



**ALEXANDRE VINHAS DE SOUZA**

**CARACTERÍSTICAS DE CODORNAS JAPONESAS  
PROVENIENTES DE OVOS INCUBADOS EM DIFERENTES  
TEMPERATURAS**

**LAVRAS – MG**

**2021**

**ALEXANDRE VINHAS DE SOUZA**

**CARACTERÍSTICAS DE CODORNAS JAPONESAS PROVENIENTES DE OVOS  
INCUBADOS EM DIFERENTES TEMPERATURAS**

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

Prof. Dr. Márcio Gilberto Zangeronimo  
Orientador

Prof. Dr. Prof. Édison José Fassani  
Coorientador

Prof. Dra. Renata Ribeiro Alvarenga  
Coorientadora

**LAVRAS – MG**

**2021**

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

Souza, Alexandre Vinhas de.

Características de codornas japonesas provenientes de ovos  
incubados em diferentes temperaturas / Alexandre Vinhas de Souza.  
- 2021.

61 p. : il.

Orientador(a): Marcio Gilberto Zangeronimo.

Coorientador(a): Édison José Fassani, Renata Ribeiro  
Alvarenga.

Dissertação (mestrado acadêmico) - Universidade Federal de  
Lavras, 2021.

Bibliografia.

1. Temperatura de Incubação. 2. Coturnicultura. 3. Reprodução  
Animal. I. Zangeronimo, Marcio Gilberto. II. Fassani, Édison José.  
III. Alvarenga, Renata Ribeiro. IV. Título.

**ALEXANDRE VINHAS DE SOUZA**

**CARACTERÍSTICAS DE CODORNAS JAPONESAS PROVENIENTES DE OVOS  
INCUBADOS EM DIFERENTES TEMPERATURAS**

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

APROVADO em 27 de abril de 2021.

Dr. Prof. Édison José Fassani – UFLA

Dr. Prof. Juliano Vogas Peixoto – UFLA

Dr. Prof. José Rafael Miranda – UFLA

Dr. Prof. Adriano Geraldo – IFMG – Campus Bambuí



Prof. Dr. Márcio Gilberto Zangeronimo  
Orientador

**LAVRAS – MG**

**2021**

*A meu pai Juvenil de Souza  
Figueiredo pelo exemplo, amor e carinho.*

***Dedico***

## AGRADECIMENTOS

Agradeço Primeiramente ao Mestre Construtor do Universo, por todas suas bênçãos, as quais me fortificaram para condução desse estudo.

Ao meu pai, José Gilberto de Souza, à minha mãe, Ana Maria Dias Figueiredo (*in memoriam*) e ao meu avô Juvenil “papai véio” (*in memoriam*), meus alicerces, e responsáveis por todas minhas conquistas.

À Ana Luiza Martins, pelo apoio e companheirismo nos momentos fáceis e difíceis.

À Universidade Federal de Lavras (UFLA) e ao Programa de Pós-graduação em Zootecnia (PPGZ), pela oportunidade concedida.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – Brasil (CAPES) – Código de Financiamento 001, pela concessão da bolsa de estudos.

À empresa VICAMI, pela doação dos animais para a realização do experimento.

Aos professores Dr. Márcio Gilberto Zangeronimo e Dr. Édison José Fassani, pela orientação e apoio durante a elaboração desse estudo.

Ao Dr. Juliano Vogas Peixoto e Dr. Bruna Resende Chaves, pelo auxílio durante a realização das análises.

Aos funcionários do Departamento de Zootecnia, Leônidas, Renan e Aparecido, pela contribuição durante o experimento.

Aos funcionários do Departamento de Medicina Veterinária, William e Juliana, que me auxiliaram durante a realização das análises.

Ao Núcleo de Estudos em Pesquisa Avícola (NEPAVI), pela oportunidade e companheirismo; em especial à Ana Patrícia, Carina Gomes e Carla Resende, pela ajuda na realização do experimento.

Aos meus amigos Ítalo Braz e Bruno Grossi, pelas trocas de conhecimento e prontidão para me auxiliar na condução do experimento.

Muito Obrigado!

## RESUMO

Objetivou-se avaliar a influência de diferentes temperaturas de incubação (TI) sobre as características reprodutivas pós-eclosão de codornas japonesas (*Coturnix coturnix japonica*). Um total de 1332 ovos férteis foram incubados em diferentes temperaturas: 36,0, 37,5 e 39,0 °C. Após a eclosão, as aves foram transferidas para gaiolas de criação até os 35 dias de idade e, posteriormente, para gaiolas de produção em grupos de nove fêmeas e três machos. O delineamento experimental foi em blocos casualizados (repetição no tempo) com três tratamentos e seis repetições, sendo a unidade experimental representada por duas gaiolas. A TI não influenciou ( $P>0,05$ ) o peso ao nascimento e a janela de eclosão, porém, maior eclodibilidade foi observada ( $P<0,05$ ) em ovos incubados a 37,5 °C. Não houve efeito ( $P>0,05$ ) das TI no peso relativo dos órgãos aos 35 e aos 60 dias de idade e na curva de crescimento dos machos. Nas fêmeas, o peso corporal na maturidade do crescimento foi maior ( $P<0,01$ ) quando a TI foi de 39,0 °C. A anatomia dos testículos e as características do sêmen não foram influenciadas ( $P>0,05$ ) pelas TI, exceto para a viabilidade espermática, que foi maior ( $P<0,05$ ) quando as temperaturas de 37,5 e a 39,0 °C foram utilizadas. Não houve efeito ( $P<0,05$ ) da TI sobre a fertilidade dos ovos e também sobre as características morfológicas dos órgãos reprodutivos das fêmeas. Entretanto, menor idade ao primeiro ovo e menor idade em que as aves atingiram 80% foram observados ( $P<0,05$ ) quando a TI foi de 39,0°C. Não houve efeito ( $P>0,05$ ) da TI sobre a qualidade dos ovos, exceto para a altura da gema, que foi maior ( $P<0,01$ ) nas TI de 36,0 e 39,0°C. Conclui-se que a temperatura de 37,5 °C deve ser utilizada durante a incubação de ovos de codornas japonesas.

**Palavras-chave:** Coturnicultura, Embrião, Fertilidade, Reprodução.

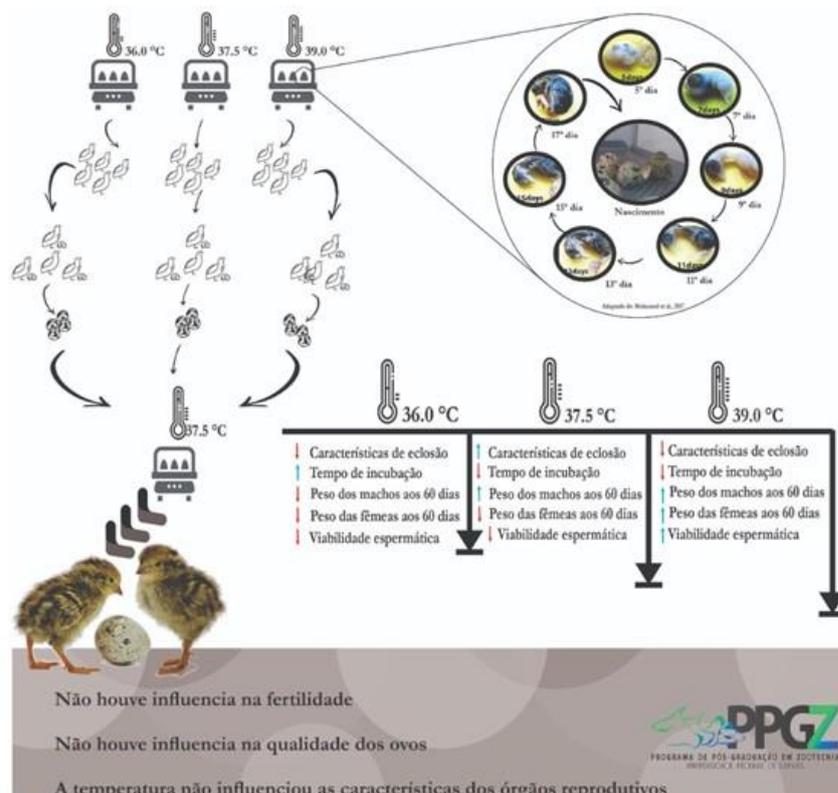
## ABSTRACT

The objective of this study was to evaluate the influence of different incubation temperatures (IT) on the post-hatching reproductive characteristics of Japanese quails (*Coturnix coturnix japonica*). A total of 1332 fertile eggs were incubated at different temperatures: 36.0, 37.5 and 39.0 ° C. After hatching, the birds were transferred to breeding cages until 35 days of age and, later, to production cages in groups of nine females and three males. The experimental design was in randomized blocks (repetition over time) with three treatments and six repetitions, with the experimental unit represented by two cages. IT did not influence ( $P > 0.05$ ) birth weight and hatching window, however, greater hatchability ( $P < 0.05$ ) was observed in eggs incubated at 37.5 ° C. There was no effect ( $P > 0.05$ ) of the IT on the relative weight of the organs at 35 and 60 days of age and on the growth curve of the males. In females, body weight at maturity of growth was higher ( $P < 0.01$ ) when the IT was 39.0 ° C. The anatomy of the testicles and semen characteristics were not influenced ( $P > 0.05$ ) by IT, except for sperm viability, which was higher ( $P < 0.05$ ) when temperatures of 37.5 and 39.0 ° C were used. There was no effect ( $P < 0.05$ ) of the IT on the fertility of the eggs and also on the morphological characteristics of the female reproductive organs. However, younger age at the first egg and younger age at which birds reached 80% were observed ( $P < 0.05$ ) when the IT was 39.0 ° C. There was no effect ( $P > 0.05$ ) of the IT on egg quality, except for the yolk height, which was higher ( $P < 0.01$ ) in the ITs of 36.0 and 39.0 ° C. It is concluded that the temperature of 37.5 ° C should be used during the incubation of Japanese quail eggs.

**Keywords:** Poultry, Embryo, Fertility, Reproduction.

## RESUMO GRÁFICO E INTERPLETATIVO

A temperatura de incubação é o principal fator que interfere nas taxas de desenvolvimento embrionário nas aves. No entanto, existem poucas informações a respeito das modificações ambientais durante o período de incubação de ovos de codornas japonesas. Além disso, quase nenhuma informação está disponível sobre o efeito da temperatura de incubação sobre o sistema reprodutor de codornas japonesas (*Coturnix coturnix japonica*) ao longo da vida. A utilização de diferentes temperaturas durante a incubação não influenciou o peso ao nascimento das aves, mas interferiu na porcentagem de eclosão, eclodibilidade e mortalidade das mesmas. Ao longo da criação, verificou-se que a anatomia do sistema reprodutor tanto de codornas machos quanto a de fêmeas não sofrem influência da temperatura de incubação, porém a idade em que as fêmeas aves atingiram a maturidade sexual foi diferente, dependendo da temperatura que foram expostas durante a embriogênese. Ademais, nos machos, apesar da viabilidade seminal ter sofrido efeito da temperatura de incubação, outras principais características como motilidade, vigor e concentração foram semelhantes. Isso pode ter contribuído para que a fertilidades tenha sido iguais para as diferentes temperaturas de incubação



## SUMÁRIO

<b>PRIMEIRA PARTE .....</b>	<b>11</b>
<b>1. INTRODUÇÃO .....</b>	<b>11</b>
<b>2. REVISÃO DE LITERATURA .....</b>	<b>12</b>
<b>2.1 Coturnicultura no Brasil .....</b>	<b>12</b>
<b>2.2 Desenvolvimento embrionário das aves .....</b>	<b>13</b>
<b>2.3 Formação e desenvolvimento embrionário do sistema reprodutivo das aves .....</b>	<b>15</b>
<b>2.4 Temperatura de incubação.....</b>	<b>18</b>
<b>2.5 Influência da temperatura de incubação sobre o desenvolvimento das aves após a eclosão .....</b>	<b>21</b>
<b>3. CONSIDERAÇÕES GERAIS .....</b>	<b>23</b>
<b>REFERÊNCIAS .....</b>	<b>23</b>
 <b>SEGUNDA PARTE</b>	
<b>ARTIGO: Características de codornas japonesas provenientes de ovos incubados em diferentes temperaturas.....</b>	<b>32</b>

## PRIMEIRA PARTE

### 1. INTRODUÇÃO

Atualmente a criação de codornas de postura vem ganhando espaço no cenário da avicultura, tendo em vista o desenvolvimento acelerado dessa cultura, o que impacta positivamente no setor econômico do Brasil. Em termos técnico-econômicos, a criação de codornas torna-se ainda mais atrativa, devido ao rápido crescimento inicial, precocidade de postura, elevada prolificidade, pequeno consumo de ração e rápido retorno do capital investido.

Ao observar a série histórica do rebanho de codornas no país, percebe-se incremento significativo nas últimas décadas. O aumento do plantel responde ao maior nível tecnológico adotado para a criação. Em 2017, a produção foi estimada em 3,7 trilhões de ovos, crescimento de 13,89% em relação a 2016. Enquanto isso, o plantel de galinhas cresceu 8,63%. Com isso, a proporção de codornas para galinhas, que antes era de uma para dezesseis, passou para uma codorna para quatorze galinhas. Em 2017 o rebanho de codornas de postura no país foi estimado em 15,29 milhões de cabeças alojadas, com a produção de ovos estimada em 3,7 bilhões (IBGE, 2019).

Além disso, as codornas vêm ganhando destaque na pesquisa, tornando-se modelo para investigações sobre o desenvolvimento corporal, fisiológico e imunológico, além de estudos relacionados ao comportamento. Quanto ao desenvolvimento embrionário, essas aves estão sendo utilizadas como base para pesquisas sobre crista neural, tireoide, coração, pâncreas, desenvolvimento intestinal e sistema reprodutivo. Isso se deve pela razão dos embriões de aves apresentarem padrões iniciais de desenvolvimento semelhantes aos humanos, além de maturação reprodutiva rápida, facilidade de criação, genoma totalmente sequenciado e facilidade na obtenção dos animais.

Mesmo com um cenário próspero, pontos críticos sobre as condições de incubação que essas aves prezenciam durante a embriogênese ainda necessitam ser estudados. Durante a incubação, fatores ambientais como umidade relativa do ar, disponibilidade de oxigênio e temperatura podem influenciar o desenvolvimento embrionário, podendo causar efeitos duradouros sobre o indivíduo. Nesse sentido, torna-se necessária a adaptação das condições de incubação em função do desenvolvimento do embrião. No entanto, para a coturnicultura, a falta de padronização das práticas de incubação é iminente na literatura.

A temperatura de incubação é o fator que mais influencia a embriogênese, uma vez que pequenas alterações podem afetar o desenvolvimento embrionário, resultando, muitas

vezes, em baixa eclodibilidade e má formação das aves. Evidências mostram que a temperatura é capaz de afetar a formação de diversos tecidos, modificando a produção de enzimas, a imunidade e até mesmo o metabolismo de maneira geral. Assim, a temperatura de incubação é capaz de influenciar várias características do desenvolvimento embrionário, que podem afetar a vida produtiva das aves antes e após a eclosão. Até o momento, não há relatos sobre o efeito da temperatura de incubação sobre o desenvolvimento dos órgãos reprodutivos, bem como a fisiologia reprodutiva das aves. Com isso, objetiva-se avaliar o efeito de diferentes temperaturas de incubação sobre as características reprodutivas de codornas japonesas.

## **2. REVISÃO DE LITERATURA**

### **2.1 Coturnicultura no Brasil**

Nos últimos anos, a coturnicultura brasileira apresentou desenvolvimento bastante acentuado, adequando-se às novas tecnologias de produção (SILVA; SGAVIOLI; DOMINGUES; GARCIA, 2018). Antes tida como de subsistência (SAKAMOTO; ESTEVES; REIS; CARREGARO et al., 2016), essa atividade caracteriza-se como tecnificada, com resultados promissores aos investidores por ser atrativa e rentável (GERON; BARBOSA MORAES; COSTA; TRAUTMANN-MACHADO et al., 2014).

A produção de ovos é expressiva no país (MUNIZ; DE TOLEDO BARRETO; DA SILVA VIANA; DE SOUZA REIS et al., 2015), com constante crescimento devido aos aspectos positivos de desempenho e de baixo investimento (MURAKAMI; GARCIA, 2007). Em 2019 o setor alcançou a marca de 17,4 milhões de codornas alojadas, registrando aumento de 3,3% em relação ao ano de 2018. A região sudeste participou com 63,4% do total nacional, com destaque para o estado de São Paulo, com 24% do total alojado no país e 37,6% do registrado na Região Sudeste. Os Estados do Espírito Santo e Minas Gerais foram responsáveis por 22,37 e 16,13%, respectivamente. Quanto à produção, em 2019 o Brasil conquistou o quarto lugar na produção mundial de ovos de codornas, com uma produção estimada de 3,8 bilhões de ovos. A região Sudeste foi responsável pela produção de 2,5 bilhões de ovos, correspondendo a 65% da produção nacional. Os Estados com maiores produções foram o Espírito Santo, São Paulo e Minas Gerais, responsáveis por 980 milhões, 892,4 milhões e 629 milhões de ovos, respectivamente (IBGE, 2019).

