:321–326.
- Houle, V. M., E. A. Schroeder, J. Odle, and S. M. Donovan. 1997. Small intestinal disaccharidase activity and ileal villus height are increased in piglets consuming formula containing recombinant human insulin-like growth factor-I. *Pediatr. Res.* 42:78–86.
- Huber-Eicher, B., A. Suter, and P. Spring-Stähli. 2013. Effects of colored light-emitting diode illumination on behavior and performance of laying hens. *Poult. Sci.* 92:869–73.
- Jatoi, A. S., M. K. Khan, A. W. Sahota, M. Akram, K. Javed, M. H. Jaspal, S. H. Khan, and A. Sciences. 2013. Post-peak egg production in local and imported strains of japanese quails (*Coturnix coturnix japonica*) as influenced by continuous and intermittent light regimens during early growing period. *J. Anim. Plant Sci.* 23:727–730.
- Kaye, B., C. Randall, D. Walsh, and P. Hansma. 2012. The effects of freezing on the mechanical properties of bone. *Open Bone J.*:14–19.
- Ke, Y. Y., W. J. Liu, Z. X. Wang, and Y. X. Chen. 2011. Effects of monochromatic light on quality properties and antioxidation of meat in broilers. *Poult. Sci.* 90:2632–2637.
- Kim, M. J., R. Parvin, M. M. H. Mushtaq, J. Hwangbo, J. H. Kim, J. C. Na, D. W. Kim, H. K. Kang, C. D. Kim, K. O. Cho, C. B. Yang, and H. C. Choi. 2013. Influence of monochromatic light on quality traits, nutritional, fatty

- acid, and amino acid profiles of broiler chicken meat. *Poult. Sci.* 92:2844–52.
- Lauber, J. K., J. E. Boyd, and T. A. S. Boyd. 1970. Intraocular pressure and aqueous outflow facility in light-induced avian buphthalmos. *Exp. Eye Res.* 9:181–187.
- Lewis, P. D., and T. R. Morris. 2000. Poultry and coloured light. *Worlds. Poult. Sci. J.* 56:189–207.
- Lewis, P. D., Caston, L., Leeson, S., 2007. Green light during rearing does not significantly affect the performance of egg-type pullets in the laying phase. *Poult. Sci.* 86, 739–743.
- Li, T., D. Troilo, A. Glasser, and H. C. Howland. 1995. Constant light produces severe corneal flattening and hyperopia in chickens. *Vision Res.* 35:1203–1209.
- Lim, J. S., J. H. Yang, B. Y. Chun, S. Kam, D. R. Jacobs, and D. H. Lee. 2004. Is serum gamma-glutamyltransferase inversely associated with serum antioxidants as a marker of oxidative stress? *Free Radic. Biol. Med.* 37:1018–1023.
- Liu, D., H. P. Veit, J. H. Wilson, and D. M. Denbow. 2003. Long-term supplementation of various dietary lipids alters bone mineral content, mechanical properties and histological characteristics of japanese quail. *Poult. Sci.* 82:831–9.
- Liu, W., Z. Wang, and Y. Chen. 2010. Effects of monochromatic light on developmental changes in satellite cell population of pectoral muscle in broilers during early posthatch period. *Anat. Rec. (Hoboken)*. 293:1315–24.
- Makiyama, L., 2012. Programas de iluminação para codornas japonesas no período de recria e desempenho na fase de postura. Lavras: UFLA, 2012. 62 p. Dissertação (Mestrado) – Programa de pós graduação em Zootecnia. Universidade Federal de Lavras, Lavras.
- Molino, A. B., E. A. Garcia, G. C. Santos, J. A. Vieira Filho, G. A. Baldo, and I. C. Almeida Paz. 2015. Photostimulation of japanese quail. *Poult Sci.* 14. pii: peu039.
- Morrison, J. C., E. C. Johnson, W. Cepurna, and L. Jia. 2005. Understanding mechanisms of pressure-induced optic nerve damage. *Prog. Retin. Eye Res.* 24:217–240.
- Ohneda, K., M. Ulshen, C. Fuller, A. D’Ercole, and P. Lund. 1997. Enhanced growth of small bowel in transgenic mice expressing human insulin-like growth factor I. *Gastroenterology* 112:444–454.
- Olanrewaju, H., J. P. Thaxton, W. A. I. Dozier, J. Purswell, W. B. Roush, and S. L. Branton. 2006. A review of lighting for broilers. *Int. J. Poult. Sci.* 5:301–308.

