



CATARINA BRENHA RIBEIRO

**AVALIAÇÃO ULTRASSONOGRÁFICA DO SISTEMA
REPRODUTOR FEMININO EM CODORNAS JAPONESAS
(*Coturnix coturnix japonica*)**

LAVRAS – MG

2022

CATARINA BRENHA RIBEIRO

**AVALIAÇÃO ULTRASONOGRÁFICA DO SISTEMA REPRODUTOR FEMININO
EM CODORNAS JAPONESAS (*Coturnix coturnix japonica*).**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias, área de concentração em Diagnóstico por Imagem, para a obtenção do título de Mestre.

Orientador

Prof. Dr. Antônio Carlos Cunha Lacrete Junior

LAVRAS – MG

2022

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

Ribeiro, Catarina Brenha.

Avaliação ultrassonográfica do sistema reprodutor feminino em
codornas japonesas (*Coturnix coturnix japonica*) / Catarina Brenha
Ribeiro. - 2022.

56 p.

Orientador(a): Antonio Carlos Cunha Lacrete Junior.

Dissertação (mestrado acadêmico) - Universidade Federal de
Lavras, 2022.

Bibliografia.

1. Coturnicultura. 2. Formação do ovo. 3. Ultrassom. I. Lacrete
Junior, Antonio Carlos Cunha. II. Título.

CATARINA BRENHA RIBEIRO

**AVALIAÇÃO ULTRASSONOGRÁFICA DO SISTEMA REPRODUTOR FEMININO
EM CODORNAS JAPONESAS (*Coturnix coturnix japonica*)**

**ULTRASOUND EVALUATION OF THE FEMALE REPRODUCTIVE
SYSTEM IN JAPANESE QUAILS (*Coturnix coturnix japonica*)**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias, área de concentração em Diagnóstico por Imagem, para a obtenção do título de Mestre.

APROVADA em 21 de janeiro de 2022.

Anelise Carvalho Nepomuceno UFMG

Márcio Gilberto Zangeronimo UFLA

Marcos Ferrante UFLA

Prof. Dr. Antônio Carlos Cunha Lacreta Junior
Orientador

LAVRAS – MG

2022

Às 73 codornas, que não sejam lembradas somente como um “n” em uma pesquisa.

Este trabalho existe graças a vocês.

Dedico

AGRADECIMENTOS

Meus agradecimentos sempre são longos, mas fico feliz de ter tantas pessoas a quem poder agradecer em um momento importante como este. Faço questão de que elas saibam da minha gratidão.

Aos meus pais, Maria Lourdes e Mario, que sempre foram um pilar, uma constante em minha caminhada durante o mestrado e sempre souberam compartilhar meus momentos, fossem eles de dor ou alegria. Foi a presença de vocês que me sustentou até aqui, e serei para sempre grata em ter vocês como pais.

Aos meus padrinhos, Maria Helena e Francisco, que sempre cumpriram a função de padrinhos mais do que o necessário e me ajudaram a chegar até aqui. Sem eles, nada disso teria sido possível. Sou para sempre grata a todo amor, carinho e suporte que vocês me deram e me dão.

À minha irmã, Emília, pelas risadas, pela paciência, pelos conselhos e pela inspiração como mulher, ser humano, profissional e pesquisadora. É muito difícil tentar seguir os passos de alguém tão incrível quanto você, mas é uma jornada muito mais fácil depois de você ter “aberto o caminho” para mim. Ao meu cunhado, Rodrigo, e aos meus sobrinhos, Lucas e Vítor. Vocês foram e ainda são uma fonte constante de inspiração e alegria para mim.

Aos meus avós, Emília, Guimar, Jayme e Nadira. O carinho e o mimo de vocês, além do gosto pelo conhecimento, pelo saber e pela leitura, foram o que me proporcionaram esse momento. Mesmo com a pandemia e sem a possibilidade de vê-los, já sou grata por estarem vivos, bem e em segurança. Aos meus avós *in memoriam*, Madalena e João. Espero poder orgulhá-los, onde quer que estejam.

Aos meus tios, primos e agregados da família, que são tão numerosos que eu poderia escrever uma dissertação inteira só com a citação de vocês. Sou muito grata a cada um que me ajudou a chegar até aqui. Vocês são muito especiais e importantes para mim, e levo vocês no coração.

Aos meus amigos, em especial àqueles dos “Véi das Prantas” e do “Rebanho”, com menção honrosa à Gabriella Moraes e à Nathália Alves. Vocês fizeram muito mais do que escutar meus desabafos nos momentos difíceis, vocês me ampararam e me ajudaram a

desenvolver minha autoconfiança. Sem vocês, eu teria desmoronado. Obrigada por toda ajuda e confiança em mim.

Enfim, os agradecimentos aos membros da Universidade. Sou muito grata em especial ao meu orientador, Dr. Lacreata, que sempre confiou nas minhas capacidades e no meu potencial, que eu nem mesmo sabia que possuía. Também sou muito grata ao Prof. Dr. Zangeronimo, que deu o pontapé inicial para a execução deste projeto e me ajudou em todos os momentos de pesquisa, me dando respaldo para que tudo corresse bem. Obrigada por serem dois grandes professores, profissionais e seres humanos. Ambos são fontes de enorme inspiração para mim.

Agradeço também as doutorandas na época do experimento, Pâmela e Danusa, que me permitiram conduzir o projeto e confiaram tanto no meu trabalho. Não é qualquer um que confia cegamente e se doa inteiramente a um projeto de mais de 24 horas seguidas em um dia de semana. Nunca vou esquecer toda ajuda que vocês me deram. Vocês são sensacionais.

Gostaria de agradecer também aos membros da banca, tanto os efetivos Profa. Dra. Anelise e Prof. Dr. Marcos, como os suplentes, Prof. Dr. Gregório, Prof. Dr. Juliano e Prof. Dra. Vanessa. Foi ótimo poder contar com a ajuda de vocês na construção desse trabalho.

Agradeço aos Núcleos de Estudos, NUDI e NEPAVI, que contribuíram para a construção do meu conhecimento até então. Vocês são sensacionais e espero ouvir muito ainda de vocês.

Ao Programa de Pós Graduação em Ciências Veterinárias da Universidade Federal de Lavras, que proporcionou a consolidação deste trabalho.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pelo apoio financeiro ao longo dessa jornada, principalmente durante a pandemia.

Muito obrigada!

Sonhos determinam o que você quer. Ação
determina o que você conquista.

(Aldo Novak)

RESUMO

A coturnicultura é um segmento da produção avícola que está em crescente expansão, por conta de suas características de crescimento e de seus produtos atrativos e nutritivos. Além disso, a codorna japonesa é um excelente modelo experimental, dada a sua semelhança reprodutiva com os humanos (como a determinação cromossômica do sexo e a necessidade de uma temperatura constante para oogênese) e seus embriões com maior maneabilidade quando comparados aos de galinha. Portanto, o objetivo deste trabalho foi verificar a aplicabilidade da ultrassonografia em modo B (bidimensional) no sistema reprodutivo de codornas japonesas (*Coturnix coturnix japonica*) e a comparar com os achados obtidos pela macroscopia. Para tanto, 74 codornas japonesas oriundas do setor de avicultura da Universidade Federal de Lavras foram utilizadas. Três aves foram selecionadas como grupo controle, que foram examinadas periodicamente durante um período de 24h. As demais foram abatidas a cada hora, durante um período de sete horas e, após isso, 12, 16, 20, 21, 22 e 23 horas após postura. Na ultrassonografia, o ovário foi visto com os folículos em formato de anéis concêntricos, os maiores possuindo 8 halos. A topografia do ovário foi em cavidade abdominal esquerda, cranial ao ventrículo, com forma e contorno dependente da presença de folículos. O diâmetro médio inicial do folículo primário (F1) foi de 17,14 mm e finalizando com 27,28 mm na ultrassonografia, enquanto o diâmetro médio inicial do folículo secundário (F2) foi de 15,00 mm, finalizando com 17,11 mm. O diâmetro médio do albúmen possuiu um valor inicial de 2,53 e diâmetro final de 3,46 mm. Observou-se que o albúmen possuiu uma curva de crescimento crescente, sendo interrompida somente pela perda da visibilização ultrassonográfica. De maneira qualitativa, também foi possível detectar o ovário sem folículos, além de alterações no formato do mesmo durante a trajetória no oviduto e a presença da membrana perivitelínica. Houve um efeito linear entre os dados obtidos de F1 pela ultrassonografia e pela macroscopia, além de ser possível inferir a posição do ovo no útero pelo tamanho do albúmen. A ultrassonografia se mostra um exame auxiliar capaz de contribuir no diagnóstico de afecções reprodutivas de aves, além de atender demandas e aumentar produtividade em planteis de codornas poedeiras.

Palavras-chave: Coturnicultura. Formação do ovo. Reprodução. Ultrassom.

ABSTRACT

Coturniculture is a segment of poultry production that is in increasing expansion, due to its growth characteristics and its attractive and nutritious products. In addition, the Japanese quail is an excellent experimental model, given its reproductive similarity to humans (such as chromosomal sex determination and the need for a constant temperature for oogenesis) and its embryos with greater manageability when compared to chicken. Therefore, the objective of this work was to verify the applicability of B-mode ultrasound (two-dimensional) in the reproductive system of Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*) and to compare it with the findings obtained by macroscopy. For this, 74 Japanese quails from the poultry sector of the Federal University of Lavras were used. Three birds were selected as a control group, which were periodically examined over a 24-hour period. The others were slaughtered every hour for a period of seven hours and, after that, 12, 16, 20, 21, 22 and 23 hours after laying. On ultrasound, the ovary was seen with the follicles in the form of concentric rings, the largest having 8 halos. The topography of the ovary was in the left abdominal cavity, cranial to the ventricle, with shape and contour dependent on the presence of follicles. The initial mean diameter of the primary follicle (F1) was 17.14 mm, ending with 27.28 mm on ultrasound, while the initial mean diameter of the secondary follicle (F2) was 15.00 mm, ending with 17.11 mm. The average diameter of the albumen had an initial value of 2.53 and a final diameter of 3.46 mm. It was observed that the albumen had an increasing growth curve, being interrupted only by the loss of ultrasound visualization. In a qualitative way, it was also possible to detect the ovary without follicles, in addition to changes in its shape during the trajectory in the oviduct and the presence of the perivitelline membrane. There was a linear effect between the data obtained from F1 by ultrasonography and by macroscopy, in addition to being possible to infer the position of the egg in the uterus by the size of the albumen. Ultrasonography is an auxiliary test capable of contributing to the diagnosis of reproductive disorders in birds, in addition to meeting demands and increasing productivity in laying quail flocks.

Keywords: Coturniculture. Egg formation. Ultrasound.

LISTA DE FIGURAS

Capítulo 1

Figura 1: Desenho esquemático23

Capítulo 2

Figura 1: Contenção física de uma codorna em decúbito e posicionamento do transdutor na cavidade celomática para realização do exame ultrassonográfico do sistema reprodutor.....40

Figura 2: Disposição de peças anatômicas das codornas abatidas.....42

Figura 3: Imagem ultrassonográfica do ovário de uma codorna japonesa. A região cranial da imagem está indicada pela letra T.....44

Figura 4: Diâmetro médio (\pm erro padrão) do ovo em formação, folículo hierárquico (F1) e albúmen medidos por ultrassom modo B em diferentes momentos do dia.....45

Figura 5: Imagem ultrassonográfica do ovário de uma codorna japonesa.....46

Figura 6: Relação entre o ovo e o diâmetro do folículo primário avaliado pela ultrassonografia comparado com o tamanho real avaliado macroscopicamente em codornas japonesas de postura.....46

Figura 7: Relação entre o diâmetro do ovo avaliado por ultrassonografia com a distância do ovário avaliada macroscopicamente em codornas japonesas poedeiras.....49

LISTA DE TABELAS

Capítulo 1

Tabela 1: Diversidade de espécies e gêneros de codornas ao redor do mundo.....16

Capítulo 2

Tabela 1: Avaliações macroscópicas (média \pm desvio padrão) do ovo em desenvolvimento e do folículo primário em diferentes momentos e sua relação com suas respectivas medidas obtidas por ultrassonografia em codornas japonesas poedeiras.....48

Tabela 2: Avaliações macroscópicas (média \pm desvio padrão) do ovo em desenvolvimento e do folículo primário em diferentes momentos e sua relação com suas respectivas medidas obtidas por ultrassonografia em codornas japonesas poedeiras..... 50

SUMÁRIO

CAPÍTULO 1 - REVISÃO DE LITERATURA	13
1.INTRODUÇÃO.....	13
2. REFERENCIAL TEÓRICO.....	14
2.1 Panorama e vertentes da coturnicultura.....	14
2.2 Codornas: espécies, criação e suas características.....	16
2.3 O sistema reprodutor feminino e a formação do ovo	18
2.4 Ultrassonografia e suas aplicabilidades.....	26
2.5 Ultrassonografia na clínica e produção de aves.....	28
Referências	31
CAPÍTULO 2 - ARTIGO PARA PUBLICAÇÃO EM PERIÓDICO ...	36
RESUMO	37
1.INTRODUÇÃO.....	37
2. MATERIAL E MÉTODOS.....	38
2.1 Panorama e vertentes da coturnicultura.....	38
2.2 Exame ultrassonográfico.....	39
2.3 Exame macroscópico.....	41
2.4 Análises estatísticas.....	42
3. DISCUSSÃO.....	50
3.1 Análise de ultrassom.....	43
3.2 Avaliação macroscópica.....	47
3.3 Relação entre o ultrassom e avaliação macroscópica.....	49
4.RESULTADOS.....	53
5. CONCLUSÃO.....	53
6. AGRADECIMENTOS	53
7. REFERÊNCIAS	54

CAPÍTULO 1 – REVISÃO DE LITERATURA

1. INTRODUÇÃO

A coturnicultura é um pequeno segmento da avicultura que começou a ser explorado de forma comercial na metade do século XX, em especial após a Segunda Guerra Mundial. As codornas eram, inicialmente, apreciadas pelo seu canto diferente. Porém, logo suas características produtivas fizeram com que começassem a popularizar os produtos advindos delas, como carne e ovos. As diferenças culturais entre cada país são fatores responsáveis pela popularização dos produtos oriundos da coturnicultura. Aqui no Brasil, ovos de codorna são facilmente encontrados em restaurantes e, apesar de mais rara, a carne de codorna está se difundindo no mercado. Apesar de ser difícil mensurar o efetivo da produção de codornas, o Brasil é considerado como um grande produtor, tanto de ovos quanto de carne.