Apesar de já estar consolidado no mercado, o setor de ovos de codorna ainda apresenta grande potencial de expansão no mercado brasileiro. Entretanto, como na maioria das criações, seu crescimento tem encontrado barreiras que dificultam a exploração e maximização da

produção (TEIXEIRA; EUCLYDES; TEIXEIRA; SILVA et al., 2013). Pesquisas mostram os efeitos negativos que um ambiente inadequado tem sob o desenvolvimento das aves (SALTORATTO; DA SILVA; CAMARGO; DA SILVA et al., 2013). Elevadas temperaturas, por exemplo, elevam as perdas econômicas e diminuem o bem-estar das aves (MACK; FELVER-GANT; DENNIS; CHENG, 2013). Dessa forma, o monitoramento e controle eficiente do ambiente de criação é um fator importante para o sucesso da produção (SILVA, 2013).

No entanto, as condições da incubadora também devem ser consideradas. Durante a incubação, vários fatores, como a temperatura, por exemplo, podem influenciar o desenvolvimento do embrião. De fato, estudos mostram que as condições térmicas a que as aves são expostas durante a embriogênese afetam as características fenotípicas pós-eclosão (FREITAS; XAVIER; NASCIMENTO; RODRIGUES et al., 2013; BEN-EZRA; BURNES, 2017). Portanto, o adequado manejo da incubação e o conhecimento da embriogênese tornam-se fundamentais para melhorar os índices produtivos dentro de um sistema de produção.

## **2.2 Desenvolvimento embrionário das aves**

Para otimizar a produção avícola, a técnica de incubação artificial se torna fundamental para conseguir o máximo rendimento na cadeia de produção de aves. Contudo, o conhecimento da técnica é irrelevante sem o conhecimento específico das mudanças fisiológicas e metabólicas que acontecem no embrião durante a embriogênese. O desenvolvimento embrionário nas codornas é caracterizado por um período de 16 dias. Durante esse tempo, a formação dos diferentes sistemas orgânicos, tais como o sistema nervoso, endócrino e reprodutivo (BALL; BALTHAZART, 2010) são influenciados por diferentes fatores ambientais (FONTENELENETO, 2012a; LESKA; DUSZA, 2007), principalmente a temperatura e a umidade (BOLELI; MACARI; GONZÁLES, 2003).

A embriogênese das aves é semelhante a outras espécies (INTARAPAT; SATAYALAI, 2014), onde as células se desenvolvem e evoluem em diferentes fases (HILL, 2014). Após a fecundação, a estrutura originada é classificada como megalécito ou telolécito completo, originando um pequeno disco de citoplasma sobrenadante ao disco germinativo (CESARIO, 2013). Após a passagem pelo infundíbulo, o ovo é encaminhado ao magno e posteriormente ao istmo, onde o zigoto formado pela fecundação inicia sua primeira clivagem (STURKIE, 2012; STURKIE; OPEL, 1976), originando duas células filhas (EYAL-GILADI; KOCHAV, 1976). Posteriormente, outras clivagens seguem para formar o blastoderme (SARASWATI; TANA; ENGINEERING, 2015) de camada única. Clivagens verticais e equatoriais dividem o

blastoderme em um tecido com espessura de cinco a seis camadas celulares (GILBERT, 2000). Entre a blastoderme e a gema existe a cavidade subgerminal, originada após as células do blastoderme absorverem o material contido na gema e na clara. Nessa fase, as células profundas do blastoderme são eliminadas, formando a área pelúcida responsável pela formação da maior parte do embrião. As células periféricas formam a área opaca (BARBOSA, 2011; SELLIER; BRILLARD; DUPUY; BAKST, 2006).

Após a postura, a maioria das células da área pelúcida permanece na superfície formando o epiblasto, enquanto outras células migram para a cavidade subgerminal para formar os hipoblastos primários. Nesse momento, inicia-se o processo de pré-gastrulação (RICAURTE GALINDO, 2005). SELLIER; BRILLARD; DUPUY e BAKST (2006) relataram que, em 72 horas de incubação, os ovos de codornas foram morfogeneticamente mais avançados em relação aos ovos de outras aves de produção, com cerca de 65% dos blastodermes em estágio de desenvolvimento do hipoblasto.

Com espessamento do epiblasto na região posterior do embrião, é possível identificar a linha primitiva (HUSS; BENAZERAF; WALLINGFORD; FILLA et al., 2015). Assim que a linha primitiva se forma, as células migram em direção à blastocele formando o endoderma anterior, mesoderma da cabeça e a notocorda. As células que migram por essa linha primitiva dão origem à maioria dos tecidos endodérmico e mesodérmico (SCHOENWOLF; GARCIA-MARTINEZ; DIAS, 1992).

Em seguida, uma nova fase de gastrulação se inicia (BALINSKY, 1981). A linha primitiva começa a regredir movendo o nó de Hensen do centro da área pelúcida para uma posição mais posterior (BARBOSA, 2011). A notocorda começa a se estabelecer iniciando a formação do mesencéfalo (PATTEN, 1951). A região posterior da notocorda se origina a partir da condensação do tecido mesodérmico, formando a cauda do embrião. O nó de Hensen regride formando a região cloacal do embrião. Nessa fase, as células mesodérmicas e endodérmicas presumíveis estão se movendo para o interior e os precursores ectodérmicos proliferam. Além disso, as células ectodérmicas migram para cercar a gema. Assim, quando a gastrulação chega ao fim, o ectoderma envolve a gema, a endoderme substitui o hipoblasto e o mesoderma se posiciona entre essas duas regiões.

O desenvolvimento dos folhetos germinativos determina o desenvolvimento dos anexos embrionários: alantoide, âmnio, saco vitelínico e córion. A partir das células germinativas são formados os órgãos e sistemas. SARASWATI; TANA e ENGINEERING (2015) avaliaram o desenvolvimento dos anexos embrionários de codornas japonesas e verificaram que o âmnio e o alantóide são perceptíveis no 4º dia de incubação. No quinto dia, a região amniótica já está

completa de líquidos e a membrana vitelínica já reveste quase toda gema. No nono dia, o alantóide tem seu máximo tamanho e, no 10º dia, já é possível observar o crescimento das penas.

De acordo com TONG; ROMANINI; EXADAKTYLOS; BAHR et al. (2013), 44 horas após a incubação de ovos de galinhas o coração e sistema vascular já estão interligados. Os mesmos autores descrevem que no terceiro dia inicia o desenvolvimento das asas, pescoço e estabelecimento do aparelho auditivo. Entre o quinto e o sexto dia de incubação começam os movimentos voluntários, desenvolvimento do sistema reprodutivo e diferenciação sexual (TONG; ROMANINI; EXADAKTYLOS; BAHR et al., 2013). No décimo dia observa-se pleno desenvolvimento do bico e pés e a partir do 15º dia a ave se prepara para a eclosão.

AINSWORTH; STANLEY e EVANS (2010) compararam os estágios de desenvolvimento de embriões de pintos e codornas. Os autores relatam que entre 18 horas e 5,5 dias de incubação não há diferenças anatômicas significativas entre ambos, porém estas se tornam evidentes a partir do oitavo dia.

De acordo com BAI; PANG; ZHANG e LI (2016), no 12º dia de incubação os embriões de codornas já estão completamente formados. No 15º dia, o saco aéreo é perfurado pelo bico e a respiração pulmonar começa. No 16º dia o vitelo é totalmente absorvido e inicia o processo de perfuração da casa para a eclosão.

### **2.3 Formação e desenvolvimento embrionário do sistema reprodutivo das aves**

Morfologicamente, o sistema reprodutor é semelhante entre as aves domésticas e as selvagens, independente dos hábitos reprodutivos de cada espécie (FONTENELE-NETO, 2012b; INTARAPAT; SATAYALAI, 2014). A diferenciação sexual é determinada no momento da fertilização pela herança de cromossomos. Cada ave apresenta em seu material genético dois cromossomos sexuais, o Z e W (ISHISHITA; KINOSHITA; NAKANO; MATSUDA, 2016). Após a fertilização, os cromossomos combinam formando os genótipos sexuais ZZ nos machos e ZW nas fêmeas (BRUGGEMAN; VAN AS; DECUYPERE, 2002; CLINTON; HAINES; CMLS, 1999; INTARAPAT; SAILASUTA; SATAYALAI, 2016; MAJOR; SMITH, 2016).

De acordo com CLINTON e HAINES (2001), o desenvolvimento do sistema reprodutor das aves é dividido em três fases: a formação de crista genital, a diferenciação gonadal e o desenvolvimento da função gonadal. Em codornas a formação da crista genital, a diferenciação

sexual e a função gonadal são perceptíveis no terceiro, sexto e décimo primeiro dia de incubação, respectivamente (INTARAPAT; SATAYALAI, 2014).

O desenvolvimento das gônadas ou gonadogênese inicia-se com a formação das células germinativas (TAGAMI; MIYAHARA; NAKAMURA, 2017) originadas do epiblasto (BEDNARCZYK, 2014; HUSS; SAIAS; HAMAMAH; SINGH et al., 2019). Diferente dos mamíferos, as células germinativas primordiais se originam na parte central do blastodisco e migram para a região conhecida como crescente germinativo (HUSS; SAIAS; HAMAMAH; SINGH et al., 2019; NAKAMURA; YAMAMOTO; USUI; MUSHIKA et al., 2007). Por movimento amebóide entram na corrente sanguínea (HUSS; SAIAS; HAMAMAH; SINGH et al., 2019; LIU; CHANG; SASSE; DUMATOL et al., 2007) e direcionam-se às cristas germinativas (INTARAPAT; SATAYALAI, 2014; TAGAMI; MIYAHARA; NAKAMURA, 2017; YÖN; AKBULUT; TECHNOLOGY, 2015). Após essa migração, as células germinativas primordiais, se propagam, dividem-se por mitose e diferenciam-se em oogônias e espermatogônias (TAGAMI; MIYAHARA; NAKAMURA, 2017).

As gônadas primordiais originam-se do mesoderma intermediário na superfície ventromedial dos rins embrionários (FONTENELE-NETO, 2012b). Quando as células germinativas primordiais se estabelecem nas gônadas primordiais, inicia-se o processo de formação das gônadas bipotenciais (INTARAPAT; SATAYALAI, 2014). Em seguida, entram em processo de determinação do sexo no 4º dia de incubação.

Segundo HALLDIN (2005) e MATTSSON e BRUNSTRÖM (2017), a diferenciação sexual nas aves é totalmente dependente dos níveis plasmáticos de estrogênios. Antes mesmo da diferenciação sexual, mRNAs transcritores de enzimas responsáveis pela produção de hormônios esteroides já estão presentes (BRUGGEMAN; VAN AS; DECUYPERE, 2002). Nas fêmeas, o alto nível de estrogênio caracteriza o fenótipo feminino enquanto nos machos o fenótipo masculino se desenvolve em baixas concentrações desse hormônio (BRUNSTRÖM; AXELSSON; MATTSSON; HALLDIN, 2009; MATTSSON; BRUNSTRÖM, 2017). Os mesmos autores, avaliando a concentração hormonal em embriões de codornas, apontaram que o embrião feminino produz níveis de estradiol mais elevados do que machos já no quinto dia de incubação. Em contraste, os embriões machos apresentam maiores concentrações de andrógenos até o momento da eclosão (BRUGGEMAN; VAN AS; DECUYPERE, 2002; OTTINGER; PITTS; ABDELNABI, 2001).

A partir do quinto dia de incubação é possível observar histologicamente a diferenciação gonadal em codornas (RONG; GUOBIN; YURONG; BICHUN et al., 2011). Estudo realizado por INTARAPAT; SAILASUTA e SATAYALAI (2016) demonstra que, no 8º dia de

incubação, é possível distinguir morfológicamente as gônadas dos machos e das fêmeas em codornas. Nesse momento, é possível a identificação de um fino epitélio germinativo no córtex, enquanto os cordões testiculares são observados na medula. Nos machos, os cordões sexuais primários na medula desenvolvem-se em túbulos seminíferos, com células de Sertoli e espermatogônias. Nas fêmeas, é o córtex que se diferencia, onde residem as células germinativas (BRUNSTRÖM; AXELSSON; MATTSSON; HALLDIN, 2009).

Como em outros vertebrados, os ductos reprodutivos das aves se originam de duas estruturas embrionárias, os ductos de Muller e ductos Wolfianos (MAJOR; SMITH, 2016). No início do desenvolvimento embrionário, esses ductos estão presentes em ambos os sexos. Nas fêmeas, os ductos Wolfianos regredem, bem como o ducto Mulleriano direito é regredido, de modo que somente o esquerdo normalmente se desenvolve em ovário e oviduto. Nos machos, os ductos Mullerianos regredem e os ductos Wolfianos formam o ducto deferente e epidídimo (BRUNSTRÖM; AXELSSON; MATTSSON; HALLDIN, 2009). O desenvolvimento do ducto de Wolff, espermatogênese e características secundárias masculinas estão relacionados com a produção de andrógenos produzidos pelas células de Leydig (BRUGGEMAN; VAN AS; DECUYPERE, 2002).

O desenvolvimento assimétrico das gônadas femininas é uma característica marcante do desenvolvimento embrionário na maioria das aves (GUIOLI; NANDI; ZHAO; BURGESS-SHANNON et al., 2014). Nas fêmeas, as gônadas e os ovidutos embrionários acessórios se desenvolvem assimetricamente, enquanto as gônadas simétricas se desenvolvem nos machos (INTARAPAT; STERN, 2013). Durante a vida embrionária, as aves apresentam dois ovários, esquerdo e direito, no entanto, a produção de substâncias inibidoras do ducto de Muller pelo ovário resulta em regressão do ducto e ovário direito, ocorrendo o desenvolvimento somente do esquerdo (ARTONI; CARNEIRO; GIACOMINI; MORAES et al., 2001; SREESUJATHA; JEYAKUMAR; KUNDU; BALASUNDARAM, 2016). Macroscopicamente, em codornas, aos nove dias de incubação é possível identificar a assimetria entre os ovários (MOHAMED; SELIM; ABDELHAFEEZ; MO-HAMED et al., 2017). Segundo HALLDIN (2005), devido à maior quantidade de hormônios esteroides produzidos pelo ovário esquerdo, o mesmo fica protegido contra o hormônio anti-Mulleriano (HAM). Entretanto, a maior quantidade de receptores de estradiol e a maior produção de estradiol levam ao desenvolvimento cortical e assim um ovário funcional (BRUGGEMAN; VAN AS; DECUYPERE, 2002; ISHIMARU; KOMATSU; KASAHARA; KATOH-FUKUI et al., 2008). Finalmente, as gônadas sexualmente diferenciadas parecem se tornar gônadas maduras capazes de produzir os gametas

funcionais. Todo esse processo ocorre sob a regulação dos hormônios esteroides (INTARAPAT; SATAYALAI, 2014).

Entre o 11º e o 14º dias de incubação ocorre o estabelecimento da função gonadal em codornas (INTARAPAT; SATAYALAI, 2014). Segundo esses autores, verifica-se o aparecimento dos cordões sexuais primários que se desenvolvem ainda mais nos cordões sexuais secundários. No 11º dia foi identificado o cordão sexual primário, um córtex fino com presença de espermatogônia. Nas fêmeas, identifica-se o cordão cortical contendo células semelhantes a ovócitos. RONG; GUOBIN; YURONG; BICHUN *et al.* (2011), estudando o desenvolvimento gonadal de codornas, descreveram agregados de oogônias em repouso nas extremidades do ovário no 11º dia. No 13º, oócitos em prófase e oogônias na fase pré-meiótica são identificados. De acordo com NAKAMURA; KAGAMI e TAGAMI (2013), em embriões de galinhas, as células germinativas primordiais diferenciam-se em espermatogônias no 13º dia de incubação. Segundo os autores, o número de células germinativas aumenta no 17º dia de incubação e diminui drasticamente no 1º dia após a eclosão. Os oócitos param a divisão meiótica e retornam quando a ave atingir a maturidade sexual.