- Pinheiro, A. L. B., L. G. P. Soares, A. F. S. Barbosa, L. M. P. Ramalho, and J. N. Dos Santos. 2012. Does LED phototherapy influence the repair of bone defects grafted with MTA, bone morphogenetic proteins, and guided bone regeneration? A description of the repair process on rodents. *Lasers Med. Sci.* 27:1013–1024.
- Prayitno, D. S., C. J. Phillips, and H. Omed. 1997. The effects of color of lighting on the behavior and production of meat chickens. *Poult. Sci.* 76:452–457.
- Prescott, N. B., and C. M. Wathes. 1999. Spectral sensitivity of the domestic fowl (*Gallus g. domesticus*). *Br. Poult. Sci.* 40:332–9.
- Renema, R. A, F. E. Robinson, and M. J. Zuidhof. 2007. Reproductive efficiency and metabolism of female broiler breeders as affected by genotype, feed allocation, and age at photostimulation. 2. Sexual maturation. *Poult. Sci.* 86:2267–77.
- Ritchie, B. W., G. J. Harrison, and R. L. Harrison. 1994. *Avian medicine: Principles and applications*. Wingers Pu. Florida.
- Rostagno, H. S., L. F. T. Albino, J. L. Donzele, P. C. Gomes, R. F. Oliveira, D. C. Lopes, A. S. Ferreira, and S. L. T. Barreto. 2011. *Brazilian tables for poultry and swine. Composition of feedstuffs and nutritional requirements*. 2<sup>nd</sup> ed. UFV: Viçosa, Brazil.
- Scholtz, N., I. Halle, G. Flachowsky, and H. Sauerwein. 2009. Serum chemistry reference values in adult japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*) including sex-related differences. *Poult. Sci.* 88:1186–1190.
- Seedor, J. G., H. A. Quartuccio, and D. D. Thompson. 1991. The bisphosphonate alendronate (MK-217) inhibits bone loss due to ovariectomy in rats. *J. Bone Miner. Res.* 6:339–46.
- Siopes, T. D., M. B. Timmons, G. R. Baughman, C. R. Parkhurst, and N. Carolina. 1983. The effect of light intensity on turkey poult eye morphology. *Poult. Sci.* 62:2486–2488.
- Siopes, T. D., Timmons M B, G. R. Baughman, and C. R. Parkhurst. 1984. The effects of light intensity on turkey poult performance, eye morphology. *Poult. Sci.* 63:904–909.
- Sjogren, K., J. L., Liu, K. Blad, S. Skrtic, O. Vidal, V. Wallenus, D. LeRoith, J. Tornell, O. G. Isaksson, J. O. Jansson, and C. Ohlsson. 1999. Liver-derived insulin-like growth factor I (IGF-I) is the principal source of IGF-I in blood but is not required for postnatal body. *Proc. Natl. Acad. Sci. U. S. A.* 96:7088–7092.
- Srivastava, R., and C. M. Chaturvedi, 2012. Age, photoperiod and estrogen dependent variations in the shell gland and the expression of AVT in the ovary of Japanese quail. *Steroids*, 77:578–588.
- Wand, T., Z. Wang, J. Cao, Y. Dong, and Y. Chen. 2014. Monochromatic light affects the development of chick embryo liver via an anti-oxidation



- pathway involving melatonin and the melatonin receptor Mel1c. *Can. J. Anim. Sci.* 94: 391–400.
- Woodard, A. E., J. A. Moore, and W. O. Wilson. 1969. Effect of wave length of light on growth and reproduction in Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*). *Poult. Sci.* 48:118–23.
- Yadav, S., and C. M. Chaturvedi. 2015. Light colour and intensity alters reproductive/seasonal responses in Japanese quail. *Physiol. Behav.* 147:163-8.
- Yakar, S., C. J. Rosen, W. G. Beamer, C. L. Ackert-Bicknell, Y. Wu, J. L. Liu, G. T. Ooi, J. Setser, J. Frystyk, Y. R. Boisclair, and D. LeRoith. 2002. Circulating levels of IGF-1 directly regulate bone growth and density. *J. Clin. Invest.* 110:771–781.
- Zhang, L., S. Wu, J. Wang, X. Qiao, H. Yue, J. Yao, H. Zhang, and G. Qi. 2014. Changes of plasma growth hormone, insulin-like growth factors-I, thyroid hormones, and testosterone concentrations in embryos and broiler chickens incubated under monochromatic green light. *Ital. J. Anim. Sci.* 13:530-535.

Tabela 1. Influência de diferentes fontes luminosas sobre o peso dos órgãos, qualidade óssea e composição química corporal de codornas japonesas com 8 semanas de idade.