Além de ser utilizada como fonte de carne e ovos, as codornas também vêm sendo utilizadas como modelos de pesquisa para estudos reprodutivos, dado o rápido desenvolvimento embrionário, maturidade sexual e pequeno intervalo entre gerações.

Uma técnica reprodutiva bastante utilizada na medicina veterinária para melhorar o desempenho reprodutivo é ultrassonografia (US). A US é um exame que não utiliza de radiação ionizante, é considerado indolor, acessível e pouco invasivo. No entanto, seu uso na avicultura ainda é pouco explorado, estando restrita como um método de avaliação de carcaça e qualidade de ovos. Alguns estudos recentes mostram a importância da utilização da US para estimar a capacidade reprodutiva de codornas japonesas, além de fornecer parâmetros para avaliação de qualidade de ovo *in vivo* e até mesmo promover informações para coleta de folículos em aves sem a necessidade do abate.

Além disso, a introdução da US em animais silvestres e selvagens foi bem lenta quando comparada a outras espécies, dada a grande variedade anatômica, fisiológica, morfológica e funcional que há entre elas. Dessa forma, uma vez que a US é um exame que depende do amplo conhecimento da anatomia e fisiologia do animal, a ausência dos parâmetros normais de cada espécie faz com que esse exame seja desafiador e subutilizado.

Portanto, o objetivo do presente estudo foi descrever a anatomia ultrassonográfica na avaliação da atividade reprodutiva de codornas japonesas durante o período de formação do ovo.

2. REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 Panorama e vertentes da coturnicultura

A coturnicultura é um dos segmentos da avicultura responsável pela criação de codornas, seja ela voltada para a produção de carne ou de ovos. Conforme Altinel et al. (1996), essa versatilidade das codornas, de forma semelhante à dos frangos e demais aves, somada a seu baixo custo, foi a responsável pela generalização mundial da coturnicultura. Considerando a preocupação global da Organização das Nações Unidas para Alimentação e Agricultura - (FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION – FAO, 2021) com a segurança alimentar, a busca por melhorar a produtividade agrícola e pecuária aumenta de forma considerável.

Dentro das fontes de proteína de origem animal, a avicultura desempenha um papel importantíssimo devido suas inúmeras vantagens produtivas (KUL; SEKER, 2004), além de seu valor nutricional agregado (PRABAKARAN; VALAVAN; THIRUVENKADAN, 2020; PRITI; SATISH, 2014). De uma maneira geral, pode-se dividir o setor avícola global em dois subsetores: o comercial, caracterizado pelas empresas internacionais bem desenvolvidas e o de pequena escala, que é o responsável pelo fornecimento de até 90% da produção avícola total em países menos desenvolvidos ou emergentes (PRABAKARAN; VALAVAN; THIRUVENKADAN, 2020).

Em uma escala mundial, a principal produção de ovos de codorna está concentrada no Brasil e no Leste Asiático, enquanto a produção de carne é liderada pela China e Europa, em especial França e Espanha. Até o ano de 2019, o Brasil atingiu a marca de quarto produtor mundial de carne de codorna (LUKANOV, 2019; SANTOS, 2019). Enquanto China, Espanha, França, Itália, Brasil, EUA e Japão são os países líderes mundiais na criação de codornas, há outros países que possuem uma produção menor, mas bem estabelecida, como Canadá, Egito, Arábia Saudita, Índia, Estônia, Rússia, Cingapura, Venezuela, Peru, Colômbia e Bolívia (LUKANOV, 2019).

A coturnicultura no Brasil passou por um crescimento expressivo ao longo dos anos, tendo uma redução no ano de 2016 (Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística - IBGE, 2021). Entretanto, apesar de seu decréscimo, ela vem recuperando seus índices produtivos, ainda sendo uma importante atividade para a agropecuária brasileira. Os maiores produtores brasileiros são os Estados de Minas Gerais e São Paulo, com menores criações em outras partes do país. Como é uma modalidade de rápido retorno do capital investido, permite que agricultores familiares ou pequenos produtores consigam agregar seu lucro sem alterar sua configuração produtiva (PRABAKARAN; VALAVAN; THIRUVENKADAN, 2020; A; SILVA et al., 2018). O que dificulta a otimização da produção é que poucas são as informações disponíveis sobre as características produtivas em um plantel de codornas, sendo características relacionadas com a fertilidade consideradas as mais importantes do viés econômico (ARTHUR; BEJAEI, 2017; RETES, 2018).

Além da produção de carne e ovos, a codorna ainda desempenha um papel menor, mas importante, como modelo experimental na pesquisa científica nos mais diversos campos (HUSS; POYNTER; LANSFORD, 2008; MINVIELLE, 2004). Com sua vida útil relativamente curta e fisiologia comparável a dos humanos, a codorna se revela como um excelente modelo, principalmente em envelhecimento e doenças (HUSS; POYNTER; LANSFORD, 2008). Com isso, a pesquisa com codornas japonesas deixou de ser somente em ciência aviária e passou para tópicos de biologia e medicina.

Muitas são as vantagens para a utilização das codornas como modelos de pesquisa. Primeiramente, codornas transgênicas são mantidas em laboratório para pesquisa, principalmente em doenças de interesse humano (HUSS; POYNTER; LANSFORD, 2008; MINVIELLE, 2004). Alguns autores, como Huss e Lansford (2017), trabalharam com codornas transgênicas que carregam hereditariamente proteínas fluorescentes, as quais são modelos úteis para imagens e análises dinâmicas. Em segundo lugar, o genoma da codorna é utilizado em pesquisas relacionadas com imunogenética, doenças, sazonalidade e pesquisa comportamental, áreas importantes que demonstram a utilidade como modelo (MORRIS *et al.*, 2019).

Ainda há outras vantagens para a utilização da codorna como modelo experimental em pesquisa. Seu ciclo de vida é mais curto do que outras espécies normalmente utilizadas em experimentos, como o frango (26 semanas), o camundongo (8 semanas) e o zebrafish (12 semanas). Além disso, há outras vantagens como

fotoperiodicidade, neuroplasticidade e forte dimorfismo sexual no comportamento sexual (LUKANOV, 2019; OTTINGER *et al.*, 2004).

2.2 Codornas: espécies, criação e suas características

A codorna é uma pequena ave da família dos faisões, Phasianidæ, assim como a galinha, e são considerados codornas do Velho Mundo (HUSS; POYNTER; LANSFORD, 2008; MINVIELLE, 2004; PRITI; SATISH, 2014). Há outras codornas que são consideradas do Novo Mundo e que pertencem a família Odontophoridæ (ARTHUR; BEJAEI, 2017; LUKANOV, 2019). Na América do Sul, ainda existe outro tipo de ave conhecida como codorna, porém pertencente à família Tinamidæ. Ela é conhecida popularmente como codorna-amarela (*Nothura maculosa*). O gênero *Coturnix* compreende oito espécies, sendo que dessas, duas já foram extintas (LUKANOV, 2019). A Tabela 1 mostra algumas das principais espécies de codornas do mundo.

Tabela 1: Diversidade de espécies e gêneros de codornas ao redor do mundo.

Nome popular	Nome Científico
Codorna americana (<i>Bobwhite</i>)	<i>Colinus virginianus</i>
Codorna chinesa (Codorna Azul)	<i>Coturnix adansonii</i>
Codorna europeia	<i>Coturnix Coturnix Coturnix</i>
Codorna africana	<i>Coturnix delegorguei</i>
Codorna de San Pedro	<i>Oerortyx pictus</i>
Codorna japonesa	<i>Coturnix japonica</i>
Udu-de-topete	<i>Odontophorus stellatus</i>
Codorniz-dos-himalaias	<i>Ophrysia superciliosa</i>

Fonte: Adaptado de Prabakaran (2020).

Na natureza, a codorna possui um padrão migratório. Devido a seleção dos indivíduos, a codorna japonesa que é criada atualmente é bem diferente de seu ancestral, principalmente em características morfológicas, comportamentais e produtivas. No total, são reconhecidas nove mutações de plumagem em codorna japonesa, algumas até

atreladas à produtividade. As codornas japonesas são maiores que sua versão selvagem (LUKANOV; PAVLOVA, 2020). De acordo com Mizutani (2003), as codornas reprodutoras machos pesam entre 100 e 130g e 120 e 160g as fêmeas. As diferenças de crescimento também são visualizadas em um estudo com diferentes níveis de proteína na ração, onde fêmeas crescem mais do que os machos, porém de maneira mais devagar (RETES *et al.*, 2019).

A coloração das penas pode variar de acordo com o sexo e com a linhagem. Pintinhos costumam possuir o dorso e asas marrom-claro, com quatro listras marrom escuro no dorso. Já os machos adultos são marrons, com cervical marrom-avermelhada, peito marrom-alaranjado e abdômen creme claro. As fêmeas adultas também são marrons, porém, tem a região cervical ventral branca com pontos marrons escuros no peito (ARTHUR; BEJAEI, 2017).

Durante o processo de domesticação, a codorna perdeu seu comportamento migratório. Alguns autores citados por (LUKANOV; PAVLOVA, 2020) apresentam a codorna como uma ave monogâmica ou socialmente monogâmica, enquanto outros a consideram poligâmica. Essa divergência, segundo Kovach (1974), se deve a transição do status reprodutivo dessa espécie. Outra característica que se perdeu com a domesticação é o instinto de nidificação e ninhada, considerado ausente na codorna japonesa. Outras características em codornas domésticas influenciadas pela domesticação são a vocalização, chamados de acasalamento, agressão e brigas. Comparado a aves silvestres, a codorna japonesa é considerada mais tímida, silenciosa e vigilante. Ela também sofreu alterações em seu padrão de postura (LUKANOV; PAVLOVA, 2020). Enquanto a codorna selvagem costumava colocar no máximo 14 ovos por ninhada, a codorna doméstica tem uma postura anual de aproximadamente 250 ovos (LUKANOV; PAVLOVA, 2020).

A criação de codornas é considerada fácil. São animais que exigem um espaço pequeno, principalmente quando comparado a galinhas e requerem um capital inicial baixo (HUSS; POYNTER; LANSFORD, 2008; PRITI; SATISH, 2014). Geralmente são criadas em gaiolas, onde devem-se tomar alguns cuidados, como o teto da gaiola ser baixo, para evitar lesões por salto ao assustarem e fazer um manuseio rápido. As codornas também devem ser debicadas e, se possível terem as unhas aparadas também para evitar lesões (ARTHUR; BEJAEI, 2017).

Consideradas como animais sensíveis ao ambiente, o ambiente interno das codornas é projetado para controle ideal da temperatura, ventilação, umidade, luz e ruídos externos para que as aves consigam atingir seu potencial máximo (ARTHUR; BEJAEI, 2017). Em relação a temperatura, a literatura traz a temperatura ideal para conforto térmico de codornas por volta de 23,8°C. Quando submetidas a estresse térmico, as codornas apresentaram queda na produção e nos parâmetros imunológicos, além dos efeitos nocivos ao bem-estar (EL-TARABANY, 2016a). Se as codornas estão com conforto térmico, a velocidade do ar não interfere no comportamento do animal (SANTOS *et al.*, 2017).

Quando em condições naturais, a função sexual das codornas domésticas reduz durante o inverno, devido as baixas temperaturas e a curta duração do dia (LUKANOV; PAVLOVA, 2020). Estudos recentes mostram que o período de iluminação de 11L:13E favorecem o desenvolvimento precoce do sistema reprodutor feminino (ANDRADE, 2018) e que a baixa intensidade da luz (10 lux) melhora o bem-estar das codornas, seu crescimento e as características de qualidade da carcaça e ovo (NASR *et al.*, 2019).

Apesar da tendência de querer aproveitar o máximo de espaço disponível, não é recomendado ter uma proporção maior do que 1:4 nas gaiolas, podendo ser 1:2, dependendo do tipo de criação (LUKANOV; PAVLOVA, 2020). Visando o bem-estar animal e o amplo crescimento de consumidores de comida orgânica, também é possível realizar a criação das codornas soltas. Porém, deve-se atentar para alguns cuidados com os ovos e a higienização, uma vez que, diferente das galinhas, as codornas costumam realizar a postura no período da tarde (ARTHUR; BEJAEI, 2017). O manejo adequado de pintinhos, desinfecção das instalações, fornecimento de água limpa e alimentação de qualidade com altos níveis de proteína evitará surtos de doenças no plantel (PRITI; SATISH, 2014).