## **2.4 Temperatura de incubação**

O processo de incubação requer condições ótimas de manejo, levando em consideração as condições ambientais (RORIZ; SGAVIOLI; GARCIA; NÄÄS *et al.*, 2016). Como a maior parte do desenvolvimento embrionário acontece fora do ambiente materno (DIAS; MÜLLER; SCIENCE, 1998), a facilidade de ser afetado pelas condições ambientais são maiores (LIU; LIU; YAN; LI *et al.*, 2015). De acordo com BOLELI; MACARI e GONZÁLES (2003), os fatores ambientais como temperatura e umidade são os maiores responsáveis pelo sucesso da incubação.

O desenvolvimento embrionário se inicia a partir da exposição dos ovos férteis a temperaturas acima do zero fisiológico (HAMIDU; JEREBI; OKAI; WAKPAL *et al.*, 2019) que, em codornas, é de 20 °C (MORAES; ROMAO; CARDOSO, 2009). Ao contrário do que acontece na natureza, durante a incubação artificial não há gradiente de temperatura dentro do ovo. Isso acontece porque os ovos estão expostos à mesma temperatura do ar em toda a sua superfície. Dessa forma, o embrião não consegue redistribuir seu fluxo sanguíneo para controlar sua temperatura e, por isso, a condição térmica da incubadora é de extrema importância para manter a temperatura do embrião em certos limites (MOLENAAR; REIJRINK; MEIJERHOF; VAN DEN BRAND, 2010).

No período embrionário, a perda de água pelos ovos é um processo normal. Entretanto, em temperaturas elevadas ocorre maior perda de água, causando a mortalidade dos embriões por desidratação. Por outro lado, em temperaturas reduzidas pode ocorrer redução na perda de água, causando super-hidratação do embrião. Ambas as situações podem aumentar a mortalidade embrionária e prejudicar a eclodibilidade (NAKAGE; CARDOZO; PEREIRA; BOLELI, 2003).

Ao passo que o desenvolvimento do embrião avança, a produção de calor metabólico aumenta (MEIJERHOF, 2009). Os mecanismos de conservação e dissipação de calor embrionário são controlados pelo sistema nervoso central (TONG; ROMANINI; EXADAKTYLOS; BAHR *et al.*, 2013). Os embriões de galinhas são responsivos às diferentes temperaturas a partir do 15° e 20° dia de incubação (MOLENAAR; REIJRINK; MEIJERHOF; VAN DEN BRAND, 2010), sugerindo o início da termorregulação (TZSCHENTKE, 2008).

A temperatura de incubação está intimamente ligada ao tempo de incubação, em que temperaturas abaixo do ideal retardam o desenvolvimento do embrião (BEM-EZRA; BURNES, 2017; ZHAO; HAN; SUN, 2017), enquanto temperaturas acima tendem a acelerar o desenvolvimento embrionário (BERTIN; CALANDREAU; MEURISSE; GEORGELIN *et al.*, 2018; WILSON, 1990). Os mesmos autores descrevem que mudanças na temperatura de incubação, além de comprometer o desenvolvimento, aumentam a incidência de morte embrionária. Os embriões são mais sensíveis à temperatura no final do processo de incubação (ONO; HOU; TAZAWA; EVOLUTION, 1994). De acordo com JOSEPH; LOURENS e MORAN JR (2006), temperaturas altas no final da incubação aumentaram a incidência de pintos fracos e mal-formados, e temperaturas altas no início da incubação reduzem a eclodibilidade.

Na maioria das aves domésticas a temperatura de incubação se limita a uma estreita faixa (ZHAO; HAN; SUN, 2017) entre 37,0 e 37,8 °C (YILMAZ; TEPELI; GARIP; ÇAĞLAYAN, 2011). Incrementos de apenas 0,2 °C durante a incubação podem diminuir o período de incubação e afetar a viabilidade embrionária (CHRISTENSEN; WINELAND; FASENKO; DONALDSON, 2001). HAMMOND; SIMBI e STICKLAND (2007) verificaram que temperaturas de incubação de 38,5 °C comparada com 37,5 °C podem melhorar algumas características do embrião de galinha como o peso ao nascer, o comprimento da tíbia e do tarso, o número de fibras musculares e núcleos celulares no gastrocnêmio, motilidade do embrião e quantidade de tecido adiposo.

Em embriões de galinhas, a temperatura que garante melhor desenvolvimento e eclodibilidade é de 37,8 °C. Temperaturas abaixo de 35,6 °C ou acima de 39,4 °C por longos

períodos elevam a mortalidade embrionária (KING'ORI, 2011). Do mesmo modo, YILDIRIM e YETISIR (2004), avaliando diferentes temperaturas na incubação, verificaram que temperaturas entre 36,1 e 39,9 °C reduziram a eclodibilidade e sugeriram que, nos últimos cinco dias de incubação, a temperatura deve estar entre 37,2 e 38,3 °C.

Estudos com o propósito de avaliar a melhor temperatura para incubação de ovos de galinhas (CHENG; ROUVIER; POIVEY; HUANG et al., 2005) e peruas (VAN BRECHT; AERTS; DEGRAEVE; BERCKMANS, 2003) têm sido realizados. Apesar de já também terem sido realizados com codornas, percebe-se uma discrepância de resultados na literatura. De acordo com IONIȚĂ; POPESCU-MICLOȘANU; CUSTURĂ; SCIENCE et al. (2010), a temperatura de incubação de ovos de codornas deve ser de 37,5 a 37,7 °C e reduzida no momento da eclosão para 37,1 °C. Valores acima ou abaixo elevam a mortalidade embrionária. Para RANDALL e BOLLA (2008) a temperatura de incubação em ovos de galinhas deve ser de 37,5°C com 60% de umidade até 14º dia de incubação e, posteriormente, reduzida para 37,2 °C. Estudo realizado por RASHID; TYAGI; M.SIRAJUDIN; MOHAN et al. (2014) revela que temperaturas de 38,5°C e 39,5°C prejudicaram as características de incubação. Por outro lado, PEDROSO; CAFÉ; LEANDRO; STRINGHINI et al. (2006), avaliando diferentes tempos de armazenamento, temperatura e umidade na incubação de ovos de codornas, não observaram efeito das temperaturas testadas (36,5°C e 37,5°C) na mortalidade embrionária, sugerindo que essas aves são capazes de resistir a determinada amplitude térmica.

Outro efeito da temperatura na embriogênese foi estudado por SGAVIOLI; SANTOS; DOMINGUES; QUADROS et al. (2016). Os autores concluíram que a incubação de ovos de galinhas a 39 °C compromete o desenvolvimento corporal, do coração e reduz a disponibilidade de cálcio ionizado no sangue para mineralização óssea durante o desenvolvimento do embrião de pintos de corte.

De maneira geral, as práticas de incubação utilizadas para codornas ainda são baseadas em critérios adotados para frangos de corte (PEDROSO; CAFÉ; LEANDRO; STRINGHINI et al., 2006). Tal fato pode ser justificado pelo número reduzido de trabalhos avaliando os efeitos da incubação de ovos de codornas sobre a progênie (Sarcinelli, 2012). Outro fato é que a maioria dos estudos focam apenas em parâmetros de incubação, como taxa de eclosão e viabilidade das aves. Entretanto, YILMAZ; TEPELI; GARIP e ÇAĞLAYAN (2011) verificaram maior nascimento de machos (F1) provenientes de plantéis que foram incubados em temperaturas abaixo de 37,7 °C. Esse resultado sugere alguma interferência da temperatura na organogênese das aves.

## 2.5 Influência da temperatura de incubação sobre o desenvolvimento das aves após a eclosão

A condição térmica em que as aves são expostas na embriogênese tem mostrado efeito na expressão fenotípica de curto e longo prazo, incluído o tamanho da ave, crescimento pós-eclosão, sobrevivência, morfologia e diferenciação sexual, podendo causar efeitos duradouros (OSPINA; MERRILL; BENSON, 2018). REYNA e BURGGREN (2017) reforçam que a temperatura é praticamente responsável por todos os mecanismos de desenvolvimento do embrião, influencia os níveis hormonais e as características morfofisiológicas associadas aos ajustes comportamentais das aves (MORITA; DE ALMEIDA; MATOS; VICENTINI et al., 2016).

A maioria dos estudos focaram na estabilidade das aves às temperaturas contínuas de incubação (BURROWS; BEN-EZRA; BURNES, 2019). Contudo, codornas submetidas à manipulação térmica de 41°C por três horas entre o 12º e o 14º dia de incubação apresentaram pesos corporais mais baixos na quinta semana de idade (ALKAN; KARSLI; KARABAG; GALIC et al., 2013). VITORINO CARVALHO; HENNEQUET-ANTIER; CROCHET; BORDEAU et al. (2020) também investigaram o efeito da manipulação térmica durante a embriogênese em codornas (temperaturas de 37,8°C e cíclico 39°C por 12 horas entre o dia 0 e 13 dias de incubação). Os ovos submetidos à manipulação térmica tiveram menor eclodibilidade, além de maior mortalidade nos primeiros 28 dias após a eclosão.

LEKSRIOMPONG (2005) estudou o efeito da temperatura na segunda metade do período de incubação de ovos de galinha. Nesse estudo, o autor observou que, quando os ovos foram submetidos a temperaturas de incubação mais elevadas (39,5 a 40,6 °C), os pintinhos eclodidos apresentaram menor peso corporal, coração, moela, proventrículo e intestino delgado, enquanto o fígado e saco da gema aumentaram de tamanho. Efeitos negativos também foram observados sobre o consumo de ração, ganho de peso das aves e mortalidade até os 14 dias de idade. Esses resultados podem estar relacionados à influência da temperatura sobre o peso corporal e enzimas metabólicas durante a embriogênese (KRISCHEK; WIMMERS; JANISCH; WICKE et al., 2018). De fato, NOIVA; MENEZES e PELETEIRO (2014) descreveram alterações no metabolismo embrionário e aumento da mortalidade e malformações em resposta à manipulações na temperatura ambiente e umidade relativa.

BEN-EZRA e BURNES (2017) avaliaram temperaturas de incubação de 36,0 e 37,5 °C e cíclica (28 °C por 53 minutos e 37,5 °C por 127 minutos, a cada três horas, durante toda incubação) em codornas. Os autores observaram que as aves expostas à temperatura de 36,0 °C

tiveram menor sucesso à eclosão e, na fase adulta, eram menores e mais leves. Esses resultados comprovam que a temperatura de incubação tem efeito a longo prazo nessas aves.

Sabe-se que o período após a eclosão é também de rápido desenvolvimento. Nessa fase, inicia-se o desenvolvimento funcional do trato gastrointestinal (LENHARDT; CIGANKOVA; ZIBRIN; KOČIŠOVÁ et al., 2001). Com isso, a capacidade de absorção de nutrientes na superfície da mucosa do intestino delgado, produção de enzimas digestivas e todas as propriedades funcionais do trato gastrointestinal são influenciadas por condições que os animais são expostos. RASHID; SHARMA; TYAGI E MOHAN (2016), verificaram que importantes genes responsáveis pela expressão de transportadores de nutrientes tiveram maior expressão em codornas que foram incubadas em temperaturas elevadas (39,5 °C), indicando uma adaptação compensatória à depressão do crescimento pré-natal. Entretanto, BARRI; HONAKER; SOTTOSANTI; HULET et al. (2011), que descreveram a influência da temperatura de incubação na profundidade de cripta 10 dias após a eclosão em frangos incubados a 37,4 °C em relação aos incubados a 39,6 °C a partir do 13º dia de incubação, não encontram diferenças significativas no desempenho das aves após a eclosão.

É sabido que o desenvolvimento adequado do sistema ósseo das aves depende do atendimento das exigências nutricionais em minerais (FREITAS; XAVIER; NASCIMENTO; RODRIGUES et al., 2013). No entanto, outros fatores estão sendo pesquisados. MANTICA (2019) relata que codornas incubadas a 36,1 °C são mais leves e com maiores ângulos nas articulações. Segundo o autor, esse resultado é devido aos animais serem endotérmicos e reverterem seu metabolismo para a produção de energia. Além disso, o ângulo nas articulações possivelmente ocorre pela rigidez dessas articulações. Em contraste, OVIEDO-RONDON; SMALL; WINELAND; CHRISTENSEN et al. (2008) relataram que temperaturas de 39 °C afetam o desenvolvimento ósseo, alterando o peso, o comprimento e a espessura do osso de embriões de galinha. Sendo assim, tanto temperaturas baixas quanto altas na incubação influenciam aspectos importantes na formação óssea das aves (BELNAP; CURREA; LICKLITER, 2019).

Além dos efeitos citados, a influência da temperatura de incubação sobre a imunidade de codornas foi estudada. BURROWS; BEN-EZRA e BURNES (2019) testaram temperaturas de 36,0, 37,5 °C e cíclica (28 °C por 53 minutos e 37,5°C por 127 minutos, a cada três horas, durante toda incubação) (média de 36,0°C) e concluíram que as codornas expostas a temperatura cíclica tiveram a função imune mais baixa do que expostas 37,5°C na fase adulta. Esse resultado indica que a função imune das aves também é influenciada por mudanças na temperatura no período embrionário.

Como mencionado, a temperatura de incubação promove vários efeitos nas aves antes e após a eclosão. No entanto não há relatos sobre o efeito da temperatura de incubação sobre o desenvolvimento dos órgãos reprodutivos, bem como a capacidade reprodutiva dessas aves na vida adulta.

### 3. CONSIDERAÇÕES GERAIS

É evidente que a temperatura de incubação promove vários efeitos sobre as características das aves antes e após a eclosão, incluindo a eclodibilidade, desenvolvimento corporal, comportamento e a produção hormonal. No entanto, existem poucos relatos sobre a influência da temperatura de incubação sobre as características de codornas japonesas ao longo da vida. Sabe-se que o desenvolvimento das gônadas e a formação do eixo hipotálamo-hipófise-gonadal iniciam-se nos primeiros dias de incubação. Portanto, se faz necessário a realização desse tipo de estudo em codornas japonesas para documentar se os efeitos da temperatura de incubação podem influenciar nas características reprodutivas dessas aves após a eclosão, e dessa forma, determinar uma temperatura que assegure o correto desenvolvimento do sistema reprodutor.

### REFERÊNCIAS

AINSWORTH, S. J.; STANLEY, R. L.; EVANS, D. J. R. Developmental stages of the Japanese quail. **Journal of anatomy**, 216, n. 1, p. 3-15, 2010.

ALKAN, S.; KARSLI, T.; KARABAG, K.; GALIC, A. *et al.* The effects of thermal manipulation during early and late embryogenesis on hatchability, hatching weight and body weight in Japanese quails (*Coturnix coturnix japonica*). **Arch. Anim. Breed.**, 56, n. 1, p. 789-796, 2013.

ARTONI, S. M. B.; CARNEIRO, A. P. M.; GIACOMINI, G.; MORAES, V. M. B. *et al.* Macroscopic and Morphometric Evaluation of Japanese Quail (*Coturnix coturnix japonica*) Oviduct When Fed Diets With Different Protein Levels. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, 3, n. 3, p. 225-231, 2001.

BAI, J.; PANG, Y.; ZHANG, X.; LI, Y. J. B. J. o. P. S. Study on the morphological development of quail embryos. **Journal of Poultry Science**, 18, n. SPE2, p. 91-93, 2016.

BALINSKY, B. J. B. I. t. E. An Introduction to Embryology, Philadelphia, 1960. p. 397, 1981.

BALL, G. F.; BALTHAZART, J. J. I. j. Japanese quail as a model system for studying the neuroendocrine control of reproductive and social behaviors. **ILAR journal**, 51, n. 4, p. 310-325, 2010.

BARBOSA, V. J. B. H. F. Fisiologia da incubação e desenvolvimento embrionário. p. 124, 2011.

BARRI, A.; HONAKER, C. F.; SOTTOSANTI, J. R.; HULET, R. M. *et al.* Effect of incubation temperature on nutrient transporters and small intestine morphology of broiler chickens. **Poultry Science**, 90, n. 1, p. 118-125, 2011/01/01/ 2011.

BEDNARCZYK, M. J. S. J. o. A. S. Avian primordial germ cells and their application. **Slovak Journal of Animal Science**, 47, n. 4, p. 185-187, 2014.

BELNAP, S. C.; CURREA, J. P.; LICKLITER, R. Prenatal incubation temperature affects neonatal precocial birds' locomotor behavior. **Physiology & Behavior**, 206, p. 51-58, 2019/07/01/ 2019.

BEN-EZRA, N.; BURNESSE, G. Constant and cycling incubation temperatures have long-term effects on the morphology and metabolic rate of japanese quail. **Physiological and Biochemical Zoology**, 90, n. 1, p. 96-105, 2017. Article.

BERTIN, A.; CALANDREAU, L.; MEURISSE, M.; GEORGELIN, M. *et al.* Incubation temperature affects the expression of young precocial birds' fear-related behaviours and neuroendocrine correlates. 8, n. 1, p. 1-10, 2018.

