



PÂMELA LACOMBE RETES

**ASPECTOS REPRODUTIVOS DE MACHOS DE
CODORNAS JAPONESAS (*Coturnix coturnix
japonica*) CRIADOS SOB DIFERENTES TIPOS
DE LÂMPADA E COR DA LUZ**

**LAVRAS – MG
2015**

PÂMELA LACOMBE RETES

**ASPECTOS REPRODUTIVOS DE MACHOS DE CODORNAS
JAPONESAS (*Coturnix coturnix japonica*) CRIADOS SOB DIFERENTES
TIPOS DE LÂMPADA E COR DA LUZ**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências do programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias, área de concentração Ciências Veterinárias, para obtenção de título de mestre.

Orientador

Dr. Márcio Gilberto Zangeronimo

Coorientadores

Dr. Édison 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).

Retes, Pâmela Lacombe.

Aspectos reprodutivos de machos de codornas japonesas
(*Coturnix coturnix japonica*) criados sob diferentes tipos de
lâmpadas e cor da luz / Pâmela Lacombe Retes. – Lavras: UFLA,
2015.

74 p.

Dissertação (mestrado acadêmico) – Universidade Federal de
Lavras, 2015.

Orientador (a): Márcio Gilberto Zangeronimo.

Bibliografia.

1. Avicultura. 2. Fertilidade. 3. Manejo. 4. Reprodução. 5.
Coturnicultura. I. Universidade Federal de Lavras. II. Título.

PÂMELA LACOMBE RETES

**ASPECTOS REPRODUTIVOS DE MACHOS DE CODORNAS
JAPONESAS (*Coturnix coturnix japonica*) CRIADOS SOB DIFERENTES
TIPOS DE LÂMPADA E COR DA LUZ**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências do programa de Pós Graduação em Ciências Veterinárias, área de concentração Ciências Veterinárias, para obtenção de título de mestre.

APROVADA em 27 de fevereiro de 2015.

Dr. Edison José Fassani	UFLA
Dra. Renata Ribeiro Alvarenga	UFLA
Dr. Adriano Geraldo	IFMG

Orientador

Dr. Márcio Gilberto Zangeronimo

Coorientadores

Dr. Édison Jose Fassani

Dra. Renata Ribeiro Alvarenga

LAVRAS – MG

2015

AGRADECIMENTOS

À Universidade Federal de Lavras e ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias (PPGCV), pela oportunidade de cursar o mestrado em tão renomada instituição.

À Capes, pela concessão da bolsa de estudos e apoio à pesquisa.

Aos professores Dr. Márcio Gilberto Zangeronimo, Édison José Fassani e Renata Ribeiro Alvarenga, pelos ensinamentos e orientação, que muito contribuíram para minha formação pessoal e profissional. E aos professores Juliano Vogas Peixoto e Antonio Carlos Cunha Lacreta, pelos ensinamentos práticos fundamentais para a realização das análises.

Aos funcionários dos Departamentos de Medicina Veterinária (DMV) e Zootecnia (DZO) da UFLA, em especial ao Sr. Willian do Setor de Fisiologia e Farmacologia do DMV/UFLA.

À equipe de trabalho e amigos Marcelo Espósito, Danusa, Maraisa, Rodolfo Lanza, Frederico Bustamante, Verônica Gabriela, Alisson Clemente, Dayana Naves, Victor Veriachi, Letícia Makiyama e Edwin, pela colaboração e inigualável companheirismo, sem os quais este trabalho não teria sido realizado.

À Raquel Pereira, Louise Marques e Letícia Mendonça, pela troca de experiências e apoio na realização das análises.

Aos integrantes do Núcleo de Estudo em Ciência e Tecnologia Avícola (NECTA), pelos ensinamentos e troca de experiências.

Ao meu pai Flávio, minha mãe Andréa e minha irmã Priscilla, pelo incentivo e dedicação para a realização dos meus sonhos. Aos meus avós pela fé, incentivo, contribuição com meus estudos e por me guiar durante esta trajetória.

Ao Josué pelo apoio, paciência, compreensão e amor, por estar sempre ao meu lado nos momentos difíceis e sempre me motivando a seguir em frente.

Aos meus amigos, por me proporcionarem momentos únicos de alegria.

RESUMO

Objetivou-se com o presente estudo avaliar os efeitos de diferentes fontes de luz no desempenho reprodutivo de machos de codornas japonesas (*Coturnix coturnix japonica*). Foram utilizadas 240 codornas machos de um dia, que foram alojadas em delineamento inteiramente casualizado, com seis tratamentos e cinco repetições, em galpão dividido em seis salas com isolamento luminoso, cada uma contendo uma gaiola com 40 aves expostas de forma homogênea a um tipo específico de lâmpada: incandescente, fluorescente ou LED (*light emitter dioded*) nas cores azul, branca, vermelha e verde. A parcela experimental foi constituída por uma ave. Aos 35 dias de idade, dez machos de cada sala foram distribuídos em cinco gaiolas com 20 fêmeas cada, criadas nas mesmas condições dos machos, para o teste de fertilidade. Aos 35, 47, 57, 71 e 123 dias de idade, uma ave de cada gaiola foi pesada e sacrificada para a avaliação das dimensões testiculares, da glândula da cloaca e estudo histológico dos testículos. A partir dos 117 dias de idade foram realizadas três coletas de sêmen em intervalos de três dias para avaliação da qualidade seminal. Nessa idade também foram coletados e incubados 30 ovos de cada sala para o teste de fertilidade. Aos 35 dias de idade, as lâmpadas fluorescente e LED vermelho resultaram ($P < 0,05$) em maior peso testicular, maior índice gonadossomático e maior área dos túbulos seminíferos. Ainda nessa idade, observou-se que as lâmpadas fluorescentes proporcionaram ($P < 0,01$) maior altura do epitélio germinativo. Aos 57 dias, as lâmpadas LED brancas se assemelharam aos resultados obtidos pelas lâmpadas fluorescentes e LED vermelhas, porém, resultaram ($P < 0,01$) em maior área de túbulos seminíferos e maior altura do epitélio germinativo. Não foram observadas diferenças ($P > 0,05$) nas demais variáveis analisadas. Concluiu-se que as lâmpadas fluorescente e LED vermelhas promovem desenvolvimento testicular precoce em codornas e as LED brancas melhor desenvolvimento tardio e com maior epitélio germinativo, porém, sem afetar o desempenho reprodutivo das aves em idades posteriores.

Palavras-chave: Coturnicultura. Fertilidade. Luminosidade. LED. Programa de luz. Reprodução.

ABSTRACT

In this study aimed to evaluate the effects of different light sources in the reproductive performance of male Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*). Two hundred and forty male quail a day were used and housed in a completely randomized design with six treatments and five replications in shed divided into six rooms with bright isolation, each containing a cage with 40 poultry exposed homogeneously to a specific bulb type: incandescent, fluorescent or LED (light emitter dioded) in color blue, white, red and green. The experimental plot consisted by a poultry. At 35 days of age ten male of each room were divided into five cages with each 20 female, created in the same conditions as male for the fertility test. At 35, 47, 57, 71 and 123 days of age a poultry of each cage was weighed and sacrificed for the evaluations: testicular size, cloacal gland and histological analysis of the testicles. From 117 days of age were realized three semen collections every three days for the semen quality evaluation. At this age they were also collected and incubated 30 eggs of each room for fertility testing. At 35 days of age, the red LED and fluorescent bulbs resulted ($P<0.05$) in higher testicular weight, higher gonadosomatic index and greater area of the seminiferous tubules. Also in this age, it was observed that the fluorescent bulbs provided ($P<0.01$) greater height of the germinal epithelium. At 57 days, the white LED bulbs were similar to the results obtained by the red LED and fluorescent bulbs, however, resulted ($P<0.01$) in greater area of seminiferous tubules and greater height of the germinal epithelium. There were no differences ($P>0.05$) in the other variables analyzed. It concludes that the fluorescent bulbs and red LED promote early testicular development in quail and white LED better late development and greater germinal epithelium, however, without affecting the reproductive performance of poultry at later ages.

Keywords: Quail production. Fertility. Brightness. LED. Lighting program. Reproduction.

LISTA DE TABELAS

SEGUNDA PARTE – ARTIGO

Tabela 1	Composição centesimal e níveis nutricionais calculados das rações para codornas japonesas nas fases de cria/recria e produção.....	45
Tabela 2	Peso vivo, desenvolvimento testicular e área da glândula da cloaca de codornas japonesas machos em diferentes idades, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpada e cor da luz. n = 5.....	62
Tabela 3	Análise histológica dos testículos de codornas japonesas machos em diferentes idades, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpada e cor da luz. n = 5.....	63
Tabela 4	Qualidade do sêmen, peso da espuma da glândula da cloaca (n = 6) e taxa de fertilidade (n = 30) de codornas japonesas machos mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos lâmpada e cores da luz.....	64

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	10
2	REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	12
2.1	Sistema reprodutor de codornas macho	12
2.1.1	Testículos	12
2.1.2	Epidídimo	14
2.1.3	Ductos deferentes, falo e glândulas acessórias	15
2.2	Formação espermática	17
2.2.1	Espermatogênese	17
2.2.2	O ciclo do epitélio seminífero e a duração da espermatogênese ...	19
2.3	Puberdade e maturidade sexual	21
2.4	Controle endócrino da reprodução	23
2.5	Influência da luz nas características reprodutivas das codornas .	25
2.6	Influência dos comprimentos de onda de luz na reprodução	27
2.7	Tipos de lâmpadas utilizados na avicultura	30
3	CONSIDERAÇÕES FINAIS	32
	REFERÊNCIAS	33
	ARTIGO 1 - Desempenho reprodutivo de codornas japonesas (<i>Coturnix coturnix japonica</i>) machos criadas sob diferentes tipos e cores de lâmpadas	42
1	INTRODUÇÃO	43
2	MATERIAL E MÉTODOS	44
2.1	Local, animais e delineamento experimental	44
2.2	Grupos experimentais	46
2.3	Procedimento experimental	46
2.4	Avaliações anatômicas	48
2.5	Avaliações histológicas	48
2.6	Avaliações seminais	49
2.7	Análise estatística	50
3	RESULTADOS	50
4	DISCUSSÃO	51
5	CONCLUSÃO	56
	REFERÊNCIAS	57
	ANEXOS	65

1 INTRODUÇÃO

A produção de ovos e de codorna vêm ganhando cada vez mais destaque no mercado brasileiro. Segundo o Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística - IBGE (2013), codorna foi a categoria animal que teve maior aumento no rebanho efetivo brasileiro de 2012 para 2013, chegando a 10,6% de aumento, alcançando valores superiores a 18 milhões de cabeças ao final desse período. Esse desenvolvimento acentuado se deve, em grande parte, às novas tecnologias aplicadas a uma atividade tida anteriormente como de subsistência, a qual passou a ocupar um cenário de atividade altamente tecnificada e com resultados promissores. Além disso, a coturnicultura tem despertado o interesse dos produtores devido, principalmente, aos investimentos iniciais relativamente baixos quando comparada às outras atividades pecuárias; à necessidade de pequenas áreas para sua criação e também aos menores custos com mão de obra. As codornas apresentam ainda algumas características peculiares que tornam essa atividade ainda mais atraente como sua maturidade sexual precoce, alta fertilidade e boa produtividade.

No entanto, para se obter a máxima lucratividade do setor, é necessário um adequado conhecimento de manejo, visando à máxima expressão do potencial produtivo e reprodutivo das aves. Neste sentido, o manejo de iluminação é uma prática comumente utilizada em criações avícolas, uma vez que codorna é muito sensível à luz. A luminosidade pode influenciar o comportamento, as características reprodutivas, o desenvolvimento corporal e o sistema imune, afetando diretamente o desempenho e a saúde das aves. Um dos principais objetivos do uso de programas de luz em galpões avícolas é a maximização do desenvolvimento corporal e redução dos efeitos estacionais negativos na fisiologia das aves, a fim de garantir o máximo desempenho produtivo e reprodutivo.

De uma forma geral, as aves têm percepção de cores e respondem fisiologicamente de forma diferenciada quando submetidas a determinados comprimentos de onda, principalmente durante as fases iniciais de criação.

Atualmente, são encontradas diferentes tipos de lâmpadas no mercado, as quais são capazes de emitir um amplo espectro de luz. Comumente, a lâmpada fluorescente, é tradicionalmente encontrada nos galpões de produção de aves, porém, as lâmpadas LED (*light emitter diodes* - diodo emissor de luz) vêm sendo uma alternativa aos sistemas de produção. Além de serem encontradas no mercado em diferentes comprimentos de onda, apresentam como vantagens maior eficiência energética, impactando diretamente no custo de produção. Entretanto, poucos estudos até o momento verificaram a influência das lâmpadas LED sobre o desenvolvimento reprodutivo e a qualidade de codornas japonesas machos reprodutores. Dessa forma, objetivou-se avaliar a influência de diferentes tipos de lâmpada e cores de luz sobre as características reprodutivas de codornas japonesas machos.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Sistema reprodutor de codornas macho

O sistema reprodutor masculino das aves consiste de um par de testículos e pequenos epidídimos conectados aos ductos deferentes, os quais se abrem no urodeo, região medial da cloaca (SANTOS et al., 2012).

2.1.1 Testículos

Os testículos são órgãos envolvidos na produção de espermatozoides e hormônios esteroides sexuais, estando, portanto, diretamente relacionados aos aspectos reprodutivos das aves (GONZÁLEZ-MORÁN et al., 2008). Em codornas japonesas, bem como em outras espécies de aves, localizam-se no interior da cavidade celomática (LAKE, 1981), craniais aos rins e fixados à parede dorsal interna por uma dobra do peritônio (FROMAN et al., 2004). Existe ainda uma ligeira diferença na posição que os mesmos ocupam a cavidade celomática, sendo o testículo direito mais cranial do que o esquerdo (SANTOS et al., 2012). Segundo os autores, essa diferença é reflexo de uma assimetria bilateral dos testículos que algumas espécies de aves podem apresentar.