2.3 O sistema reprodutor feminino e a formação do ovo

Para conseguir compreender o processo de formação do ovo e suas características, primeiramente, é importante conhecer a anatomia e fisiologia do sistema reprodutor feminino. Esse sistema possui algumas semelhanças com os humanos, como a diferenciação sexual cromossômica e a necessidade de a fêmea manter uma

temperatura constante para a produção da oogênese. Porém, há algumas características inerentes as aves, como a presença de somente um ovário e oviduto (as exceções são algumas aves de rapina e os kiwi), a necessidade de incorporar o vitelo no oócito (dado que o desenvolvimento embrionário ocorre fora do organismo), hierarquia folicular e o próprio oócito (BLESBOIS, 2018).

A codorna, assim como a maioria das aves, possui somente o ovário e oviduto esquerdo desenvolvidos. Isso porque, durante sua formação embrionária, ambas as gônadas estão sujeitas a ação do hormônio antimülleriano, enquanto secretam estrógeno. Porém, a secreção de estrógeno do ovário esquerdo é maior do que o ovário direito. O estrógeno, por sua vez, inibe a ação do hormônio antimülleriano do lado esquerdo, preservando o trato reprodutivo (JOHNSON, 2015). Mesmo em espécies que possuem ambos os ovários, o oviduto direito costuma estar ausente e o ovário direito costuma ser menor do que o esquerdo. Entretanto, aparentemente são responsáveis por alguma produção hormonal (DIXON *et al.*, 2021; MAFUNDA *et al.*, 2021).

O ovário possui forma triangular e está localizado cranialmente na cavidade celomática, caudal ao pulmão, cranial ao rim, caudolateral à glândula adrenal e sua cor é vermelho acastanhada, tendendo a clarear quando sexualmente ativo. Ele é sustentado pelo ligamento mesovariano e sua forma varia de acordo com a quantidade e o estágio de maturação dos folículos em desenvolvimento, que podem ser amarelos ou brancos (ANDRADE, 2018; HOSSEINI *et al.*, 2017; POLLOCK; OROSZ, 2002).

Quando a fêmea nasce, o ovário possui cerca de 480 mil folículos, sendo que desses, somente 250 a 500 são de fato ovulados (ANDRADE, 2018; SREESUJATHA *et al.*, 2016). O ovário das aves possui uma distinção córtico-medular, entretanto, à medida que ele amadurece, perde-se essa distinção. A região cortical é caracterizada pela zona parenquimatosa de folículos imaturos, enquanto a medular é a zona altamente vascularizada (POLLOCK; OROSZ, 2002). De acordo com Freitas *et al.* (2011), o fígado, por estímulo do estrógeno, é responsável por fornecer os componentes para formação desse folículo. Esses componentes são água (50%), lipídeos (33%), proteína (16%) e algumas vitaminas e minerais para formação do embrião.

Os folículos ovarianos são categorizados conforme sua posição na hierarquia folicular. Na literatura, ainda não há informações sobre como exatamente funciona o mecanismo dessa hierarquia. Dentre os folículos grandes amarelos, há o F1 (com medidas entre 15 a 18mm) e F2 (10 a 15mm), além dos folículos pequenos amarelos

chamados F3 (<10mm), folículos brancos grandes (<1mm) e folículos brancos pequenos, que não são passíveis de mensuração (SREESUJATHA *et al.*, 2016).

As aves podem se reproduzir basicamente de duas maneiras: com padrão de postura sazonal ou não. As aves com postura sazonal possuem três fases de desenvolvimento: a fase de aceleração pré-nupcial, a culminação e o período refratário, ou de repouso. Em suma, a primeira fase consiste na chamada folicular em padrão hierárquico, para que os folículos não madurem simultaneamente; a segunda fase é quando começa a postura propriamente dita e a última, por sua vez, consiste numa redução folicular e do ovário em si, tornando-se quiescente. Essa distinção sazonal é importante para a compreensão dos tipos de postura: poedeiras determinadas ou indeterminadas. As poedeiras determinadas possuem um número fixo de ovos em sua ninhada, enquanto as indeterminadas, que representam a maioria das aves, podem substituir um ovo perdido colocando outro, um mecanismo que possibilita a produção constante de ovos (POLLOCK; OROSZ, 2002).

Como a reprodução é dependente de diversos fatores como fotoperíodo, temperatura, chuva, vocalização, presença de material de nidificação, disponibilidade de alimentos e presença de parceiro, ainda há espécies de aves que são consideradas de padrão oportunista. Esse grupo de aves, diferente das sazonais, parecem manter algum grau de desenvolvimento gonadal durante todo o ano, de forma a iniciar sua reprodução quando as condições do ambiente se tornarem ótimas (HURLEY *et al.*, 2020; POLLOCK; OROSZ, 2002). A maior parte das aves selvagens apresentam ciclos anuais de reprodução, enquanto nas domésticas esse ciclo anual costuma ser suprimido (BLESBOIS, 2018).

Uma das características mais importantes na reprodução das aves é o fotoperíodo. De uma maneira generalista, a percepção de luz pelas aves é responsável pela liberação do hormônio liberador de gonadotrofinas (GnRH), que promove a estimulação das gônadas (nesse caso, do ovário). Esse hormônio promove a liberação de outros hormônios que, por sua vez, são importantes para a ovulação. Com o envelhecimento, a resposta do hipotálamo aos esteroides gonadais diminuem. Isso resulta em diversas mudanças fisiológicas, como: uma diminuição dos níveis de progesterona plasmática e do hormônio folículo estimulante, redução da liberação de GnRH e, conseqüentemente, redução do tamanho folicular e da responsividade ao LH pré-ovulatório. Além disso, há

queda do número de oócitos primários e atrofia do oviduto (HOLMES *et al.*, 2003; OTTINGER *et al.*, 2004; JOHNSON, 2015).

O processo de postura dos ovos é precedido por uma cascata fisiológica mediada por respostas neuroendócrinas associadas a estímulos ambientais. Antes da ovulação, ocorre uma reativação do eixo hipotálamo-hipófise-gonadal por meio do fotoperíodo. A luz é reconhecida por fotorreceptores na retina e na glândula pineal. Esta última, por sua vez, transmite informações por meio da secreção de melatonina, que está em maior quantidade durante a noite. Essa melatonina, nos galiformes, está relacionada ao desenvolvimento gonadal (POLLOCK; OROSZ, 2002). Durante o inverno e início da primavera, o aumento da duração do dia estimula o aumento da secreção de GnRH, aumentando a liberação do FSH e LH da hipófise e promovendo um crescimento gonadal que leva semanas (SCHAPER *et al.*, 2012). O LH vai estimular a esteroidogênese, enquanto o FSH, a maturação folicular.

Além do fotoperíodo, há outros fatores ambientais que influenciam na reprodução. A chuva estimula o comportamento reprodutivo em aves desérticas e tropicais; a escassez de alimentos inibem o desenvolvimento gonadal; e a temperatura elevada ou diminuída reduz a atividade reprodutiva (POLLOCK; OROSZ, 2002). Não há, nas aves, mecanismos biológicos semelhantes aqueles dos mamíferos como, por exemplo, o estro ou o período de cio das fêmeas que sincronizem a cópula com a ovulação iminente, já que o oviduto é capaz de armazenar espermatozoides por um longo período de tempo (BAKST, 2019).

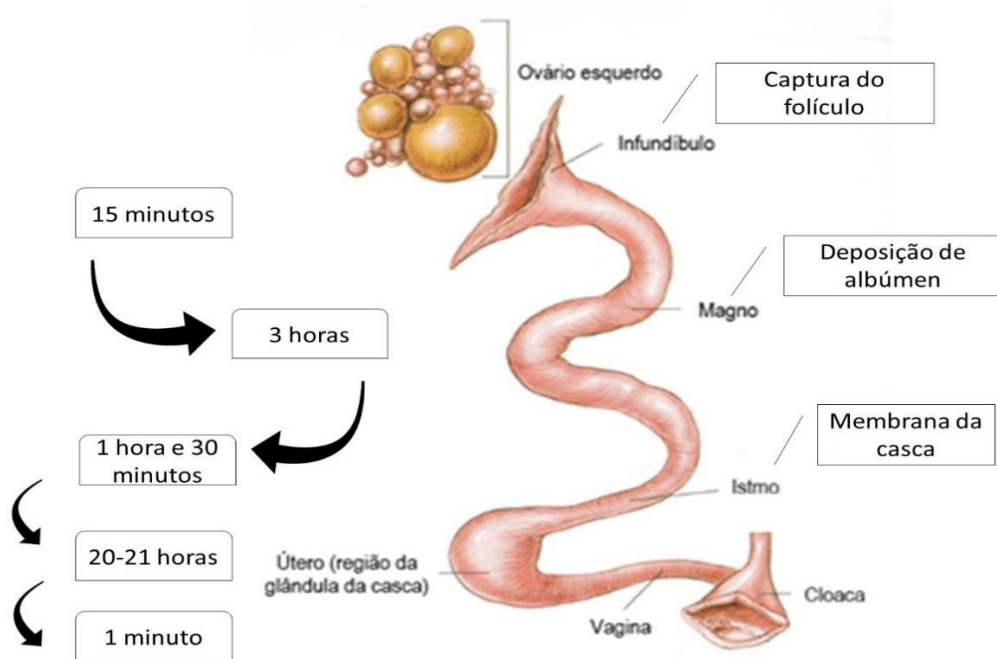
O folículo das aves não possui antro ou fluido folicular (SREESUJATHA, 2016). O folículo é formado por células dispostas em camadas concêntricas que circundam o oócito e a gema, que inclui: a membrana plasmática do oócito, a camada perivitelínica e células da granulosa e da teca. O centro do folículo é formado pelo núcleo de formação da gema, que é a gema branca, e é a primeira a ser depositada. Quando o folículo é recrutado para desenvolvimento, por estímulo do FSH, a deposição da gema amarela ocorre rapidamente em camadas concêntricas. Essa diferença na coloração das gemas se dá por conta de sua composição, sendo que a gema branca possui menos água e proteína se comparada com a gema amarela (BLESBOIS, 2018; DUKES; REECE, 2015; JEYAKUMAR; SUJATHA; KUNDU, 2010; SREESUJATHA *et al.*; 2016).

Diferente dos mamíferos, cada folículo é suspenso no ovário por dois ligamentos (BLESBOIS, 2018) os quais fazem parte de uma haste que contém músculo liso e

suprimentos sanguíneo e nervoso (POLLOCK; OROSZ, 2002). A ovulação ocorre por meio de uma pequena área avascular no folículo chamada estigma (DUKES; REECE, 2015; HOSSEINI *et al.*, 2017) e se dá por meio de vários fatores, como o pico de hormônio luteinizante (LH). Ao ocorrer essa liberação, o antigo F2 se torna o novo F1, conforme a hierarquia. Após a ovulação, o folículo é captado pelo oviduto, localizado caudalmente ao rim (DUKES; REECE, 2015; SREESUJATHA *et al.*, 2016). Essa captura é auxiliada pela posição anatômica do saco aéreo abdominal esquerdo, que engloba todo o ovário, exceto sua extremidade caudal, agindo assim como um guia para o folículo cair no oviduto. Entretanto, nem todos os folículos são capturados pelo infundíbulo, podendo ser reabsorvidos na cavidade celomática ou, em casos mais raros, ocasionar uma peritonite (POLLOCK; OROSZ, 2002).

O oviduto das aves é dividido em cinco regiões, que são o infundíbulo, magno, istmo, útero e vagina, respectivamente. Dada suas particularidades anatomofisiológicas, cada uma delas será abordada individualmente. Flamini (2014) caracteriza o oviduto como um órgão tubular composto por três camadas, a mucosa, a muscular e a serosa. A proporção de cada camada varia conforme o segmento, sendo a mucosa normalmente mais desenvolvida, já que é responsável pela secreção das substâncias que farão parte do ovo. O tempo de permanência em cada segmento é variado, conforme mostra a Figura 1.

Figura 1: Desenho esquemático do sistema reprodutor feminino de galinhas associado ao tempo gasto pelo folículo em cada segmento do oviduto e etapas de formação do ovo.



Fonte: Adaptado de McCracken e colaboradores (2004)

A formação do ovo ocorre em camadas, formadas durante todo o trajeto pelo oviduto - desde a liberação do oócito pelo ovário, até chegar na cloaca, já pronto (FREITAS, 2011). O primeiro segmento que irá começar a formação do ovo é o infundíbulo, onde ocorrem diversas funções interessantes, além de ser o responsável pela captação do ovócito liberado. Rahman, Iwasawa e Yoshizaki (2007) trazem as seguintes funções: é responsável pela fecundação e armazenamento de espermatozoides, formação da camada externa da membrana vitelínica e formação da calaza.