BOLELI, I. C.; MACARI, M.; GONZÁLES, E. Fatores que afetam a eclodibilidade e qualidade dos pintos. **Manejo da Incubação**, 2, p. 394-434, 2003.

BRUGGEMAN, V.; VAN AS, P.; DECUYPERE, E. Developmental endocrinology of the reproductive axis in the chicken embryo. **Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology**, 131, n. 4, p. 839-846, 2002/04/01/ 2002.

BRUNSTRÖM, B.; AXELSSON, J.; MATTSSON, A.; HALLDIN, K. Effects of estrogens on sex differentiation in Japanese quail and chicken. **General and comparative endocrinology**, 163, n. 1-2, p. 97-103, 2009/09// 2009.

BURROWS, B.; BEN-EZRA, N.; BURNESSE, G. Exposure of avian embryos to cycling incubation temperatures reduces adult bactericidal ability. **Physiological and Biochemical Zoology**, 92, n. 3, p. 286-292, 2019. Article.

CESARIO, M. J. M., M., GONZALES, E., PATRÍCIO, IS, NAAS. IA e MARTINS, PC Manejo da incubação, 3ª edição, Ed. FACTA, Jaboticabal. Desenvolvimento embrionário pré e pós-postura–períodos críticos. p. 48-62, 2013.

CHENG, Y. S.; ROUVIER, R.; POIVEY, J. P.; HUANG, H. C. *et al.* Selection responses in duration of fertility and its consequences on hatchability in the intergeneric crossbreeding of ducks. **British Poultry Science**, 46, n. 5, p. 565-571, 2005.

CHRISTENSEN, V. L.; WINELAND, M. J.; FASENKO, G. M.; DONALDSON, W. E. Egg storage effects on plasma glucose and supply and demand tissue glycogen concentrations of broiler embryos. **Poultry Science**, 80, n. 12, p. 1729-1735, 2001.

CLINTON, M.; HAINES, L. C. An overview of factors influencing sex determination and gonadal development in birds. *In: Genes and Mechanisms in Vertebrate Sex Determination*: Springer, 2001. p. 97-115.

CLINTON, M.; HAINES, L. J. C.; CMLS, M. L. S. An overview of factors influencing sex determination and gonadal development in birds. **Cellular and Molecular Life Sciences**, 55, n. 6-7, p. 876-886, 1999.

DIAS, P. F.; MÜLLER, Y. M. R. J. B. J. o. V. R.; SCIENCE, A. Características do desenvolvimento embrionário de *Gallus gallus domesticus*, em temperaturas e períodos diferentes de incubação. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, 35, n. 5, p. 00-00, 1998.

EYAL-GILADI, H.; KOCHAV, S. J. D. b. From cleavage to primitive streak formation: a complementary normal table and a new look at the first stages of the development of the chick: I. General morphology. **Developmental biology**, 49, n. 2, p. 321-337, 1976.

FONTENELE-NETO, J. D. J. A. V. B. Morfofisiologia Da Reprodução Das Aves: Controle Endócrino Do Ciclo Sexual Das Aves. **Acta Veterinaria Brasilica**, 6, n. 4, p. 285-293, 2012a.

FONTENELE-NETO, J. D. J. A. V. B. Morfofisiologia da reprodução das aves: desenvolvimento embrionário, anatomia e histologia do sistema reprodutor. **Acta Veterinaria Brasilica**, 6, n. 3, p. 165-176, 2012b.

FREITAS, E.; XAVIER, R.; NASCIMENTO, G.; RODRIGUES, A. *et al.* Níveis de cloro da ração sobre parâmetros sanguíneos e ósseos de codornas italianas destinadas à produção de carne. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, 65, n. 6, p. 1808-1814, 2013.

GERON, L. J. V.; BARBOSA MORAES, K.; COSTA, F. G.; TRAUTMANN-MACHADO, R. J. *et al.* Raspa de mandioca integral desidratada na alimentação de codornas japonesas sobre a produção de ovos e a qualidade dos ovos durante a conservação in natura. **Archives of Veterinary Science**, 19, n. 3, 2014.

GUIOLI, S.; NANDI, S.; ZHAO, D.; BURGESS-SHANNON, J. *et al.* Gonadal Asymmetry and Sex Determination in Birds. **Sexual Development**, 8, n. 5, p. 227-242, 2014.

HALLDIN, K. Impact of endocrine disrupting chemicals on reproduction in Japanese quail. **Domestic Animal Endocrinology**, 29, n. 2, p. 420-429, 2005/08/01/ 2005.

HAMIDU, J.; JEREBI, D.; OKAI, M.; WAKPAL, D. *et al.* Pre-hatch and Post-hatch Egg Breakout and Hatchability Analysis as an Indicator to Increase Layer Breeder Performance and Egg Hatchability. **Journal of Applied Sciences**, 19, n. 8, p. 818-826, 2019.

HAMMOND, C. L.; SIMBI, B. H.; STICKLAND, N. C. J. J. o. E. B. In ovo temperature manipulation influences embryonic motility and growth of limb tissues in the chick (*Gallus gallus*). **Journal of Experimental Biology**, 210, n. 15, p. 2667-2675, 2007.

HILL, M. Embryology Book-The Early Embryology of the Chick 4. Retrieved September 14, 2014. 2014.

HUSS, D.; BENAZERAF, B.; WALLINGFORD, A.; FILLA, M. *et al.* A transgenic quail model that enables dynamic imaging of amniote embryogenesis. **Development**, 142, n. 16, p. 2850-2859, 2015.

HUSS, D. J.; SAIAS, S.; HAMAMAH, S.; SINGH, J. M. *et al.* Avian Primordial Germ Cells Contribute to and Interact With the Extracellular Matrix During Early Migration. **Frontiers in cell and developmental biology**, 7, p. 35-35, 2019.

IBGE, C. A. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, 2019. 2019.

INTARAPAT, S.; SAILASUTA, A.; SATAYALAI, O. J. I. J. M. Immunohistochemical Localization of Estrogen Receptor in the Embryonic Gonad of Male Quail Embryo During Gonadal Differentiation. **Int. J. Morphol**, 34, n. 2, p. 575-579, 2016.

INTARAPAT, S.; SATAYALAI, O. J. A. r. i. Microanatomical study of embryonic gonadal development in Japanese Quail (*Coturnix japonica*). **Anatomy research international**, 2014, 2014.

INTARAPAT, S.; STERN, C. D. Sexually Dimorphic and Sex-Independent Left-Right Asymmetries in Chicken Embryonic Gonads. **PLOS ONE**, 8, n. 7, p. e69893, 2013.

IONIȚĂ, L.; POPESCU-MICLOȘANU, E.; CUSTURĂ, I. J. B. o. U. o. A. S.; SCIENCE, V. M. C.-N. A. *et al.* A Review of Incubation Parameters in the Japanese Quail (*Coturnix coturnix japonica*). **Animal Science and Biotechnologies**, 67, n. 1-2, 2010.

ISHIMARU, Y.; KOMATSU, T.; KASAHARA, M.; KATOH-FUKUI, Y. *et al.* Mechanism of asymmetric ovarian development in chick embryos. **Development**, 135, n. 4, p. 677, 2008.

ISHISHITA, S.; KINOSHITA, K.; NAKANO, M.; MATSUDA, Y. J. S. r. Embryonic development and inviability phenotype of chicken-Japanese quail F 1 hybrids. **Scientific reports**, 6, p. 26369, 2016.

JOSEPH, N.; LOURENS, A.; MORAN JR, E. J. P. s. The effects of suboptimal eggshell temperature during incubation on broiler chick quality, live performance, and further processing yield. **Poultry science**, 85, n. 5, p. 932-938, 2006.

KING'ORI, A. Review of the factors that influence egg fertility and hatchability in poultry. **International Journal of Poultry Science**, 10, p. 483-492, 01/01 2011.

KRISCHEK, C.; WIMMERS, K.; JANISCH, S.; WICKE, M. *et al.* Temperature alterations during embryogenesis have a sex-dependent influence on growth properties and muscle metabolism of day-old chicks and 35-day-old broilers. **animal**, 12, n. 6, p. 1224-1231, 2018.

LEKSRIOMPONG, N. Effect of temperature during incubation and brooding on broiler chickens. 2005.

LENHARDT, L.; CIGANKOVA, V.; ZIBRIN, M.; KOČIŠOVÁ, J. *et al.* Functional Development of the Small Intestine of Japanese Quail Hatched on Mir Orbital Station. **Acta Veterinaria Brno**, 70, n. 2, p. 127-131, 2001.

LESKA, A.; DUSZA, L. J. R. B. Seasonal changes in the hypothalamo-pituitary-gonadal axis in birds. **Reprod Biol**, 7, n. 2, p. 99-126, 2007.

LIU, C. H.; CHANG, I. K.; SASSE, J.; DUMATOL, C. J. *et al.* Xenogenic oogenesis of chicken (*Gallus domesticus*) female primordial germ cells in germline chimeric quail (*Coturnix japonica*) ovary. **Animal Reproduction Science**, 101, n. 3, p. 344-350, 2007/10/01/ 2007.

LIU, H.; LIU, J.; YAN, X.; LI, Q. *et al.* Impact of thermal stress during incubation on gene expression in embryonic muscle of Peking ducks (*Anas platyrhynchos domestica*). **Journal of Thermal Biology**, 53, p. 80-89, 2015/10/01/ 2015.

MACK, L.; FELVER-GANT, J.; DENNIS, R.; CHENG, H. J. P. s. Genetic variations alter production and behavioral responses following heat stress in 2 strains of laying hens. **Poultry science**, 92, n. 2, p. 285-294, 2013.

MAJOR, A. T.; SMITH, C. A. Sex Reversal in Birds. **Sexual Development**, 10, n. 5-6, p. 288-300, 2016.

MANTICA, G. J. J. o. E. B. Egg temperature affects chicks' clumsiness. **Journal of Experimental Biology**, 222, n. 11, p. jeb192823, 2019.

MATTSSON, A.; BRUNSTRÖM, B. Effects of selective and combined activation of estrogen receptor  $\alpha$  and  $\beta$  on reproductive organ development and sexual behaviour in Japanese quail (*Coturnix japonica*). **PLOS ONE**, 12, n. 7, p. e0180548, 2017.

MEIJERHOF, R., 2009, **Incubation principles: What does the embryo expect from us.** 106-110.

MOHAMED, G.; SELIM, A.; ABDELHAFEEZ, H.; MO-HAMED, M. J. C. M. G., Selim AA, Abdelhafeez HH *et al.* Histomorphological Developmental Studies of the Left Ovary in the Japanese Quail (*Coturnix Coturnix Japonica*). *MJ Cyto.* 1 (1): 002. **MJ Cyto**, 1, n. 1, p. 002, 2017.

MOLENAAR, R.; REIJRINK, I.; MEIJERHOF, R.; VAN DEN BRAND, H. J. B. J. o. P. S. Meeting embryonic requirements of broilers throughout incubation: a review. **Brazilian Journal of Poultry Science**, 12, n. 3, p. 137-148, 2010.

MORAES, T. G. V.; ROMAO, J. M.; CARDOSO, W. M. J. S. C. A. Parâmetros da incubação e componentes dos ovos de codornas japonesas para corte (*Coturnix japonica*) submetidos à estocagem em baixas temperaturas (7, 5±1 °C). **Semina: Ciências Agrárias**, 30, n. 1, p. 233-241, 2009.

MORITA, V. d. S.; DE ALMEIDA, V. R.; MATOS, J. B. J.; VICENTINI, T. I. *et al.* Incubation Temperature during Fetal Development Influences Morphophysiological Characteristics and Preferred Ambient Temperature of Chicken Hatchlings. **PloS one**, 11, n. 5, p. e0154928-e0154928, 2016.

MUNIZ, J. C. L.; DE TOLEDO BARRETO, S. L.; DA SILVA VIANA, G.; DE SOUZA REIS, R. *et al.* Desempenho e qualidade de ovos de codornas japonesas alimentadas com diferentes rações comerciais. **Revista Brasileira de Agropecuária Sustentável**, 5, n. 1, 2015.

MURAKAMI, A.; GARCIA, E. d. M. J. C. D. A. E. A. P. P. Pontos críticos na criação de codornas. 4, p. 41-53, 2007.

NAKAGE, E.; CARDOZO, J.; PEREIRA, G.; BOLELI, I. J. B. J. o. P. S. Effect of temperature on incubation period, embryonic mortality, hatch rate, egg water loss and partridge chick weight (*Rhynchotus rufescens*). **Brazilian Journal of Poultry Science**, 5, n. 2, p. 131-135, 2003.

NAKAMURA, Y.; KAGAMI, H.; TAGAMI, T. J. D., Development, differentiation and manipulation of chicken germ cells. **Development, growth & differentiation**, 55, n. 1, p. 20-40, 2013.

NOIVA, R. M.; MENEZES, A. C.; PELETEIRO, M. C. Influence of temperature and humidity manipulation on chicken embryonic development. **BMC veterinary research**, 10, p. 234-234, 2014.

ONO, H.; HOU, P.-C. L.; TAZAWA, H. J. I. J. o. E.; EVOLUTION. Responses of developing chicken embryos to acute changes in ambient temperature: noninvasive study of heart rate. **Journal of Ecology and Evolution**, 40, n. 3-4, p. 467-479, 1994.

OSPINA, E. A.; MERRILL, L.; BENSON, T. J. Incubation temperature impacts nestling growth and survival in an open-cup nesting passerine. **Ecology and evolution**, 8, n. 6, p. 3270-3279, 2018.

OTTINGER, M. A.; PITTS, S.; ABDELNABI, M. A. Steroid Hormones During Embryonic Development in Japanese Quail: Plasma, Gonadal, and Adrenal Levels<sup>1</sup>. **Poultry Science**, 80, n. 6, p. 795-799, 2001/06/01/ 2001.

OVIEDO-RONDON, E. O.; SMALL, J.; WINELAND, M. J.; CHRISTENSEN, V. L. *et al.* Broiler embryo bone development is influenced by incubator temperature, oxygen concentration and eggshell conductance at the plateau stage in oxygen consumption. **Br Poult Sci**, 49, n. 6, p. 666-676, Nov 2008.

PATTEN, B. J. E. E. o. t. C. T. B. C. P., PA. Establishment of the germ layers and formation of the primitive streak. p. 46-69, 1951.

PEDROSO, A. A.; CAFÉ, M. B.; LEANDRO, N. S. M.; STRINGHINI, J. H. *et al.* Desenvolvimento embrionário e eclodibilidade de ovos de codornas armazenados por diferentes períodos e incubados em umidades e temperaturas distintas. **Revista Brasileira de Zootecnia**, 35, n. 6, p. 2344-2349, 2006.

RANDALL, M.; BOLLA, G. J. P. Raising Japanese quail. **Primefacts**, 602, p. 1-5, 2008.

RASHID, A.; SHARMA, S. K.; TYAGI, J. S.; MOHAN, J. *et al.* Incubation temperatures affect expression of nutrient transporter genes in Japanese quail. **Asian Journal of Animal and Veterinary Advances**, 11, n. 9, p. 538-547, 2016. Article.

RASHID, A.; TYAGI, d. j. s.; M.SIRAJUDIN; MOHAN, J. *et al.* Effect of incubation temperatures on the hatching performance in Japanese quail. **Indian Journal of Poultry Science**, 49, p. 220-223, 05/21 2014.

REYNA, K. S.; BURGGREN, W. W. Altered embryonic development in northern bobwhite quail (*Colinus virginianus*) induced by pre-incubation oscillatory thermal stresses mimicking global warming predictions. **PloS one**, 12, n. 9, p. e0184670-e0184670, 2017.

RICAURTE GALINDO, S. L. J. R. R. E. d. V. Embriodiagnosis y ovoscopia. Análisis y control de calidad de los huevos incubables REDVET. Revista Electrónica de Veterinaria, vol. VI, núm. 3, marzo, 2005, pp. 1-25 Veterinaria Organización Málaga, España. **Revista Electrónica de Veterinaria**, 6, n. 3, p. 1-25, 2005.

RONG, C.; GUOBIN, C.; YURONG, Q.; BICHUN, L. *et al.* The development of ovary in quail's embryo. **African Journal of Biotechnology**, 10, n. 4, p. 712-717, 2011.

RORIZ, B.; SGAVIOLI, S.; GARCIA, R.; NÄÄS, I. *et al.* Storage period affects weight loss of Japanese quail eggs. **Brazilian Journal of Poultry Science**, 18, n. 4, p. 589-592, 2016.

SAKAMOTO, M. I.; ESTEVES, A. F.; REIS, C. A.; CARREGARO, V. M. *et al.* Celulite em codornas japonesas alimentadas com extrato de orégano nas dietas e inoculadas com *Escherichia coli*. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, 36, n. 9, p. 831-836, 2016.