Com relação ao tamanho, comparando aos mamíferos, os testículos das codornas são relativamente grandes em relação ao peso corporal. O índice gonadossomático representa uma forma de avaliar o tamanho testicular, sendo representado pela soma do peso dos testículos dividido pelo peso corporal (KENAGY; TROMBULAK, 1986). Em codornas, valores próximos a 3,7% foram encontrados por Lanna et al. (2013) e Santos et al. (2012), valores esses muitos superiores àqueles observados em galos, 1,1% (FRAGOSO et al., 2013). Além disso, o índice gonadossomático de codornas é ainda mais expressivo quando comparado ao de alguns mamíferos, em que foram observados valores

próximos a 0,4% em suínos (COSTA et al., 2010); 0,1% em gatos (MULLER et al., 2012) e 0,6% em ratos (ABO-GHANEMA et al., 2012) e até mesmo comparado a peixes como a tilápia, em que foram observados valores próximos a 1,62% (BAG; MAHAPATRA, 2012).

As codornas apresentam crescimento testicular alométrico, com desenvolvimento máximo ocorrendo entre 30 dias e 60 dias de idade (OTTINGER; BRINKLEY, 1979; SANTOS et al., 2012). Após essa fase, o peso relativo não difere entre as idades. Ottinger e Brinkley (1979) observaram peso médio de 0,256 g aos 30 dias de idade e 1,202 g aos 35 dias, um aumento aproximado de 370% nesse período.

A avaliação do peso testicular durante a idade reprodutiva é importante, pois é considerado um indicativo de fertilidade. Clulow e Jones (1982) observaram peso médio testicular esquerdo de 1,71g e direito de 1,62g em codornas com aproximadamente 60 dias de idade. Lanna et al. (2013) e Santos et al. (2012) não observaram diferenças no peso dos testículos direito e esquerdo de codornas nessa mesma idade. Nesses trabalhos, o peso médio aproximado foi de 2,48 g. De acordo com Santos et al. (2012), testículos leves estão relacionados à menor taxa espermatogênica e produção de testosterona, representando, portanto, menor capacidade reprodutiva das aves. Segundo os autores, diversos fatores podem influenciar o peso testicular, entre eles a iluminação.

Com relação aos aspectos microscópicos, cada testículo é representado por uma cápsula de tecido conjuntivo, conhecida como túnica albugínea, contendo em seu interior um agregado de túbulos seminíferos anastomosados com tecido intersticial (KIRBY; FROMAN, 2000; RAZI et al., 2010). Os túbulos seminíferos, por sua vez, contêm células de Sertoli e um epitélio germinativo, com espermatogônias e células espermáticas em diferentes estágios de desenvolvimento (GONZÁLEZ-MORÁN et al., 2008; OLIVEIRA et al.,

2000; RAZI et al., 2010). As células de Sertoli têm como função regular o desenvolvimento das células germinativas. Entre os mecanismos para essa regulação está a liberação de substratos energéticos para essas células como lactato, e também hormônios e substâncias químicas reguladoras do processo espermatogênico (ALVES et al., 2013; OLIVEIRA et al., 2012). Já o compartimento intersticial intertubular contém vasos sanguíneos e linfáticos, além de nervos, células mioides (fibroblastos) e também células de Leydig (GONZÁLEZ-MORÁN et al., 2008; RAZI et al., 2010), responsáveis pela produção de andrógenos testiculares como a testosterona (LIU et al., 2014) e progesterona (SUN et al., 2014).

2.1.2 Epidídimo

O epidídimo está localizado na borda dorsomedial do testículo, sendo constituído por uma série de ductos que formam a rede testicular, ductos eferentes proximais e distais, ductos de conexão e ducto epididimário que desemboca no ducto deferente (RAZI et al., 2010). A rede testicular, porém, não é exclusiva da região epididimária, apresentando uma porção intracapsular no testículo e outra extracapsular (AIRE et al., 1979). Orsi et al. (2007) observaram, exclusivamente em codornas, a formação de um *plug* celular transicional entre a rede testicular e ductos eferentes de codornas. Esse *plug* transicional funciona como uma válvula que controla o fluxo seminal através da rede testicular em direção aos ductos eferentes, impedindo seu retorno aos testículos. Já os ductos eferentes (proximais e distais) constituem a maior fração de todo o volume epididimário (ARTONI et al., 1999a), atuando diretamente na reabsorção de fluidos seminais provenientes dos testículos (AIRE et al., 1979; KIRBY; FROMAN, 2000).

Em aves de uma maneira geral, ao contrário do que acontece em mamíferos, não há uma diferenciação regional do epidídimo em cabeça, corpo e cauda, uma vez que os ductos eferentes surgem por toda a extensão do epidídimo (LAKE, 1981; RAZI et al., 2010). Sendo assim, apresenta-se como uma estrutura única alongada e fusiforme, sendo a porção caudal mais desenvolvida que a cranial (ARTONI et al., 1999a). Segundo os autores, essa diferença pode estar relacionada à maior atuação da porção caudal no metabolismo e maturação dos espermatozoides, semelhante ao que ocorre na cauda do epidídimo dos mamíferos.

2.1.3 Ductos deferentes, falo e glândulas acessórias

Os ductos deferentes, com base em evidências histológicas e morfológicas, consistem na continuação do ducto do epidídimo que, juntos, são referidos como ductos excurrentes dos testículos (KIRBY; FROMAN, 2000). Nas aves, a porção final do ducto deferente é também denominada de ducto ejaculatório, que se alarga abruptamente na comunicação com a cloaca na região do urodeu (RAZI et al., 2010).

O falo das codornas é morfológicamente semelhante ao dos galos, mas diferem do pato e ganso, que apresentam o falo alongado e enrolado e com espículas dérmicas. As codornas possuem apenas protuberâncias fáticas rudimentares sobre a margem ventral da parede cloacal (HERRERA et al., 2013).

As codornas apresentam ainda órgãos acessórios que estão localizados na proximidade da cloaca. São os dois corpos vasculares paraocloacais e a glândula da cloaca (KIRBY; FROMAN, 2000). Segundo os autores, os corpos vasculares paraocloacais, localizados ao lado do receptáculo dos ductos deferentes, em dobras linfáticas existentes na parede do proctodeu, participam dos mecanismos de tumescência do corpo fático durante a cópula ou por

estímulo através de massagem. Esse aumento de volume ocorre por meio da produção de linfa por ultrafiltração sanguínea. Já a glândula da cloaca, que está presente na parede dorsal do proctodeu, também recebe o nome de glândula proctodeu, e parece ser exclusiva do gênero *Coturnix*, não sendo relatada em nenhum outro gênero de aves (KLEMM et al., 1973). A estrutura desta glândula não corresponde a qualquer categoria de glândulas previamente definidas, pois corresponde a um agregado de unidades glandulares individuais, cada uma se abrindo para dentro da cavidade do proctodeu de forma independente. Entretanto, toda a estrutura é circundada por uma cápsula de tecido conjuntivo (KLEMM et al., 1973; SINGH et al., 2011).

A glândula da cloaca é responsável pela produção de um exsudato espumoso formado por glicomucoproteínas (MCFARLAND, 1968) ou glicoproteínas juntamente ao lactato e diferentes enzimas comumente encontradas no sangue (SINGH et al., 2011). Segundo esses autores, os componentes presentes na espuma fornecem energia e aumentam a taxa metabólica dos espermatozoides, estimulam a motilidade e auxiliam na desagregação espermática, além de melhorar o transporte de espermatozoides no oviduto. A glândula da cloaca é especialmente bem desenvolvida nos machos sexualmente ativos (KLEM et al., 1973) e machos com as áreas da glândula cloacal maiores são os preferidos durante o acasalamento (SINGH et al., 2011). Existe ainda forte correlação entre seu tamanho com frequência de liberação e peso de espuma, peso dos testículos, concentração de testosterona, atividade espermatogênica e fertilidade (BISWAS et al., 2007; OTTINGER; BRINKLEY, 1979; RESHAG et al., 2011), sendo que a taxa de crescimento da glândula da cloaca, bem como a produção de espuma é paralela à taxa de crescimento dos testículos, sendo essa glândula um bom indicador do tamanho e atividade testicular (RESHAG et al., 2011).

De uma forma geral, as codornas iniciam a produção de espuma por volta dos 22 e 34 dias de idade, coincidindo com o aumento do peso dos testículos (SIOPEs; WILSON, 1975). Ottinger e Brinkley (1979) observaram que, entre o início da espermatogênese, por volta do 26º dia de vida da ave e a espermatogênese completa no 35º dia, a área das glândulas da cloaca duplicou, passando de 64 mm² para 170 mm² neste mesmo período. Há indícios que os testículos desempenham papel importante na regulação das funções secretoras dessa glândula cloacal (BISWAS et al., 2007).

Apesar de haver muitos estudos descrevendo morfologicamente e histologicamente o sistema reprodutivo de codornas, poucos avaliaram a influência de fatores externos sobre o desenvolvimento dessas estruturas e suas relações com o desempenho reprodutivo em codornas.

2.2 Formação espermática

2.2.1 Espermatogênese

As aves, ao contrário dos mamíferos, realizam a espermatogênese a uma temperatura de 40 a 42 °C, já que os testículos estão localizados no interior da cavidade celomática (FROMAN et al., 2004, SANTOS et al., 2012). A produção espermática por grama de testículo é relativamente constante entre as espécies e como consequência, machos com maior massa testicular apresentam maior capacidade de produção de espermatozoides (LANNA et al., 2013). Estimativas para codornas apontam uma produção de aproximadamente $92,5 \times 10^6$ espermatozoides por grama testículo (CLULOW; JONES, 1982), semelhante às observadas em galos na fase de máxima produção (FRAGOSO et al., 2013).

A espermatogênese é um processo complexo em que espermatogônias se transformam em espermatozoides maduros. Nos túbulos seminíferos de

codornas existem quatro tipos de espermatogônias, as espermatogônias A_d , A_{p1} , A_{p2} e B (LIN; JONES, 1992). Segundo os autores, as espermatogônias A_d são consideradas células-tronco e cada uma delas se divide produzindo uma nova espermatogônia A_d e uma espermatogônia A_{p1} que, por sua vez, produzem duas A_{p2} que originam quatro espermatogônias B que produzem oito espermátides primários. Os espermátides primários entram em meiose, dando origem a 16 espermátides secundárias na primeira etapa da meiose e 32 espermátides na segunda etapa. Portanto, cada espermatogônia A_d pode gerar 32 espermátides.

Diferentemente dos mamíferos, a espermatogênese em aves envolve apenas quatro tipos de espermatogônias e menos divisões mitóticas (apenas três), enquanto que no touro, por exemplo, são seis tipos de espermatogônias que geram cinco divisões mitóticas (ANDREUSSI et al., 2013; LIN; JONES, 1992).

Durante a espermatogênese, as células germinativas que se localizavam na camada basal do epitélio seminífero, se deslocam em direção ao lúmen do túbulo seminífero (KIRBY; FROMAN, 2000), sendo que os espermátides primários se localizam próximos à camada basal, os espermátides secundários em posição predominantemente intermediária e as espermátides próximas ao lúmen (OLIVEIRA et al., 2000; SIMÕES et al., 2005).

A espermiogênese corresponde à última etapa da espermatogênese e consiste na transformação das espermátides em espermatozoides (KIRBY; FROMAN, 2000). Nessa fase não há divisões celulares, apenas diferenciações, com modificações morfológicas nucleares, formação de acrossoma e desenvolvimento do flagelo (SIMÕES et al., 2005). Em codornas, a espermiogênese ocorre em 12 etapas morfológicas distintas (LIN et al., 1990), ao contrário dos galos, nos quais foram relatadas apenas oito (TIBA et al., 1993).

2.2.2 O ciclo do epitélio seminífero e a duração da espermatogênese

As células germinativas que dão origem às células da linhagem espermatogênica em aves não estão arranjadas ao acaso, mas são encontradas em associações celulares ou estádio. Na grande maioria dos mamíferos existe somente um estádio por secção transversal de túbulo seminífero, ou seja, cada camada de células dentro do túbulo seminífero é composta por uma geração celular em uma fase específica de desenvolvimento.

Porém, em aves, uma mesma camada de células da linhagem espermatogênica se apresenta em diferentes estágios de desenvolvimento, caracterizado pelo desenvolvimento do acrossoma e a morfologia nuclear das espermátides. O grupo de células que se apresenta no mesmo estágio caracteriza uma associação celular, sendo que essas assumem uma conformação helicoidal dentro do túbulo seminífero. Em média, são encontradas dez associações celulares, as quais ocupam cerca de $17,9 \mu\text{m}^2$ e contêm aproximadamente 13,5 células de Sertoli por associação, sendo que cada uma destas associações é referida como uma etapa do ciclo do epitélio seminífero (LIN et al., 1990).

O ciclo do epitélio seminífero é considerado como o tempo necessário para que as células germinativas passem por todos os estágios de desenvolvimento até se transformarem em espermatozoides. Uma vez que uma série é concluída, uma nova é iniciada (KIRBY; FROMAN, 2000; LIN et al., 1990).

No epitélio seminífero, a duração de um ciclo varia de 3,2 a 3,5 dias mas, para que o espermatozoide seja liberado do epitélio seminífero são necessários 14,4 a 15,8 dias (CLULOW; JONES, 1982). Entretanto, há indícios que a duração do ciclo em codornas japonesas é de 2,7 dias e a duração total da espermatogênese seja de 12,8 dias (LIN et al., 1990; LIN; JONES, 1992). De qualquer maneira, a duração do ciclo do epitélio seminífero em codornas é

rápida e não difere tanto de galos, em que a esse tempo foi estimado em 3,3 dias (TIBA et al., 1993).

Uma vez formados no lúmen dos túbulos seminíferos, os espermatozoides são liberados no epidídimo ainda com motilidade muito baixa e aí permanecem por duas horas aproximadamente. Em seguida, atravessam os ductos deferentes em aproximadamente 22 horas e permanecem com motilidade ainda baixa. Os espermatozoides são então armazenados na base dos ductos deferentes (CLULOW; JONES, 1982). Isso demonstra que a maturação dos espermatozoides ocorre principalmente durante a passagem pelo epidídimo e que, devido ao curto período que os espermatozoides permanecem nesse segmento de apenas duas horas, sugere-se que a maturação espermática nas codornas é muito mais simples do que em mamíferos, cujo tempo de trânsito pelo epidídimo varia de 5 a 16 dias (CLULOW; JONES, 1982; FRANÇA et al., 2005).