De acordo com Aitken e Johnston (1963), o infundíbulo de poedeiras comerciais nada mais é do que um funil seguido por uma região tubular, cuja abertura é caudal ao ovário e se afunila na região do colo, denominada região calazífera. A abertura do funil, consistente na extremidade fimbriada, se torna ativa e engloba o folículo no momento da ovulação, apesar de não apresentar nenhuma inserção direta no ovário. Ele é quem secreta o material proteico depositado ao redor da gema, além da função citada anteriormente de contribuição da resistência da membrana pré-vitelina (DUKES; REECE, 2015; MORAES *et al.*, 2007). O folículo é ovulado e captado pelo infundíbulo

em até 1h após a oviposição e passa aproximadamente entre 15 a 30 minutos no mesmo ((DUKES; REECE, 2015; RAHMAN; IWASAWA; YOSHIKAZI, 2007).

O magno, como o próprio nome já indica, é a maior parte do oviduto. Nele, as células musculares estão em maior quantidade, assim como as dobras da mucosa. Aqui, é onde ocorre a síntese de albumina, ou ovalbumina que vai compor o albúmen (ANDRADE, 2018). Quando o ovo passa pelo magno, as células secretoras produzem cerca de 90% da albumina total do ovo. Após a chegada do ovo no magno, sua trajetória levará aproximadamente 3 horas (JOHNSON, 2015; MORAES; BARALDI-ARTONI *et al.*, 2007). Outros autores creditam essa síntese de albumina ao estímulo no magno pela presença mecânica do ovo, o qual estimula a progesterona, Johnson (2015) atribui essa síntese à resposta ao estrógeno (ANDRADE, 2018).

O istmo é o segmento responsável pela formação da membrana da casca e do restante do albúmen, conforme citado por King (1986) e Sturkie (1965). Aqui, as glândulas secretam núcleos de fibra de queratina, que são os constituintes das membranas da casca, e são responsáveis pelo formato do ovo (ANDRADE, 2018). De acordo com Gilbert (1967), a membrana interna da casca é secretada assim que há a chegada do ovo no istmo, enquanto a membrana externa é produzida durante o trajeto pelo mesmo. Esse trajeto tem uma duração aproximada de uma hora e quinze minutos (JOHNSON, 2015; MORAES *et al.*, 2007).

O útero é um segmento pequeno, porém, é onde o ovo vai passar a maior parte do tempo de sua formação. É uma região expandida, curta, com um aspecto de sacular, dividido em uma porção cranial e caudal. Porém, essa divisão não é fácil de ser visualizada macroscopicamente. É o órgão com maior diferença quando comparado ao útero das galinhas, pois nas codornas possui uma coloração amarronzada devido a presença de pigmentação (MORAES *et al.*, 2007; WOODARD; MATHER, 1964).

Enquanto o ovo está no útero, ele passa por algumas transformações. Aqui, a água é depositada no ovo ao mesmo tempo em que é formada a casca, que é composta principalmente de cálcio (ANDRADE, 2018; SREESUJATHA *et al.*, 2016; VAN DE VELDE; VERMEIDEN; BLOOT, 1985). A casca, por sua vez, possui a função de proteção contra patógenos do ambiente e serve como fonte de cálcio para o embrião, sendo que seu pico de formação ocorre entre 12 e 18 horas pós-postura, conforme citado por Clunies (1993). De maneira geral, a formação total da casca leva por volta de 20 horas (DUKES; REECE, 2015), sendo que, nas horas finais, ocorre a deposição de

pigmento, de acordo com Fitzgerald (1969) e Woodard e Mather (1964). Esse tempo no útero também é bem variado entre as espécies, podendo ficar cinco dias no Condor Andino e até 44 dias no Kiwi marrom (POLLOCK; OROSZ, 2002).

Devido a pigmentação escura do útero, a junção útero-vaginal é bem definida. A vagina é um segmento pequeno (WOODARD; MATHER, 1964), responsável somente pela passagem do ovo do útero para a cloaca. Possui um formato em S, tubular e com a mucosa branca (MORAES *et al.*, 2007).

Em galinhas, a ovulação é seguida por uma oviposição após 26h (JOHNSON, 2015). Em codornas, porém, essa janela temporal ainda não é bem estabelecida. Outra diferença, também, é no horário da postura. Essa oviposição é responsável auxiliar a desencadear o pico de LH que promove a ovulação (BLESBOIS, 2018). Enquanto galinhas costumam ovipor pela manhã, as codornas costumam ovipor entre 16-20h, com algumas variações entre os diferentes fenótipos (DJITIE *et al.*, 2021). Essa diferença do horário está relacionada a fatores hormonais inerentes a cada espécie, ou seja, o momento em que cada hormônio é liberado. No pombo, o intervalo de postura varia entre 40 a 44 horas, nos psitacídeos esse intervalo é de 48 horas, nos passeriformes somente 24 horas (POLLOCK; OROSZ, 2002), 72 horas nos pinguins africanos (MAFUNDA *et al.*, 2021) e nos falcões-sacre de 48 a 72 horas (DIXON *et al.*, 2021).

A formação do ovo pode sofrer alterações de alguns fatores externos, como nutrição, saúde, idade (ZITA; LEDVINKA; KLESALOVÁ, 2013), o tamanho corporal, estresse térmico (EL-TARABANY, 2016a; EL-TARABANY, 2016b) e o programa de luz na qual as codornas estão inseridas (ANDRADE, 2018). Situações que causam estresses drásticos - como mudanças climáticas extremas, perda de rank social, destruição ou alterações drásticas no habitat, além da perturbação excessiva por humanos – podem afetar diretamente o desempenho reprodutivo do animal.

O córtex da adrenal é estimulado pelo estresse e promove a liberação de glicocorticoides em grandes quantidades na circulação sanguínea. Esse glicocorticoide promove diversas ações no organismo do animal dependendo do seu tempo de atuação (ou seja, a duração do estresse no qual o animal é submetido) e da quantidade liberada. É normal que os glicocorticoides sejam liberados em pequenas quantidades durante desafios que os animais enfrentam em sua vida. Entretanto, quando o estímulo estressante é muito grande e ocorre repetidas vezes, o organismo acaba decidindo cortar processos anabólicos que consomem grande quantidade de energia para tentar retornar

a homeostase. A reprodução, assim como digestão, armazenamento de energia e crescimento são exemplos desses processos (BLAS, 2015).

2.4 Ultrassonografia e suas aplicabilidades

A ultrassonografia consiste em um exame no qual as imagens são formadas a partir de ecos que retornam do corpo do animal; ecos esses produzidos pelo choque de ondas mecânicas emitidas em alta frequência com o corpo do paciente. A frequência dessas ondas é definida como o número de ciclos repetidos em um determinado intervalo de tempo e sua equação se resume à velocidade da onda em metros/segundo pela distância percorrida em metros (MATTOON; BERRY; NYLAND, 2014).

A geração dessas ondas sonoras ocorre por meio do transdutor de ultrassom, que possui diversos formatos, modelos e frequências, sendo cada um apropriado para uma determinada função. Como exemplo, podem ser citados os transdutores convexos, lineares, setoriais, entre outros. O convexo e o setorial são transdutores de baixa frequência, sendo o primeiro geralmente destinado a ultrassonografia abdominal de animais maiores e o segundo destinado a análise cardíaca. O linear, por sua vez, alcança altas frequências e conseqüentemente possui melhor qualidade de imagem, utilizado para obter imagens de pequenos animais ou de estruturas mais superficiais, como tireoide, ou estruturas vasculares (CARVALHO, 2014; MATTOON; BERRY; NYLAND, 2014; PENNINCK; D'ANJOU, 2015).

Em síntese, o ultrassom é uma onda mecânica gerada por um transdutor e, quando essas ondas entram em contato os tecidos dos órgãos/corpo, passam por diferentes processos de atenuação e geram eco. Esse eco, por sua vez, é propagado de volta para o transdutor, o qual irá transformar a onda mecânica em onda eletromagnética criando-se assim a imagem visibilizada na tela do aparelho. A maneira com a qual as ondas eletromagnéticas são processadas vai depender do *software* instalado no equipamento, o que vai gerar os tipos diferentes de modos de processamento conhecidos: o modo brilho/bidimensional, modo amplitude, modo movimento e modo doppler com suas variações (CARVALHO, 2014; MATTOON; BERRY; NYLAND, 2014; PENNINCK; D'ANJOU, 2015).

O modo mais utilizado na ultrassonografia é o modo brilho/bidimensional, pois é o modo que mostra a imagem na tela como pontos brilhantes conforme intensidade do eco, ou seja, é a que dá a maior proximidade anatômica. O modo amplitude é pouco utilizado, embora a especialidade de oftalmologia ainda o use, foi o primeiro a ser desenvolvido e fornece a intensidade de eco na forma de traçado osciloscópico. O modo movimento, por sua vez, é muito utilizado na ultrassonografia gestacional, cardíaca e até mesmo no diafragma de grandes ruminantes, uma vez que ele permite visualizar o movimento das musculaturas e calcular a frequência desses movimentos. Por fim, o modo doppler possui diversas variações, mas de modo geral, ele permite a visualização de fluxos, sua presença, ausência, intensidade, ou aspecto do fluxo (se está normal ou turbulento) e ainda calcular índices hemodinâmicos (CARVALHO, 2014; MATTOON; BERRY; NYLAND, 2014; PENNINCK; D'ANJOU, 2015).

Os benefícios da utilização do ultrassom como meio de diagnóstico por imagem na Medicina Veterinária são inúmeros, pois não apresenta risco biológico à saúde, não é considerado um exame invasivo (porém necessita de contenção), custo é acessível e permite o diagnóstico de diversas enfermidades, assim como o acompanhamento da evolução terapêutica (MATTOON; BERRY; NYLAND, 2014; SEOANE; GARCIA; FROES, 2011).

Na Medicina Veterinária, o primeiro relato do uso da ultrassonografia como método foi na identificação de gestação em caprinos no ano de 1966, por Lindahl, nos Estados Unidos da América, utilizando transdutores transretal e transabdominal em tempo real. Os exames ultrassonográficos fazem parte da rotina na medicina veterinária sejam na avaliação abdominal, cardíaca, torácica, reprodutiva, ocular, musculoesquelética, cervical ventral e craniana, guiando citologias aspirativas ou biópsia e até mesmo trans-cirúrgicos (CARVALHO, 2014; SEOANE; GARCIA; FROES, 2011). Entretanto, em animais não convencionais, a introdução da ultrassonografia foi mais lenta devido ao fato da grande variação anatômica, morfológica, funcional e fisiológica entre as espécies. Uma vez que os exames de imagem são extremamente dependentes do conhecimento anatômico do veterinário, a ausência do conhecimento das variações de cada espécie tornou o exame desafiador (HILDEBRANDT; SARAGUSTY, 2015).

Em se tratando das aves, as penas podem atrapalhar na varredura, por isso, há manejos e técnicas para se achar janelas acústicas que facilitem o exame

ultrassonográfico. Além das penas, a maior quantidade de conteúdo gasoso intracelomático contido nos sacos aéreos, presença de intestinos compactados e acúmulo gorduroso em tecido subcutâneo também podem interferir na análise ultrassonográfica. Por essa razão, a aplicação transcutânea é mais limitada quando comparada às demais espécies de vertebrados, como os mamíferos. Porém, ainda oferece informações importantes, principalmente sobre o status reprodutivo das mesmas (HILDEBRANDT; SARAGUSTY, 2015).

2.5 Ultrassonografia na clínica e produção de aves

A ultrassonografia na avicultura é extremamente versátil, porém, ainda pouco explorada. Como já descrito, o ultrassom possui diversas vantagens quando comparado a outras técnicas analíticas, promovendo uma mensuração rápida e não invasiva de estruturas. Por conta dessas características, ele é uma ferramenta para avaliação de qualidade de ovos de aves comerciais, mostrando que é capaz de reconhecer as diferenças entre ovos frescos e envelhecidos com até 3 semanas após a postura (ABOONAJMI *et al.*, 2010). De maneira geral, é uma ferramenta que atende ao principal objetivo da indústria e do produtor, que é conseguir avaliar as características produtivas dos animais sem a necessidade de métodos destrutivos (SANTOS, 2019).

Alguns autores citados por Hosseini (2017) mostram que, por anos, métodos extremamente invasivos como análise de carcaça eram utilizados para obter dados referentes aos órgãos reprodutivos das aves. Devido as limitações desse método, como a dificuldade de testar a repetibilidade, e da cobrança de órgãos de bem-estar animal por medidas alternativas para obter essas informações, algumas técnicas não invasivas foram utilizadas, como raios x e ressonância magnética. Porém, esses métodos pouco invasivos ainda possuem limitações importantes, como por exemplo: (1) os raios x não são um bom exame para visualização de tecidos moles, (2) ele utiliza de radiação ionizante, que representa um risco para o animal e para o pesquisador, (3) ele permite obter apenas imagens estáticas e momentâneas, (4) a ressonância magnética, além de ser um exame demorado e com necessidade de sedação, é um exame pouco acessível e de difícil disponibilidade (HOSSEINI *et al.*, 2017).

A ultrassonografia possui suas limitações, como qualquer outro método, porém, ela já se provou uma ferramenta prática de diagnóstico para estudos na biologia reprodutiva em Medicina Veterinária por meio de melhor mensuração de massas ovarianas e órgãos específicos como, por exemplo, o estado ovariano de galinhas e codornas (HOSSEINI *et al.*, 2017; SREESUJATHA *et al.*, 2016). Além disso, a ultrassonografia na avicultura permite diferenciar um ovo normal em desenvolvimento de um ovo com alguma deformidade como, por exemplo, reabsorção folicular, casca quebrada, reabsorção da casca, entre outros (SREESUJATHA *et al.*, 2016). Comparado aos outros métodos de avaliação *in vivo*, a ultrassonografia é considerada segura, repetível (MELNYCHUK *et al.*, 2002) e acessível, sendo possível realizar um exame de qualquer fazenda ou granja, uma vez que há diversos aparelhos de ultrassonografia portátil no mercado (HOSSEINI *et al.*, 2017).