Variável	Tipo de Lâmpadas						CV (%)	Valor de P
	I	F	LED ( <i>light emitting diode</i> )					
			Vd	Az	Vm	Br		
Peso ave, g	148,8 <sup>b</sup>	155,5 <sup>b</sup>	144,4 <sup>b</sup>	147,7 <sup>b</sup>	152,7 <sup>b</sup>	166,5 <sup>a</sup>	7,15	0,01
Peito, g	38,3	39,8	40,0	40,3	40,02	39,0	9,34	0,91
Peito, %	25,8 <sup>a</sup>	25,6 <sup>a</sup>	27,6 <sup>a</sup>	27,3 <sup>a</sup>	26,4 <sup>a</sup>	23,4 <sup>b</sup>	7,30	<0,01
Fígado, g	3,04 <sup>b</sup>	4,10 <sup>a</sup>	2,73 <sup>b</sup>	2,73 <sup>b</sup>	3,24 <sup>b</sup>	4,09 <sup>a</sup>	13,09	0,01
Fígado, %	2,04 <sup>b</sup>	2,62 <sup>a</sup>	1,88 <sup>b</sup>	1,84 <sup>b</sup>	2,08 <sup>b</sup>	2,45 <sup>a</sup>	11,14	0,02
Moela, g	3,57	3,63	3,55	3,64	3,70	3,45	15,13	0,97
Moela, %	2,41	2,34	2,46	2,47	2,42	2,07	15,25	0,34
Coração, g	1,58	1,44	1,37	1,44	1,51	1,40	12,70	0,33
Coração, %	1,06	0,92	0,95	0,97	1,00	0,84	13,18	0,08
Intestino total								
Peso absoluto, g	4,71 <sup>b</sup>	5,30 <sup>a</sup>	4,50 <sup>b</sup>	4,64 <sup>b</sup>	4,69 <sup>b</sup>	5,66 <sup>a</sup>	12,66	<0,01
Peso relativo, %	3,18	3,40	3,13	3,13	3,07	3,40	9,87	0,22
Comprimento, cm	52,94 <sup>b</sup>	52,11 <sup>b</sup>	50,13 <sup>b</sup>	51,06 <sup>b</sup>	55,57 <sup>a</sup>	57,57 <sup>a</sup>	8,22	0,03
Intestino delgado								
Peso absoluto, g	2,87 <sup>b</sup>	3,15 <sup>a</sup>	2,79 <sup>b</sup>	2,84 <sup>b</sup>	3,01 <sup>b</sup>	3,77 <sup>a</sup>	12,56	<0,01
Peso relativo, %	1,93 <sup>b</sup>	2,02 <sup>b</sup>	1,94 <sup>b</sup>	1,92 <sup>b</sup>	1,96 <sup>b</sup>	2,26 <sup>a</sup>	9,38	0,01
Comprimento, cm	41,36	40,14	39,01	40,00	42,71	44,03	9,57	0,19
Intestino grosso								
Peso absoluto, g	1,71	1,86	1,60	1,59	1,61	1,89	16,98	0,19
Peso relativo, %	1,15	1,20	1,10	1,07	1,05	1,13	15,33	0,63
Comprimento, cm	11,59 <sup>b</sup>	11,97 <sup>b</sup>	11,11 <sup>b</sup>	11,06 <sup>b</sup>	12,86 <sup>a</sup>	13,83 <sup>a</sup>	14,14	0,03
Olho								
Peso absoluto, g	0,47	0,44	0,46	0,43	0,47	0,43	15,20	0,69
Peso relativo, %	0,32	0,28	0,33	0,29	0,31	0,26	16,25	0,11
Diâmetro maior, mm	9,71	9,13	9,22	9,32	9,43	8,77	8,22	0,33
Diâmetro menor, mm	6,47	5,97	6,14	6,57	6,38	5,97	14,69	0,73
Tíbia								
Peso absoluto, g	0,73	0,72	0,74	0,71	0,72	0,78	9,14	0,47
Peso relativo, %	0,49 <sup>b</sup>	0,46 <sup>b</sup>	0,51 <sup>a</sup>	0,48 <sup>b</sup>	0,47 <sup>b</sup>	0,47 <sup>b</sup>	6,25	0,05
Comprimento, mm	47,5	47,4	48,3	47,0	48,4	48,5	2,90	0,49
Diâmetro, mm	2,90 <sup>b</sup>	3,16 <sup>a</sup>	2,94 <sup>b</sup>	2,97 <sup>b</sup>	2,89 <sup>b</sup>	3,21 <sup>a</sup>	6,63	0,01
Índice de Seedor	1,55	1,53	1,52	1,48	1,48	1,61	7,95	0,42
Cinzas, %	43,3 <sup>a</sup>	44,5 <sup>a</sup>	44,5 <sup>a</sup>	44,2 <sup>a</sup>	42,5 <sup>b</sup>	41,3 <sup>b</sup>	4,95	0,04
FAQ, kgf	4,30	4,18	4,30	4,25	4,30	4,55	16,26	0,46
RQ, kgf/cm <sup>2</sup>	65,8	63,6	65,4	63,6	62,8	69,0	9,12	0,44
Composição química corporal								
Matéria seca, %	38,81	49,65	40,06	41,14	41,30	40,60	9,99	0,85
Lipídios, %	12,44	12,96	13,16	14,19	13,20	12,90	11,87	0,45
Proteína, %	22,95	24,04	24,86	24,06	24,68	25,29	919	0,41

<sup>a,b</sup> Médias seguidas por diferentes letras na linha diferem pelo teste de Scott-Knott (P<0,05).

I: incandescente, F: fluorescente, Br: branca, Az: azul, Vd: verde, Vm: vermelha, CV: coeficiente de variação

Tabela 2. Influência de diferentes fontes luminosas sobre o peso dos órgãos, qualidade óssea e composição química corporal de codornas japonesas com 12 semanas de idade.

Variável	Tipo de Lâmpadas						CV (%)	Valor de P
	I	F	LED ( <i>light emitting diode</i> )					
			Vd	Az	Vm	Br		
Peso ave, g	163,2	164,6	170,3	160,2	159,4	160,1	7,75	0,60
Peito, g	38,2	39,1	39,0	37,0	39,1	39,8	10,49	0,83
Peito, %	23,4	23,7	22,9	23,0	24,5	24,9	6,83	0,14
Fígado, g	4,01	3,96	4,12	3,89	4,09	3,82	12,07	0,99
Fígado, %	2,45	2,41	2,40	2,45	2,55	2,39	11,09	0,99
Moela, g	3,52	3,31	3,59	3,31	3,28	3,36	12,42	0,66
Moela, %	2,15	2,02	2,11	2,06	2,06	2,10	9,87	0,87
Coração, g	1,37	1,42	1,47	1,39	1,30	1,44	14,99	0,72
Coração, %	0,84	0,86	0,87	0,87	0,81	0,90	13,92	0,84
Intestino total								
Peso absoluto, g	5,23	5,07	5,52	5,04	4,81	5,20	10,31	0,24
Peso relativo, %	3,23	3,08	3,25	3,17	3,02	3,26	11,26	0,75
Comprimento, cm	56,6	54,6	58,0	54,0	51,3	53,4	7,37	0,08
Intestino delgado								
Peso absoluto, g	3,30	3,05	3,42	3,06	2,85	3,10	11,94	0,09
Peso relativo, %	2,04	1,85	2,01	1,92	1,80	1,94	12,41	0,40
Comprimento, cm	43,4	42,4	45,2	37,7	39,2	41,0	13,28	0,15
Intestino grosso								
Peso absoluto, g	1,83	1,84	1,95	1,74	1,86	1,96	14,37	0,66
Peso relativo, %	1,12	1,12	1,15	1,09	1,17	1,23	14,43	0,74
Comprimento, cm	13,2	12,1	12,8	16,3	12,0	12,5	15,27	0,75
Olho								
Peso absoluto, g	0,48	0,45	0,43	0,45	0,49	0,45	11,74	0,38
Peso relativo, %	0,29	0,27	0,26	0,28	0,31	0,28	10,58	0,09
Diâmetro maior, mm	9,97 <sup>a</sup>	9,63 <sup>b</sup>	9,44 <sup>b</sup>	9,77 <sup>b</sup>	9,86 <sup>a</sup>	9,63 <sup>b</sup>	2,95	0,02
Diâmetro menor, mm	7,25	6,94	6,74	7,44	7,55	7,13	9,76	0,28
Tíbia								
Peso absoluto, g	0,73	0,74	0,76	0,77	0,77	0,78	8,40	0,64
Peso relativo, %	0,45 <sup>b</sup>	0,45 <sup>b</sup>	0,45 <sup>b</sup>	0,48 <sup>a</sup>	0,48 <sup>a</sup>	0,49 <sup>a</sup>	6,62	0,02
Comprimento, mm	47,0	48,0	48,3	47,5	47,9	47,5	3,19	0,70
Diâmetro, mm	2,53	2,67	2,75	2,61	2,57	2,58	5,68	0,10
Índice de Seedor	1,56	1,53	1,58	1,61	1,61	1,65	7,27	0,48
Cinzas, %	43,3	44,5	43,0	43,3	44,4	43,0	5,56	0,71
FAQ, kgf	4,35 <sup>b</sup>	4,58 <sup>b</sup>	4,44 <sup>b</sup>	4,31 <sup>b</sup>	3,96 <sup>c</sup>	4,97 <sup>a</sup>	8,45	<0,01
RQ, kgf/cm <sup>2</sup>	82,1 <sup>b</sup>	90,1 <sup>a</sup>	82,2 <sup>b</sup>	83,8 <sup>b</sup>	74,8 <sup>b</sup>	91,1 <sup>a</sup>	8,78	<0,01
Composição química corporal								
Matéria seca, %	38,1	37,9	39,6	38,9	39,0	36,7	8,09	0,58
Lipídios, %	14,2	13,9	14,3	14,4	13,7	11,7	19,66	0,41
Proteína, %	20,0	21,1	21,8	20,8	21,7	21,2	6,78	0,24