Apesar da capacidade relativamente rápida de produzir espermatozoides e transporte acelerado pelos ductos genitais, as codornas apresentam capacidade limitada de armazenamento espermático quando comparado aos mamíferos. Estima-se que apenas 8% dos espermatozoides extragonadais estão na região do epidídimo, principal local de armazenamento dessas células, sendo o restante distribuído ao longo dos ductos deferentes (CLULOW; JONES, 1982; FRANÇA et al., 2005). Com relação à sobrevivência espermática, acredita-se que as espermatogônias B podem sobreviver por dois dias, os espermatócitos primários por 3,86 dias, os espermatócitos secundários por 0,15 dias e as espermatídes por 4,54 dias (LIN et al., 1990).

Da mesma forma que o conhecimento morfológico do sistema reprodutivo masculino das codornas é importante, a espermatogênese, apesar de conhecida, é pouco estudada, principalmente considerando a influência de fatores externos, como a luminosidade e seus efeitos sobre a produção e

qualidade espermática. Portanto, há a necessidade de investigar se condições de manejo podem prejudicar a produção de sêmen de codornas.

2.3 Puberdade e maturidade sexual

Durante o desenvolvimento corporal, transformações estruturais nos testículos ocorrem até que os túbulos seminíferos se encontrem funcionais e possam sustentar a espermatogênese quando estimulados hormonalmente em um determinado momento da vida (KIRBY; FROMAN, 2000). Para a identificação destes períodos (desenvolvimento reprodutivo e estímulo hormonal) são utilizados dois conceitos, puberdade e maturidade sexual.

A puberdade pode ser definida como a fase em que todos os órgãos reprodutivos passam por uma transformação estrutural em função do início da produção espermática (GUIMARÃES et al., 2011), até a liberação dos primeiros espermatozoides para o lúmen tubular (RODRIGUES et al., 2012; SANTOS et al., 2012) ou quando o ejaculado contém mais de 50×10^6 espermatozoides com pelo menos 10% desses apresentando motilidade compatível com o sêmen de um animal adulto (BRITO et al., 2012; WOLF et al., 1965). Segundo Guimarães et al. (2011), esse último conceito é o mais empregado, uma vez que abrange todas as definições anteriores e é facilmente determinado por meio de coleta e avaliação de sêmen. Já a maturidade sexual só é alcançada quando os túbulos seminíferos encontram-se plenamente funcionais e podem sustentar a espermatogênese (KIRBY; FROMAN, 2000; SANTOS et al., 2012) ou quando o ejaculado contém de 30 a 50% de espermatozoides móveis e acima de 70% de células morfológicamente normais (BRITO et al., 2012; GUIMARÃES et al., 2011).

Estudos apontam que o início da espermatogênese em codornas ocorre por volta do 26º dia de idade (SIOPEs; WILSON, 1975), com concentrações significativas de espermatozoides nos testículos e ductos deferentes por volta do

35º dia de vida (OTTINGER; BRINKLEY, 1979). Porém, Santos et al. (2012) observaram significativo desenvolvimento do epitélio seminífero somente após 41 dias de idade, quando detectaram algumas camadas de células de epitélio germinativo. Nessa etapa, o diâmetro médio do túbulo seminífero era de 33,3 µm e a altura do epitélio germinativo de 9,6 µm. Apenas aos 50 dias os autores observaram o epitélio germinativo completamente formado, com espermátides alongadas na luz dos túbulos, mas somente a partir dos 55 dias de idade, detectaram todas as células da linhagem espermática: espermatogônias, espermatócitos primários, espermatócitos secundários, espermátides, além de espermatozoides livres na luz tubular. Nesta fase, o diâmetro do túbulo seminífero passou para 227,64 µm e a altura do epitélio germinativo para 64,87 µm. Portanto, as codornas só podem ser consideradas sexualmente maduras à partir dos 60 dias de idade (AMOROSO et al., 2008; SANTOS et al., 2012).

O pico de atividade reprodutiva do macho de codornas japonesas ocorre com aproximadamente 90 dias de idade (OLIVEIRA et al., 2000) ou entre 110 e 140 dias de idade (AMOROSO et al., 2008). Nesta fase, o diâmetro dos túbulos seminíferos, a altura do epitélio germinativo e o número de figuras de meiose nos túbulos seminíferos apresentam-se mais expressivos. Até os 360 dias de idade as codornas não reduzem o seu potencial reprodutivo, já que o peso corporal e as características testiculares não são alteradas até essa fase (SANTOS et al., 2012).

Pelos dados apresentados, nota-se que ainda há muita divergência quanto ao início da vida reprodutiva das codornas. Nesse caso, estudos são necessários para se avaliar o efeito de fatores externos sobre o período de maturidade sexual dessas aves e a relação desse desenvolvimento com a qualidade reprodutiva do animal adulto.

2.4 Controle endócrino da reprodução

O sistema reprodutivo é regulado pelo eixo hipotalâmico-hipofisiário-gonadal (MORAIS et al., 2012), envolvendo também a pineal e outros órgãos que participam direta ou indiretamente do processo (RUTZ et al., 2007). Inicialmente, em condições favoráveis para reprodução, as células hipotalâmicas secretam o hormônio liberador de gonadotrofina (GnRH) que por sua vez estimula a liberação do hormônio luteinizante (LH) e hormônio folículo-estimulante (FSH) pela hipófise (ROCHA et al., 2011). Por outro lado, sob determinadas condições como, por exemplo, dias curtos (com menor duração do período luminoso), o hipotálamo secreta o hormônio inibidor de gonadotrofinas (GnIH) sob influência da melatonina, reduzindo a liberação das gonadotrofinas (FSH e LH) (TSUTSUI et al., 2010), reduzindo a atividade reprodutiva nas aves. O conhecimento desse mecanismo é importante para entender como a luminosidade influencia o comportamento reprodutivo nesses animais.

Nos machos, o FSH estimula o crescimento gonadal e a secreção de estrógenos pelas células de Sertoli (ALVES et al., 2013). O LH, por sua vez, é responsável pela produção de andrógenos pelas células de Leydig (SEDQYAR et al., 2012).

O estrogênio é um hormônio esteroide que atua diretamente na espermatogênese, sendo responsável pela produção e manutenção das células germinativas nos túbulos seminíferos (ALVES et al., 2013). Portanto, segundo Vizcarra et al. (2010), esse hormônio é o melhor indicador da função testicular. Em animais jovens, especialmente durante a puberdade, a falta de estrógeno pode afetar significativamente a função reprodutiva durante a vida adulta (LIAO et al., 2012). Por outro lado, quantidades excessivas reduzem a atividade testicular, afetando o desenvolvimento das células do epitélio seminífero e consequentemente a produção espermática (PENTIKAINEN et al., 2000;

SHETTY et al., 1997). Para regular a atividade estrogênica, o organismo é capaz de regular a expressão de receptores de estrógeno. Durante o crescimento acelerado dos testículos na puberdade (entre o 10º e 40º dia de idade), os receptores são regulados “para baixo”. Após essa fase, ocorre um aumento significativo na expressão (LIAO et al., 2012).

Já os andrógenos, representados principalmente pela testosterona, são responsáveis pelo crescimento e desenvolvimento das gônadas e glândulas acessórias (LESKA; DUSZA, 2007; VIZCARRA et al., 2010), a diferenciação das células da linhagem espermatogênica e a produção espermática (LIAO et al., 2012), pelas características sexuais secundárias como cor e tipo de plumagem e o crescimento da crista, além de estimular o comportamento sexual masculino (BALTHAZART et al., 2003; LESKA; DUSZA, 2007), sendo portanto um bom indicador da função testicular e reprodutiva nos animais (VIZCARRA et al., 2010). Em codornas adultas, as concentrações séricas de testosterona podem variar de 5,0 ng/ml (HENARE et al., 2011) até 15,9 ng/ml (OTTINGER; BRINKLEY, 1979). Essa variação é devida ao volume testicular (AMOROSO et al., 2008; LIAO et al., 2012), além de variações rítmicas diárias com menores níveis no início da tarde e maiores níveis no início da manhã (OTTINGER; BRINKLEY, 1979). Essa variação ao longo do dia se deve, em grande parte, à variação luminosa (AMOROSO et al., 2008) que influencia a liberação de melatonina pela pineal. Em codornas, os níveis de testosterona se elevam a partir do 20º dia de vida, apresentando um pico quando o peso dos testículos atinge o peso máximo (OTTINGER; BRINKLEY, 1979). Existe uma forte correlação positiva entre as concentrações de testosterona, o número total de espermatozoides produzidos e a porcentagem de espermatozoides morfolologicamente normais.

Liao et al. (2012) puderam observar que a atividade biológica de andrógenos e estrógenos nos testículos de codornas são sinergicamente regulados com o crescimento e desenvolvimento testicular e que, provavelmente, a atividade

de um hormônio pode afetar na expressão do outro. Ainda segundo os autores, o estrógeno tem a função de regular positivamente os andrógenos e os andrógenos têm a função de reduzir a atividade dos hormônios estrogênicos.

2.5 Influência da luz nas características reprodutivas das codornas

A maior parte dos problemas reprodutivos de um plantel está relacionada a fatores ligados ao macho, sendo que o perfil de crescimento dos reprodutores é um dos principais determinantes da fertilidade de um lote. Devido a isso, o manejo apropriado dessa categoria sexual permite o desenvolvimento adequado do sistema reprodutor, possibilitando que bons níveis de eclodibilidade sejam alcançados (BONGALHARDO et al., 2013).

Um dos manejos básicos para o bom desempenho do plantel de reprodutores é o manejo adequado de iluminação, principalmente para os machos, uma vez que eles respondem melhor a este estímulo de luz para o desenvolvimento sexual do que as fêmeas (BONGALHARDO et al., 2013). Devido a isso, na moderna avicultura, a iluminação artificial tem sido amplamente utilizada com o objetivo de melhorar o desempenho reprodutivo das aves (CAO et al., 2008; NUNES et al., 2013; SURBHI, 2014). A luz visível é uma parte do espectro eletromagnético que varia de ondas de rádio aos raios gama. Ondas de radiação eletromagnética, como seu nome indica, são as flutuações de campos elétricos e magnéticos que transportam energia de um local para outro (INTERNATIONAL COMMISSION ON ILLUMINATION - CIE, 2014).

O reconhecimento da luz pelas aves é proporcionado por células fotorreceptoras localizadas na cabeça das aves e que contém em sua extremidade fotopigmentos. Estes fotopigmentos são compostos por um pigmento, chamado de cromóforo (molécula derivada da vitamina A) associado a uma proteína fotorreceptora específica (geralmente membro da família da opsina) (MOYES;

SCHULTE, 2010; SURBHI, 2014). Os cromóforos são capazes de absorver a energia proveniente da luz, a qual é capaz de alterar a conformação da molécula, convertendo-a da forma 11-cispara todo-trans (MOYES; SCHULTE, 2010). Essa conversão inicia uma cascata de fototransdução, cuja intensidade é convertida em sinais elétricos que são transmitidos aos neurônios centrais, provocando respostas fisiológicas e comportamentais (SURBHI, 2014). A maneira como as ondas eletromagnéticas influencia esse mecanismo de transdução representa, portanto, a maneira como a luminosidade interfere na fisiologia das aves.

A retina contém dois tipos de fotorreceptores, os cones e os bastonetes, que são responsáveis pela visão (BAXTER et al., 2014). Os cones estão predominantemente localizados na região central da retina e apresentam maior sensibilidade ao azul (450 nm), verde (550 nm), vermelho (700 nm) ou violeta (415 nm) (HART et al., 1999). Segundo Govardovskii e Zueva (1977) e Hart et al. (1999), as aves apresentam ainda um tipo adicional de cone capaz de perceber radiações abaixo de 400 nm. Já os bastonetes estão presentes na camada mais externa da retina e apresentam sensibilidade à luz azul-verde (até 507 nm) sendo, porém, inaptas a distinguir as cores (NUNES et al., 2013).

Diferentemente dos mamíferos, os fotorreceptores nas aves não estão presentes somente na retina, mas também na glândula pineal e no hipotálamo (SURBHI, 2014), já que a luz é capaz de atravessar os ossos do crânio desses animais (HASSAN et al., 2013). Evidências experimentais mostram que a fotoestimulação direta do hipotálamo ativa o eixo reprodutivo pela produção direta de hormônios sexuais, enquanto que a estimulação da retina e glândula pineal controla a reprodução por meio da melatonina, sintetizada durante os períodos de escuro (BERNARD et al., 1997; SURBHI, 2014).

2.6 Influência dos comprimentos de onda de luz na reprodução

A luz apresenta três características que afetam diretamente a fisiologia das aves: o fotoperíodo, a intensidade e o espectro (KIM et al., 2013). O fotoperíodo ou duração do dia é o fator primário responsável por determinar a dinâmica reprodutiva das aves, estabelecendo um ciclo reprodutivo anual por influenciar diretamente o eixo hipotálamo-hipófise-gônadas (ARTONI et al., 1999b; MORAIS et al., 2012). Em fotoperíodos curtos, há menor concentração de andrógenos e, conseqüentemente, menor desenvolvimento da glândula da cloaca em codornas (BUSSO et al., 2013).

A intensidade luminosa também tem mostrado influência não só sobre a fisiologia reprodutiva das aves mas também no comportamento, resposta imune e velocidade de crescimento (OLANREWAJU et al., 2006, 2012). Em frangos, melhores valores de conversão alimentar foram obtidos sob a intensidade de luz de 5 lux quando comparados a 10 e a 40 lux (AHMAD et al., 2011). A expressão comportamental também melhorou em aves criadas sob 1 lux quando comparadas àquelas criadas sob 10, 20 e 30 lux (DEEP et al., 2012). Nesse último estudo não foram observadas diferenças nos níveis circulantes de melatonina.

A luz é composta por ondas eletromagnéticas geradas por átomos que vibram ao absorver e emitir energia. Os comprimentos de onda ou frequência correspondem à energia gerada de acordo com a vibração atômica (LEITE; PRADO, 2012; PARVIN et al., 2014) e determinam, no vácuo, as diferentes faixas do espectro eletromagnético. As cores nada mais são do que a percepção fisiológica dessa frequência de ondas no visível pelo organismo (FAIRCHILD, 2013).