O conhecimento da anatomia reprodutiva ultrassonográfica normal permite identificar o folículo pré-ovulatório, a variação dos tamanhos de folículos e óvulo ovulado dentro do oviduto com uma acurácia elevada (MELNYCHUK *et al.*, 2002; SREESUJATHA *et al.*, 2016), apesar de não existirem dados na literatura provando a capacidade de identificar em qual segmento ele se encontra. Sreesujatha *et al.* (2016) desenvolveram uma equação para determinar a produção de ovos com base no número total de folículos observados, que é definida por $Y = 0,02 + 0,26x$, sendo Y a taxa de produção e x o número total de folículos observados.

Esses estudos com ultrassonografia no sistema reprodutor feminino das aves mostram que são importantes para ajudar na seleção e agrupamento de aves com maior potencial produtivo e potencial redução de custos (SREESUJATHA *et al.*, 2016), permitem que seja feita uma relação direta entre o desenvolvimento ovariano e a produção de ovos por meio de uma amostra (MELNYCHUK *et al.*, 2002) e também para estudar a fisiologia reprodutiva e determinar procedimentos de laboratório com base nos achados ultrassonográficos (HOSSEINI *et al.*, 2017).

Além da ultrassonografia ser utilizada em codornas de postura e na avaliação de qualidade de ovos, há estudos recentes que aplicam a ultrassonografia na avaliação de carcaça, permitindo mensuração da espessura de tecido adiposo e profundidade do músculo (SANTOS, 2019). As ondas ultrassonográficas também são utilizadas como um tratamento não térmico na indústria alimentícia de carne e é amplamente utilizada para aprimorar procedimentos quando em baixas frequências (menos de 1 MHz). Os

procedimentos aprimorados por meio da ultrassonografia são: amaciamento da carne, emulsificação, marinação, congelamento, homogeneização, cristalização, secagem e até mesmo inativação de microrganismos de importância para a saúde pública, como *Escherichia coli* e *Salmonella* (AL-HILPHY *et al.*, 2020).

A ultrassonografia em aves também possui outros usos como ferramenta auxiliar para clínica como, por exemplo, mensuração de parâmetros oftálmicos (Presby *et al.* 2020), identificação de sexo em aves que não possuem dimorfismo sexual (HILDEBRANDT *et al.*, 1995), e até mesmo auxiliando procedimentos invasivos, como coleta de folículos (PEREZ-RIVERO; LOZADA-GALLEGOS; HERRERA-BARRAGÁN, 2018) e correção de hérnia de oviduto (ANDERSON; BRANDÃO; MANS, 2018).

Entretanto, como a utilização em aves é mais voltada para o viés econômico (espessura de casca de ovo, radiografia para determinar a densidade óssea ou ultrassonografia para determinar a espessura do peito), os estudos que trazem aplicações para a clínica são mais escassos. Com o aumento da popularidade das aves como animais domésticos, há uma necessidade maior desses estudos, dado que os exames de imagem nas aves são baseados nesses estudos científicos e também na experiência dos profissionais (KRAUTWALD-JUNGHANNS *et al.*, 2017).

REFERÊNCIAS

- ALTINEL, A. H. et al. The studies on egg quality characteristics of Japanese quails. **Istanbul Journal of Veterinary and Animal Sciences**, v. 22, n. 1, p. 203-213, 1996.
- ABOONAJMI, M. et al. An ultrasound based technique for the determination of poultry egg quality. **Research in Agricultural Engineering**, v. 56, n. 1, p. 26-32, 2010.
- AITKEN, R.; JOHNSTON, H. Observations on the fine structure of the infundibulum of the avian oviduct. **Journal of anatomy**, v. 97, n. Pt 1, p. 87, 1963.
- AL-HILPHY, A. R. et al. Ultrasound applications in poultry meat processing: A systematic review. **Journal of food science**, v. 85, n. 5, p. 1386-1396, 2020.
- ANDERSON, K.; BRANDÃO, J.; MANS, C. Lateral body wall herniation involving the oviduct in two psittacine birds. **Journal of avian medicine and surgery**, v. 32, n. 4, p. 328-335, 2018.
- ANDRADE, K. G. **Órgãos genitais e osso medular na maturidade sexual e no ciclo de formação do ovo em codornas japonesas**. 2018. xvii, 88 f. Dissertação (mestrado em Zootecnia) - Universidade Estadual de Maringá, Maringá, 2018.
- ARTHUR, J.; BEJAEI, M. Quail eggs. *In*: HESTER, P. Y. **Egg Innovations and strategies for improvements**. United States: Elsevier, p. 13-21, 2017.
- BAKST, M. R. The anatomy of reproduction in birds, with emphasis on poultry. *In*: ETCHES, R. J.; GIBBINS, A. M.V. **Manipulation of the Avian Genome**. CRC Press. p. 15-28. , 2019.
- BLAS, J. Stress in birds. *In*: SCANES, C. G. **Sturkie's avian physiology**. Academic Press, p. 769-810, 2015.
- BLESBOIS, E. Bird reproduction overview. *In*: SKINNER, M. K. **Encyclopedia of reproduction**. Volume 6. Academic Press: Cambridge, MA, USA, p. 579-585, 2018.
- CARVALHO, C. F. **Ultrassonografia em pequenos animais**. 2ª Edição. Rio de Janeiro: Roca, 2014. 468p.
- CLUNIES, M. et al. Blood, intestinal and skeletal calcium dynamics during egg formation. **Canadian Journal of Animal Science**, v. 73, n. 3, p. 517-532, 1993.
- DIXON, A. et al. Seasonal variation in gonad physiology indicates juvenile breeding in the Saker Falcon (*Falco cherrug*). **Avian Biology Research**, v. 14, n. 2, p. 39-47, 2021.

DJITIE, K. F. et al. Effect of the quail phenotype and breeding age on egg laying and characteristics. **Open Journal of Animal Sciences**, v.11, n. 2, p. 208-221, 2021.

EL-TARABANY, M. S. Effect of thermal stress on fertility and egg quality of Japanese quail. **Journal of thermal biology**, v. 61, p. 38-43, 2016a.

EL-TARABANY, M. S. Impact of temperature-humidity index on egg-laying characteristics and related stress and immunity parameters of Japanese quails. **International journal of biometeorology**, v. 60, n. 7, p. 957-964, 2016b.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION - **FAO Regional Office for Latin America and the Caribbean**. 2021, Disponível em: https://www.fao.org/americas/prioridades/es/?no_cache=1. Acessado em: 19 de agosto de 2022.

FLAMINI, M. A. Sistema reproductor de la hembra. In: GONZÁLEZ, N.; FITZGERALD, T. C. **The coturnix quail: Anatomy and histology**. Iowa State Pr. 1969. 306p.

BARBEITO, C. G. editores. **Histología de las Aves**. La Plata: Editorial de la Universidad Nacional de La Plata; p. 313-364, 2014.

FREITAS, E. B. et al. Estudo anatomo-fisiológico do sistema reprodutivo feminino das aves na formação dos ovos – Revisão de literatura. **Revista Científica Eletrônica de Medicina Veterinária**, p. 1-12, 2011.

GILBERT, A. B. Formation of the egg in the domestic chicken. In: McLAREN, A. **Advances in reproductive physiology**. London: Logos, Cap.2, p.75-84, 1967.

HILDEBRANDT, T. et al. Sex identification in birds of prey by ultrasonography. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 26, n. 3, p. 367-376, 1995.

HILDEBRANDT, T. B.; SARAGUSTY, J. **Use of ultrasonography in wildlife species**. Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine; Elsevier BV: Amsterdam, The Netherlands, 8, p. 714-723, 2015.

HOLMES, D. J. et al. Reproductive aging in female birds. **Experimental gerontology**, v. 38, n. 7, p. 751-756, 2003.

HOSSEINI, F. et al. Normal ultrasonographic images of reproductive organs of female Japanese quails (*Coturnix coturnix japonica*): A laboratory animal model. **Laboratory animals**, v. 51, n. 1, p. 75-84, 2017.

HURLEY, L. L. et al. Variation in female reproductive tract morphology across the reproductive cycle in the zebra finch. **PeerJ**, v. 8, p. e10195, 2020.

HUSS, D.; POYNTER, G.; LANSFORD, R. Japanese quail (*Coturnix japonica*) as a laboratory animal model. **Labanimal**, v. 37, p. 513-519, 2008.

HUSS, D.; LANSFORD. Fluorescent quail: a transgenic model system for the dynamic study of avian development. *In*: SHENG, G. **Avian and Reptilian Developmental Biology**. Humana Press, New York, NY, p. 125-147, 2017.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA - IBGE. **Censo Agropecuário de 2016**. Rio de Janeiro: IBGE, 2021.

JEYAKUMAR, S.; SUJATHA, T.; KUNDU, A. Ultrasonographic characteristics of ovarian follicles in Nicobari hen. **Indian Veterinary Journal**, v. 87, n. 3, p. 295-296, 2010.

JOHNSON, P. A. Avian reproduction. *In*: REECE, W. O. et al. **Dukes' physiology of domestic animals**. 13. ed. [S. l.]: John Wiley & Sons, cap. 55, p. 715-726, 2015.

KING, A. S. Introdução às aves. *In*: SISSON, S.; GROSSMAN, J. D. **Anatomia dos animais domésticos**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, Cap.2, p.1677-1679, 1986.

KOVACH, J. K. The behaviour of Japanese quail: Review of literature from a bioethological perspective. **Applied Animal Ethology**, v. 1, n. 1, p. 77-102, 1974.

KRAUTWALD-JUNGHANNS, M. E. et al. Radiography and ultrasonography in the backyard poultry and waterfowl patient. **Veterinary Radiography System**, v. 31, n. 3, p. 189-197, Sep 2017.

KUL, S.; SEKER, I. Phenotypic correlations between some external and internal egg quality traits in the Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*). **International Journal of Poultry Science**, v. 3, n. 6, p. 400-405, 2004.

LUKANOV, H. Domestic quail (*Coturnix japonica domestica*), is there such farm animal?. **World's Poultry Science Journal**, v. 75, n. 4, p. 547-558, 2019.

LUKANOV, H.; PAVLOVA, I. Domestication changes in Japanese quail (*Coturnix japonica*): a review. **World's Poultry Science Journal**, v. 76, n. 4, p. 787-801, 2020.

MAFUNDA, P. S. et al. Seasonal changes in reproductive anatomy and gonadal hormone concentrations of African penguins (*Spheniscus demersus*). **Animal Reproduction Science**, v. 224, p. 106664, 2021.

MCCRACKEN, T. O.; KAINER, R. A.; SPURGEON, T. L. **Spurgeon - Atlas Colorido de Anatomia de Grandes Animais**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2004.

MATTOON, J. S.; BERRY, C. R.; NYLAND, T. G. **Small animal diagnostic ultrasound**. 3ª edição, Estados Unidos: Saunders; 2014. 680p.

MELNYCHUK, V. et al. Use of ultrasonography to characterize ovarian status in chicken. **Poultry Science**, v. 81, n. 6, p. 892-895, 2002.

MINVIELLE, F. The future of Japanese quail for research and production. **World's Poultry Science Journal**, 60, n. 4, p. 500-507, 2004.

MIZUTANI, M. **The Japanese quail**. Laboratory Animal Research Station, Nippon Institute for Biological Science, Kobuchizawa, Yamanashi, Japan, 2003. 403p.

MORAES, C. et al. Morfologia e morfometria do oviduto de codornas *Nothura maculosa*. **Ciência Rural**, v. 37, n.1, p. 146-152, 2007.

MORRIS, K. M. et al. The quail as an avian model system: its genome provides insights into social behaviour, seasonal biology and infectious disease response. **BioRxiv**, p. 575332, 2019.

NASR, M. A. et al. Does light intensity affect the behavior, welfare, performance, meat quality, amino acid profile, and egg quality of Japanese quails?. **Poultry science**, v. 98, n. 8, p. 3093-3102, 2019.

OTTINGER, M. A. et al. The Japanese quail: A model for studying reproductive aging of hypothalamic systems. **Experimental gerontology**, v. 39, n. 11-12, p. 1679-1693, 2004.

PENNINCK, D.; D'ANJOU, M.-A. **Atlas of small animal ultrasonography**. John Wiley & Sons, 2015. 592p.

PEREZ-RIVERO, J. J.; LOZADA-GALLEGOS, A. R.; HERRERA-BARRAGÁN, J. A. Surgical extraction of viable hen (*Gallus gallus domesticus*) follicles for in vitro fertilization. **Journal of avian Medicine and Surgery**, v. 32, n. 1, p. 13-18, 2018.

POLLOCK, C. G.; OROSZ, S. E. Avian reproductive anatomy, physiology and endocrinology. **Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice**, v. 5, n. 3, p. 441-474, 2002.

PRABAKARAN, R.; VALAVAN, S. E.; THIRUVENKADAN, A. Diversified poultry production: An overview. **Journal of Entomology and Zoology Studies**, v. 8, n. 2, p. 211-217, 2020.