<sup>a,b</sup> Médias seguidas por diferentes letras na linha diferem pelo teste de Scott-Knott (P<0,05).

I: incandescente, F: fluorescente, Br: branca, Az: azul, Vd: verde, Vm: vermelha, CV: coeficiente de variação

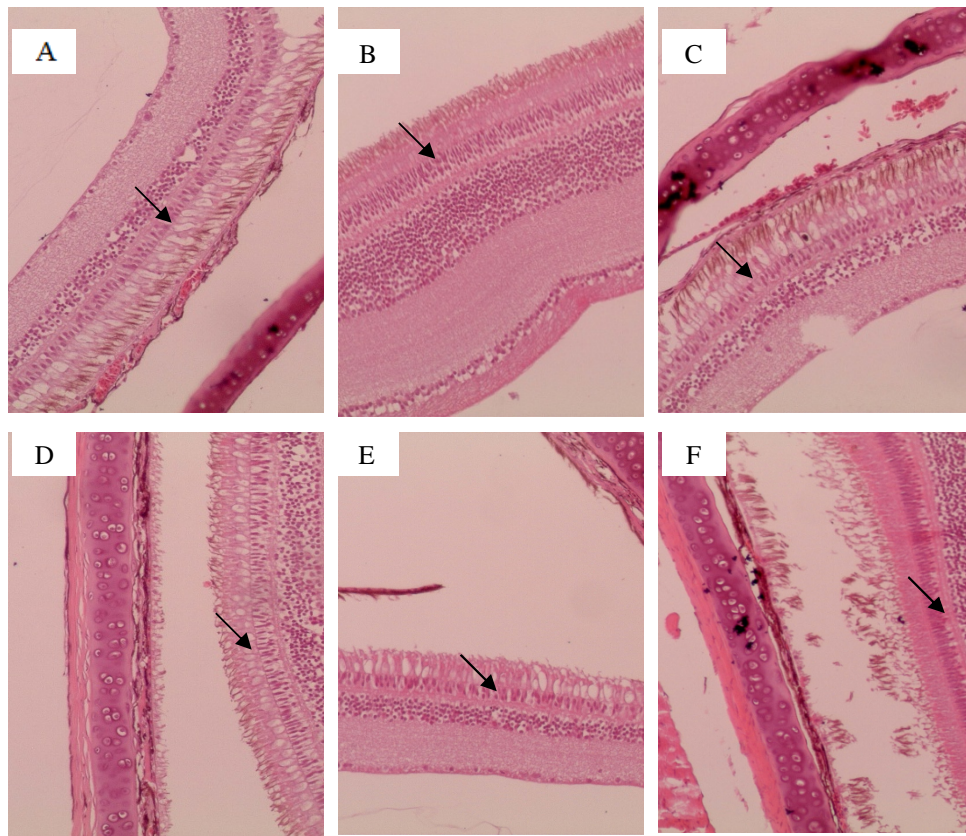


Figura 1. Retina de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas. Observar que não houve diferenças histológicas importantes entre os cortes. A. Luz azul. B. Lâmpada fluorescente. C. Luz verde. D. Lâmpada incandescente. E. Luz vermelha. F. Luz branca. Seta: fotorreceptores. H.E: 100x.

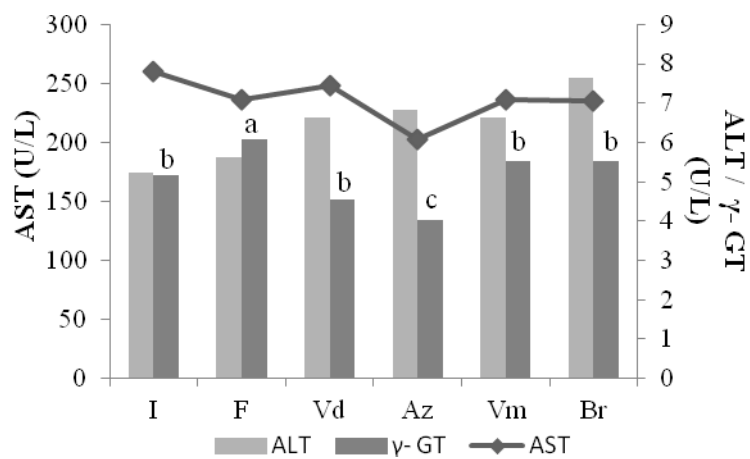


Figura 2. Efeito de diferentes fontes luminosas sobre a atividade de enzimas hepáticas de codornas japonesas com 8 semanas de idade. <sup>a,b</sup> Médias seguidas por diferentes letras diferem pelo teste de Scott-Knott ( $P < 0,05$ ). I: incandescente, F: fluorescente, Br: branca, Az: azul, Vd: verde, Vm: vermelha.