SALTORATTO, A. Y. K.; DA SILVA, F. A.; CAMARGO, A. C. A. C.; DA SILVA, P. C. G. *et al.*, 2013, **Monitoramento de avicultura a partir de técnicas de visão computacional**. 47-66.

SARASWATI, T. R.; TANA, S. J. I. J. o. S.; ENGINEERING. Development of Japanese Quail (*Coturnix Coturnix Japonica*) Embryo. **International Journal of Science and Engineering**, 8, n. 1, p. 38-41, 2015.

SCHOENWOLF, G. C.; GARCIA-MARTINEZ, V.; DIAS, M. S. J. D. D. Mesoderm movement and fate during avian gastrulation and neurulation. **Developmental Dynamics**, 193, n. 3, p. 235-248, 1992.

SELLIER, N.; BRILLARD, J. P.; DUPUY, V.; BAKST, M. R. Comparative Staging of Embryo Development in Chicken, Turkey, Duck, Goose, Guinea Fowl, and Japanese Quail Assessed from Five Hours After Fertilization Through Seventy-Two Hours of Incubation. **Journal of Applied Poultry Research**, 15, n. 2, p. 219-228, 2006/07/01/ 2006.

SGAVIOLI, S.; SANTOS, E.; DOMINGUES, C.; QUADROS, T. *et al.* Effect of high incubation temperature on the blood parameters of layer chicks. 18, n. SPE2, p. 41-47, 2016.

SILVA, A.; SGAVIOLI, S.; DOMINGUES, C.; GARCIA, R. J. A. B. d. M. V. e. Z. Coturnicultura como alternativa para aumento de renda do pequeno produtor. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, 70, n. 3, p. 913-920, 2018.

SILVA, E. G. d. J. R. b. s. p. a. Variabilidade espacial das características ambientais e peso de frangos de corte em galpão de ventilação negativa. **Rev. bras. saúde prod. anim.**, p. 132-141, 2013.

SREESUJATHA, R. M.; JEYAKUMAR, S.; KUNDU, A.; BALASUNDARAM, C. Use of transcutaneous ultrasonography to characterize ovarian status, size distribution, and hierarchical status of follicles in Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*). **Theriogenology**, 86, n. 5, p. 1231-1239, 2016.

STURKIE, P. D. **Avian physiology**. Springer Science & Business Media, 2012. 1461248620.

STURKIE, P. D.; OPEL, H. Reproduction in the Male, Fertilization, and Early Embryonic Development. *In*: STURKIE, P. D. (Ed.). **Avian Physiology**. Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg, 1976. p. 331-347.

TAGAMI, T.; MIYAHARA, D.; NAKAMURA, Y. Avian primordial germ cells. *Advances in Experimental Medicine and Biology*. 1001: 1-18 p. 2017.

TEIXEIRA, B. B.; EUCLYDES, R. F.; TEIXEIRA, R. B.; SILVA, L. P. d. *et al.* Herdabilidade de características de produção e postura em matrizes de codornas de corte. **Ciência Rural**, 43, n. 2, p. 361-365, 2013.

TONG, Q.; ROMANINI, C.; EXADAKTYLOS, V.; BAHR, C. *et al.* Embryonic development and the physiological factors that coordinate hatching in domestic chickens. **Poultry science**, 92, p. 620-628, 03/01 2013.

TZSCHENTKE, B. Monitoring the development of thermoregulation in poultry embryos and its influence by incubation temperature. **Computers and Electronics in Agriculture**, 64, n. 1, p. 61-71, 2008/11/01/ 2008.

VAN BRECHT, A.; AERTS, J.-M.; DEGRAEVE, P.; BERCKMANS, D. Quantification and control of the spatiotemporal gradients of air speed and air temperature in an incubator. **Poultry Science**, 82, n. 11, p. 1677-1687, 2003.

VITORINO CARVALHO, A.; HENNEQUET-ANTIER, C.; CROCHET, S.; BORDEAU, T. *et al.* Embryonic thermal manipulation has short and long-term effects on the development and the physiology of the Japanese quail. **PLOS ONE**, 15, n. 1, p. e0227700, 2020.

WILSON, H. J. A. i. Physiological requirements of the developing embryo: temperature and turning. **Avian incubation**, p. 145-156, 1990.

YILDIRIM, I.; YETISIR, R. J. S. A. J. o. A. S. Effects of different hatcher temperatures on hatching traits of broiler embryos during the last five days of incubation. **South African Journal of Animal Science**, 34, n. 4, p. 211-216, 2004.

YILMAZ, A.; TEPELI, C.; GARIP, M.; ÇAĞLAYAN, T. The effects of incubation temperature on the sex of Japanese quail chicks. **Poultry Science**, 90, n. 10, p. 2402-2406, 2011.

YÖN, N. D.; AKBULUT, C. J. B. A. o. B.; TECHNOLOGY. Identification of primordial germ cells: cytological, histological and immunohistochemical aspects. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, 58, n. 2, p. 222-228, 2015.

ZHAO, J.-M.; HAN, Z.-M.; SUN, Y.-H. J. B. 1. Is embryonic hypothermia tolerance common in birds? **Biology letters**, 13, n. 4, p. 20160967, 2017.

## ARTIGO

1 **Características reprodutivas de codornas japonesas provenientes de ovos**  
2 **incubados em diferentes temperaturas**

3  
4 Alexandre Vinhas de Souza<sup>a</sup>, Márcio Gilberto Zangeronimo<sup>b</sup> et al.

5  
6 <sup>a</sup>Departamento de Zootecnia, Universidade Federal de Lavras, Lavras-MG, 37200-900, Brasil

7 <sup>b</sup>Departamento de Medicina Veterinária, Universidade Federal de Lavras, Lavras-MG, 37200-  
8 900, Brasil

9  
10 \*Corresponding Author: Tel.: (+) 55-35-38291471; Fax: (+) 55-35-38291148; Email:  
11 zangeronimo@ufla.br

12  
13 *Artigo formatado nas normas da revista Animal Reproduction Science*

14 *(Versão preliminar)*

## 15 **RESUMO**

16 Objetivou-se avaliar a influência de diferentes temperaturas de incubação (TI) sobre as  
17 características reprodutivas pós-eclosão de codornas japonesas (*Coturnix coturnix japonica*).  
18 Um total de 1332 ovos férteis foram incubados em diferentes temperaturas: 36,0; 37,5 e 39,0  
19 °C. Após a eclosão, as aves foram transferidas para gaiolas de criação até os 35 dias de idade  
20 e, posteriormente, para gaiolas de produção em grupos de nove fêmeas e três machos. O  
21 delineamento experimental foi em blocos casualizados (repetição no tempo) com três  
22 tratamentos e seis repetições, sendo a unidade experimental representada por duas gaiolas. A  
23 TI não influenciou ( $P>0,05$ ) o peso ao nascimento e a janela de eclosão, porém, maior  
24 eclodibilidade foram observados ( $P<0,05$ ) em ovos incubados a 37,5 °C. Não houve efeito  
25 ( $P>0,05$ ) das TI no peso relativo dos órgãos aos 35 e aos 60 dias de idade e na curva de  
26 crescimento dos machos. Nas fêmeas, o peso corporal na maturidade do crescimento foi maior  
27 ( $P<0,01$ ) quando a TI foi de 39,0 °C. A anatomia dos testículos e as características do sêmen  
28 não foram influenciadas ( $P>0,05$ ) pelas TI, exceto para a viabilidade espermática, que foi maior  
29 ( $P<0,05$ ) quando as temperaturas de 37,5 e a 39,0 °C foram utilizadas. Não houve efeito  
30 ( $P<0,05$ ) da TI sobre a fertilidade dos ovos e também sobre as características morfológicas dos  
31 órgãos reprodutivos das fêmeas. Entretanto, menor idade ao primeiro ovo e menor idade em  
32 que as aves atingiram 80% foram observados ( $P<0,05$ ) quando a TI foi de 39,0°C. Não houve  
33 efeito ( $P>0,05$ ) da TI sobre a qualidade dos ovos, exceto para a altura da gema, que foi maior  
34 ( $P<0,01$ ) nas TI de 36,0 e 39,0°C. Conclui-se que a temperatura de 37,5 °C deve ser utilizada  
35 durante a incubação de ovos de codornas japonesas.

36

37 **Palavras-chave:** Coturnicultura; Embrião; Fertilidade; Reprodução.

## 38 1. Introdução

39 A incubação artificial realizada na avicultura industrial requer condições ótimas de  
40 manejo, uma vez que a qualidade dos pintos está diretamente relacionada a esse processo.  
41 Diferente dos mamíferos, o desenvolvimento embrionário das aves acontece fora do ambiente  
42 materno. Essa característica torna os embriões susceptíveis às condições ambientais em que são  
43 expostos (Liu et al., 2015). Dentre os principais fatores relacionados ao desenvolvimento  
44 embrionário, a temperatura de incubação é um dos mais importantes, podendo afetar não só o  
45 crescimento, mas também o metabolismo dos embriões.

46 Durante toda a incubação, os embriões da maioria das aves se comportam como  
47 poiquilotérmicos, ou seja, são dependentes da temperatura do ambiente para manter a  
48 temperatura corporal constante (Alkan et al., 2012<sup>a</sup>). Portanto, conhecer os efeitos da  
49 temperatura de incubação é fundamental para alcançar altos índices de eclosão. Na maioria das  
50 aves domésticas, a temperatura ideal se limita a uma estreita faixa entre 37,0 e 37,8 °C (Yılmaz  
51 et al., 2011). Diferentes estudos mostram que a utilização de diferentes temperaturas durante a  
52 incubação pode influenciar não só os índices de eclosão, mas também o desenvolvimento  
53 corporal e, conseqüentemente, o peso ao nascimento (Van Brecht et al., 2003; Maatjens et al.,  
54 2017; Reyna and Burggren, 2017), as condições do sistema imune (Burrows et al., 2019) e a  
55 tolerância térmica pós-eclosão (Zhao et al., 2017). Além disso, há relatos de que a temperatura  
56 de incubação também possa influenciar a produção de hormônios (Decuypere et al., 1985;  
57 Shanmugam et al., 2015) e o desenvolvimento dos órgãos (Belnap et al., 2019; Vitorino  
58 Carvalho et al., 2020), afetando, com isso, toda a vida produtiva das aves.

59 Com relação aos efeitos da temperatura de incubação sobre as características  
60 reprodutivas das aves, poucas evidências são encontradas na literatura. Yılmaz et al. (2011)  
61 observaram que temperaturas mais elevadas aumentam as proporções de fêmeas em relação aos  
62 machos em codornas. Resultados semelhantes também têm sido observados em frangos de corte

63 (Ferguson, 1996) e patos madeira (DuRant et al., 2016). Também foi relatado que codornas  
64 provenientes de ovos incubados em temperaturas de 39,5 °C, constantes ou intermitentes,  
65 tiveram menor diâmetro do folículo pré-ovulatório e menor peso dos demais folículos aos 35  
66 dias de idade em relação à temperatura de 37,5 °C (Abdel-Kareem Abuoghaba et al., 2021).  
67 Esses resultados sugerem que a temperatura pode influenciar as características reprodutivas das  
68 aves, porém, não foram encontrados estudos correlacionando diferentes temperaturas de  
69 incubação com o desempenho reprodutivo tanto de codornas machos quanto de fêmeas. O  
70 adequado manejo da temperatura de incubação é importante para garantir aves mais produtivas.  
71 Portanto, objetivou-se avaliar a influência de diferentes temperaturas de incubação sobre as  
72 características reprodutivas pós-eclosão de codornas japonesas.

73

## 74 **2. Material e métodos**

### 75 *2.1 Localização, instalações e delineamento experimental*

76 O experimento foi conduzido nos Departamentos de Zootecnia e Medicina Veterinária  
77 da Universidade Federal de Lavras (UFLA), em Lavras-MG, Brasil, durante os meses de abril  
78 a dezembro de 2020. A comissão de Ética e Uso de Animais aprovou todos os procedimentos  
79 experimentais sob o protocolo nº 020/2018.

80 Três incubadoras automáticas (Luna 480, Chocmaster, Piraquara, Brasil) com  
81 capacidade de 1440 ovos de codorna cada e com sistema de rolamento automático foram  
82 utilizadas. As incubadoras foram instaladas lado a lado em uma sala com condições fóticas  
83 constantes. Durante a incubação a temperatura média da sala foi de  $22,7 \pm 0,92$  °C. Cada  
84 incubadora foi ajustada a uma das temperaturas avaliadas (36,0, 37,5 e 39,0 °C) que mantiveram  
85 constantes até o 15º dia de incubação e 65% de umidade relativa. O experimento foi repetido  
86 no tempo seis vezes, sendo que a cada repetição a temperatura ajustada de uma incubadora fosse  
87 diferente da repetição anterior para controlar o efeito do equipamento. Dessa forma, o

88 delineamento experimental em blocos casualizados (tempo) com três tratamentos e seis  
89 repetições foi utilizado.

90

## 91 2.2 *Procedimento experimental*

92 Um total de 1332 ovos férteis, provenientes de um plantel de reprodutores de codornas  
93 japonesas (*Coturnix coturnix japonica*) foram utilizados. O plantel de codornas, pertencentes  
94 ao Departamento de Zootecnia da UFLA, era composto por 378 codornas fêmeas e 126 machos,  
95 com idade aproximada de 25 semanas, mantidos em gaiolas (32 cm largura × 38 cm  
96 profundidade × 16 cm altura) em grupos de 9 fêmeas e 3 machos, em galpão de postura telado.  
97 O programa de luz utilizado foi de 17L:07E durante toda a fase de produção.

98 Vinte e quatro horas antes da coleta dos ovos férteis, todos os ovos do plantel foram  
99 coletados e as gaiolas foram limpas para remoção das sujidades. Os ovos férteis foram então  
100 coletados às 8:00am, misturados e selecionados, descartando-se os ovos sujos, trincados e com  
101 formato irregular. Em seguida, os ovos foram mantidos em ambiente climatizado por 24 horas  
102 à temperatura de 20°C. No dia da incubação, os ovos foram pesados individualmente, pré-  
103 aquecidos a 26°C por 8 horas e desinfetados com uma solução de formaldeído (37%) e  
104 permanganato de potássio (99%) em proporção de 2:1 (Oznurlu et al., 2016).

105 As condições de incubação foram monitoradas com dois termohigrômetros (Simpla  
106 TH02, Akso<sup>®</sup>, São Leopoldo, Brasil) e um data logger (AK172, Akso<sup>®</sup>, São Leopoldo, Brasil)  
107 instalados em cada incubadora. Do 2º ao 15º dia de incubação, os ovos foram rolados  
108 automaticamente a cada duas horas. No 15º dia, a temperatura de cada incubadora foi ajustada  
109 para 37,5° e 65% de umidade, cujas condições foram mantidas até a eclosão. Durante esse  
110 período, os ovos foram constantemente observados para a determinação da janela de eclosão,  
111 cujo tempo foi calculado entre a primeira eclosão até que 80% dos ovos estivessem eclodidos  
112 (Wijnen et al., 2020).

113 Após a eclosão, os pintos que apresentavam desenvolvimento anormal ou umbigo mal  
114 curado foram eutanasiados por deslocamento cervical e contabilizados como mortos. As demais  
115 aves foram pesadas individualmente após secagem natural da plumagem para determinação do  
116 peso ao nascimento. Ao final do 20º dia de incubação, os ovos não eclodidos foram abertos para  
117 a determinação do embriodiagnóstico (Aygün and Sert, 2013). A mortalidade embrionária foi  
118 classificada em precoce (1 a 6 dias), intermediária (7 a 12 dias) e tardia (13 a 18 dias).

119 A porcentagem de eclosão foi obtida pela relação entre o número de ovos eclodidos e o  
120 número de ovos incubados. A eclodibilidade foi obtida pela relação entre o número de pintos  
121 viáveis pelo número de ovos incubados. O tempo de incubação foi calculado como o número  
122 de horas desde o início da incubação até a eclosão da primeira ave.

123 Quando 80% dos ovos estavam eclodidos, as aves foram transferidas para o galpão de  
124 criação e alojadas em gaiolas de arame galvanizado de 50 cm largura × 70 cm profundidade ×  
125 25,5 cm altura. Cada unidade experimental foi representada por duas gaiolas com 12 fêmeas e  
126 6 machos cada, seguindo a recomendação de Murakami and Arikí (1998). Nos três primeiros  
127 dias de vida, as aves foram mantidas em temperatura ambiente de 38 °C, a qual foi reduzida 0,5  
128 °C por dia até o 28º dia de idade (Albino and Barreto, 2003) e mantida a temperatura natural  
129 até o final do experimento. A temperatura foi diariamente monitorada em dois  
130 termohigrômetros (Simpla TH02, Akso®, São Leopoldo, Brasil) instalados em pontos distintos  
131 no galpão e controlada com auxílio de aquecedores a gás e cortinas laterais. A luminosidade foi  
132 controlada com auxílio de um *timer*, sendo o regime luminoso mantido em 24L:00E durante os  
133 dois primeiros dias de vida, 23L:01E até o 15º dia, 14L:10E até o 35º dia e aumentada em 30  
134 minutos a cada dia até atingir 17L:07E, mantida até o final do experimento.