PRESBY, J. A. et al. Normative ocular data for juvenile and adult Japanese quail (*Coturnix japonica*). **Veterinary ophthalmology**, v. 23, n. 3, p. 526-533, 2020.

PRITI, M.; SATISH, S. Quail farming: An introduction. **International Journal of Life Sciences**, v. 2, n. 2, p. 190-193, 2014.

RAHMAN, M. A.; IWASAWA, A.; YOSHIZAKI, N. Mechanism of chalaza formation in quail eggs. **Cell and tissue research**, v. 330, n. 3, p. 535-543, 2007.

RETES, P. L. **Proteína bruta na dieta e características reprodutivas de codornas japonesas (*Coturnix coturnix japonica*) machos e fêmeas**. 2018. 135 p. Tese (Doutorado em Ciências Veterinárias)-Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2018.

RETES, P. L. et al. Reproductive characteristics of male and female Japanese quails (*Coturnix coturnix japonica*) fed diets with different levels of crude protein during the growth and production phases. **Livestock Science**, v. 223, p. 124-132, 2019.

SANTOS, T. C. D. et al. Behavior of Japanese quail in different air velocities and air temperatures. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 52, n. 5, p. 344-354, 2017.

SCHAPER, S. V. et al. Individual variation in avian reproductive physiology does not reliably predict variation in laying date. **General and comparative endocrinology**, v. 179, n. 1, p. 53-62, 2012.

SEOANE, M. D. R.; GARCIA, D.; FROES, T. The history of veterinary ultrasound. **Archives of Veterinary Science**, v. 16, n. 1, p. 54-61, 2011.

SILVA, A. et al. Coturnicultura como alternativa para aumento de renda do pequeno produtor. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, v. 70, n. 3, p. 913-920, 2018.

SREESUJATHA, R. et al. Use of transcutaneous ultrasonography to characterize ovarian status, size distribution, and hierarchical status of follicles in Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*). **Theriogenology**, v. 86, n. 5, p. 1231-1239, 2016.

STURKIE, P. D. **Avian physiology**. London: Baillière, 1965. 2v. 766p.

VAN DE VELDE, J.; VERMEIDEN, J.; BLOOT, A. Medullary bone matrix formation, mineralization, and remodeling related to the daily egg-laying cycle of Japanese quail: a histological and radiological study. **Bone**, v. 6, n. 5, p. 321-327, 1985.

WOODARD, A. E.; MATHER, F. The timing of ovulation, movement of the ovum through the oviduct, pigmentation and shell deposition in Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*). **Poultry Science**, v. 43, n. 6, p. 1427-1432, 1964.

ZITA, L.; LEDVINKA, Z.; KLESALOVÁ, L. The effect of the age of Japanese quails on certain egg quality traits and their relationships. **Veterinarski arhiv**, v. 83, n. 2, p. 223-232, 2013.

28

29

RESUMO

30 O objetivo deste trabalho foi verificar a aplicabilidade da ultrassonografia em modo B
31 (bidimensional) no sistema reprodutivo durante a formação do ovo de codornas japonesas
32 (*Coturnix coturnix japonica*). Um total de 73 codornas oriundas do setor de avicultura da
33 Universidade Federal de Lavras foram utilizadas. Inicialmente, três aves foram aleatoriamente
34 selecionadas como grupo controle e examinadas periodicamente durante um período de 23h
35 após o início da postura, que ocorreu às 15h:37min. Após esse horário, as 5 aves escolhidas
36 aleatoriamente foram examinadas pelo ultrassom e imediatamente abatidas em grupos,
37 totalizando 14 avaliações. O experimento total teve duração de 26 horas e 30 minutos, e
38 considerou finalizado com a postura da última codorna controle. Na ultrassonografia, o ovário
39 foi visto com os folículos em formato de anéis concêntricos, os maiores possuindo 8 halos. O
40 diâmetro médio inicial ultrassonográfico do F1 foi de 17,14mm, e notou-se um efeito linear dos
41 dados obtidos pela ultrassonografia comparado com os da macroscopia. O diâmetro médio do
42 albúmen possuiu um valor inicial de 2,53mm e diâmetro final de 3,46mm. Observou-se que o
43 albúmen possuiu uma curva de crescimento progressivo, sendo interrompida somente pela
44 perda da visualização ultrassonográfica, além de conseguir prever sua localização no útero
45 conforme seu tamanho ultrassonográfico. De maneira qualitativa, também foi possível detectar
46 o ovário sem folículos, além de alterações no formato do mesmo durante a trajetória no oviduto
47 e a presença da membrana perivitelínica. Contudo, a ultrassonografia se mostra um exame
48 auxiliar capaz de favorecer o diagnóstico de afecções reprodutivas de aves, além de atender
49 demandas e aumentar produtividade em planteis de codornas poedeiras.

50

51 **Palavras-chave:** Coturnicultura. Formação do ovo. Órgãos reprodutivos. Ultrassom.

52

53 1. Introdução

54

55

56

57

58

A ultrassonografia é um exame em tempo real que fornece informações sobre contorno e arquitetura dos tecidos, sendo utilizada tanto para o diagnóstico como para acompanhamento de um tratamento farmacológico ou processo fisiológico. A técnica é considerada um exame não invasivo, seguro tanto para o operador como para o paciente, uma vez que não se utiliza de radiação ionizante, além de ser de baixo custo (Mattoon;

59 Berry; Nyland, 2014). Dentre todas as técnicas de exame por imagem, a ultrassonografia
60 é a modalidade de escolha para diferenciar as ecogenicidades de tecidos moles. Pode ser
61 usada para identificar diversas patologias, inclusive do sistema reprodutor feminino
62 como, por exemplo, a peritonite relacionada ao folículo ectópico e o ovo com casca
63 mole (Krautwald-Junghanns et al., 2017). Além disso, é capaz de detectar líquido livre
64 celomático (Konicek; Pees; Gumpenberger, 2020), massas neoplásicas como as
65 observadas na doença de Marek (Krautwald-Junghanns et al., 2017) e também
66 diferenciar os tipos de conteúdo presentes nos aumentos de volume, auxiliando no
67 diagnóstico de hérnias (Amer; Hassan; Torad, 2018).

68 A codorna é uma ave pequena, com importância econômica crescente, e que
69 possui inúmeras vantagens para a utilização como modelo experimental em pesquisa.
70 Ela possui um ciclo de vida de 6 semanas; curto, quando comparado a outros animais
71 comumente utilizados em pesquisas, como o frango (26 semanas), o camundongo (8
72 semanas) e o *zebrafish* (12 semanas). Seu ciclo de vida de 6 semanas pode ser
73 considerado uma vantagem decisiva (Serralbo et al., 2020). Além disso, há outras
74 vantagens menores, como fotoperiodicidade, neuroplasticidade e forte dimorfismo
75 sexual no comportamento sexual. (Lukanov, 2019; Ottinger et al., 2004).

76 Existe pouca informação sobre os aspectos ultrassonográficos durante o ciclo de
77 formação do ovo em aves, em especial em codornas. A dinâmica de formação do ovo é
78 complexa, entretanto, com o conhecimento da anatomia ultrassonográfica normal bem
79 consolidado, pode contribuir em diferentes áreas. Na clínica de aves pode fornecer
80 dados para diferenciar patologias. Na produção de aves, auxilia na detecção precoce de
81 aves improdutivas ou com patologias reprodutivas que representem prejuízos para o
82 sistema produtivo. Sendo assim, o objetivo do presente estudo foi avaliar os aspectos
83 ultrassonográficos em modo bidimensional/brilho na avaliação da atividade reprodutiva
84 de codornas japonesas durante o período de formação do ovo, correlacionando os
85 achados com avaliação anatômica *in loco*.

86

87 **2. Material e métodos**

88 **2.1 Local e animais**

89 O experimento foi realizado no setor de Diagnóstico por Imagem do Hospital
90 Veterinário do Departamento de Medicina Veterinária da Universidade Federal de
91 Lavras (UFLA), em Lavras-MG, Brasil. O projeto foi aprovado pelo Comitê de Ética
92 no Uso de Animais sob o protocolo nº 057/17.

93 Um total de 73 codornas japonesas saudáveis, oriundas do setor de avicultura da
94 UFLA, foi utilizado. As aves foram criadas em galpão próprio de criação, em sistema
95 de gaiolas (50 cm largura × 70 cm profundidade × 25,5 cm altura). Nenhum preparo
96 prévio ao exame foi realizado. Os indivíduos foram escolhidos aleatoriamente nas
97 gaiolas após a constatação de saúde, e transportados para o setor de diagnóstico por
98 imagem em caixas plásticas agrícolas (29,5 cm altura x 36,5 cm largura x 54,5cm
99 profundidade) no início da tarde, às 14:00, de forma a evitar que realizassem a postura
100 antes do início dos exames. As codornas foram mantidas nessas caixas durante o período
101 de realização do exame ultrassonográfico, em jejum, com espaço para ventilação e em
102 sala refrigerada a 22 °C.

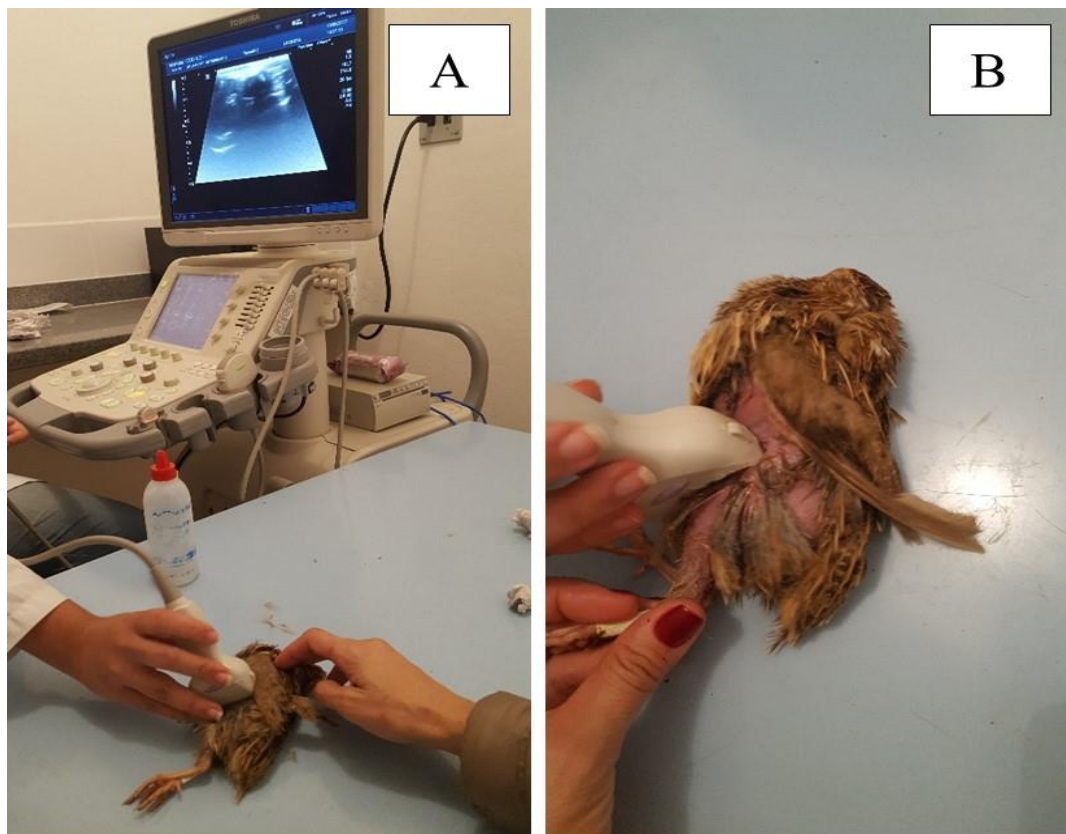
103 Os animais experimentais foram escolhidos de forma aleatória. Inicialmente 3 aves
104 foram separadas para constituir o grupo controle, os quais passaram a ser
105 periodicamente examinadas com o ultrassom imediatamente após a postura, durante um
106 período de 23 horas. Os exames começaram às 15h:37min. Logo após o exame das aves
107 do grupo controle, outras 5 aves também foram examinadas e imediatamente abatidas
108 para exame anatômico das estruturas analisadas nas imagens ultrassonográficas. Os
109 abates ocorreram de hora em hora até às 22h:37min. A partir desse tempo, as aves foram
110 abatidas às 03h:37min, 07h:37min e 11h:37min e então, novamente de hora em hora até
111 às 14h:37min, totalizando 14 avaliações. Após a avaliação e abate de todos os grupos,
112 o grupo controle foi conduzido de volta ao galpão de avicultura, onde foi aguardada a
113 realização de nova postura, totalizando 26 horas e 33 minutos de experimento.

114 2.2 Exame ultrassonográfico

115 O aparelho utilizado foi um *Aplio 300* (*Toshiba Medical Systems Corporation,*
116 *Otawara-Shi, Japão*), com transdutor linear multifrequencial de frequências entre 7 e
117 14 MHz e em modo B (bidimensional/brilho), com o pre-set de tireoide. Ferramentas de
118 melhoria da imagem como profundidade, ganho e foco foram usadas conforme
119 necessidade do operador durante a varredura celomática.
120

121 Para realização do exame ultrassonográfico, primeiramente foi realizada a contenção
122 física do animal. A codorna foi posicionada em decúbito lateral direito em uma mesa de
123 exames, com a asa ipsilateral ao decúbito firme rente ao corpo. Durante a contenção, era
124 posicionada uma mão sobre a cabeça da codorna de forma leve, que formasse um
125 ambiente escuro. A sala estava com iluminação fluorescente branca (Fig. 1).