Os diferentes comprimentos de onda têm mostrado efeitos sobre o crescimento e desenvolvimento, comportamento e aspectos reprodutivos das aves (CAO et al., 2008; ROZENBOIM et al., 1999, 2004; ZHANG et al., 2012). Na reprodução, os comprimentos de onda influenciam a liberação de hormônios

que afetam o desenvolvimento dos órgãos sexuais, a idade à puberdade e a idade à maturidade sexual (BAXTER et al., 2014; GONGRUTTANANUN, 2011; HASSAN et al., 2013). A percepção dos comprimentos de ondas se inicia nas células fotorreceptivas, que contêm opsina em suas distintas sequências de aminoácidos. Essa proteína é responsável pela percepção dos diferentes espectros de luz (MOYES; SCHULTE, 2010; PARVIN et al., 2014). Segundo esses autores, a sensibilidade do complexo cromóforo-opsina à luminosidade é diferente em cada célula fotorreceptiva e se altera dependendo do grau de estimulação. Portanto, cada comprimento de onda estimula uma célula fotorreceptiva específica, proporcionando assim a visão colorida. Os comprimentos de ondas menores como azul (400–500 nm) e verde (500-600 nm) promovem maior estimulação dos fotorreceptores retiniais, enquanto que os fotorreceptores extrarretiniais são estimulados principalmente pelo comprimento de onda vermelho (600–700 nm) (BAXTER et al., 2014; MOBARKEY et al., 2010). Baxter et al. (2014) afirmam ainda que a luz produzida por raios no final do espectro, como o vermelho, possui maior poder de penetração transcraniana que as cores do início do espectro, promovendo assim maior estimulação dos receptores hipotalâmicos. Dessa forma, os comprimentos de luz podem afetar a fisiologia das aves de maneiras distintas.

Lewis Morris (2000) afirmaram que as respostas de crescimento e comportamento dependem, principalmente, dos fotorreceptores da retina, enquanto as respostas sexuais são influenciadas principalmente pelos receptores de luz extrarretinianas. Comparadas às luzes brancas e vermelhas, as cores verde e azul propiciam maior taxa de crescimento em frangos de corte (CAO et al., 2008; ROZENBOIM et al., 1999, 2004; ZHANG et al., 2012), sendo que a luz verde acelera o desenvolvimento já a partir do terceiro dia de idade, aumentando a proliferação de células satélites do músculo esquelético. Já a luz azul acelerou

o crescimento posterior por promover maior liberação de andrógenos, um importante anabolizante para o tecido muscular.

Quanto aos aspectos reprodutivos, as luzes vermelha e laranja são priorizadas, pois ativam fotorreceptores extrarretinais que promovem a liberação direta dos hormônios reprodutivos (MOBARKEY et al., 2010), estimulando sexualmente as aves e adiantando a maturação sexual quando comparadas às luzes verde e azul (BAXTER et al., 2014; HASSAN et al., 2013). Além disso, a maturidade sexual e desenvolvimento dos órgãos reprodutivos é similar entre aves cegas e aves normais mantidas sob luz vermelha (BAXTER et al., 2014) o que sugere que o papel dos receptores retiniais pode não ser importante para a reprodução quando a estimulação do hipotálamo é ativada. Por outro lado, evidências apontam que a fotoestimulação de receptores retiniais causa efeito inibidor sobre a função reprodutiva, reduzindo a expressão de LH, enquanto que a fotoestimulação dos receptores extrarretinais apresenta um efeito ativador por aumentar a expressão de GnRH (MOBARKEY et al., 2010). É possível que a estimulação da retina com luz verde induza a síntese de serotonina, a qual é convertida em melatonina durante o escuro, inibindo o eixo reprodutivo através da liberação de GnRH (SURBHI, 2014; TSUTSUI et al., 2010). De fato, Min et al. (2012) observaram que frangos criados sob luz azul atrasam a maturidade sexual quando comparados àqueles criados sob luz vermelha e branca e Baxter et al. (2014) verificaram que galinhas normais criadas sob luz verde apresentam queda de produção mais cedo se comparadas às aves cegas, sugerindo que, sem estimulação adequada extrarretinal, um efeito inibitório através da retina pode ser observado.

A luz branca se apresenta em um espectro mais amplo de luz. Nesse caso, também pode se mostrar eficiente em estimular e manter de forma adequada a atividade reprodutiva (BAXTER et al., 2014). Menor idade à puberdade de frangos foi observada com esse tipo de luz quando comparada às

luzes verde e azul (BAXTER et al., 2014; MIN et al., 2012). No entanto, quando utilizadas lâmpadas incandescentes, resultados semelhantes à verde foram observados, não sendo capazes de estimular sexualmente as aves (LEWIS et al., 2007). Nesse caso, supõe-se que não somente o comprimento de onda de luz possa influenciar o sistema reprodutivo das aves, mas também o tipo de lâmpada. Além disso, o efeito dos comprimentos de onda sobre o desempenho de frangos de corte e reprodução de poedeiras está bem elucidado, no entanto, poucos trabalhos foram realizados com machos de codornas.

2.7 Tipos de lâmpadas utilizadas na avicultura

Atualmente, existem no mercado diversos tipos de lâmpadas que podem ser utilizadas em galpões de produção avícola, no entanto, os produtores têm buscado fontes de luz com maior eficiência luminosa e elevada vida útil para garantir a lucratividade do setor (JORDAN; TAVARES, 2005; NUNES et al., 2013).

A lâmpada incandescente é uma das mais antigas fontes de luz, entretanto, é considerada pouco eficiente pois produz muito calor e menor quantidade de luz por unidade de energia, sendo o rendimento energético dessas lâmpadas de apenas 5% (PARVIN et al., 2014). Devido a isso, houve proibição do uso dessa fonte de luz nas criações na União Europeia e em muitos países desde 2012 (HASSAN et al., 2013). Desde então, as lâmpadas fluorescentes compactas ganharam maior representatividade por oferecerem melhor eficiência luminosa e uma redução do custo de energia elétrica de até 60 a 70% (NUNES et al., 2013; PARVIN et al., 2014). Entretanto, segundo esses autores, esse tipo de lâmpada apresenta flutuações de luminosidade, facilidade de acúmulo de sujeira na espiral que reduz a intensidade luminosa e presença de mercúrio em sua composição, que oferece risco à segurança alimentar em situações de criação

intensiva de animais. Tais desvantagens podem gerar problemas nos sistemas produtivos como um todo.

Para amenizar esses problemas as lâmpadas LED vêm sendo utilizadas com sucesso. Esse tipo de lâmpada é composta por diodos semicondutores que, quando submetidos à uma corrente elétrica, emitem luz. Com eficácia estimada em 100 lm/W, comparadas às lâmpadas incandescentes (10 lm/W) e fluorescentes (75 lm/W), as lâmpadas LED representam uma alternativa mais econômica e eficiente, proporcionando menor custo com energia elétrica. (OSRAM, 2015). Além disso, o tempo médio de vida útil destas lâmpadas é de aproximadamente 80.000 a 100.000 horas, enquanto a fluorescente compacta é de 8.000 horas e a incandescente é de 1.000 horas. As lâmpadas LED são ainda mais resistentes à umidade por estarem revestidas por material plástico, não contêm mercúrio e não aquecem (PARVIN et al., 2014). Podem ser encontradas no mercado lâmpadas com diferentes comprimentos de onda, variando de 405nm (azul) a 940nm (infravermelho). Tais características tornam essas lâmpadas bastante atrativas para uso na produção avícola, entretanto, faz-se necessário conhecer os efeitos desse tipo de luminosidade na fisiologia das aves (HASSAN et al., 2013).

3 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Como as características espectrais da luz interfere no desempenho produtivo e reprodutivo das aves, é fundamental a condução de estudos para testar e validar qualquer tecnologia a ser utilizada pela indústria. Tendo um mercado cada vez mais exigente e competitivo, qualquer alternativa que contribua para redução dos custos sem afetar ou melhorar a produtividade das aves se faz necessário.

REFERÊNCIAS

ABO-GHANEMA, I. I. et al. Effect of ginger and l-carnitine on the reproductive performance of male rats. **Proceedings of World Academy of Science, Engineering and Technology**, Aalborg, n. 64, p. 971-977, 2012.

AHMAD, F. et al. Effect of different light intensities on the production performance of broiler chickens. **Pakistan Veterinary Journal**, Faisalab, v. 8318, n. 2008, p. 1-4, 2011.

AIRE, T. A. The epididymal region of the japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*). **Acta Anatomica**, Basel, v. 103, p. 305-312, 1979.

ALVES, M. G. et al. Hormonal control of Sertoli cell metabolism regulates spermatogenesis. **Cellular and Molecular Life Sciences**, Basel, v. 70, p. 777-793, 2013.

AMOROSO, L. et al. Influência da espermatogênese e dos níveis de testosterona no aspecto reprodutivo de codornas Spermatogenesis and testosterone levels influence on reproductive aspects of Japanese quails Introdução Material e Métodos. **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, MG, v. 37, n. 1, p. 61-66, 2008.

ANDREUSSI, P. A. T. et al. Efficiency of the spermatogenesis in Zebu Bulls (*bos taurus indicus*). **Anatomia, Histologia, Embryologia**, 2013.

ARTONI, S. M. B. et al. Avaliação morfométrica da área do epidídimo e dos ductulos eferentes e ductos epididimários da codorna doméstica , no decorrer do ano Morphometric evaluation of the epididymal area and. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 36, n. 6, p. 1-9, 1999a.

ARTONI, S. M. B. et al. Seasonal morphology of the domestic quail (*Coturnix coturnix japonica*) testis. **Anatomia, Histologia, Embryologia**, v. 28, p. 117 - 220, 1999b.

BAG, M. P.; MAHAPATRA, S. C.; Efficiency of fermented fish offal meal on growth and fatty acid profile of Tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Electronic Journal of Biology**, Bielefeld, v. 8, n. 4, p. 62-66, 2012.

BALTHAZART, J. et al. The neuroendocrinology of reproductive behavior in Japanese quail. **Domestic Animal Endocrinology**, Stoneham, v. 25, n. 1, p. 69–82, 2003.

BAXTER, M. et al. Red light is necessary to activate the reproductive axis in chickens independently of the retina of the eye. **Poultry Science**, Champaign, v. 93, p. 1289–1297, 2014.

BERNARD, M. et al. Chick pineal clock regulates serotonin N - acetyltransferase mRNA. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, Washington, v. 94, p. 304–309, 1997.

BISWAS, A. et al. Relationship of cloacal gland with testes , testosterone and fertility in different lines of male Japanese quail. **Animal Reproduction Science**, Amsterdam, v. 97, p. 94–102, 2007.

BONGALHARDO, D. C. et al. Desafios da biologia da reprodução. In: MACARI, M. et al. (Ed.). **Manejo da incubação**. 3. ed. Jabotiabal: Facta, 2013. p. 87-92.

BRITO, L. F. C. et al. Testicular ultrasonogram pixel intensity during sexual development and its relationship with semen quality, sperm production, and quantitative testicular histology in beef bulls. **Theriogenology**, Stoneham, v. 78, n. 1, p. 69-76, 2012.

BUSSO, J. M. et al. Cloacal gland, endocrine testicular, and adrenocortical photoresponsiveness in male Japanese quail exposed to short days. **Domestic Animal Endocrinology**, Stoneham, v. 44, p. 151–156, 2013.

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**, Athens, v. 17, n. 2, p. 211–218, 2008.

CLULOW, J.; JONES, R. C. Production, transport, maturation, storage and survival of spermatozoa in the male Japanese quail, *Coturnix*. **Journal of Reproduction and Fertility**, Cambridge, v. 64, p. 259–266, 1982.

COSTA, G. M. J. et al. Spermatogenic cycle length and sperm production in a feral pig species (Collared Peccary, *Tayassu tajacu*). **Journal of Andrology**, Philadelphia, v. 31, n. 2, p. 221-230, 2010.

DEEP, A. et al. Effect of light intensity on broiler behaviour and diurnal rhythms. **Applied Animal Behaviour Science**, Amsterdam, v. 136, n. 1, p. 50–56, 2012.

FAIRCHILD, M. D. **Color appearance models**. New York: J. Wiley & Sons, 2013.

FRAGOSO, J. S. et al. Relationships between fertility and some parameters in male broiler breeders (body and testicular weight, histology and immunohistochemistry of testes, spermatogenesis and hormonal levels). **Reproduction in Domestic Animals**, Berlin, v. 4, p. 345–352, 2013.

FRANÇA, L. R. et al. . Spermatogenesis and sperm transit through the epididymis in mammals with emphasis on pigs. **Theriogenology**, Stoneham, v. 63, p. 300–318, 2005.

FROMAN, D. P. et al. Reprodução em aves: macho e fêmea. In: HAFEZ B.; HAFEZ, E. S. E. (Ed.). **Reprodução animal**. 7. ed. Barueri: Manole, 2004. p. 237-257.

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. 2855–63, 2011.

GONZÁLEZ-MORÁN, M. G. et al. Histological and sex steroid hormone receptor changes in testes of immature , mature , and aged chickens. **Domestic Animal Endocrinology**, Stoneham, v. 35, p. 371–379, 2008.

GOVARDOVSKII, V. I.; ZUEVA, L. V. Visual pigments of chicken and pigeon. **Vision Research**, Oxford, v. 17, p. 537–543, 1977.

GUIMARÃES, J. D. et al. Seleção e manejo reprodutivo de touros zebu Breeding and management of zebu bulls. **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, MG, v. 40, p. 379–388, 2011.

HART, N. S. et al. Visual pigments , cone oil droplets , ocular media and predicted spectral sensitivity in the domestic turkey (*Meleagris gallopavo*). **Vision Research**, Oxford, v. 39, p. 3321–3328, 1999.

HASSAN, M. R. et al. Effect of monochromatic and combined light colour on performance, blood parameters, ovarian morphology and reproductive hormones in laying hens. **Italian Journal of Animal Science**, Bologna, v. 12, n. 3, p. 359–364, 2013.

HENARE, S. J. et al. Changes in plasma gonadotrophins, testosterone, prolactin, thyroxine and triiodothyronine concentrations in male Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*) of a heavy body weight line during photo-induced testicular growth and regression. **British Poultry Science**, Edinburgh, v. 52, n. 6, p. 782–791, 2011.