135 Aos 35 dias de idade, as aves foram transferidas para o galpão de produção e alojadas  
136 em gaiolas de postura com 32 cm largura × 38 cm profundidade × 16 cm altura. Na fase de

137 reprodução, cada unidade experimental foi representada por duas gaiolas com 9 fêmeas e 3  
138 machos cada.

139 Durante todo o experimento, as aves receberam *ad libitum* dietas formuladas à base de  
140 milho e farelo de soja de acordo com cada fase de criação (Rostagno et al., 2017).

141

### 142 2.3 Curva de crescimento

143 Dois machos e duas fêmeas de cada gaiola foram identificados e pesados  
144 individualmente a cada 3 dias, desde o 1º até o 69º dia de idade. Pelo modelo de regressão não  
145 linear de Gompertz (Grieser et al., 2018), a idade na maturidade (A), a taxa de crescimento (B)  
146 e a idade de crescimento máximo (M) foram determinadas para cada repetição. O programa  
147 Statistica® versão 8.0 foi utilizado.

148

### 149 2.4 Características dos órgãos

150 Aos 35 e 60 dias de idade um macho e uma fêmea de cada gaiola foram selecionados de  
151 acordo com o peso médio da unidade experimental. As aves foram abatidas por deslocamento  
152 cervical seguida de exsanguinação e dissecadas para a avaliação dos órgãos. Após a abertura  
153 da cavidade celomática, o coração, moela, fígado, intestino, timo, baço e bursa de Fabricius  
154 foram retirados e imediatamente pesados separadamente em balança de precisão de 0,0001g  
155 (AY220, Shimadzu®, Kyoto, Japão). Os testículos foram coletados, pesados e tiveram a altura,  
156 largura e espessura mensuradas separadamente, com auxílio de um paquímetro digital  
157 (Digimess, São Paulo, Brasil),. Para o cálculo do volume testicular foi utilizada a equação:

158

$$V = 4 \div 3\pi ab^2$$

159 em que, a é a metade da altura do testículo e b é a metade da largura (Yadav and  
160 Chaturvedi, 2015). O índice gonadossomático foi estimado usando a equação:

161

$$IG = \left( \frac{PTe + PTd}{PV} \right) \times 100$$

162 onde, PTe é o peso do testículo esquerdo, PTd é o peso do testículo direito e PV o peso  
163 vivo da ave (Yadav and Chaturvedi, 2015).

164 Os ovários e oviduto foram pesados em balança de precisão de 0,0001g (AY220,  
165 Shimadzu<sup>®</sup>, Kyoto, Japão). Nos ovários, os folículos pré-ovulatórios foram contabilizados e  
166 removidos para obtenção do peso do estroma ovariano e do maior folículo ovariano. O  
167 comprimento do oviduto levemente esticado foi medido com auxílio de uma régua graduada  
168 em superfície plana.

169

## 170 *2.5 Qualidade do sêmen*

171 Aos 65 dias de idade, três machos por repetição foram selecionados de acordo com o  
172 peso médio da parcela, identificados, separados individualmente em gaiolas idênticas às que  
173 estavam alojados e submetidos a um treinamento de coleta do sêmen por três dias. Tanto o  
174 treinamento, quanto à coleta foram realizados pela mesma pessoa. Aos 69, 72 e 75 dias de  
175 idade foi realizada a coleta de sêmen para avaliação da qualidade do sêmen (Burrows and  
176 Quinn, 1937). Imediatamente antes da coleta, a largura lateral e dorsoventral da glândula da  
177 cloaca foram mensuradas utilizando um paquímetro digital (Digimess, São Paulo, Brasil). O  
178 cálculo da área da glândula da cloaca foi realizado usando a equação  $AG = L \times D$ , onde L é a  
179 largura lateral e D a largura dorsoventral (Fields et al., 1979).

180 A coleta do sêmen foi realizada às 9:00am no Laboratório de Fisiologia e Farmacologia  
181 do Departamento de Medicina Veterinária da UFLA, por massagem dorsal. Primeiramente, os  
182 machos foram contidos fisicamente, apoiados em uma superfície confortável e contidos pelo  
183 manipulador por entre as asas. Após a contenção, a secreção espumosa da glândula da cloaca  
184 foi removida e pesada. Em seguida, foram massageados dorsalmente com uma leve pressão  
185 iniciando na base das asas em direção à região lateral da cloaca. Esse movimento foi repetido  
186 por aproximadamente seis vezes. Leves pressões na base do falo e nas ampolas do ducto

187 deferente foram realizadas com o polegar e o dedo indicador para liberação do sêmen  
188 (Wentworth and Mellen, 1963). O conteúdo seminal foi coletado em túbulos capilares  
189 graduados, onde seu volume foi medido. Logo após, o sêmen foi diluído em PBS (*phosphate*  
190 *buffered saline*) na proporção de 1,0 µl de sêmen para 10 µl de PBS (1:11). Em seguida, uma  
191 gota foi colocada entre lâmina e lamínula para a avaliação da motilidade espermática e da  
192 intensidade de movimentos em microscópio óptico de luz (CX31, Olympus<sup>®</sup>, Tóquio, Japão)  
193 com aumento de 200×. A motilidade espermática foi expressa como a porcentagem de  
194 espermatozoides móveis. A intensidade de movimentos foi classificada de 0 a 5, sendo 0 a  
195 menor intensidade e 5 a máxima intensidade. A viabilidade espermática foi avaliada com a  
196 mistura de uma gota de sêmen com uma gota de corante eosina-nigrosina (Blom, 1950) em  
197 lâminas de vidro. Um total de 200 células foram avaliadas em microscópio óptico de luz (CX31,  
198 Olympus<sup>®</sup>, Tóquio, Japão) com aumento de 400×. O número de células vivas (não coradas) e  
199 células mortas (coradas) foram contadas e a viabilidade espermática foi calculada de acordo  
200 com a equação:  $VE = (\text{células vivas} / \text{número total de células}) \times 100$ .

201 A concentração espermática foi avaliada diluindo uma alíquota de 5,0 µl de sêmen em  
202 500 µl da solução de formol citrato (2,9 g de citrato de sódio, 4,0 mL de solução comercial de  
203 formaldeído 37% e água destilada q.s.p. 100 mL). A contagem do número de espermatozoides  
204 foi realizada em uma câmara de Neubauer, em 5 campos, utilizando microscópio óptico de luz  
205 com aumento de 400×. O valor da contagem foi multiplicado por 5, pelo grau de diluição final  
206 da amostra (1:1000) e pelo fator de correção (10) para obtenção do número de espermatozoides  
207 por microlitro de sêmen. Outra alíquota de sêmen foi retirada para avaliação da morfologia  
208 espermática, expressa em porcentagem de células anormais que apresentavam defeito da  
209 cabeça, peça intermediária ou cauda. Um total de 200 células foram analisadas em microscópio  
210 óptico de luz com aumento de 400×. Toda avaliação do sêmen foi realizada cegamente por uma  
211 mesma pessoa treinada.

212 Após o período de coleta do sêmen, os machos foram retornados para as gaiolas com 9  
213 fêmeas, permanecendo uma proporção de 3:1 (fêmea:macho), de acordo com cada tratamento  
214 e repetição.

215

## 216 *2.6 Qualidade dos ovos*

217 Aos 62, 63 e 64 dias de idade, três ovos íntegros, selecionados pelo peso médio da  
218 gaiola, foram diariamente coletados, totalizando 18 ovos por repetição. Os ovos foram  
219 individualmente pesados em balança digital com precisão de 0,0001 g (AY220, Shimadzu®,  
220 Kyoto, Japão). Em seguida, o maior e o menor diâmetro de cada ovo foram mensurados para a  
221 obtenção do índice forma por meio da equação:  $IF = (\text{largura do ovo} / \text{comprimento do ovo}) \times$   
222  $100$  (Das et al., 2010). Para determinar a gravidade específica, os ovos foram imersos em  
223 solução salina com densidades variando entre 1,040 e 1,090 g/cm<sup>3</sup> (Pizzolante et al., 2007).  
224 Posteriormente, os ovos foram quebrados em superfície plana de vidro, onde foram mensuradas  
225 a altura e espessura de gema e altura do albúmen com auxílio de paquímetro digital (Digimess,  
226 São Paulo, Brasil). A gema e o albúmen foram separados para pesagem da gema. As cascas  
227 foram lavadas e colocadas para secar por 72 horas. Após esse período, foram pesadas e  
228 mensuradas as espessuras em três pontos da região equatorial do ovo (Das et al., 2010) com  
229 auxílio de um medidor digital de espessura com precisão de 0,01 mm (6014-10, Shahe®,  
230 Wenzhou, China). O peso do albúmen foi obtido pela diferença do peso do ovo e o peso da  
231 gema e da casca. A porcentagem de cada componente foi calculada dividindo seu peso pelo  
232 peso do ovo e multiplicado por 100 (El-Tarabany, 2016). A unidade Haugh foi calculada pela  
233 fórmula:  $UH = 100 \log (H + 7,57 - 1,7 W^{0,37})$ , onde H = altura do albúmen (mm) e W = peso  
234 do ovo (g) (Haugh, 1937).

235

236

## 237 2.7 Teste de fertilidade

238 Entre 85 e 87 dias de idade, um total de 150 ovos (50 ovos por tratamento) foram  
239 coletados e incubados em chocadeiras automáticas (Luna 480, Chocmaster, Piraquara, Brasil)  
240 em temperatura de 37,5 °C e 65% de umidade. No 20º dia de incubação, os ovos que não  
241 eclodiram foram abertos para determinação da fertilidade dos mesmos. A fertilidade foi  
242 calculada pela relação entre o número de ovos fertilizados pelo total de ovos incubados.

243

## 244 2.8 Análises estatísticas

245 Os dados foram submetidos ao teste de normalidade (Shapiro-Wilk), homocedasticidade  
246 (ONeill Mathews) e independência dos erros (Durbin-Watson). Para as variáveis onde a  
247 significância não foi observada procedeu-se com a análise de variância e, em caso de diferença  
248 significativa, as médias foram comparadas pelo teste SNK a 5%. Quando as pressuposições da  
249 análise de variância não foram atendidas, os dados foram transformados por raiz quadrada. As  
250 análises estatísticas foram realizadas pelo pacote ExpDes.pt do software R Core Team (2019).

251

## 252 3. Resultados

### 253 3.1 Características à eclosão

254 A temperatura de incubação não influenciou ( $P>0,05$ ) o peso ao nascimento e a janela  
255 de eclosão (Tabela 1). Maior porcentagem de eclosão e maior eclodibilidade foram observados  
256 ( $P<0,05$ ) em ovos incubados a 37,5 °C, enquanto que maior tempo de incubação foi observado  
257 ( $P<0,01$ ) na temperatura de 36,0 °C. Até o 12º dia de incubação, as temperaturas não  
258 influenciaram ( $P>0,05$ ) a mortalidade embrionária. Porém, maior número de embriões mortos  
259 no final da incubação foram contabilizados nos ovos incubados a 36,0 e a 39,0 °C.

260

261

### 262 3.2 Características dos machos

263 A temperatura ambiente durante a fase de produção foi de  $23,81 \pm 3,46$  °C. As  
264 temperaturas de incubação não influenciaram ( $P>0,05$ ) as características de crescimento dos  
265 machos (Tabela 2), nem os pesos relativos dos órgãos (Tabela 3). Maior peso corporal foi  
266 observado ( $P<0,01$ ) nas aves provenientes de ovos incubados a 37,5 e 39,0 °C.

267 As características anatômicas dos testículos também não foram influenciadas ( $P>0,05$ )  
268 pelas temperaturas de incubação (Tabela 4). Quanto à qualidade do sêmen, maior viabilidade  
269 espermática foi observada ( $P<0,05$ ) no sêmen das aves provenientes de ovos incubados a 37,5  
270 e a 39,0 °C (Tabela 5). Maior área cloacal também foi observada ( $P<0,01$ ) nessas duas  
271 temperaturas. Não houve influência ( $P>0,05$ ) da temperatura de incubação nas demais  
272 características do sêmen, nem mesmo na taxa de fertilidade.

273

### 274 3.3 Características das fêmeas

275 O peso corporal na maturidade do crescimento foi maior ( $P<0,01$ ) nas aves provenientes  
276 de ovos incubados a 39,0 °C (Tabela 2). Não houve diferença ( $P>0,05$ ) na taxa de maturidade  
277 e idade de máximo ganho. Maiores pesos corporais aos 60 dias de idade foram observados  
278 ( $P<0,05$ ) nas aves provenientes de ovos incubados a 37,5 e a 39,0 °C (Tabela 3). Não houve  
279 diferenças ( $P>0,05$ ) no peso relativo das vísceras, exceto para o peso do timo, que foi maior  
280 ( $P<0,05$ ) aos 60 dias nas aves provenientes de ovos incubados a 37,5°C.

281 As temperaturas de incubação também não influenciaram as características  
282 morfológicas dos órgãos reprodutivos tanto aos 35 quanto aos 60 dias de idade (Tabela 4). No  
283 entanto, a idade ao primeiro ovo e a idade em que as aves atingiram 80% foi menor ( $P<0,05$ )  
284 nos animais provenientes de ovos incubados a 39,0°C (Tabela 5). A qualidade dos ovos não foi  
285 influenciada pelas temperaturas de incubação ( $P>0,05$ ), exceto para a altura da gema, que foi  
286 maior ( $P<0,01$ ) nos ovos das aves oriundas da incubação a 36,0 e a 39,0°C.

## 287 **4. Discussão**

### 288 *4.1 Parâmetros de eclosão*

289 O aumento ou a diminuição da temperatura de incubação influenciaram de maneira  
290 negativa os parâmetros de eclosão, reduzindo cerca de 20% a porcentagem de eclosão e de  
291 eclodibilidade. Esse resultado pode estar associado à maior mortalidade embrionária observada  
292 a partir do 12º dia de incubação.

293 Os embriões de aves são considerados poiquilotérmicos devido à baixa capacidade  
294 termorreguladora (Romao et al., 2010; Alkan et al., 2013). Na fase final da incubação, a taxa  
295 metabólica dos embriões aumenta consideravelmente, momento no qual estão se preparando  
296 para a eclosão (Molenaar et al., 2010). Com isso, ocorre um aumento da produção de calor  
297 corporal. Temperaturas externas elevadas dificultam as trocas de calor, além de favorecer a  
298 evaporação (Nakage et al., 2003), comprometendo, dessa forma, a viabilidade das aves nessa  
299 fase. Isso justifica a menor porcentagem de eclosão e a menor eclodibilidade observada no  
300 presente estudo.

301 O tempo de incubação também pode ser afetado pela temperatura ambiente. Sabe-se que  
302 temperaturas de incubação abaixo do ideal retardam o desenvolvimento embrionário (Zhao et  
303 al., 2017; Hamidu et al., 2018; Nord and Nilsson, 2021), enquanto temperaturas acima do ideal  
304 tendem a acelerar (Wilson, 1990; Bertin et al., 2018). Isso também explica as diferenças no  
305 tempo de incubação observados no presente estudo. Esses resultados condizem com os obtidos  
306 por Ben-Ezra and Burness (2017). Segundo os autores, quando a incubação em ovos de  
307 codornas foi realizada com a temperatura de 36,0 °C, o tempo de incubação foi estendido para  
308 aproximadamente 18,6 dias em relação à incubação a 37,5°C (16 dias). O menor  
309 desenvolvimento embrionário também pode explicar a menor eclodibilidade observada em  
310 temperaturas de incubação mais baixas. Embora evidências apontem que a temperatura possa  
311 influenciar o desenvolvimento embrionário, no presente estudo não houve diferenças no peso

312 das aves eclodidas. Normalmente, o peso à eclosão de codornas japonesas varia de 6 a 8g  
313 (Arthur and Bejaei, 2017) e poucos fatores parecem influenciar essa variável.

314

#### 315 *4.2 Desenvolvimento corporal e características reprodutivas pós-eclosão*

316 O aumento da temperatura de incubação parece melhorar as características reprodutivas  
317 das aves após a eclosão, uma vez que antecipou a idade reprodutiva nas fêmeas e melhorou, em  
318 pequeno grau, a qualidade do sêmen nos machos. Nas fêmeas, foi observada redução de três  
319 dias na idade ao primeiro ovo e na idade com que as aves atingiram 80% de postura. Nos  
320 machos, houve significativo aumento da viabilidade, porém, sem afetar a fertilidade.