126 **Figura 1:** Contenção física de uma codorna em decúbito e posicionamento do transdutor na
127 cavidade celomática para realização do exame ultrassonográfico do sistema reprodutor



128

129

Fonte: Do autor

130

131

132

133

134

135

136

137

Após a contenção física, a asa esquerda foi levemente levantada e os membros pélvicos tracionados caudalmente. As penas da região caudolateral das costelas foram afastadas manualmente para deposição de gel acústico. Os cortes ultrassonográficos realizados foram nos planos longitudinais e transversais, e a varredura feita em sentido craniocaudal e dorsoventral. Durante o exame, foram registrados a hora de realização, a presença de ovo no oviduto, duas medidas perpendiculares correspondentes a altura e largura do folículo primário (F1), secundário (F2) e terciário (F3) e 4 medidas em diferentes pontos do albúmen.

138 Para avaliar o ovário, o transdutor foi posicionado imediatamente caudodorsal à
139 quilha e caudal as costelas. Nesse ponto, foi feita a aproximação com o foco e os ajustes
140 com o ganho, conforme a necessidade do operador. Uma varredura leve com o
141 transdutor foi feita nos sentidos craniocaudal, obtendo os planos transversais dos
142 principais folículos. Em seguida, o transdutor foi rotacionado 90°, a extremidade
143 marcada do transdutor em sentido cranial. Uma leve varredura em sentido dorsoventral
144 foi feita para obtenção dos planos longitudinais.

145 A avaliação do oviduto foi feita somente com a presença de ovo ou folículo ovulado
146 em desenvolvimento. Para isso, foram obtidas duas medidas perpendiculares do ovo ou
147 folículo em desenvolvimento, também nos cortes longitudinais e transversais. Quando
148 detectado o albúmen, foram obtidas 4 medidas em diferentes pontos do mesmo,
149 mensuradas da membrana vitelina até a membrana externa. Nenhum exame
150 ultrassonográfico levou mais do que 5 minutos.

152 **2.3 Exame macroscópico**

153 Imediatamente após o exame ultrassonográfico, a codorna foi abatida por
154 deslocamento cervical. Após o abate, a abertura da cavidade celomática dos animais foi
155 realizada por meio de um corte em “V” ventral à saída da cloaca e ampliando o corte
156 pelas laterais em sentido cranial. Em seguida, foi feito o afastamento da musculatura de
157 forma a exibir os órgãos celomáticos para análise dos folículos, ovário e ovidutos.

158 Após análise topográfica, os órgãos foram retirados cuidadosamente por
159 tracionamento e posicionados estendidos em sequência de abate (Fig. 2). Após
160 alinhamento e identificação, o tamanho do folículo liberado, a distância desse folículo
161 do ovário (considerando a gema), o segmento do oviduto onde o folículo se encontrava,
162 o estágio de desenvolvimento folicular e o tamanho do próximo folículo da hierarquia
163 folicular foram registrados. Esses parâmetros foram mensurados por meio de um
164 paquímetro digital.

165 **Figura 2:** Disposição de peças anatómicas das codornas abatidas, respectivamente, por volta
166 das 20:15 horas. Com exceção de um indivíduo, todos os demais se encontravam em istmo.



167

168

Fonte: Do autor

169

170 **2.4 Análises estatísticas**

171

172

173

174

175

Os dados foram verificados quanto à normalidade (Anderson-Darling), homocedasticidade (Breusch-Pagan) e independência de erro (Durbin-Watson). Quando os pressupostos de normalidade foram atendidos, foi realizada uma análise de variância (análise de variância unidirecional - ANOVA). Foi realizada uma análise de regressão considerando os valores de diâmetro do ovo obtidos por ultrassonografia e por avaliação

176 macroscópica. O mesmo foi realizado com o diâmetro F1. Uma análise de linha
177 quebrada entre a distância do ovo do ovário e o diâmetro do ovo obtido por ultra-som
178 foi realizada para determinar o valor do diâmetro do ovo que indica a presença de ovo
179 no útero. As médias dos diâmetros dos ovos obtidos por ultrassonografia e avaliação
180 macroscópica obtidas em diferentes segmentos do oviduto ou durante diferentes
181 estágios de formação dos ovos foram comparadas pelo teste de Scott-Knott a 5%. Os
182 diâmetros dos ovos e F1 avaliados ao longo do tempo durante um período de 23 horas
183 foram analisados pelo teste de Kruskal-Walis. Todas as análises estatísticas foram
184 realizadas nos softwares Stata 15.0 e Action 3.5.

185

186 **3. Resultados**

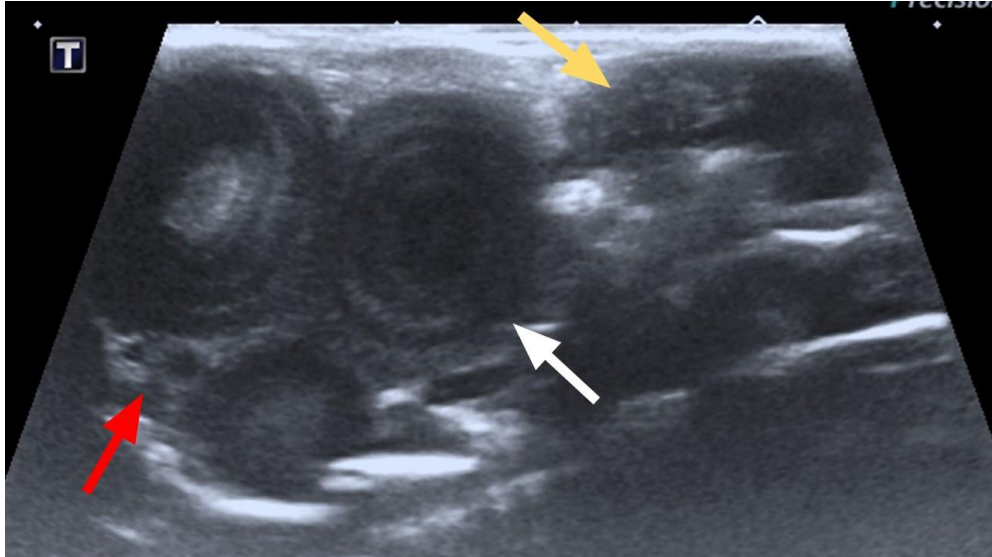
187 **3.1. Análise de ultrassom**

188 O ovário em codornas japonesas foi localizado em topografia craniodorsal ao
189 ventrículo. Seu parênquima foi considerado isoecogênico a ligeiramente hipocogênico
190 ao tecido adjacente, dependendo da quantidade de folículos e do tamanho dos mesmos.
191 Sua forma e contorno dependia da presença, quantidade e tamanho dos folículos,
192 apresentando-se ligeiramente triangular com contorno regular na ausência dos mesmos
193 e forma e contornos irregulares quando presentes grandes folículos. Quando ausentes os
194 folículos maiores, era possível visualizar a superfície ovariana como uma linha
195 hiperecogênica.

196 Nem todos os folículos grandes eram visualizados no mesmo plano de corte, sendo
197 necessária uma varredura cuidadosa para não subestimar a hierarquia folicular. Todos
198 os indivíduos apresentaram um ciclo sincronizado, com poucas exceções de indivíduos
199 mais adiantados. Os folículos possuíam diferentes ecogenicidades conforme sua
200 hierarquia, porém, foi possível diferenciar um aspecto em alvo nos folículos primários,
201 com diversos halos de ecogenicidades intercalados, associado a diferentes componentes
202 do mesmo (Fig. 3). Cada folículo grande apresentou 8 halos distintos, sendo o halo mais
203 central hiperecogênico e o halo mais periférico hipocogênico. Também se notou que o
204 folículo, durante sua passagem pelo oviduto, molda sua forma, principalmente durante
205 os segmentos iniciais, quando o mesmo ainda não está envolto pelas membranas e pela
206 casca.

207 **Figura 3:** Imagem ultrassonográfica do ovário de uma codorna japonesa. A região cranial da
208 imagem está indicada pela letra T. Notam-se pequenos folículos hipocogênicos (seta
209 vermelha) e pelo menos dois folículos maiores, caracterizados pelo aspecto de camadas com
210 diferentes ecogenicidades (seta branca). Caudal ao ovário, encontra-se o ventrículo,
211 caracterizado por uma espessa camada muscular (seta amarela).

212



214

215

Fonte: Do autor

216

217

218

219

220

221

222

223

224

225

226

227

228

O diâmetro médio do ovo em desenvolvimento aumentou ($P < 0,01$) até 10 horas (1h40) após a postura, estabilizando seu desenvolvimento após esse período (Fig. 4). O diâmetro F1 não se alterou ($P > 0,05$) durante todo o período de avaliação. Em relação ao tamanho do albúmen, ocorreu maior crescimento ($P < 0,05$) nas primeiras 3 horas após a postura (até 18h51), seguido de estabilização de aproximadamente 6 horas (até 00h49). Novo pico ocorreu entre 0h49 e 1h40.

229 O albúmen só pode ser visualizado até às 8h08 (16 horas após a postura) devido
 230 ao aumento da impedância acústica da casca. Ao final do experimento, uma das
 231 codornas controle apresentou atresia de folículos dominantes em ovário (Fig. 5).

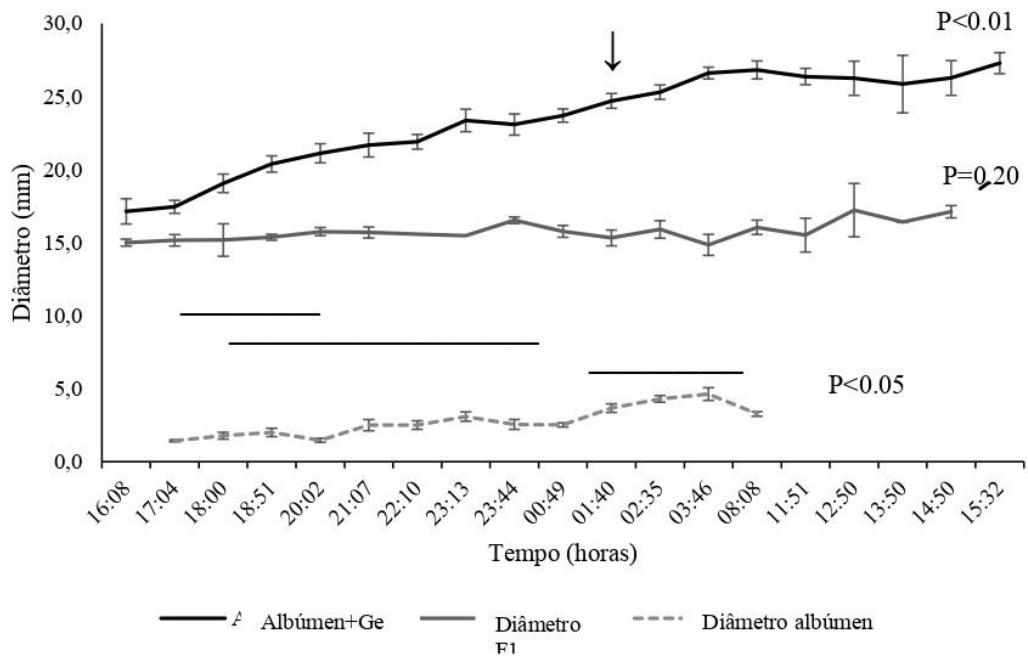
232

233

234 **Figura 4:** Diâmetro médio (\pm erro padrão) do ovo em formação, folículo hierárquico (F1) e
 235 albúmen medidos por ultrassom modo B em diferentes momentos do dia. A seta indica o
 236 momento em que o diâmetro F1 estabiliza estatisticamente seu crescimento. As barras do
 237 diâmetro do albúmen indicam médias estatisticamente semelhantes para esta variável pelo teste
 238 de Kruskal-Walis ($P < 0,05$). (n=8).