HERRERA, A. M. et al. Article developmental basis of phallus reduction during bird evolution. **Current Biology**, London, v. 23, n. 12, p. 1065–1074, 2013.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. Efetivo dos rebanhos em 31.12 e variação anual, segundo as categorias - Brasil - 2012-2013. **Produção da Pecuária Municipal**, Rio de Janeiro, v. 41, p. 1-108, 2013.

INTERNATIONAL COMMISSION ON ILLUMINATION. Disponível em: <<http://www.cie.co.at/>>. Acesso em: 19 jan. 2015.

JORDAN, R. A.; TAVARES, M. H. F. Análise de diferentes sistemas de iluminação para aviários de produção de ovos férteis produção ov. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 9, n. 3, p. 420–423, 2005.

KENAGY, G. J.; TROMBULAK, S. C. Size and function of mammalian testes in relation to body size. **Journal of Mammalogy**, Lawrence, v. 67, p. 1-22, 1986.

KIM, M. J. et al. Growth performance and hematological traits of broiler chickens reared under assorted monochromatic light sources. **Poultry Science**, Champaign, v. 92, p. 1461–1466, 2013.

KIRBY, J. D.; FROMAN, D. P. Reproduction in male birds. In: WHITTOW, G. (Ed.). **Sturkie's avian physiology**. 5th ed. San Diego: Academic, 2000. v. 1, p. 597–615.

KLEMM, R. D. et al. Gross and microscopic morphology of the glandula proctodealis (foam gland) of *Coturnix*. **Journal of Morphology**, New York, 141, p. 171–184, 1973.

LAKE, P. E. Male genital organs. In: KING, A. S.; MCLELLAND, J. (Ed.). **Form and function in birds**. London: Academic, 1981. v. 2, p. 1-61.

LANNA, L. L. et al. Índice gonadossomático e correlações entre dimensões e peso testiculares na codorna japonesa (*Coturnix coturnix japonica*) aos 60 dias de idade. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, v. 65, n. 4, p. 955–960, 2013.

LEITE, D. O.; PRADO, R. J. Espectroscopia no infravermelho : uma apresentação para o ensino médio. **Revista Brasileira de Ensino de Física**, São Paulo, v. 34, n. 2, p. 2504–2509, 2012.

LESKA, A.; DUSZA, L. Seasonal changes in the hypothalamo-pituitary-gonadal axis in birds. **Reproduction and Biology**, New York, v. 7, p. 99-126, 2007.

LEWIS, P. D. et al. Green light during rearing does not significantly affect the performance of egg-type pullets in the laying phase. **Poultry Science**, Champaign, v. 86, p. 739–743, 2007.

LEWIS, P. D.; MORRIS, T. R. Poultry and coloured light. **World's Poultry Science Journal**, Champaign, v. 56, n. 03, p. 189-207, 2000.

LIAO, H. et al. Expression of androgen and estrogen receptors in the testicular tissue of chickens, quails and chicken-quail hybrids. **African Journal of Biotechnology**, Nairobi, v. 11, n. 29, p. 7344–7353, 2012.

LIN, M. et al. The cycle of the seminiferous epithelium in the Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*) and estimation of its duration. **Journal of Reproduction and Fertility**, Cambridge, v. 88, p. 481–490, 1990.

LIN, M.; JONES, R. C. Renewal and proliferation of spermatogonia during spermatogenesis in the Japanese quail , *Coturnix coturnix japonica*. **Cell Tissue Research**, Berlin, v. 267, p. 591–601, 1992

LIU, Q. et al. Toxicology in vitro zearalenone inhibits testosterone biosynthesis in mouse Leydig cells via the crosstalk of estrogen receptor signaling and orphan nuclear receptor Nur77 expression. **Toxicology in Vitro**, New York, v. 28, n. 4, p. 647–656, 2014.

McFARLAND, L. Z. et al. The cloacal gland complex of Japanese quail. **Experientia**, Basel, v.15, p. 941–943, 1968.

MIN, J.K. et al. Effect of monochromatic light on sexual maturity, production performance and egg quality of laying hens. **Avian Biology Research**, Oxford, v. 5, n. 2, p. 69-74, 2012

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

MORAIS, M. R. P. T. et al. Morfofisiologia da reprodução das aves : controle endócrino do ciclo sexual das aves. **Acta Veterinaria Brasilica**, Mossoró, v. 6, n. 4, p. 285–293, 2012.

MOYES, C. D.; SCHULTE, P. M. **Princípios de fisiologia animal**. 2. ed. Porto Alegre: Artmed, 2010.

MÜLLER, G. et al. Testicular testosterone: Estradiol ratio in domestic cats and its relationship to spermatogenesis and epididymal sperm morphology. **Theriogenology**, Stoneham, v. 78, n. 6, p. 1224-1234, 2012.

NUNES, K. C. et al. Led como fonte de luz na avicultura de postura. **Enciclopédia Biosfera**, Goiânia, v. 9, n. 17, p. 1765–1782, 2013.

OLANREWAJU, H. A. et al. A review of lighting programs for broiler production. **International Journal of Poultry Science**, Faisalabad, v. 5, n. 4, p. 301–308, 2006.

OLANREWAJU, H. A. et al. Effect of varying light intensity on blood physiological reactions of broiler chickens grown to heavy weights. **International Journal of Poultry Science**, Faisalabad, v. 11, n. 2, p. 81–87, 2012.

OLIVEIRA, D. et al. Efeitos dos diferentes níveis de proteína sobre a espermatogênese de codorna (*Coturnix coturnix japonica*). **Ars Veterinária**, Jaboticabal, v. 16, n. 2, p. 92–96, 2000.

OLIVEIRA, P. F. et al. Biochimica et biophysica acta effect of insulin deprivation on metabolism and metabolism-associated gene transcript levels of in vitro cultured human Sertoli cells. **Biochimica et Biophysica Acta**, Amsterdam, v. 1820, p. 84–89, 2012.

ORSI, A. M. et al. Estrutura microscópica do complexo tubular : rede testicular e ductos excretorios proximais do testículo em codorna doméstica (*Coturnix coturnix*). **Veterinária Notícias**, Uberlândia, v. 13, n. 1, p. 17–29, 2007.

OSRAM. Disponível em: <<http://www.osram.com.br>>. Acesso em: 20 jan. 2015.

OTTINGER, M. A.; BRINKLEY, H. J. Testosterone and sex related physical characteristics during the maturation of the male japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*). **Biology of Reproduction**, Champaign, v. 20, p. 905–909, 1979.

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, n. 03, p. 543–556, 2014.

PENTIKAINEN, V. et al. Estradiol acts as a germ cell survival factor in the human testis in vitro *. **The Journal of Clinical Endocrinology & Metabolism**, Bethesda, v. 85, n. 5, p. 2057–2067, 2000.

RAZI, M. et al. Histological and anatomical study of the White Rooster of testis, epididymis and ductus deferens. **International Journal of Veterinary Research**, Tehran, v. 4, p. 229–236, 2010.

RESHAG, A. F. et al. The Effects of waste products of generators exhausts on foam gland in male Japanese Quail (*Coturnix coturnix*) Anatomical and Histological study. **Kufa Journal For Veterinary Medical Sciences**, Kufa, v. 2, n. 2, p. 11–18, 2011.

ROCHA, R. M. P. et al. Melatonina e reprodução animal : implicações na fisiologia ovariana. **Acta Veterinaria Brasilica**, Mossoró, v. 5, n. 2, p. 147–157, 2011.

RODRIGUES, M. H. et al. Proliferation of seminiferous epithelium cells during the postnatal development in goats. **Animal Reproduction Science**, Amsterdam, v. 135, n. 1, p. 25-30, 2012.

ROZENBOIM, I. et al. The effect of a green and blue monochromatic light combination on broiler growth and development. **Poultry Science**, Champaign, v. 83, p. 842–845, 2004.

ROZENBOIM, I. et al. The effect of monochromatic light on broiler growth and development. **Poultry Science**, Champaign, v. 78, p. 135–138, 1999.

RUTZ, F. et al. Avanços na fisiologia e desempenho reprodutivo de aves domésticas 1. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, Belo Horizonte, v. 31, n. 3, p. 307–317, 2007.

SANTOS, T. C. et al. Desenvolvimento corporal e testicular em machos de codornas de corte e de postura de 25 a 360 dias. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, Rio de Janeiro, v. 32, n. 11, p. 1205–1212, 2012.

SEDQYAR, M. et al. Effects of sulfamethazine on induction of precocious puberty in Japanese Quails. **Journal of Reproduction and Development**, Tokyo, v. 58, n. 5, p. 563–568, 2012.

SHETTY, G. et al. Effect of estrogen deprivation on the reproductive physiology of male and female primates. **The Journal of Steroid Biochemistry and Molecular Biology**, Berlin, v. 61, n. 3, p. 157–166, 1997.

SIMÕES, K. et al. Ultrastructural characteristics of spermiogenesis in the Domestic Duck (*Anas platyrhynchos*). **Anatomia, Histologia, Embryologia**, Berlin, v. 34, p. 307–311, 2005.

SINGH, R. P. et al. Cloacal gland foam enhances motility and disaggregation of spermatozoa in Japanese quail (*Coturnix japonica*). **Theriogenology**, Stoneham, v. 75, n. 3, p. 563–569, 2011.

SIOPEs, T. D.; WILSON, W. O. The cloacal gland—an external indicator of testicular development in *Coturnix*. **Poultry Science**, Champaign, v. 54, p. 1225–1229, 1975.

SUN, J. et al. 3-Dichloro-2-propanol inhibits progesterone production through the expression of steroidogenic enzymes and cAMP concentration in Leydig cells. **Food Chemistry**, Barking, v. 154, p. 330–336, 2014.

SURBHI, V. K. Avian photoreceptors and their role in the regulation of daily and seasonal physiology. **General and Comparative Endocrinology**, New York, p. 1–10, June 2014.

TIBA, T. et al. Regularities and irregularities in the structure of the seminiferous epithelium in the Domestic Fowl (*Gallus domesticus*). **Anatomia, Histologia, Embryologia**, Berlin, v. 22, n. 3, p. 241–253, 1993.

TSUTSUI, K. et al. Gonadotropin-inhibitory hormone (GnIH) and its control of central and peripheral reproductive function. **Frontiers in Neuroendocrinology**, Orlando, v. 31, n. 3, p. 284–95, 2010.

VIZCARRA, J. A et al. Testis development and gonadotropin secretion in broiler breeder males. **Poultry Science**, Champaign, v. 89, n. 2, p. 328–334, 2010.

WOLF, F. R. et al. Prepuberal behavior and puberal characteristics of beef bulls on high nutrient allowance. **Journal of Animal Science**, Champaign, v. 24, p. 761-765, 1965.

ZHANG, L. et al. Effect of monochromatic light stimuli during embryogenesis on muscular growth , chemical composition , and meat quality of breast muscle in male broilers. **Poultry Science**, Champaign, v. 91, p. 1026–1031, 2012.

SEGUNDA PARTE – ARTIGO

Desempenho reprodutivo de codornas japonesas (*Coturnix coturnix japonica*) machos criadas sob diferentes tipos de lâmpada e cor da luz

Retes, P. L.; Zangeronimo, M. G. et al.

Artigo a ser enviado para a **Animal Reproduction Science**

1 INTRODUÇÃO

A luz representa parte essencial do ambiente físico e um fator exógeno importante que controla muitos processos fisiológicos e comportamentais das aves (Olanrewaju et al., 2012; Deep et al., 2012). Devido a isso, na avicultura industrial, a iluminação artificial tem sido amplamente utilizada com o objetivo de melhorar o desempenho produtivo das mesmas (Min et al., 2012).

O controle da luz pode ser feito de diferentes maneiras, tais como fotoperíodo, intensidade e a cor ou comprimento de onda que, em conjunto, representam importantes fatores ambientais que influenciam a fisiologia das aves (Kim et al., 2013). As cores representam a percepção fisiológica dada a cada comprimento de onda na região do visível (Fairchild, 2013). Na reprodução, tem-se comprovado a influência dos comprimentos de onda sobre a liberação de hormônios que afetam o desenvolvimento dos órgãos sexuais, a idade à puberdade e a idade à maturidade sexual (Hassan et al., 2013; Baxter et al., 2014), além de mostrar efeitos sobre o crescimento e desenvolvimento corporal (Rozenboim et al., 2004) e sobre o comportamento das aves (Parvin et al., 2014).

Atualmente, existem diferentes tipos de lâmpadas disponíveis para a utilização em galpões de produção avícola. As lâmpadas LED (*light emitter dioded* - diodo emissor de luz) constituem uma recente tecnologia que apresenta, como característica, maior rendimento luminoso e maior vida útil em relação às lâmpadas incandescente e fluorescente, podendo ser encontradas em diferentes comprimentos de onda (Parvin et al., 2014). Entretanto, para uso na pecuária, são necessários estudos que comprovem sua eficiência produtiva.

Muitos trabalhos encontrados na literatura fazem menção à duração do período luminoso (Busso et al., 2013) ou à intensidade de luz (Ahmad et al., 2011), no entanto, estudos com codornas macho associando diferentes tipos de lâmpadas em diferentes cores de luz são escassos, a maioria realizada com

galinhas, frangos de corte ou codornas fêmeas (Parvin et al., 2014). Dada a importância dos machos em matrizeiros para produção de codornas de um dia, estudos sobre a influência dos tipos de lâmpadas e cores de luz nessa categoria sexual se fazem necessários. Dessa forma, objetivou-se avaliar o efeito de diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz no desempenho reprodutivo de machos de codornas japonesas (*Coturnix coturnix japonica*).

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Local, animais 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. Todo o procedimento experimental teve a aprovação do Comitê de Ética no Uso de Animais da mesma instituição, sob o protocolo nº 044/2014.

Foram utilizadas 240 codornas japonesas machos de um dia, provenientes de incubatório comercial e devidamente vacinadas. Os animais foram alojados em gaiolas com dimensões 50 cm largura x 70 cm de profundidade x 25,5 cm altura, mantidas em salas com isolamento luminoso em galpão de alvenaria. A temperatura das salas foi mantida por um sistema de aquecimento a lenha sem interferência na luminosidade do ambiente até a terceira semana de vida das aves. Em cada gaiola, foram alojadas 40 codornas para que todas recebessem a mesma intensidade luminosa. Cada macho foi considerado como uma unidade experimental.