321 Há evidências na literatura de que a temperatura de incubação possa influenciar o  
322 desenvolvimento corporal das aves após a eclosão. Alkan et al. (2012b) verificaram que  
323 codornas machos provenientes de ovos submetidos a 41,0 °C por 12 horas durante a fase inicial  
324 da incubação apresentaram menor peso na maturidade e maior taxa de crescimento em relação  
325 ao mesmo aumento da temperatura porém no final da incubação. Esses resultados sugerem que  
326 o uso da manipulação térmica durante a fase inicial da incubação pode ser interessante para  
327 modular o desenvolvimento corporal de codornas machos após a eclosão. No presente estudo,  
328 o aumento da temperatura de incubação para 39,0 °C não influenciou o peso corporal das aves  
329 aos 60 dias de idade, porém, uma redução de 7% no peso dos machos foi observada quando a  
330 temperatura de 36,0 °C foi utilizada. Ben-Ezra and Burness (2017) também relataram que  
331 codornas japonesas incubadas à temperatura de 36,0 °C eram menores e mais leves aos 55 dias  
332 de idade em relação às incubadas a 37,5°C. A relação direta entre a temperatura de incubação  
333 e o seu efeito no desenvolvimento das aves na fase adulta não é totalmente esclarecida. Os  
334 resultados encontrados até então evidenciam que temperaturas de incubação reduzidas  
335 diminuem o peso corporal de codornas japonesas na fase adulta.

336 Assim como o desenvolvimento corporal, o peso relativo dos órgãos não foi  
337 expressivamente influenciado pelas temperaturas de incubação. Apenas o timo das fêmeas com  
338 60 dias foi menor nas temperaturas de 36,0 e 39,0 °C. Em frangos de corte, a utilização de 38,8  
339 °C após o 11º dia de incubação também reduziu o tamanho do timo quando comparado à  
340 temperatura de 37,8°C (Oznurlu et al., 2010). De acordo com Sur and Celik (2003), qualquer  
341 alteração dos órgãos linfóides na fase de desenvolvimento embrionário pode afetar o sistema  
342 imune das aves após a eclosão. Nesse caso, mais estudos devem ser conduzidos relacionando  
343 os efeitos da temperatura de incubação sobre características mais específicas do sistema imune  
344 das aves.

345 Com relação às características reprodutivas, os efeitos da temperatura de incubação  
346 sobre o desenvolvimento do sistema reprodutor das aves ainda não estão totalmente  
347 esclarecidos. Foi relatado que a temperatura de incubação influenciou nas proporções sexuais  
348 de perus australianos (*Alectura lathami*) (Göth and Booth, 2005) e de codornas japonesas  
349 (Yılmaz et al., 2011). Sabe-se que a morfologia reprodutiva das aves é estabelecida pela  
350 primeira vez durante a embriogênese. Portanto, é possível que a manipulação térmica durante  
351 o desenvolvimento do sistema reprodutor das aves influencie na função reprodutiva após a  
352 eclosão.

353 A maturidade sexual das aves pode ser definida como a idade em que as aves produzem  
354 seu primeiro ovo (Baxter et al., 2014). Geralmente as aves mais pesadas apresentam a  
355 maturidade sexual mais cedo, o que pode estar relacionado ao maior peso relativo dos órgãos  
356 reprodutivos (Renema et al., 1999). Apesar da temperatura de incubação não ter influenciado o  
357 peso das aves e os pesos relativos dos órgãos reprodutivos aos 35 dias de idade, as fêmeas  
358 provenientes de ovos incubados em 39,0 °C tiveram antecipação da maturidade sexual e da  
359 idade em que atingiram 80% de postura em relação às demais temperaturas de incubação. De  
360 maneira semelhante, Abdel-Kareem Abuoghaba et al. (2021) verificaram que o aumento da

361 temperatura de 37,5 °C para 39,5 °C entre o 4º e o 6º dia de incubação antecipou a maturidade  
362 sexual em codornas.

363 Como a tireoide está envolvida no início da puberdade em aves, o desequilíbrio em seu  
364 funcionamento pode estar ligado ao desempenho reprodutivo (Lara and Rostagno, 2013).  
365 Assim, os resultados observados podem ter sido influenciados por algum distúrbio na função  
366 tireoidiana, uma vez que a manipulação térmica na embriogênese pode alterar os níveis dos  
367 hormônios tireoidianos na fase adulta (Shanmugam et al., 2015).

368 As características reprodutivas são controlados pela produção de esteroides sexuais, que  
369 são mantidos por um sistema de *feedback* via hipotálamo-hipófise-gonadal (Karouna-Renier et  
370 al., 2017). Em codornas, o eixo hipotálamo-hipófise-gonadal começa a se desenvolver no início  
371 do período embrionário e se torna funcional a partir do 10º dia de incubação (Li et al., 1991).  
372 Acreditava-se que as diferentes temperaturas de incubação poderiam afetar na maturação do  
373 eixo hipotálamo-hipófise-gonadal e afetar no desenvolvimento do sistema reprodutor das aves  
374 ao longo da vida (Decuypere et al., 1985). Entretanto, o presente estudo não observou nenhuma  
375 influência da temperatura de incubação no desenvolvimento do sistema reprodutor das  
376 codornas fêmeas e machos aos 35 e 60 dias de idade. Esse efeito pode também ter influenciado  
377 nos resultados observados para a qualidade dos ovos. Sabe-se que a qualidade dos ovos também  
378 está relacionada ao desenvolvimento epitelial do oviduto (Fertuck and Newstead, 1970). Apesar  
379 da altura da gema ter sido maior nos ovos das fêmeas que foram incubadas a 36,0 e 39,0 °C, os  
380 outros parâmetros da qualidade dos ovos não foram influenciados pelas temperaturas.

381 Existe uma relação direta entre a qualidade do sêmen com a fertilidade (Januskauskas  
382 et al., 2001). Um fator importante para considerar a fertilidade de aves é a avaliação a motilidade  
383 espermática inicial, no entanto, a viabilidade e morfologia dos espermatozoides, também são  
384 importantes parâmetros que influenciam a taxa de fertilidade (Tsfay et al., 2020). Em codornas

385 japonesas a área da glândula da cloaca é outro fator a se considerar, uma vez que, seu tamanho  
386 possui uma relação direta com a atividade espermatogênica e fertilidade (Reshag et al., 2011).

387 Apesar da viabilidade espermática nos grupos incubados a 39,0°C ter sido maior que os  
388 incubados a 36,0°C, e a área da glândula da cloaca ter sido maior nas aves incubadas a 39,0 e  
389 37,5°C, não houve influência na taxa de fertilidade. Resultados semelhantes foram observados  
390 também com galos (Shanmugam et al., 2015). Segundo os autores, a manipulação térmica de  
391 45,5°C no final da incubação aumentou o número de espermatozoides vivos, mas não  
392 influenciou o volume, motilidade e a porcentagem de espermatozoides anormais a partir de 22  
393 semanas de idade.

394 A redução do volume, concentração seminal e motilidade espermática contribuem para  
395 a redução da fertilidade (Rezvanfar et al., 2008). Como no presente estudo esses parâmetros  
396 não foram influenciados pelas temperaturas de incubação, isso pode ter contribuído para que a  
397 taxa de fertilidade entre os tratamentos fossem semelhantes.

398

## 399 **5. Conclusão**

400 A temperatura de 39,0 °C durante a incubação melhora as características reprodutivas  
401 das codornas após a eclosão, no entanto, reduz a eclodibilidade. Dessa forma, a temperatura de  
402 37,5 °C deve ser utilizada durante a incubação de ovos dessas aves.

403

## 404 **Financiamento**

405 Os autores agradecem à agência brasileira de fomento à pesquisa, Conselho Nacional de  
406 Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) (PQ 303851/2019-8), pelo apoio  
407 financeiro.

408

409

## 410 **Agradecimentos**

411           À Faculdade de Zootecnia e Medicina Veterinária da Universidade Federal de Lavras  
412 (UFLA) pelas instalações necessárias para a realização da pesquisa e ao NEPAVI (Núcleo de  
413 Estudos em Pesquisa Avícola) pelo auxílio na condução do experimento.

414

## 415 **Declaração de conflitos de interesse**

416           Os autores declaram não possuir conflitos de interesse.

417

## 418 **Referências**

419 Abdel-Kareem Abuoghaba, A., Ali, F., Ismail, I.I., Saleh, M., 2021. Impact of acute short-term  
420 high thermal stress during early embryogenesis on hatchability, physiological body reaction,  
421 and ovarian follicles development of quails. Poultry Science 100, 1213-1220.

422 Albino, L.F.T., Barreto, S.L.T., 2003. Criação de codornas para produção de ovos e carne.  
423 Aprenda Fácil.

424 Alkan, S., Karsli, T., Karabağ, K., Galic, A., Balcioglu, M.S., 2013. The effects of thermal  
425 manipulation during early and late embryogenesis on hatchability, hatching weight and body  
426 weight in Japanese quails (*Coturnix coturnix japonica*). Arch. Anim. Breed. 56, 789-  
427 796.

428 Alkan, S., Karsli, T., Karabağ, K., Galiç, A., Balcioglu, M.S., 2012a. The effects of thermal  
429 manipulations during early and late embryogenesis on body temperatures of Japanese quails  
430 (*Coturnix coturnix japonica*). Journal of Applied Animal Research 40, 13-16.

431 Alkan, S., Nariç, D., Karşlı, T., Karabağ, K., Balcioglu, M.J.A.f.G., 2012b. Effects of thermal  
432 manipulations during early and late embryogenesis on growth characteristics in Japanese  
433 quails (*Coturnix cot. japonica*). Archiv für Geflügelkunde 76, 184-190.

- 434 Arthur, J., Bejaei, M., 2017. Chapter 2 - Quail Eggs, In: Hester, P.Y. (Ed.), Egg Innovations  
435 and Strategies for Improvements, Academic Press, San Diego, pp. 13-21.
- 436 Aygun, A., Sert, D., 2013. Effects of prestorage application of propolis and storage time on  
437 eggshell microbial activity, hatchability, and chick performance in Japanese quail (*Coturnix*  
438 *coturnix japonica*) eggs. Poultry Science 92, 3330-3337.
- 439 Baxter, M., Joseph, N., Osborne, V., Bedecarrats, G., 2014. Red light is necessary to activate  
440 the reproductive axis in chickens independently of the retina of the eye. Poult. Sci. 93, 1289-  
441 1297.
- 442 Belnap, S.C., Currea, J.P., Lickliter, R., 2019. Prenatal incubation temperature affects neonatal  
443 precocial birds' locomotor behavior. Physiology & Behavior 206, 51-58.
- 444 Ben-Ezra, N., Burness, G., 2017. Constant and cycling incubation temperatures have long-term  
445 effects on the morphology and metabolic rate of japanese quail. Physiological and  
446 Biochemical Zoology 90, 96-105.
- 447 Bertin, A., Calandreau, L., Meurisse, M., Georgelin, M., Palme, R., Lumineau, S., Houdelier,  
448 C., Darmaillacq, A.-S., Dickel, L., Colson, V.J.S.r., 2018. Incubation temperature affects the  
449 expression of young precocial birds' fear-related behaviours and neuroendocrine correlates.  
450 8, 1-10.
- 451 Blom, E., 1950. A one-minute live-dead sperm stain by means of eosin-nigrosin. Fertility and  
452 Sterility 1, 176-177.
- 453 Burrows, B., Ben-Ezra, N., Burness, G., 2019. Exposure of avian embryos to cycling incubation  
454 temperatures reduces adult bactericidal ability. Physiological and Biochemical Zoology 92,  
455 286-292.
- 456 Burrows, W., Quinn, J., 1937. The collection of spermatozoa from the domestic fowl and  
457 turkey. Poultry Science 16, 19-24.

- 458 Das, S., Biswas, A., Neema, R., Maity, B., 2010. Effect of soybean meal substitution by  
459 different concentrations of sunflower meal on egg quality traits of white and coloured dwarf  
460 dam lines. *Br. Poult. Sci.* 51, 427-433.
- 461 Decuypere, E., Peczely, P., Muray, T., Balthazart, Y., Michels, H., Kühn, E.R., 1985. Long-  
462 term effect of incubation temperatures on production parameters and changes in luteinizing  
463 hormone and gonadal steroids during the onset of lay in the hen. *Poult Science* 64, 1785-  
464 1792.
- 465 DuRant, S.E., Hopkins, W.A., Carter, A.W., Kirkpatrick, L.T., Navara, K.J., Hawley, D.M.,  
466 2016. Incubation temperature causes skewed sex ratios in a precocial bird. *Journal of*  
467 *Experimental Biology* 219, 1961-1964.
- 468 El-Tarabany, M.S., 2016. Effect of thermal stress on fertility and egg quality of Japanese quail.  
469 *Journal of thermal biology* 61, 38-43.
- 470 Ferguson, M.W., 1996. Method of hatching avian eggs, Google Patents.
- 471 Fertuck, H.C., Newstead, J.D.J.Z.f.Z.u.M.A., 1970. Fine structural observations on magnum  
472 mucosa in quail and hen oviducts. 103, 447-459.
- 473 Fields, M., Burns, W., Warnick, A.J.J.o.A.S., 1979. Age, season and breed effects on testicular  
474 volume and semen traits in young beef bulls. *Journal of Animal Science* 48, 1299-1304.
- 475 Göth, A., Booth, D.T., 2005. Temperature-dependent sex ratio in a bird. *Biology letters* 1, 31-  
476 33.
- 477 Grieser, D.d.O., Marcato, S.M., Furlan, A.C., Zancanela, V., Vesco, A.P.D., Batista, E., Ton,  
478 A.P.S., Perine, T.P.J.R.B.d.Z., 2018. Estimation of growth parameters of body weight and  
479 body nutrient deposition in males and females of meat-and laying-type quail using the  
480 Gompertz model. *Revista Brasileira de Zootecnia* 47.
- 481 Hamidu, J.A., Torres, C.A., Johnson-Dahl, M.L., Korver, D.R., 2018. Physiological response  
482 of broiler embryos to different incubator temperature profiles and maternal flock age during

- 483 incubation. 1. Embryonic metabolism and day-old chick quality. *Poultry Science* 97, 2934-  
484 2946.
- 485 Haugh, R., 1937. The Haugh unit for measuring egg quality. *United States egg and poultry*  
486 *magazine* 43, 522-555.
- 487 Januskauskas, A., Johannisson, A., Rodriguez-Martinez, H.J.T., 2001. Assessment of sperm  
488 quality through fluorometry and sperm chromatin structure assay in relation to field fertility  
489 of frozen-thawed semen from Swedish AI bulls. *Theriogenology* 55, 947-961.
- 490 Karouna-Renier, N.K., Chen, Y., Henry, P.F.P., Maddox, C.M., Sprague, D.T., 2017. Effects  
491 on circulating steroid hormones and gene expression along the hypothalamus-pituitary-  
492 gonadal axis in adult Japanese quail exposed to 17 $\beta$ -trenbolone across multiple generations.  
493 *Toxicological Sciences* 157, 62-73.
- 494 Lara, L.J., Rostagno, M.H.J.A., 2013. Impact of heat stress on poultry production. *Animals* 3,  
495 356-369.
- 496 Li, Q.C., Alston-Mills, B., Ottinger, M.A., 1991. Avian LHRH during embryonic development:  
497 measurement by competitive ELISA with a monoclonal antibody. *Gen Comp Endocrinol* 82,  
498 444-450.
- 499 Liu, H., Liu, J., Yan, X., Li, Q., Zhao, Y., Wang, Y., Zhang, R., Wang, G., Wang, H., Li, X.,  
500 Yang, C., Li, L., Han, C., Wang, J., 2015. Impact of thermal stress during incubation on gene  
501 expression in embryonic muscle of Peking ducks (*Anas platyrhynchos domestica*). *Journal*  
502 *of Thermal Biology* 53, 80-89.
- 503 Maatjens, C.M., van Roovert-Reijrink, I.A.M., Engel, B., van der Pol, C.W., Kemp, B., van den  
504 Brand, H., 2017. Temperature during the last week of incubation. III. Effects on chicken  
505 embryo physiology. *Poultry Science* 96, 1451-1458.