(VERSÃO PRELIMINAR)

## ANEXOS

## ANEXO A – Tabelas de análise de variância

Tabela 1. Análise de variância para maturidade sexual de codornas japonesas mantidas em diferentes fontes luminosas.

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	391,357	78,2714	8,295	0.0000
Erro	36	339,714	9,4365		

CV (%)= 6,00

Tabela 2. Análise de variância para porcentagem de gema à maturidade sexual de codornas japonesas mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,0231	0,0046	2,113	0,0863
Erro	36	0,0790	0,0021		

CV (%)= 21,13

Tabela 3. Análise de variância para o peso do primeiro ovo de codornas japonesas mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	5,1736	1,0347	2,314	0,2612
Erro	36	13,415	0,4471		

CV (%)= 9,87

Tabela 4. Análise de variância para o peso na maturidade sexual de codornas japonesas mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	3969,53	793,907	5,987	0,0006
Erro	36	3977,96	132,598		

CV (%)= 7,55

Tabela 5. Análise de variância para peso corporal de codornas às 4 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	220,493	44,098	0,909	0,4858
Erro	36	1745,554	48,487		

CV (%)= 6,72

Tabela 6. Análise de variância para o peso do peito de codornas japonesas às 4 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	11,5593	2,3118	0,473	0,7935
Erro	36	175,775	4,8826		

CV (%)= 8,38

Tabela 7. Análise de variância para o peso do estroma ovárico de codornas japonesas às 4 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,0018	0,00036	3,407	0,0127
Erro	36	0,0038	0,00010		

CV (%)= 12,57

Tabela 8. Análise de variância para peso corporal de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas.

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	2152,23	430,447	3,619	0,0094
Erro	36	4281,76	188,937		

CV (%)= 7,15

Tabela 9. Análise de variância para peso do peito de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas.

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	20,888	4,0576	0,297	0,9113
Erro	36	491,628	13,656		

CV (%)= 8,33

Tabela 10. Análise de variância para peso do estroma ovárico de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,8860	0,1772	11,642	0,0000
Erro	36	0,5479	0,0152		

CV (%)= 23,49

Tabela 11. Análise de variância para peso relativo de estroma ovárico de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,4862	0,0725	0,0974	0,0000
Erro	36	0,3153	0,0087	0,0875	

CV (%)= 23,32

Tabela 12. Análise de variância para peso de oviduto de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas sob diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	183,254	36,6508	8,273	0,0000
Erro	36	159,488	4,4302		

CV (%)=33,42



Tabela 13. Análise de variância para o peso relativo de oviduto de codornas japonesas às 8 semanas de idade

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	6,7889	1,3577	6,637	0,0001
Erro	36	7,3650	0,2045		

CV (%)= 31,43

Tabela 14. Análise de variância para o comprimento de oviduto de codornas japonesas às 8 semanas de idade

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	2022,91	404,583	12,781	0,0000
Erro	36	1139,00	31,6391		

CV (%)= 17,18

Tabela 15. Análise de variância para o peso corporal de codornas japonesas às 12 semanas de mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	590,533	118,106	0,741	0,5977
Erro	36	5736,74	159,354		

CV (%)= 7,89

Tabela 16. Análise de variância para o peso de peito de codornas japonesas às 12 semanas de idade

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	34,2718	6,8543	0,416	0,834
Erro	36	592,6380	16,4621		

CV (%)= 11,12

Tabela 17. Análise de variância para o peso de estroma de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,15078	0,00315	0,706	0,6229
Erro	36	0,23456	0,8843		

CV (%)= 31,93

Tabela 18. Análise de variância para o peso relativo de estroma de codorna japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,0416	0,0008	0,494	0,7785
Erro	36	0,6062	0,0164		

CV (%)= 32,13

Tabela 19. Análise de variância para o peso de oviduto de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	3,01812	0,6036	0,550	0,7374
Erro	36	39,5293	1,0980		

CV (%)= 15,72

Tabela 20. Análise de variância para o peso relativo de oviduto de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	1,1303	0,2260	0,862	0,5162
Erro	36	9,4459	0,2623		

CV (%)= 14,21

Tabela 21. Análise de variância para o comprimento de oviduto de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	184,114	36,8229	6,917	0,0004
Erro	36	127,760	5,3233		

CV (%)=15,67

Tabela 22. Análise de variância para o peso de ovário de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	3,2032	0,6406	0,443	0,8159
Erro	36	52,0275	1,4452		

CV (%)= 19,97

Tabela 23. Análise de variância para o peso relativo de ovário de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,7483	0,1496	0,331	0,8908
Erro	36	16,2724	0,4520		

CV (%)= 18,23

Tabela 24. Análise de variância para o peso de folículo F1 de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	2,872	0,1457	1,080	0,3879
Erro	36	4,859	0,1349		

CV (%)= 12,94

Tabela 25. Análise de variância para estradiol de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	6189,84	1237,96	3,077	0,0352
Erro	18	7247,56	402,36		

CV(%)= 13,17

Tabela 26. Análise de variância para glicose de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	5812,18	1162,43	30,79	0,0000
Erro	24	906,39	37,76		

CV (%)= 3,27

Tabela 27. Análise de variância para colesterol total as 8 semanas de idade mantidas de codornas japonesas mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	138,395	27,679	4,636	0,004
Erro	24	143,278	5,969		