Foi utilizado um delineamento inteiramente casualizado com seis tratamentos e cinco repetições. O período experimental foi de 140 dias, sendo 123 de criação e 17 de incubação de ovos. As aves receberam água e rações *ad libitum*, sendo essas últimas balanceadas à base de milho e farelo de soja, seguindo as exigências nutricionais recomendadas para cada fase do

crescimento, 1 a 45 dias (cria e recria) e 46 a 123 dias (produção) (Rostagno et al., 2011) (Tabela 1).

Tabela 1 Composição centesimal e níveis nutricionais calculados das rações para codornas japonesas nas fases de cria/recria e produção

Ingredientes	Quantidade (%)	
	Cria/Recria	Produção
Milho	51,651	56,676
Farelo de soja	37,548	33,180
Farelo de trigo	5,000	---
Fosfato bicálcico	1,324	1,065
Calcário calcítico	1,228	6,768
Óleo vegetal	2,350	1,322
Sal comum	0,396	0,320
Suplemento vitamínico ¹	0,100	0,100
Suplemento mineral ²	0,100	0,100
DL-Metionina (99%)	0,167	0,322
L-Lisina (78%)	0,042	0,107
L-Treonina (99%)	0,044	---
Cloreto de colina (60%)	0,050	0,040
TOTAL	100,00	100,00
Composição nutricional calculada		
Energia metabolizável		
(kcal/kg)	2900	2800
Proteína bruta (%)	22,00	18,71
Cálcio (%)	0,900	2,909
Fósforo disponível (%)	0,375	0,303
Lisina digestível (%)	1,120	1,045
Metionina+Cistinadigest (%)	0,760	0,857
Metionina digestível (%)	0,420	0,470
Sódio (%)	0,176	0,145

¹Enriquecimento por kg de ração: 70000 mg de zinco (mín); 1500 mg de iodo (mín); 8500 mg de cobre (mín); 75000 mg de manganês (mín); 50000 mg de ferro (mín); 200 mg de cobalto.

²Enriquecimento por kg de ração: 1000 mg de ácido fólico; 15620 mg de ácido pantotênico; 100 µg de biotina; 39800 mg de niacina; 7000000 UI de vitamina A; 2000 mg de vitamina B1; 50000 mg de vitamina E; 3000 µg de vitamina B12; 4000 mg de vitamina B2; 3000 mg de vitamina B6; 2100000 UI de vitamina D3; 2000 mg de vitamina K3; 200 mg de selênio; 100000 mg de antioxidante.

2.2 Grupos experimentais

Cada grupo experimental foi constituído por uma sala equipada com determinado tipo de lâmpada: incandescente amarela 25W (315 – 780 nm) (Lewis et al., 2007), fluorescente compacta branca 15W (400 – 770nm) e lâmpadas LED nas cores azul 4,4 W (455 – 470 nm), vermelha 4,4 W (618 – 635nm), verde 4,4 W (515 – 535nm) (Hassan et al., 2013) e branca 4,4 W (400 – 760 nm) (Cao et al., 2008). As lâmpadas foram mantidas até o final do experimento.

Na fase de cria, o período luminoso foi de 23 horas de luz e uma de escuro (23L:1E) (Srivastava, et al., 2012). Nas fases de recria e produção foi utilizado 10L:14E e 17L:7E, respetivamente (Makiyama, 2012). A intensidade luminosa foi mantida em 15 luxes durante todo o período experimental e controlada com o auxílio de luxímetro. O aparelho portátil foi utilizado para a verificação da intensidade luminosa em cinco diferentes pontos dentro da gaiola, sendo padronizado dois ao fundo, um no centro e dois a frente da gaiola. A partir dos valores obtidos foi calculada a intensidade média e quando necessário esta foi ajustada com o auxílio de *dimmers* ou luminárias.

2.3 Procedimento experimental

As avaliações reprodutivas foram realizadas aos 35, 47, 57, 71 e 123 dias de idade, o que permitiu avaliar o testículo desde o início de seu crescimento e desenvolvimento, até idades posteriores à estabilização de seu peso e conseqüentemente posterior à idade de maturidade sexual das aves. Em cada etapa de avaliação, todas as aves foram pesadas para determinação do peso vivo e cinco aves de cada grupo experimental foram selecionadas de acordo com o peso médio das aves de cada gaiola. Em seguida, foram abatidas pela técnica de deslocamento cervical e dissecadas para remoção dos testículos direito e esquerdo, os quais foram pesados separadamente. Os testículos foram fixados

em solução de Bouin por aproximadamente 12 horas em temperatura ambiente e então lavados em solução alcoólica 70% para posterior estudo histológico (Khalil et al., 1989). Aos 57, 71 e 123 dias de idade, também foram mensuradas a largura lateral e a altura dorso ventral da glândula da cloaca para o cálculo da área da glândula (Fields et al., 1979).

Aos 117, 120 e 123 dias de idade foram realizadas coletas de sêmen de seis aves por gaiola para estudo da qualidade seminal. Previamente à coleta de sêmen os animais foram acondicionados. Para isto, a cada três dias, após 90 dias de idade, massagens no dorso das aves eram realizadas, iniciando na região próxima a base das asas e terminando próximo à cloaca. Neste período foi realizada também a remoção das penas e limpeza da região pericloacal para facilitar o processo e evitar a contaminação do sêmen. No momento das coletas, foi realizada a remoção da espuma da glândula da cloaca, através de uma leve pressão digital na glândula das aves, sendo coletada em papel alumínio e pesada em balança digital, descontando-se o peso do papel. A limpeza da glândula foi realizada no momento anterior às massagens, no entanto, ao final, uma nova pressão foi realizada para assegurar a retirada total da espuma e evitar a contaminação do sêmen. Para a expulsão do sêmen, leve pressão digital foi realizada na base do falo e nas ampolas dos ductos deferentes (Cavalcante et al., 2004). O conteúdo seminal foi coletado em tubos capilares graduados e encaminhados para o Laboratório de Reprodução Animal do Setor de Fisiologia e Farmacologia do Departamento de Medicina Veterinária da UFLA.

Para o teste de fertilidade, aos 35 dias de idade, dez machos de cada sala foram divididos em cinco gaiolas com 10 fêmeas cada (cinco fêmeas para cada macho). As fêmeas foram criadas nas mesmas condições dos machos e mantidas nessas condições até o final do experimento. A partir do início da postura das fêmeas, diariamente os ovos foram contabilizados e retirados das gaiolas. Aos 123 dias de experimento, os ovos de cada gaiola foram coletados, identificados,

selecionados (excluindo aqueles que estavam trincados, quebrados, sujos ou foscos) e armazenados por 24h à temperatura média de 20°C. Após este período os ovos foram pesados e novamente selecionados, excluindo aqueles de tamanho desuniforme (muito grandes ou muito pequenos) até que restassem seis ovos por gaiola, totalizando 30 ovos por grupo experimental. Os ovos foram então incubados na Chocadeira Bela 48 (Chocmaster, Piraquara, Brasil), que estava pré-aquecida por 24h à temperatura 28°C. No momento da incubação a temperatura foi ajustada para 37,5°C e umidade de 65% mantidos até o final da incubação. Foram realizadas duas esterilizações dos ovos e chocadeira por aspersão de uma solução de formol (37%) e permanganato de potássio (99%), na proporção de 2 partes de formol para 1 de permanganato, a primeira realizada no momento da incubação dos ovos e a segunda após 15 dias. A partir do segundo dia foram acionadas as esteiras de rolagem que realizavam a virada dos ovos a cada 2h, sendo desligadas aos 15 dias de incubação. Aos 21 dias de incubação foram contabilizados o número de nascidos e ovos que foram fertilizados, porém não eclodidos.

2.4 Avaliações anatômicas

O peso dos testículos foi representado pelo somatório do peso dos testículos direito e esquerdo dos machos. O índice gonadossomático que representa a porcentagem do peso corporal alocado nas gônadas, foi estimado à partir da fórmula $IG = (P_{Te} + P_{Td}/PV).100$, sendo P_{Te} o peso do testículo esquerdo, P_{Td} peso do testículo direito e PV o peso vivo do animal. Para o cálculo da área da glândula da cloaca (AG) foi utilizada a fórmula $AG = L.A$, sendo L a largura lateral e A a altura dorso ventral (Fields et al., 1979).

2.5 Avaliações histológicas

Foram analisadas a altura do epitélio germinativo e a área dos túbulos seminíferos das codornas aos 35, 57 e 123 dias de idade. Após armazenamento

em álcool 70%, os testículos foram desidratados em séries etanol-xilol e embebidos em parafina (Kameda, 1984). Em seguida, foram feitos cortes de 5,0 μm de espessura, colocados em suspensão em banho-maria a uma temperatura aproximada de 37°C e, em seguida, foram captadas com lâminas histológicas silanizadas para secagem em estufa a 37 °C *overnight*. As amostras foram então desparafinadas e reidratadas em séries xilol-etanol e submetidas à coloração com hematoxilina-eosina (Bancroft et al., 2008).

As imagens dos túbulos seminíferos foram analisadas em microscópio Olympus CX31 (Olympus, Tokyo, Japão) acoplado à câmera digital Altra SC30 (Olympus, Tokyo, Japão) usando o programa Axio Vision (Carl Zeiss, Oberkochen, Alemanha) em aumento de 400x. Em cada corte, foram mensurados o diâmetro maior e menor de 20 túbulos aleatórios com formato arredondado para o cálculo da área do túbulo seminífero segundo a fórmula $A = \pi \cdot r^2$ em que r é o raio do túbulo obtido a partir da média dos diâmetros maior e menor. A altura do epitélio seminífero foi obtida a partir da realização de sete medidas de cada túbulo analisado para o cálculo da área.

2.6 Avaliações seminais

Inicialmente, o sêmen foi diluído em solução salina 0,9% na proporção 1:9. Alíquotas de 10 μl (três de cada amostra de sêmen) foram retiradas e colocadas entre lâmina e lamínula e avaliadas em microscópio óptico com aumento de 200x em temperatura ambiente. A motilidade espermática foi avaliada em 10 campos microscópicos, estimando de forma subjetiva a porcentagem de células móveis em relação ao total de células visíveis. Para redução da subjetividade, dois avaliadores treinados realizaram a avaliação, sendo a média utilizada para a análise estatística. A intensidade de movimento

(vigor espermático) foi determinada utilizando uma escala de 0 a 5, em que 0 representa baixa intensidade e 5 intensidade máxima.

A viabilidade espermática foi calculada pela contagem, em 200 células, do número de células vivas (sem coloração) e células mortas (coradas) em microscópio óptico com aumento de 400x após esfregaço de uma gota de sêmen com uma de eosina-nigrosina (Blom, 1950).

A concentração espermática foi realizada em 3,0 µl de sêmen diluído em 597 µl de solução formol salina tamponado, utilizando uma câmara de Neubauer em microscopia de luz com aumento de 600x (Hancock, 1957). Para o cálculo da produção total de espermatozoides, a concentração foi multiplicada pelo volume mensurado no momento da coleta.

2.7 Análise estatística

Após o teste de normalidade de Shapiro Wilk, os dados obtidos dentro de cada idade das aves foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste Scott-Knott a 5%. Para o vigor espermático e taxa de fertilidade foi utilizada análise estatística não paramétrica, sendo as médias comparadas pelo teste de Kruskal-Wallis. Toda análise estatística foi realizada utilizando o programa estatístico Action 2.4 com $\alpha = 5\%$.

3 RESULTADOS

Aos 35 dias de idade, observou-se que as lâmpadas incandescentes proporcionaram ($P < 0,01$) maior peso corporal das codornas quando comparadas aos demais tipos de lâmpadas, porém, aos 47 dias, maior peso ($P < 0,01$) também foi observado com o uso das lâmpadas LED azul e verde (Tabela 2). A partir dessa idade, não houve influência ($P > 0,59$) dos tipos de lâmpadas no peso vivo das aves.

As lâmpadas fluorescentes compactas e LED vermelhas proporcionaram ($P<0,02$) maior peso dos testículos e maior índice gonadossomático aos 35 e 57 dias de idade das aves, assim como a maior área da glândula da cloaca aos 57 dias. No entanto, nessa idade, as aves criadas sob LED branco se igualaram aos resultados obtidos com essas lâmpadas. Aos 47, 71 e 123 dias de idade, não houve diferenças ($P>0,15$) entre os diferentes grupos experimentais.

Com relação aos túbulos seminíferos, maiores áreas tubulares foram observadas ($P<0,01$) com o uso das lâmpadas fluorescentes e LED vermelhas aos 35 dias de idade (Tabela 3). Ainda nessa idade, maior altura do epitélio germinativo foi observada ($P<0,01$) com o uso das lâmpadas fluorescentes. Aos 57 dias melhores resultados de área tubular foram obtidos com as lâmpadas LED brancas, enquanto que maior altura do epitélio germinativo foi observada com o uso das lâmpadas LED brancas. Aos 123 dias de idade menor desenvolvimento do epitélio germinativo foi observado ($P<0,01$) como uso de lâmpadas LED vermelho e não houve influência ($P=0,21$) dos diferentes tipos de lâmpadas utilizadas sobre os diâmetros dos túbulos seminíferos.

Não houve diferenças ($P>0,11$) nas características do sêmen e nas taxas de fertilidade das codornas (Tabela 4).

4 DISCUSSÃO

Embora a maior parte dos problemas reprodutivos de um matrizeiro esteja relacionada a fatores inerentes ao macho, poucos trabalhos têm avaliado o efeito da luminosidade sobre esses animais quando se trata da produção de codornas. Sabe-se que a qualidade reprodutiva de um macho está diretamente relacionada aos índices de fertilidade de um lote (Bongalhardo et al., 2013). Em codornas, estudos apontam que a puberdade ocorre por volta do 26º dia de idade (Siopes e Wilson, 1975), com concentrações significativas de espermatozoides

nos testículos e ductos deferentes variando em torno do 35º ao 41º dia de vida (Ottinger e Brinkley, 1979; Santos et al., 2012) e completa a formação do epitélio germinativo por volta do 50º dia, sendo que somente a partir dos 55 dias de idade é possível detectar todas as células da linhagem espermática (Santos et al., 2012). Há também indício de que as codornas só se tornam sexualmente maduras a partir dos 60 dias de idade (Amoroso et al., 2008). Nesse caso, nota-se que a idade reprodutiva de codornas pode variar de forma significativa, dependendo das condições do ambiente.