- 506 Molenaar, R., Reijrink, I., Meijerhof, R., Van den Brand, H.J.B.J.o.P.S., 2010. Meeting  
507 embryonic requirements of broilers throughout incubation: a review. *Brazilian Journal of*  
508 *Poultry Science* 12, 137-148.
- 509 Murakami, A., Ariki, J., 1998. *Produção de codornas japonesas*. Jaboticabal: Funep 507.
- 510 Nakage, E., Cardozo, J., Pereira, G., Boleli, I.J.B.J.o.P.S., 2003. Effect of temperature on  
511 incubation period, embryonic mortality, hatch rate, egg water loss and partridge chick weight  
512 (*Rhynchotus rufescens*). *Brazilian Journal of Poultry Science* 5, 131-135.
- 513 Nord, A., Nilsson, J., 2021. Low incubation temperature slows the development of cold  
514 tolerance in a precocial bird. *J Exp Biol* 224.
- 515 Oznurlu, Y., Celik, I., Telatar, T., Sur, E., 2010. Histochemical and histological evaluations of  
516 the effects of high incubation temperature on embryonic development of thymus and bursa  
517 of Fabricius in broiler chickens. *British poultry science* 51, 43-51.
- 518 Oznurlu, Y., Sur, E., Ozaydin, T., Celik, I., Uluisik, D., 2016. Histological and histochemical  
519 evaluations on the effects of high incubation temperature on the embryonic development of  
520 tibial growth plate in broiler chickens. *Microscopy Research and Technique* 79, 106-110.
- 521 Pizzolante, C., Garcia, E., Saldanha, E., Laganá, C., Faitarone, A., Souza, H., Pelicia, K., 2007.  
522 Beak trimming methods and their effect on the performance and egg quality of Japanese  
523 quails (*Coturnix japonica*) during lay %J *Brazilian Journal of Poultry Science*. 9, 17-21.
- 524 Renema, R., Robinson, F., Proudman, J., Newcombe, M., McKay, R.J.P.S., 1999. Effects of  
525 body weight and feed allocation during sexual maturation in broiler breeder hens. 2. Ovarian  
526 morphology and plasma hormone profiles. *Poultry Science* 78, 629-639.
- 527 Reshag, A., Abood, D.A., Ahmed, M.A., 2011. The Effects of Waste Products of generators  
528 exhausts on Foam Gland in Male Japanese Quail (*contunix conurnix*) *Anatomical and*  
529 *Histological study*.

- 530 Reyna, K.S., Burggren, W.W., 2017. Altered embryonic development in northern bobwhite  
531 quail (*Colinus virginianus*) induced by pre-incubation oscillatory thermal stresses  
532 mimicking global warming predictions. *PloS one* 12, e0184670-e0184670.
- 533 Rezvanfar, M., Sadrkhanlou, R., Ahmadi, A., Shojaei-Sadee, H., Rezvanfar, M.,  
534 Mohammadirad, A., Salehnia, A., Abdollahi, M.J.H., toxicology, e., 2008. Protection of  
535 cyclophosphamide-induced toxicity in reproductive tract histology, sperm characteristics,  
536 and DNA damage by an herbal source; evidence for role of free-radical toxic stress. *Human  
537 & experimental toxicology* 27, 901-910.
- 538 Romao, J., Moraes, T., Teixeira, R., Buxade, C., Cardoso, W., 2010. Incubation of Japanese  
539 quail eggs at different temperatures: Hatchability, hatch weight, hatch time and embryonic  
540 mortality. *Archives of Veterinary Science* 14.
- 541 Rostagno, H.S., Albino, L.F.T., Donzele, J.L., Gomes, P.C., Oliveira, R.F., Lopes, D.C.,  
542 Ferreira, A.S., Barreto, S.L.T., Euclides, R.F., 2017. Brazilian tables for poultry and swine:  
543 Composition of feedstuffs and nutritional requirements. Universidade Federal de Viçosa,  
544 Viçosa-MG.
- 545 Shanmugam, M., Vinoth, A., Rajaravindra, K.S., Rajkumar, U., 2015. Thermal manipulation  
546 during embryogenesis improves certain semen parameters in layer breeder chicken during  
547 hot climatic conditions. *Animal reproduction science* 161, 112-118.
- 548 Sur, E., Celik, I.J.B.P.S., 2003. Effects of aflatoxin B1 on the development of the bursa of  
549 Fabricius and blood lymphocyte acid phosphatase of the chicken. *British poultry science* 44,  
550 558-566.
- 551 Tesfay, H.H., Sun, Y., Li, Y., Shi, L., Fan, J., Wang, P., Zong, Y., Ni, A., Ma, H., Mani, A.I.,  
552 Chen, J., 2020. Comparative studies of semen quality traits and sperm kinematic parameters  
553 in relation to fertility rate between 2 genetic groups of breed lines. *Poultry Science* 99, 6139-  
554 6146.

- 555 Van Brecht, A., Aerts, J.-M., Degraeve, P., Berckmans, D., 2003. Quantification and control of  
556 the spatiotemporal gradients of air speed and air temperature in an incubator. *Poult. Sci.* 82,  
557 1677-1687.
- 558 Vitorino Carvalho, A., Hennequet-Antier, C., Crochet, S., Bordeau, T., Couroussé, N.,  
559 Cailleau-Audouin, E., Chartrin, P., Darras, V.M., Zerjal, T., Collin, A., Coustham, V., 2020.  
560 Embryonic thermal manipulation has short and long-term effects on the development and  
561 the physiology of the Japanese quail. *PLOS ONE* 15, e0227700.
- 562 Wentworth, B., Mellen, W., 1963. Egg production and fertility following various methods of  
563 insemination in Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*). *Journal of reproduction and*  
564 *fertility* 6, 215-220.
- 565 Wijnen, H.J., Molenaar, R., van Roovert-Reijrink, I.A.M., van der Pol, C.W., Kemp, B., van  
566 den Brand, H., 2020. Effects of incubation temperature pattern on broiler performance.  
567 *Poultry Science* 99, 3897-3907.
- 568 Wilson, H.J.A.i., 1990. Physiological requirements of the developing embryo: temperature and  
569 turning. *Avian incubation*, 145-156.
- 570 Yadav, S., Chaturvedi, C., 2015. Light colour and intensity alters reproductive/seasonal  
571 responses in Japanese quail. *Physiology & behavior* 147, 163-168.
- 572 Yilmaz, A., Tepeli, C., Garip, M., Çağlayan, T., 2011. The effects of incubation temperature  
573 on the sex of Japanese quail chicks. *Poultry Science* 90, 2402-2406.
- 574 Zhao, J.-M., Han, Z.-M., Sun, Y.-H.J.B.I., 2017. Is embryonic hypothermia tolerance common  
575 in birds? *Biology letters* 13, 20160967.
- 576

577 **Tabela 1.**

578 Características à eclosão de ovos de codornas japonesas incubados em diferentes temperaturas.

Variável	Temperatura de incubação (°C)			EPM	P-valor
	36,0	37,5	39,0		
Peso ao nascimento, g	6,67	6,95	6,63	0,10	0,61
Eclosão, %	55,0 b	69,9 a	54,9 b	2,71	0,03
Eclodibilidade, %	64,1 b	81,8 a	63,6 b	2,81	<0,01
Tempo de incubação, h	423 a	389 b	361 c	7,61	<0,01
Janela de eclosão, h	64,0	48,0	66,5	4,34	0,12
Morte embrionária, %					
De 1 a 6 dias	13,20	9,78	13,68	0,92	0,22
De 7 a 12 dias	3,96	2,10	5,77	0,89	0,33
De 13 a 18 dias	9,37 a	4,10 b	9,53 a	0,96	0,03

579 EPM: erro padrão da média.

580 <sup>a,b</sup> Médias seguidas por diferentes letras na linha diferem pelo teste SNK (P<0,05).

581 **Tabela 2.**

582 Características de crescimento de codornas japonesas obtidas a partir da curva de Gompertz  
 583 para codornas japonesas machos e fêmeas entre 1 e 69 dias de idade, provenientes de ovos  
 584 incubados em diferentes temperaturas.

Variável	Temperatura de incubação (°C)			EPM	P-valor
	36,0	37,5	39,0		
<i>Machos</i>					
Peso corporal na maturidade, g	134,8	139,2	146,5	2,47	0,14
Taxa de maturidade	0,104	0,084	0,080	<0,01	0,08
Idade de máximo crescimento, dias	15,61	15,30	15,63	0,40	0,95
<i>Fêmeas</i>					
Peso corporal na maturidade, g	169,8 b	177,5 b	187,9 a	2,39	<0,01
Taxa de maturidade	0,070	0,074	0,072	<0,01	0,75
Idade de máximo crescimento, dias	18,17	18,20	18,42	0,41	0,97

585 EPM: erro padrão da média.

586 <sup>a,b</sup> Médias seguidas por diferentes letras na linha diferem pelo teste SNK (P<0,05).

587 **Tabela 3.**

588 Peso corporal e peso relativo das vísceras de codornas japonesas machos e fêmeas em diferentes  
 589 idades, provenientes de ovos incubados em diferentes temperaturas.

Peso	Temperatura de incubação (°C)			EPM	P-valor
	36	37,5	39		
<i>- Machos -</i>					
<i>35 dias de idade</i>					
Peso corporal, g	113,1	117,9	117,4	3,10	0,15
Fígado, %	1,65	1,82	1,71	0,06	0,16
Moela, %	2,65	2,65	2,60	0,09	0,93
Coração, %	1,06	1,02	1,03	0,02	0,65
Duodeno, %	0,68	0,69	0,65	0,02	0,39
Jejuno e íleo, %	0,98	1,11	1,04	0,04	0,25
Intestino grosso, %	0,88	1,00	0,98	0,05	0,45
Baço, %*	0,03	0,04	0,03	<0,01	0,54
Timo, %	0,21	0,27	0,23	0,02	0,28
Bursa, %	0,14	0,17	0,14	0,01	0,52
<i>60 dias de idade</i>					
Peso corporal, g	124,6 b	133,9 a	134,8 a	2,10	<0,01
Fígado, %	1,40	1,32	1,33	0,03	0,40
Moela, %	2,21	2,17	2,14	0,07	0,86
Coração, %	1,00	0,98	0,96	0,02	0,74
Duodeno, %	0,63	0,61	0,56	0,02	0,19
Jejuno e íleo, %	1,00	1,00	0,92	0,03	0,28
Intestino grosso, %	0,82	0,98	0,90	0,04	0,17
Baço, %*	0,03	0,03	0,03	<0,01	0,77
Timo, %	0,15	0,21	0,21	0,01	0,13
Bursa, %	0,08	0,09	0,09	<0,01	0,59
<i>- Fêmeas -</i>					
<i>35 dias de idade</i>					
Peso corporal, g	123,7	129,0	137,2	3,54	0,09
Fígado, %	1,61	1,61	1,65	0,13	0,86
Moela, %	2,76	2,94	2,68	0,07	0,14
Coração, %	1,06	1,00	0,96	0,02	0,31
Duodeno, %	0,84	0,77	0,79	0,02	0,40
Jejuno e íleo, %	1,46	1,43	1,51	0,06	0,81
Intestino grosso, %	1,28	1,09	1,20	0,06	0,51
Baço, %*	0,06	0,07	0,04	<0,01	0,10
Timo, %	0,24	0,27	0,24	0,01	0,64
Bursa, %	0,10	0,13	0,11	0,01	0,35
<i>60 dias de idade</i>					
Peso corporal, g	148,4 b	152,8 ab	158,1 a	1,89	0,04
Fígado, %	3,08	2,77	2,84	0,08	0,29
Moela, %	2,56	2,56	2,60	0,07	0,97

Coração, %	0,91	0,85	0,82	0,02	0,17
Duodeno, %	0,95	0,89	1,04	0,02	0,09
Jejuno e íleo, %	1,80	1,61	1,79	0,05	0,34
Intestino grosso, %	1,22	1,12	1,18	0,05	0,76
Baço, %*	0,04	0,02	0,03	<0,01	0,11
Timo, %	0,16b	0,21a	0,17b	<0,01	0,02
Bursa, %	0,05	0,08	0,04	<0,01	0,10

590 EPM: erro padrão da média.

591 \* Opção de transformação: raiz quadrada.

592 <sup>a,b</sup> Médias seguidas por diferentes letras na linha diferem pelo teste SNK (P<0,05).

593 **Tabela 4.**

594 Características dos órgãos reprodutivos de codornas japonesas machos e fêmeas em diferentes  
 595 idades, provenientes de ovos incubados em diferentes temperaturas.

Variável	Temperatura de incubação (°C)			EPM	P-valor
	36,0	37,5	39,0		
<i>- Machos -</i>					
<i>35 dias de idade</i>					
Índice gonadossomático, %	2,80	2,58	2,47	0,27	0,66
Peso do testículo direito, g	1,59	1,53	1,53	0,20	0,96
Volume do testículo direito, cm <sup>3</sup>	1,40	1,19	1,43	0,21	0,51
Peso do testículo esquerdo, g	1,71	1,55	1,43	0,19	0,43
Volume do testículo esquerdo, cm <sup>3</sup>	1,49	1,28	1,32	0,19	0,60
<i>60 dias de idade</i>					
Índice gonadossomático, %	4,30	3,59	4,06	0,17	0,07
Peso do testículo direito, g	2,78	2,34	2,82	0,15	0,14
Volume do testículo direito, cm <sup>3</sup>	2,63	2,18	2,21	0,15	0,19
Peso do testículo esquerdo, g	2,62	2,45	2,65	0,11	0,60
Volume do testículo esquerdo, cm <sup>3</sup>	2,39	2,31	2,24	0,13	0,82
<i>- Fêmeas -</i>					
<i>35 dias de idade</i>					
Peso do ovário, %	1,64	1,57	2,14	0,35	0,62
Número de folículos	2,25	2,25	3,22	0,42	0,43
Peso do maior folículo, %	0,64	0,49	0,83	0,12	0,20
Peso do estroma, %	0,23	0,19	0,30	0,02	0,16
Peso do oviduto, %	2,46	2,64	2,94	0,37	0,78
Comprimento do oviduto, cm	20,1	19,3	23,7	2,22	0,44
<i>60 dias de idade</i>					
Peso do ovário, %	4,30	3,82	4,27	0,13	0,38
Número de folículos	4,70	4,55	4,58	0,12	0,89
Peso do maior folículo, %	1,82	1,70	1,79	0,04	0,57
Peso do estroma, %	0,38	0,40	0,38	0,02	0,96
Peso do oviduto, %	4,67	4,75	4,79	0,12	0,92
Comprimento do oviduto, cm	34,6	37,9	37,3	0,70	0,17

596 Não significativo ao teste F ( $P > 0,05$ ).

597 **Tabela 5.**

598 Características reprodutivas de codornas japonesas machos e fêmeas, provenientes de ovos  
 599 incubados em diferentes temperaturas.

Variável	Temperatura de incubação (°C)			EPM	P-valor
	36,0	37,5	39,0		
<i>Machos</i>					
Volume do sêmen, µl	2,38	2,48	2,82	0,16	0,43
Motilidade, %	74,0	75,9	76,6	3,08	0,88
Vigor	3,83	3,86	3,77	0,16	0,85
Concentração, × 10 <sup>6</sup> sptz/µl	1,06	1,51	1,61	0,10	0,06
Viabilidade, %	95,0 b	96,6 ab	97,4 a	0,46	0,03
Células anormais, %	2,74	2,47	2,30	0,28	0,84
Área da glândula da cloaca, cm <sup>2</sup>	162,9 b	227,0 a	235,5 a	13,47	<0,01
Espuma, g	0,03	0,04	0,05	<0,01	0,10
Fertilidade, %	95,9	95,2	98,6	1,14	0,47
<i>Fêmeas</i>					
Idade 1º ovo, d	44,2 a	42,2 b	39,3 c	0,58	<0,01
Idade aos 80% postura, d	51,5 a	48,6 ab	45,9 b	0,84	0,01
<i>Características do ovo</i>					
Peso, g	10,4	10,5	10,7	0,19	0,68
Índice de forma	78,4	77,3	77,9	0,32	0,62
Densidade, g/cm <sup>3</sup>	1,08	1,07	1,06	<0,01	0,23
<i>Características da gema</i>					
Peso, %	28,4	30,1	30,4	0,52	0,09
Altura, mm	8,56 a	8,10 b	8,99 a	0,37	<0,01
Espessura, mm	22,4	22,2	22,1	0,42	0,75
Índice	0,36	0,36	0,39	0,01	0,07
<i>Características do albúmen</i>					
Peso, %	62,0	61,7	61,8	0,42	0,73
Altura, mm	4,16	4,89	4,88	0,34	0,19
<i>Características da casca</i>					
Peso, %	7,82	7,87	7,76	0,06	0,84
Espessura da casca, mm	0,51	0,52	0,50	0,01	0,42
Unidade Haugh	87,5	91,0	91,3	2,00	0,26

600 EPM: erro padrão da média.

601 <sup>a,b</sup>Médias seguidas por diferentes letras na linha diferem pelo teste SNK (P<0,05).