CV (%)= 13,43

Tabela 28. Análise de variância para HDL de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	5,0475	1,009	0,414	0,8341
Erro	24	58,493	2,437		

CV (%)= 17,84

Tabela 29. Análise de variância para LDL/VLDL de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	210,024	42,004	3,054	0,0284
Erro	24	330,078	330,07		

CV (%)= 23,75

Tabela 30. Análise de variância para altura do epitélio do magno de codornas japonesas mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	97,502	19,500	2,351	0,0649
Erro	30	248,88	8,296		

CV (%)= 13,72

Tabela 31. Análise de variância para AST de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	9134,66	1826,93	2,132	0,0962
Erro	24	20566	856,91		

CV (%)= 12,39

Tabela 32. Análise de variância para ALT de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	18,800	3,760	1,72	0,1679
Erro	24	52,400	2,188		

CV (%)= 23,09

Tabela 33. Análise de variância para altura da prega do itsmo de codornas japonesas mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	57168,81	11433,76	0,979	0,4472
Erro	30	338711,23	11679,69		

CV (%)= 7,68

Tabela 34. Análise de variância para altura da prega do magno de codornas japonesas mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	80,5921	16,1184	8,130	0,0001
Erro	30	57,4922	1,9824		

CV (%)= 9,75

Tabela 35. Análise de variância para altura das células epiteliais do istmo de codornas japonesas mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	617024,3	123404,87	3,550	0,0122
Erro	30	1042714	34757,13		

CV (%)= 9,95

Tabela 36. Análise de variância para  $\gamma$ -glutamyltransferase de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,8647	0,1729	3,003	0,0253
Erro	31	1,7854	0,0575		

CV (%)= 8,78

Tabela 37. Análise de variância para a largura de prega do istmo de codornas japonesas às 12 semanas de idade

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	171150	3423,901	7,197	0,0002
Erro	36	1427,51	475,7503		

CV (%)= 7,39

Tabela 38. Análise de variância para a largura de prega do magno de codornas japonesas às 12 semanas de idade

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	23918,61	4783,723	1,088	0,3870
Erro	36	131871,82	4395,727		

CV (%)= 9,71

Tabela 39. Análise de variância para o peso de intestino de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	731,174	146,2348	3,716	0,0082
Erro	36	1416,59	39,3499		

CV (%)= 12,78

Tabela 40. Análise de variância para o peso relativo de intestino codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	75,0154	15,003	1,506	0,2123
Erro	36	358,537	9,9603		

CV (%)= 11,26

Tabela 41. Análise de variância para o peso de fígado de codornas japonesas às 8 semanas de idade em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,47461	0,0949	0,105	0,0567
Erro	36	32,4999	0,90277		

CV (%)= 26,22

Tabela 42. Análise de variância para o peso relativo de fígado de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	3,4343	0,6868	3,030	0,0220
Erro	36	8,1595	0,2266		

CV (%)= 22,11

Tabela 43. Análise de variância para o peso da moela de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,5829	0,1165	0,656	0,6585
Erro	36	6,3939	0,1776		

CV (%)= 12,42

Tabela 44. Análise de variância para o peso relativo de moela de codornas japonesas às 8 semanas de idade em diferentes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,0778	0,0155	0,368	0,8670
Erro	36	1,5225	0,0422		

CV (%)= 11,24

Tabela 45. Análise de variância para o peso de coração de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,2048	0,0409	1,119	0,3295
Erro	36	1,2304	0,0341		

CV (%)= 12,70

Tabela 46. Análise de variância para o peso relativo de coração de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,1983	0,0396	2,485	0,0494
Erro	36	0,5747	0,0159		

CV (%)= 13,18

Tabela 47. Análise de variância para o peso relativo de intestino delgado de codornas japonesas às semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	7,3059	1,4611	3,767	0,0076
Erro	36	13,9640	0,3878		

CV (%)= 9,84

Tabela 48. Análise de variância para o peso de intestino delgado de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	4,7250	0,9450	6,350	0,0003
Erro	36	5,3272	0,1488		

CV (%)= 14,48



Tabela 49. Análise de variância para o peso relativo do intestino delgado de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,5979	0,1195	3,379	0,0133
Erro	36	1,2742	0,0353		

CV (%)= 11,58

Tabela 50. Análise de variância para o peso do intestino grosso de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,6648	0,1329	1,578	0,1911
Erro	36	0,0334	0,0842		

CV (%)= 17,03

Tabela 51. Análise de variância para o peso relativo de intestino grosso de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,1026	0,0205	0,698	0,6287
Erro	36	1,0595	0,0294		

CV (%)= 15,29

Tabela 52. Análise de variância para o comprimento de intestino de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	279,984	55,9968	2,923	0,0258
Erro	36	689,585	19,1551		

CV (%)= 8,22

Tabela 53. Análise de variância para o comprimento de intestino delgado de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	123,570	24,7140	1,588	0,1884
Erro	36	560,405	15,5668		

CV (%)= 9,57

Tabela 54. Análise de variância para o comprimento de intestino grosso de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	41,2697	8,2539	2,836	0,0293
Erro	36	104,780	2,9105		

CV (%)= 13,28

Tabela 55. Análise de variância para o peso de intestino de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	199,400	39,8801	1,416	0,2416
Erro	36	1013,82	28,1618		

CV (%)= 10,31

Tabela 56. Análise de variância para o peso relativo de intestino de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	33,7571	6,7574	0,531	0,7511
Erro	36	457,516	12,708		

CV (%)= 11,26

Tabela 57. Análise de variância para o peso de fígado de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,47619	0,09492	0,105	0,9901
Erro	36	32,4999	0,90277		

CV (%)= 23,87

Tabela 58. Análise de variância para o peso relativo de fígado de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,1151	0,0230	0,081	0,9947
Erro	36	10,177	0,2827		