Sabe-se que a luminosidade exerce forte influência sobre a reprodução das aves por controlar diretamente o eixo hipotalâmico-hipofisiário-gonadal. Em dias curtos (com menor duração do período luminoso), ocorre uma inibição do eixo reprodutivo, reduzindo a liberação de gonadotrofinas e resultando em redução das atividades reprodutivas e puberdade tardia (Tsutsui et al., 2010). Por outro lado, em dias longos (com maior luminosidade), as células hipotalâmicas secretam o hormônio liberador de gonadotrofina (GnRH) que, por sua vez, estimula a liberação de gonadotrofinas, resultando em atividade reprodutiva mais intensa e menor idade à puberdade (Rocha et al., 2011). Em se tratando de características luminosas como intensidade ou comprimentos de onda, poucos trabalhos podem ser encontrados.

Em fêmeas, sabe-se que a idade à puberdade é um importante fator que influencia a produção e a qualidade dos ovos (Min et al., 2012). Em machos, esse efeito é pouco conhecido, embora existam relatos que a antecipação da puberdade não tenha trazido benefícios ao desempenho reprodutivo de galos (Miclea et al., 2002). O índice gonadossomático, peso corporal alocado nas gônadas, é uma forma bastante eficaz de se predizer a idade à maturidade sexual dos machos, uma vez que a maturidade está diretamente relacionada ao tamanho dos testículos, estimado através do cálculo do índice (Barot et al., 2004; Fontoura et al., 2009). No presente estudo, embora as lâmpadas fluorescentes

compactas e LED vermelhas tenham proporcionado maior desenvolvimento testicular, maior área dos túbulos seminíferos e maior altura do epitélio germinativo tubular aos 35 dias de idade nenhum efeito foi observado na qualidade do sêmen e nas taxas de fertilidade das codornas machos.

Um dos princípios básicos para o bom desempenho do plantel de reprodutores é o manejo adequado de iluminação, principalmente para os machos, que respondem melhor ao estímulo luminoso quando comparado às fêmeas (Bongalhardo et al., 2013). As lâmpadas incandescentes proporcionaram, no presente estudo, maior peso corporal das aves aos 35 dias de idade. Esses tipos de lâmpadas emitem um espectro de luz amplo, sendo que 30% do que é percebido pelas aves são comprimentos de onda verde e 30% nas cores violeta, azul e amarela, que estimulam os fotorreceptores retiniais, enquanto que 25% são percebidos na cor vermelha, que estimula receptores extrarretiniais (Lewis et al., 2007). A estimulação retinal promove o maior crescimento das aves, enquanto que a fotoestimulação dos receptores extrarretiniais promovem maior liberação de hormônios sexuais (Bernard et al., 1997; Surbhi, 2014). Portanto, é possível que a utilização deste tipo de lâmpada estimule preferencialmente os receptores retiniais, aumentando o peso das aves em comparação às lâmpadas fluorescente, LED branco e LED vermelho. Tais informações são ainda reforçadas ao se observar que, aos 47 dias de idade, as codornas criadas sob os comprimentos de onda verde e azul apresentaram ganho de peso semelhante. A partir dos 57 dias de idade, as codornas estabilizam o peso corporal, assim, efeito dos diferentes tipos de lâmpadas e cores da luz não puderam ser observados.

Kim et al. (2013) observaram resultados semelhantes para ganho de peso de frangos de corte criados sob lâmpadas incandescentes em comparação àqueles criados sob lâmpadas LED verde e azul. Zhang et al. (2012) observaram ainda o maior crescimento corporal em aves criadas sob lâmpadas azul e verde em comparação àqueles criadas sob lâmpadas vermelha e branca.

Enquanto os comprimentos de onda menores estimulam principalmente os receptores retiniais, os comprimentos de onda maiores como o laranja e o vermelho possuem um maior poder de penetração transcraniana, promovendo maior estimulação dos receptores hipotalâmicos (Baxter et al., 2014). Com isso, há uma consequente melhora nos aspectos reprodutivos das aves, uma vez que, ao serem estimulados, os fotorreceptores extrarretinais enviam mensagens diretas para a liberação de hormônios reprodutivos que estimulam o desenvolvimento gonadal (Surbhi, 2014). Desta forma, os resultados encontrados no presente estudo estão de acordo com essas informações ao se observar um maior peso testicular e índice gonadossomático de codornas criadas sob LED vermelho aos 35 dias de idade. No entanto, as aves criadas sob lâmpadas fluorescentes também apresentaram resultados semelhantes. O maior desenvolvimento testicular proporcionado também pelas lâmpadas fluorescentes pode estar relacionado à emissão de um espectro de luz mais amplo, assim como ocorre nas lâmpadas incandescentes, mas que, nesse caso, sugere-se que houve estímulo preferencial dos receptores extrarretinais. O maior desenvolvimento testicular das aves criadas sob lâmpada fluorescente pode ainda ser evidenciado nas análises histológicas ao se observar maior área dos túbulos seminíferos e maior altura do epitélio germinativo em relação aos demais tipos de lâmpadas.

Aos 47 dias de idade das aves, observou-se grande variação individual devido ao intenso desenvolvimento dos órgãos reprodutivos nessa fase. Devido à essa variação nenhuma diferença estatística pode ser observada. Além disso, até essa idade, a glândula da cloaca mostrou-se pouco desenvolvida, o que não permitiu sua análise neste período. Já aos 57 dias, as aves criadas sob o LED branco demonstraram desenvolvimento testicular que se assemelhou ao das codornas criadas sob lâmpadas fluorescentes e LED vermelha. Esse resultado pode estar relacionado aos comprimentos de onda vermelho que compõem parte do LED branco (Paixão et al., 2011). Também nessa idade, maior

desenvolvimento da glândula da cloaca foi observada nas aves criadas sob lâmpadas fluorescentes e lâmpadas LED brancas e vermelhas. Relatos indicam que existe forte correlação entre a glândula da cloaca e o peso dos testículos, sendo que o desenvolvimento da glândula poderia ser utilizado como um indicador da atividade testicular (Biswas et al., 2007; Reshag et al., 2011).

A partir dos 71 dias de idade, não houve diferenças significativas no desenvolvimento dos órgãos reprodutivos das codornas, e nas características espermáticas das aves, exceto pelo menor desenvolvimento do epitélio germinativo das aves criadas sob LED vermelho aos 123 dias. Possivelmente, o adiantamento da maturidade sexual destas aves pode ter influenciado no desenvolvimento do epitélio em idades posteriores. Quanto à qualidade espermática, sabe-se que existe forte correlação entre o peso dos testículos, a área da glândula e a produção de espuma (Biswas et al., 2007; Reshag et al., 2011) e que a espuma fornece substratos energéticos aos espermatozoides, aumentando a taxa metabólica dos mesmos e, conseqüentemente, a motilidade e intensidade dos movimentos (Singh et al., 2011). Portanto, os resultados de desenvolvimento testicular e conseqüente produção de espuma, associados ao de qualidade espermática sugerem diferentes tipos de lâmpadas e as cores da luz não influenciam a fertilidade de codornas japonesas, como evidenciado pelos nossos resultados. Sendo assim, o desempenho reprodutivo de codornas japonesas machos após a puberdade não foi influenciado pelos diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz, mesmo com o menor desenvolvimento do epitélio germinativo das aves criadas sob LED vermelho. Mesmo assim, o manejo apropriado do macho permite um crescimento controlado e desenvolvimento adequado do sistema reprodutor, permitindo que bons índices de e clodibilidade sejam alcançados.

5 CONCLUSÃO

As lâmpadas fluorescente e LED vermelhas promovem melhores desenvolvimentos testiculares de codornas até a idade de maturidade sexual precoce e as LED brancas à maturidade sexual tardia, porém, nenhuma delas influencia as características seminais e taxas de fertilidade durante a idade reprodutiva das aves até os 123 dias.

REFERÊNCIAS

- Ahmad, F., Ahsan-ul-Haq, Ashraf, M., Abbas, G., Siddiqui, M. Z., 2011. Effect of different light intensities on the production performance of broiler chickens. *Pak. Vet. J.* 8318, 1–4.
- Amoroso, L., Martinez, S., Artoni, B., Maria, V., De Moraes, B., Percin, D., Franzo, V. S., Amoroso, P., 2008. Influência da espermatogênese e dos níveis de testosterona no aspecto reprodutivo de codornas Spermatogenesis and testosterone levels influence on reproductive aspects of Japanese quails Introdução Material e Métodos. *Rev. Bras. Zootec.* 37, 61–66.
- Bancroft, J. D., Gamble, M., (Eds.). 2008. *Theory and practice of histological techniques.* Elsevier Health Sciences. 4th. ed. London: Churchill Livingstone.
- Barot, S., Heino, M., O'Brien, L., Dieckmann, U., 2004. Estimating reaction norms for age and size at maturation when age at first reproduction is unknown. *Evol. Ecol. Res.* 659–678.
- Baxter, M., Joseph, N., Osborne, V. R., Bédécarrats, G. Y., 2014. Red light is necessary to activate the reproductive axis in chickens independently of the retina of the eye. *Poult. Sci.* 93, 1289–1297.
- Bernard, M., Klein, D. C., Zatz, M., 1997. Chick pineal clock regulates serotonin N -acetyltransferase mRNA. *Proc. Natl. Acad. Sci. U. S. A.* 94, 304–309.
- Biswas, A., Mohan, J., Sastry, K. V. H., Tyagi, J. S., 2007. Effect of dietary Vitamin E on the cloacal gland , foam and semen characteristics of male Japanese quail. *Theriogenology* 67, 259–263.
- Blom, E., 1950. A one-minute live-dead sperm stain by means of eosin-nigrosin. *Fertility and Sterility* 1, 176-177.
- Bongalhardo, D. C., 2013. reproductive biology Challenges. In: *incubation Stewardship.* Eds. Macari, M. et al. 3rd ed. FACTA. Jaboticabal, SP. p. 87-92.
- Busso, J. M., Dominchin, M. F., Marin, R. H., Palme, R., 2013. Domestic animal endocrinology cloacal gland, endocrine testicular, and adrenocortical photoresponsiveness in male Japanese quail exposed to short days. *Domest. Anim. Endocrinol.* 44, 151–156.

- Cavalcante, A. K., Goes, P. A. A., Nichi, M., Hatamoto, N. M., Mantovani, A. P., Bertola, R. P., Lilla, M. P., Tholon, P., Bruneli, F. A. T., Gabriel, J. M., Queiroz, S. A., Tonhatti, H., Barnabe, V. H., 2004. Evaluation of seminal characteristics in captive male partridges (*Rhynchotus rufescens*) raised in Sao Paulo State. *Rev. Brasil. Reprod. Anim.* 1(1), 225.
- 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.
- Deep, A., Schwean-Lardner, K., Crowe, T. G., Fancher, B. I., Classen, H. L., 2012. Effect of light intensity on broiler behaviour and diurnal rhythms. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 136, 50–56.
- Fairchild, M. D. 2013. Color appearance models. John Wiley & Sons.
- Fields, M. J., Burns, W. C., Warnick, A. C., 1979. Age, season and breed effects on testicular volume and semen traits in young beef bulls. *Journal of AnimSci*, 48, 1299-1304.
- Fontoura, N. F., Braun, A. S., Milani, P. C. C., 2009. Estimating size at first maturity (L50) from Gonadosomatic Index (GSI) data. *Neotropical Ichthyology*, 7(2), 217-222.
- 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.
- Hancoch, J. L., 1956. The morphology of boar spermatozoa. *J. R. Microsc. Soc.* 76, 84-97.
- Kameda, Y., 1984. Dog thyroid glands after chronic administration of antithyroid drugs. *Americ J Pathol.* 117, 316–325.
- Khalil, N., Berezney, O., Sporn, M., Greenberg, A. H., 1989. Macrophage production of transforming growth factor beta and fibroblast collagen synthesis in chronic pulmonary inflammation. *J Exp Med.* 170, 727-737.

- Kim, M. J., Parvin, R., Mushtaq, M. M. H., Hwangbo, J., Kim, J. H., Na, J. C., Kim, D. W., Kang, H. K., Kim, C. D., Cho, K. O., Yang, C. B., Choi, H. C., 2013. Growth performance and hematological traits of broiler chickens reared under assorted monochromatic light sources. *Poult. Sci.* 92, 1461–1466.
- 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.
- 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.
- Miclea, V., Ladosi, D., Ladosi, I., Zahan, M., 2002. The influence of inducing early reproductive activity in young hens and roosters of egg-laying type breed. *J Central Europ Agricult.* 3(4).
- Min, J. K., Hossan, S., Nazma, A., Jae, C. N., Han, T. B., Hwan, K. K., Dong, W. K., Hyun, S. C., Hee, C. C., Ok, S. S., 2012. Effect of monochromatic light on sexual maturity , production performance and egg quality of laying hens. *Avian Biol. Res.* 5, 69–74.
- Olanrewaju, H. A., Thaxton, J. P., Iii, W. A. D., Purswell, J., Roush, W. B., Branton, S. L., 2006. A review of lighting programs for broiler production. *Int. J. Poult. Sci.* 5, 301–308.
- Ottinger, M. A., Brinkley, H. J., 1979. testosterone and sex related physical characteristics during the maturation of the male Japanese Quail (*Coturnix coturnix japonica*). *Biol. Reprod.* 20, 905–909.
- Paixão, S. J., Mendes, A. S., Restelatto, R., Marostega, J., De Souza, C., Possenti, J. C., 2011. Performance of broiler chickens raised with two types of lamps. In: Symposium of forest and biological sciences, v Seminar: agricultural production systems, 7th Congress of science and technology UTFPR - two neighboring campuses, Proceedings ... Two Neighbors: UTFPR. 339.
- Parvin, R., Mushtaq, M. M. H., Kim, M. J., Choi, H. C., 2014. Light emitting diode (LED) as a source of monochromatic light: a novel lighting approach

- for behaviour, physiology and welfare of poultry. *Worlds. Poult. Sci. J.* 70, 543–556.
- Reshag, A. F., Abood, D. A., Ahmed, M. A., 2011. The effects of waste products of generators exhausts on foam gland in male Japanese Quail (*Coturnix coturnix*) anatomical and histological study. *fa J. Vet. Med. Sci.* 2, 11–18.
- Rocha, R. M. P., De Matos, M. H. T., De Lima, L. F., Saraiva, M. V. A., Alves, A. M. C. V., Rodrigues, A. P. R., De Figueiredo, J. R., 2011. Melatonina e reprodução animal : implicações na fisiologia ovariana. *Acta Vet. Bras.* 5, 147–157.
- Rostagno, H. S., Albino, L. F. T., Donzele, J. L., Gomes, P. C., Oliveira, R. T., Lopes, D. C., Ferreira, A. S., Barreto, S. L. T., 2011. Brazilian tables for poultry and swine. Composition of Feedstuffs and Nutritional Requirements. 3rd ed. Brazil: UFV Viçosa.
- Rozenboim, I., Biran, I., Chaiseha, Y., Yahav, S., Rosenstrauch, A., Sklan, D., Halevy, O., 2004. The effect of a green and blue monochromatic light combination on broiler growth and development. *Poult. Sci.* 83, 842–845.
- Santos, T. C., Murakami, A. E., Oliveira, C. A. L., Costa, P. D., 2012. Desenvolvimento corporal e testicular em machos de codornas de corte e de postura de 25 a 360 dias. *Pesqui. Veterinária Bras.* 32, 1205–1212.
- Singh, R. P., Sastry, K. V. H., Shit, N., Pandey, N. K., Singh, K. B., 2011. Cloacal gland foam enhances motility and disaggregation of spermatozoa in Japanese quail (*Coturnix japonica*). *Theriogenology* 75, 563–569.
- Siopes, T. D., Wilson, W. O., 1975. The Cloacal Gland—an external indicator of testicular development in coturnix. *Poult. Sci.* 54, 1225–1229.
- Srivastava, A., Pandey, E., Srivastava, A., Khanam, S., 2012. Effect of Photoperiod and Pineal Extract on Body Weight and Gonads of Grey Quail, *Coturnix coturnix*. *Advances in Life Sciences*, 1(1), 81-84.
- Surbhi, V. K., 2014. Avian photoreceptors and their role in the regulation of daily and seasonal physiology. *Gen. Comp. Endocrinol.* 1–10.

- Tsutsui, K., Bentley, G. E., Bedecarrats, G., Osugi, T., Ubuka, T., Kriegsfeld, L. J., 2010. Gonadotropin-inhibitory hormone (GnIH) and its control of central and peripheral reproductive function. *Front. Neuroendocrinol.* 31, 284–95.
- 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 2 Peso vivo, desenvolvimento testicular e área da glândula da cloaca de codornas japonesas machos em diferentes idades, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpada e cor da luz. n = 5

Variável	Tipo de Lâmpadas						CV (%)	Valor de P
	I	F	LED (<i>light emitting diode</i>)					
			Br	Az	Vd	Vm		
Peso vivo, g								
35 dias	121,5 ^a	113,2 ^b	113,8 ^b	114,4 ^b	112,7 ^b	115,5 ^b	3,04	<0,01
47 dias	129,1 ^a	122,7 ^b	125,3 ^b	128,7 ^a	130,1 ^a	124,5 ^b	2,05	<0,01
57 dias	134,8	134,4	130,9	129,6	130,4	137,9	6,45	0,62
71 dias	149,2	141,0	137,4	149	137,4	139,7	9,92	0,59
123 dias	137,8	143,0	139,1	151,1	142,5	138,7	9,48	0,60
Peso dos testículos, mg								
35 dias	30,4 ^b	61,4 ^a	17,2 ^b	19,8 ^b	27,2 ^b	64,8 ^a	29,5	<0,01
47 dias	88	36	342	214	50	230	66,5	0,17
57 dias	1376 ^b	2388 ^a	3930 ^a	748 ^b	1318 ^b	1964 ^a	27,5	<0,01
71 dias	7944	7172	6868	7120	7430	6478	13,7	0,88
123 dias	5708	5929	5687	6260	5630	5838	9,3	0,93
Índice gonadossomático, %								
35 dias	0,025 ^b	0,054 ^a	0,015 ^b	0,017 ^b	0,024 ^b	0,057 ^a	30,1	<0,01
47 dias	0,07	0,03	0,27	0,17	0,04	0,19	67,4	0,16
57 dias	1,01 ^b	1,78 ^a	2,88 ^a	0,58 ^b	1,00 ^b	1,42 ^a	30,5	<0,01
71 dias	5,33	5,13	5,04	4,75	5,39	4,57	12,9	0,90
123 dias	4,13	4,16	4,09	4,14	4,02	4,21	9,0	0,99
Área da glândula da cloaca, mm ²								
57 dias	165,7 ^b	210,9 ^a	211,4 ^a	131,9 ^b	169,0 ^b	185,8 ^a	21,0	0,02
71 dias	259,1	239,7	230,1	270,4	239,2	264,3	13,5	0,36
123 dias	287,7	281,9	287,8	291,4	271,3	265,9	12,2	0,70

^{a,b} 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 Análise histológica dos testículos de codornas japonesas machos em diferentes idades, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpada e cor da luz. n = 5

Variável	Tipo de lâmpada						CV	Valor de P
	I	F	LED (<i>light emitting diode</i>)					
			Br	Az	Vd	Vm		
Área dos túbulos seminíferos, μm^2								
35 dias	2287 ^b	3731 ^a	2217 ^b	2329 ^b	2033 ^b	3906 ^a	23,48	<0,01
57 dias	38338 ^c	49764 ^b	80259 ^a	27915 ^d	57767 ^b	57155 ^b	23,76	<0,01
123 dias	138639	138296	139906	137570	134137	131200	12,64	0,21
Altura do epitélio germinativo, μm								
35 dias	17,45 ^d	28,53 ^a	21,29 ^c	21,16 ^c	20,54 ^c	25,60 ^b	18,32	<0,01
57 dias	73,78 ^d	79,26 ^c	96,58 ^a	61,06 ^c	78,71 ^c	86,80 ^b	10,28	<0,01
123 dias	126,37 ^a	125,65 ^a	127,93 ^a	131,17 ^a	126,63 ^a	121,77 ^b	6,67	<0,01

^{a,b} 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 - Qualidade do sêmen, peso da espuma da glândula da cloaca (n = 6) e taxa de fertilidade (n = 30) de codornas japonesas machos mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos lâmpada e cores da luz.

Variável	Tipo de lâmpada						CV (%)	Valor de P
	I	F	LED (<i>light emitting diode</i>)					
			Br	Az	Vd	Vm		
Volume, µl	3,08	5,14	5,97	4,3	3,19	4,86	33,8	0,37
Concentração, x 10 ⁶ ml ⁻¹	123	154	138	138	165	84	19,7	0,19
Produção total de spz, x10 ⁶	4,6	7,34	5,64	6,87	4,41	3,86	26,5	0,33
Motilidade, %	58,8	76,1	82,9	71,7	74,6	85,1	16,7	0,11
Vigor ³	2,5	3,38	3,47	3,23	3,04	3,98	-	0,12
Viabilidade, %	72,8	90,1	89,6	83,8	78,1	90,3	23,9	0,55
Peso da espuma, mg	29,3	27,6	38,7	36	22,4	27,9	27,3	0,62
Taxa de fertilidade, %	100	97	93	87	100	93	-	0,45

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

ANEXOS

ANEXO 1 Análise de variância para peso aos 35 dias de codornas japonesas machos mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA	5	260,289667	52,057933	4,242 0,0066
erro	24	294,500000	12,270833	
CV (%) =		3,04		

ANEXO 2 Análise de variância para peso aos 47 dias de codornas japonesas machos mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA	5	219,514667	43,902933	6,515 0,0006
erro	24	161,724000	6,738500	
CV (%) =		2,05		

ANEXO 3 Análise de variância para peso aos 57 dias de codornas japonesas machos mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA	5	258,732000	51,746400	0,703 0,6264
erro	24	1765,396000	73,558167	
CV (%) =		6,45		

ANEXO 4 Análise de variância para peso aos 71 dias de codornas japonesas machos mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA	5	747,162667	149,432533	0,750 0,5943
erro	24	4782,672000	199,278000	
CV (%) =	9,92			

ANEXO 5 Análise de variância para peso aos 123 dias de codornas japonesas machos mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA	5	657,610495	131,522099	0,730 0,6060
erro	33	5945,266940	180,159604	
CV (%) =	9,48			

ANEXO 6 Análise de variância para peso dos testículos de codornas japonesas machos aos 35 dias, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA	5	0,057303	0,011461	4,029 0,0085
erro	24	0,068270	0,002845	
CV (%) =	29,53			

ANEXO 7 Análise de variância para peso dos testículos de codornas japonesas machos aos 47 dias, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA	5	0,413499	0,082700	1,733 0,1655
erro	24	1,145522	0,047730	
CV (%) =	66,47			

ANEXO 8 Análise de variância para peso dos testículos de codornas japonesas machos aos 57 dias, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA	5	3,611345	0,722269	5,507 0,0016
erro	24	3,147853	0,131161	
CV (%) =	27,54			

ANEXO 9 Análise de variância para peso dos testículos de codornas japonesas machos aos 71 dias, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA	5	0,232844	0,046569	0,350 0,8774
erro	24	3,196977	0,133207	
CV (%) =	13,74			

ANEXO 10 Análise de variância para peso dos testículos de codornas japonesas machos aos 123 dias, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA	5	0,064271	0,012854	0,258 0,9329
erro	33	1,647175	0,049914	
CV (%) =	9,29			

ANEXO 11 Análise de variância para índice gonadossomático de codornas japonesas machos aos 35 dias, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA	5	0,051221	0,010244	3,982 0,0090
erro	24	0,061739	0,002572	
CV (%) =	30,09			

ANEXO 12 Análise de variância para índice gonadossomático de codornas japonesas machos aos 47 dias, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA	5	0,003365	0,000673	1,746 0,1626
erro	24	0,009254	0,000386	
CV (%) =	67,38			

ANEXO 13 Análise de variância para índice gonadossomático de codornas japonesas machos aos 57 dias, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA	5	2,367043	0,473409	4,005 0,0088
erro	24	2,836688	0,118195	
CV (%) =	30,51			

ANEXO 14 Análise de variância para índice gonadossomático de codornas japonesas machos aos 71 dias, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA	5	0,131349	0,026270	0,320 0,8957
erro	24	1,967648	0,081985	
CV (%) =	12,85			

ANEXO 15 Análise de variância para índice gonadossomático de codornas japonesas machos aos 123 dias, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA	5	0,009312	0,001862	0,056 0,9979
erro	33	1,105362	0,033496	
CV (%) =	9,04			

ANEXO 16 Análise de variância para área da glândula da cloaca de codornas japonesas machos aos 57 dias, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA	5	33,982453	6,796491	3,297 0,0209
erro	24	49,475300	2,061471	
CV (%) =	10,81			

ANEXO 17 Análise de variância para área da glândula da cloaca de codornas japonesas machos aos 71 dias, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA	5	6,480882	1,296176	1,147 0,3633
erro	24	27,120412	1,130017	
CV (%) =	6,73			

ANEXO 18 Análise de variância para área da glândula da cloaca de codornas japonesas machos aos 123 dias, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA	5	3,070004	0,614001	0,607 0,6953
erro	33	33,399129	1,012095	
CV (%) =	6,03			

ANEXO 19 Análise de variância para área dos túbulos seminíferos de codornas japonesas machos aos 35 dias, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA 5	26435,416573	5287,083315	37,358	0,0000
erro	594	84064,730500	141,523115	
CV (%) =	23,48			

ANEXO 20 Análise de variância para área dos túbulos seminíferos de codornas japonesas machos aos 57 dias, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA5	752796,170157	150559,234031	55,639	0,0000
erro	594	1607358,790125	2705,991229	
CV (%) =	23,76			

ANEXO 21 Análise de variância para área dos túbulos seminíferos de codornas japonesas machos aos 123 dias, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA 5	15364,619307	3072,923861	1,433	0,2102
erro	743	1593692,581130	2144,942909	
CV (%) =	12,64			

ANEXO 22 Análise de variância para altura do epitélio germinativo de codornas japonesas machos aos 35 dias, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA 5	145,360101	29,072020	40,348	0,0000
erro	594	427,994000	0,720529	
CV (%) =	18,32			

ANEXO 23 Análise de variância para altura do epitélio germinativo de codornas japonesas machos aos 57 dias, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA 5	233,409502	46,681900	56,565	0,0000
erro	594	490,214595	0,825277	
CV (%) =	10,28			

ANEXO 24 Análise de variância para altura do epitélio germinativo de codornas japonesas machos aos 123 dias, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA 5	11,378358	2,275672	4,066	0,0012
erro	743415,831645	0,559666		
CV (%) =	6,67			

ANEXO 25 Análise de variância para volume seminal de codornas japonesas machos, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
TRAT	5	2,554490	0,510898	1,124 0,3672
erro	33	15,004903	0,454694	
CV (%) =	33,78			

ANEXO 26 Análise de variância para concentração seminal de codornas japonesas machos, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA	5	0,403020	0,080604	1,608 0,1930
erro	26	1,302896	0,050111	
CV (%) =	19,68			

ANEXO 27 Análise de variância para produção espermática total de codornas japonesas machos, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA	5	2,183022	0,436604	1,223 0,3317
erro	22	7,854579	0,357026	
CV (%) =	26,51			

ANEXO 28 Análise de variância para motilidade seminal de codornas japonesas machos, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA	5	20,215996	4,043199	1,978 0,1079
erro	33	67,453968	2,044060	
CV (%) =	16,71			

ANEXO 29 Análise de variância para viabilidade seminal de codornas japonesas machos, mantidas sob regime luminoso com diferentes tipos de lâmpadas e cor da luz. Opção de transformação: Raiz quadrada

FV	GL	SQ	QM	FcPr>Fc
SALA	5	18,607592	3,721518	0,812 0,5500
erro	33	151,332888	4,585845	
CV (%) =	23,93			