CV (%)= 21,79

Tabela 59. Análise de variância para o peso de moela de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,5829	0,1165	0,656	0,6568
Erro	36	6,3939	0,1760		

CV (%)= 12,42

Tabela 60. Análise de variância para o peso relativo de moela de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,0778	0,0155	0,368	0,8670
Erro	36	1,522	0,0422		

CV (%)= 11,58

Tabela 61. Análise de variância para o peso de coração de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,1263	0,0257	0,574	0,7193
Erro	36	1,5843	0,0440		

CV (%)= 14,99

Tabela 62. Análise de variância para o peso relativo de coração de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,0289	0,0057	0,406	0,8416
Erro	36	0,5145	0,0142		

CV (%)= 13,91

Tabela 63. Análise de variância para o peso de intestino delgado de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	144,474	28,8949	2,069	0,0921
Erro	36	502,755	13,9446		

CV (%)= 11,94

Tabela 64. Análise de variância para o peso relativo de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	30,2764	6,0552	1,061	0,3982
Erro	36	205,543	5,7095		

CV (%)= 12,41

Tabela 65. Análise de variância para o peso de intestino grosso de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	23,5257	4,7043	0,657	0,6581
Erro	36	257,748	7,1596		

CV (%)= 14,37

Tabela 66. Análise de variância para o peso relativo de intestino grosso de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	7,5342	1,5068	0,551	0,7362
Erro	36	98,376	2,7362		

CV (%)= 14,43

Tabela 67. Análise de variância para o comprimento de intestino delgado de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	262,933	52,5867	1,731	0,1525
Erro	36	1093,63	30,3887		

CV (%)= 13,28

Tabela 68. Análise de variância para o comprimento de intestino de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	198,518	39,703	2,446	0,0501
Erro	36	584,445	16,234		

CV (%)= 7,34

Tabela 69. Análise de variância para o comprimento de intestino grosso de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	89,5276	17,9055	0,667	0,6512
Erro	36	967,111	26,8642		

CV (%)= 19,98

Tabela 70. Análise de variância para o comprimento de intestino delgado de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	262,933	52,5867	1,731	0,1525
Erro	36	1093,63	30,3787		

CV (%)= 13,28

Tabela 71. Análise de variância para o peso dos olhos de codornas japonesas às 4 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,01596	0,00319	1,601	0,1849
Erro	36	0,07180	0,00019		

CV (%)= 12,73

Tabela 72. Análise de variância para o diâmetro transverso do olho de codornas japonesas às 4 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,7654	0,1530	1,043	0,4077
Erro	36	5,2842	0,1467		

CV (%)= 4,41

Tabela 73. Análise de variância para o diâmetro antero-posterior do olho de codornas japonesas às 4 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	19,600	3,9201	8,435	0,0000
Erro	36	16,731	0,4647		

CV (%)= 12,65

Tabela 74. Análise de variância para o peso relativo de olho de codornas japonesas às 4 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,0365	0,0073	1,744	0,1496
Erro	36	0,1510	0,0041		

CV (%)= 8,56

Tabela 75. Análise de variância para o peso de olho de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,0144	0,0028	0,617	0,6879
Erro	36	0,1682	0,0046		

CV (%)= 15,20

Tabela 76. Análise de variância para o peso relativo de olho de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,02295	0,00459	1,966	0,1071
Erro	36	0,08405	0,00231		

CV (%)= 16,25

Tabela 77. Análise de variância para o diâmetro transversal do olho de codornas japonesas às 4 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	3,4440	0,6888	1,189	0,3340
Erro	36	20,8585	0,5794		

CV (%)= 8,22

Tabela 78. Análise de variância para o diâmetro antero-posterior de olho de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	2,3400	0,4680	0,555	0,7336
Erro	36	30,361	0,8433		

CV (%)= 14,69

Tabela 79. Análise de variância para o peso de olho de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,01593	0,0003	1,104	0,3756
Erro	36	0,10397	0,0002		

CV (%)= 13,23

Tabela 80. Análise de variância para o diâmetro transversal do olho de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	1,2544	0,2508	3,059	0,0211
Erro	36	2,9524	0,0820		

CV (%)= 2,95

Tabela 81. Análise de variância para o diâmetro antero-posterior do olho de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	3,2193	0,6423	1,309	0,2820
Erro	36	17,6558	0,4907		

CV (%)= 9,76



Tabela 82. Análise de variância para o peso relativo do olho de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,0198	0,0021	2,471	0,0500
Erro	36	0,0320	0,0008		

CV (%)= 10,58

Tabela 83. Análise de variância para o % de lipídios corporais de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	11,7559	2,3551	0,966	0,4513
Erro	36	87,7380	2,4371		

CV (%)= 11,87

Tabela 84. Análise de variância para o % de matéria seca corporal de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	31,3285	6,2657	0,387	0,8544
Erro	36	582,809	16,1891		

CV (%)= 9,99

Tabela 85. Análise de variância para o % de proteína bruta de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	26,0183	5,2036	1,027	0,4165
Erro	36	182,409	5,0669		

CV (%)= 9,19

Tabela 86. Análise de variância para o % de lipídios de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	37,3298	7,4659	1,029	0,4151
Erro	36	261,084	7,2523		

CV (%)= 19,66

Tabela 87. Análise de variância para o % de matéria seca de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	36,7725	7,3545	0,762	0,5832
Erro	36	347,507	9,6529		

CV (%)= 8,09

Tabela 88. Análise de variância para o % de proteína de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	14,5501	2,9100	1,417	0,2415
Erro	36	73,9174	2,032		

CV (%)= 6,78

Tabela 89. Análise de variância para o peso da tíbia de codornas japonesas às 4 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,0052	0,0010	0,355	0,8756
Erro	36	0,1066	0,0029		

CV (%)= 12,17

Tabela 90. Análise de variância para o comprimento da tibia de codornas japonesas às 4 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	12,5492	2,5098	0,557	0,7319
Erro	36	162,164	4,5047		

CV (%)= 4,69

Tabela 91. Análise de variância para o diâmetro da tibia de codornas japonesas às 4 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,3864	0,0772	3,216	0,0168
Erro	36	0,8653	0,0240		

CV (%)= 6,35

Tabela 92. Análise de variância para o índice de Seedor de codornas japonesas às 4 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,02561	0,0051	0,554	0,7340
Erro	36	0,03227	0,0092		

CV (%)= 9,74

Tabela 93. Análise de variância para as cinzas ósseas de codornas japonesas às 4 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	21,0857	4,2171	1,883	0,1217
Erro	36	80,6368	2,2399		

CV (%)= 3,70

Tabela 94. Análise de variância para a resistência à quebra de tibia de codornas japonesas às 4 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	975,641	195,1283	8,831	0,0000
Erro	36	662,903	22,0967		

CV (%)= 6,28

Tabela 95. Análise de variância para força absoluta à quebra de tibia de codornas japonesas às 4 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	3,25470	0,6509	3,111	0,0042
Erro	36	15,4811	0,2092		

CV (%)= 13,13

Tabela 96. Análise de variância para o peso da tibia de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,02107	0,0042	0,941	0,4665
Erro	36	0,16127	0,0044		

CV (%)= 9,14

Tabela 97. Análise de variância para o diâmetro da tibia de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,66039	0,13207	3,315	0,0545
Erro	36	1,4340	0,03989		

CV (%)= 9,36

Tabela 98. Análise de variância para comprimento da tibia de codornas japonesas Tabela 98. Análise de variância para o diâmetro de tibias de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	8,67238	1,7344	0,899	
Erro	36	69,4403	1,9288		

CV (%)= 3,90

Tabela 99. Análise de variância para o índice de Seedor de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,1416	0,07541	0,01508	0,4191
Erro	36	0,6279	0,53114	0,01475	

CV (%)= 7,24

Tabela 100. Análise de variância para as cinzas de tibias de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	59,3748	11,8749	2,573	0,0534
Erro	36	166,1744	4,6159		

CV (%)= 4,95

Tabela 101. Análise de variância para a resistência à quebra da tibia de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	171,5956	34,3191	0,980	0,4461
Erro	36	1050,5855	35,0195		

CV (%)= 9,12

Tabela 102. Análise de variância para força absoluta à quebra de tibia de codornas japonesas às 8 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	2,9138	0,48563	0,946	0,4653
Erro	36	39,0300	0,51355		

CV (%)= 16,26

Tabela 103. Análise de variância para o comprimento da tibia de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	6,88039	1,3760	0,596	0,7030
Erro	36	83,0965	2,3082		

CV (%)= 3,19

Tabela 104. Análise de variância para o peso da tibia de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,01406	0,0028	0,713	0,617
Erro	36	0,14200	0,0039		

CV (%)= 8,27

Tabela 105. Análise de variância para o diâmetro da tibia de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,22421	0,0044	2,029	0,0978
Erro	36	0,79562	0,0221		

CV (%)= 5,68

Tabela 106. Análise de variância para o índice de Seedor de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	0,0617	0,01234	0,915	0,4824
Erro	36	0,4856	0,01349		

CV (%)=7,30

Tabela 107. Análise de variância para as cinzas das tíbias de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	29,7814	5,9562	1,052	0,4034
Erro	36	198,234	5,6638		

CV (%)= 5,46

Tabela 108. Análise de variância para a resistência à quebra de tíbia de codornas japonesas às 12 semanas de idade mantidas em diferentes fontes luminosas

<b>FV</b>	<b>GL</b>	<b>SQ</b>	<b>QM</b>	<b>Fc</b>	<b>Valor de P</b>
LUZ	5	1069,98	213,987	3,933	0,0073
Erro	36	1632,27	54,4075		

CV (%)= 8,78

## ANEXO B - Certificado de bioética no uso de animais



UNIVERSIDADE FEDERAL DE LAVRAS  
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA  
COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS  
Cx.P.3037 - Lavras - MG - 37200-000 - (35) 3829-5182 cba@nintec.ufla.br

### CERTIFICADO

Certificamos que o protocolo nº 028/14, relativo ao projeto intitulado Influência do tipo de luz sobre o desenvolvimento reprodutivo de codornas fêmeas (*Coturnix coturnix* japônica) no período de recria, que tem como responsável Márcio Gilberto Zangeronimo está de acordo com os princípios éticos da experimentação animal, adotados pela Comissão de Ética no Uso de Animais (Comissões Permanentes/PRP-UFLA), tendo sido aprovado na reunião de 31/07/2014.

Início do projeto:31/07/2014 - Término do projeto:30/10/2014.  
Espécie: Ave - Quantidade de animais: 1700.

### CERTIFICATE

We hereby certify that the Protocol nº 028/14, related to the project entitled "Influence of type of light on the development of reproductive female quails (*Coturnix coturnix* japônica) during rearing period", under the supervision of Márcio Gilberto Zangeronimo, is in agreement with the Ethics Principles in Animal Experimentation, adopted by the Institutional Animal Care and Use Committee (Standing Committees/PRP-UFLA), and was approved in July 31, 2014.

Project's beginning:31/07/2014 - Project's end:30/10/2014.  
Species: Ave - Number of animals: 1700.

Lavras, 31 de julho de 2014

  
Prof. Gabriela Rodrigues Sampaio  
Presidente da Comissão de Ética no Uso de Animais CEUA

Universidade Federal de Lavras  
Pró-Reitoria de Pesquisa / Comissões Permanentes  
Campus Universitário  
Caixa Postal 3037 / CEP 37200-000 - Lavras, MG - Brasil  
Tel.: +55 (35) 3829 5182  
cba@nintec.ufla.br - www.prp.ufla.br