239

Fonte: Do autor



240

241

242

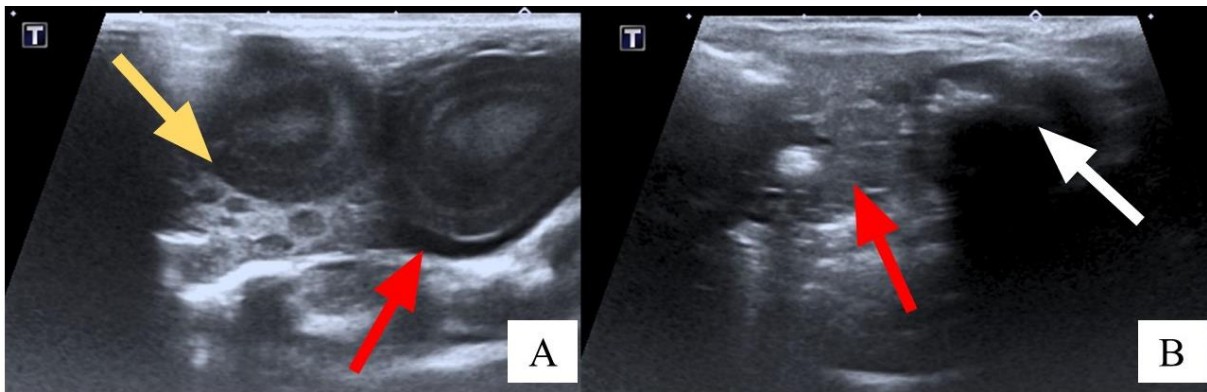
243

244

245

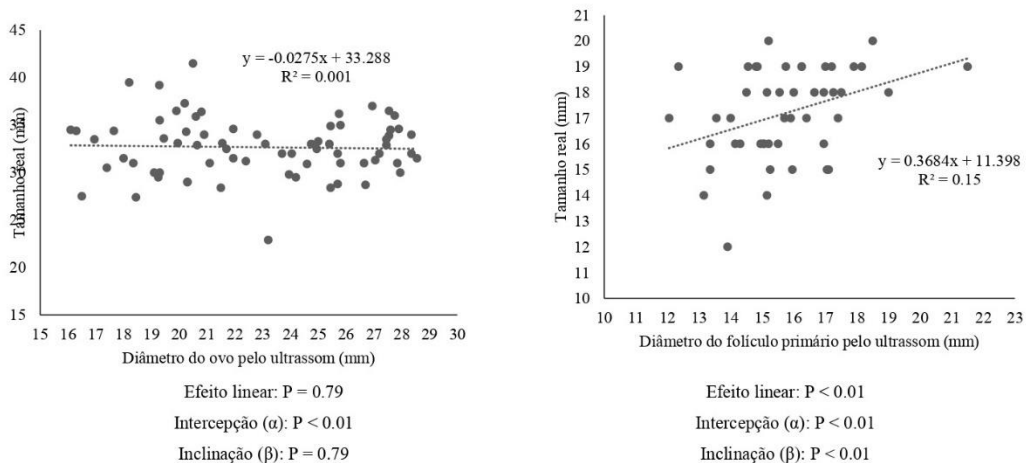
246

247 **Figura 5:** Imagem ultrassonográfica do ovário de uma codorna japonesa. Em (A), diferentes
 248 folículos (seta amarela) com folículo maior adjacente, simulando ainda estar no ovário (seta
 249 vermelha). Entretanto, nota-se a camada anecogênica do folículo, condizente com o albúmen.
 250 Também se percebe a camada externa do folículo (seta vermelha) mais hiperecogênica, devido
 251 a presença da membrana vitelina. Em (B), nota-se o ventrículo (seta branca), caracterizado pela
 252 camada muscular intensa e forte sombra acústica, por conta do conteúdo. Cranial a ele, nota-se
 253 uma estrutura hiperecogênica ao ventrículo, correspondente à região ovariana, com nenhum
 254 folículo grande em desenvolvimento relacionado à atresia folicular, somente poucos folículos
 255 menores (seta vermelha).



256 Fonte: Do autor

257 **Figura 6:** Relação entre o ovo e o diâmetro do folículo primário avaliado pela ultrassonografia
 258 comparado com o tamanho real avaliado macroscopicamente em codornas japonesas de
 259 postura.



260

261

Fonte: Do autor

262

263

3.2. Avaliação macroscópica

264

265

266

267

268

269

270

271

272

Nas primeiras 4 horas após a oviposição, o ovo foi encontrado entre o infundíbulo e o magno (Tab. 1). Nenhum albúmen foi detectado naquele momento. Em 1,5 horas, o ovo estava no início do magnum com pouco albúmen. Entre 2,5 e 3,5 horas após a oviposição, o ovo foi posicionado na extremidade do magnum, contendo albúmen abundante. Entre 4,5 e 5,5 horas, o ovo estava no istmo com a membrana da casca se formando. Entre 6,5 e 7,5 horas, o ovo estava entre o istmo e o útero, agora com a membrana da casca formada. Após 12 horas, iniciou-se a calcificação da concha, que se tornou rígida 20,5 horas após a oviposição. A pigmentação do ovo ocorreu entre 21,5 e 23,5 horas.

273

274

275

Ao final do experimento, as codornas do grupo controle apresentaram dificuldades na postura, sendo que uma delas apresentou ovo com casca malformada e outra apresentou dificuldade na postura.

276

277

278

279

280

281

282

283

284

285

286

287

288

289

290

291 **Tabela 1:** Avaliações macroscópicas (média \pm desvio padrão) do ovo em desenvolvimento e do
 292 folículo primário em diferentes momentos e sua relação com suas respectivas medidas obtidas
 293 por ultrassonografia em codornas japonesas poedeiras.

Hora do dia	Tempo após postura (em horas)	Tamanho do folículo primário (mm)	Tamanho do ovo (mm)	Distância do oviduto (cm)	Posição anatômica do ovo	Estágio de formação do ovo
16:17	0.5	17.20 \pm 1.30	35.02 \pm 5.11	6.40 \pm 10.63	Entre infundíbulo e magno	Sem albúmen
17:14	1.5	16.83 \pm 3.06	30.65 \pm 2.00	9.77 \pm 4.34	Início do magno	Pouco albúmen
18:11	2.5	15.40 \pm 0.89	33.06 \pm 2.67	17.56 \pm 2.45	Fim do magno	Muito albúmen
19:03	3.5	17.20 \pm 1.92	33.14 \pm 2.94	17.22 \pm 3.40	Fim do magno	Muito albúmen
20:15	4.5	16.20 \pm 0.45	31.74 \pm 1.61	21.12 \pm 3.24	Ístmo	Formação da membrana da casca
21:22	5.5	17.00 \pm 1.87	34.62 \pm 3.14	25.86 \pm 3.07	Fim do ístmo	Formação da membrana da casca
22:23	6.5	16.60 \pm 2.97	32.22 \pm 2.53	26.20 \pm 2.41	Entre ístmo e útero	Presença de membrana da casca
23:23	7.5	17.60 \pm 0.55	30.16 \pm 4.65	25.42 \pm 1.68	Entre ístmo e útero	Presença de membrana da casca
03:55	12.0	17.40 \pm 1.52	32.38 \pm 2.46	24.58 \pm 2.46	Início do útero	Início da calcificação da casca
08:16	16.5	17.40 \pm 1.52	32.58 \pm 2.25	26.70 \pm 1.44	Útero	Casca macia
12:00	20.5	17.40 \pm 0.89	31.26 \pm 1.48	26.38 \pm 1.59	Útero	Casca firme
13:07	21.5	18.75 \pm 1.26	31.56 \pm 1.83	26.45 \pm 1.71	Útero	Início da pigmentação da casca
14:14	22.5	17.20 \pm 1.10	33.10 \pm 2.51	25.13 \pm 2.61	Útero	Início da pigmentação da casca
14:59	23.5	18.60 \pm 0.55	36.14 \pm 2.90	28.55 \pm 2.51	Útero	Ovo pigmentado

294

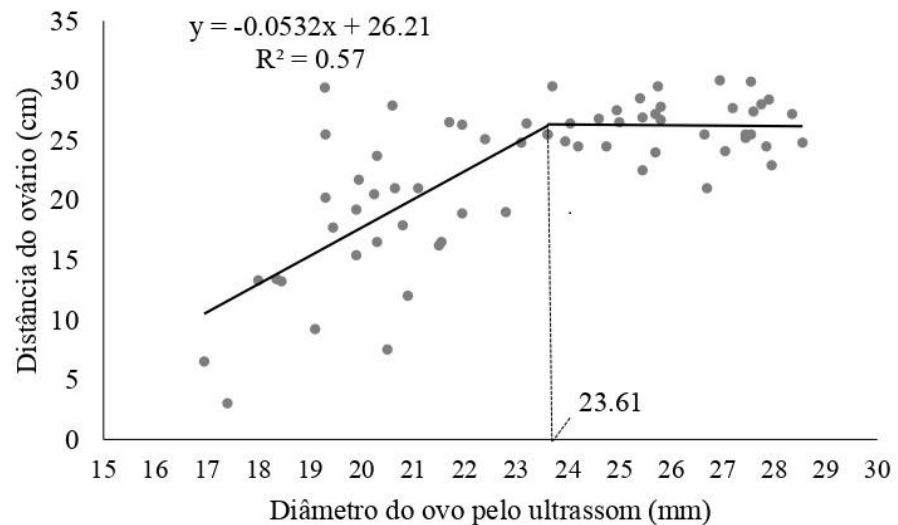
295

296 **3.3. Relação entre o ultrassom e avaliação macroscópica**

297 Não houve relação ($P > 0,05$) entre o diâmetro médio do ovo avaliado pelo ultrassom
 298 e o diâmetro real do ovo (Fig. 6). Efeito linear ($P < 0,01$) foi observado entre o diâmetro
 299 médio de F1 avaliado por ultrassom e o diâmetro real. O diâmetro médio do ovo avaliado
 300 pela ultrassonografia acima de 23,61mm sugere ($P < 0,05$) a presença do ovo no útero
 301 (Fig. 7). Os valores comparados em cada segmento são vistos na Tabela 2.

302

303 **Figura 7:** Relação entre o diâmetro do ovo avaliado por ultrassonografia com a distância do
 304 ovário avaliada macroscopicamente em codornas japonesas poedeiras. Significativo pelo
 305 modelo de platô de resposta linear ($P < 0,01$).



306

307

Fonte: Do Autor

308

309

310

311

312 **Tabela 2:** Relação entre medidas ultrassonográficas e macroscópicas (média \pm DP) com
 313 localização do ovo no oviduto e estágio de formação do ovo em codornas japonesas em postura.

	Diâmetro do ovo	
	Ultrassonografia	Macroscopia
<i>Localização</i>		
Infundíbulo	16.82 \pm 1.60 a	33.56 \pm 4.77
Ístmo	20.44 \pm 1.00 b	32.04 \pm 2.50
Magno	19.44 \pm 1.57 b	33.78 \pm 2.91
Útero	25.62 \pm 2.84 c	32.37 \pm 2.85
Valor P	<0.01	0.40
EPM	0.22	0.37
<i>Estágio de formação</i>		
Sem albúmen	17.93 \pm 1.59 a	34.16 \pm 4.18
Pouco albúmen	19.12 \pm 1.01 a	31.73 \pm 2.89
Muito albúmen	20.70 \pm 1.06 a	32.31 \pm 2.31
Formação de membrana da casca	22.36 \pm 2.46 b	33.24 \pm 2.79
Início de calcificação da casca	23.06 \pm 1.71 b	30.53 \pm 3.87
Casca macia	26.80 \pm 1.14 a	33.83 \pm 1.04
Casca firme	26.08 \pm 1.31 a	31.42 \pm 1.89
Casca pigmentada	27.37 \pm 4.54 a	34.22 \pm 3.05
Valor P	<0.01	0.12
EPM	0.20	0.35

314 ^{a,b} Médias seguidas de letras diferentes, dentro de cada parâmetro, diferem pelo teste de Scott-Knott
 315 (P<0,05)

316

317 **4. Discussão**

318 No presente estudo, foi possível determinar parâmetros ultrassonográficos para
 319 estimar o segmento do oviduto no qual o ovo se encontrava, com base no valor do
 320 diâmetro médio do albúmen. Até o presente momento, a detecção do oviduto em aves
 321 via ultrassonografia ocorreu principalmente pelo método intracloacal (Hildebrandt et al.,
 322 1995; Thielebein and Kozlowski, 2010) e, mesmo assim, o principal segmento
 323 visualizado foi somente o útero, além do ovário. Já via transcutânea, somente o útero
 324 foi observado em galinhas (Fajri; Ulum, 2019), avestruzes (Bronneberg and Taverne,
 325 2003) e, nas codornas, somente na ultrassonografia *post mortem* (Hosseini et al., 2017).

326 A metodologia de varredura dos órgãos foi semelhante à realizada com galinhas
327 (Cartee et al., 1992; Fajri; Ulum, 2019; Melnychuk et al., 2002), avestruzes (Bronneberg
328 and Taverne, 2003; Bronneberg et al., 2007) e codornas (Hosseini et al., 2017;
329 Sreesujatha et al., 2016), porém, nenhum exame ultrassonográfico foi realizado *post-*
330 *mortem* e pelo método intracloacal. A utilização da ultrassonografia reprodutiva
331 feminina em codornas japonesas é considerada mais recente, com os estudos de
332 Sreesujtha et al. (2016) e Hosseini et al. (2017). Não foram encontrados na literatura
333 estudos que descrevem o acompanhamento ultrassonográfico de aves durante todo o
334 processo de formação do ovo.

335 Durante a varredura, foi possível perceber que o folículo pode se apresentar mais
336 próximo ou mais distante do ovário, porém, não é possível inferir essa distância pelo
337 exame ultrassonográfico. Alguns folículos liberados podem apresentar-se bem
338 próximos ao ovário, dando a impressão de ainda estarem presos. Porém, com uma boa
339 varredura, nota-se o tamanho avantajado do folículo e a camada anecogênica ao seu
340 redor, compreendendo o albúmen em formação. Essa dificuldade foi também descrita
341 por Sreesujatha et al. (2016).

342 As codornas do grupo controle, que foram submetidas a um estresse intenso,
343 apresentaram dificuldades de realizar a postura. Além disso, durante último exame
344 ultrassonográfico, uma delas apresentava uma ausência de folículos grandes em seu
345 ovário. Essa atresia é compatível com a atresia de invasão, na qual o folículo é invadido
346 por células da teca e da granulosa e sofre reabsorção (Pollock; Orosz, 2002). Essa
347 regressão é identificada pela ausência de folículos amarelos grandes e pode ser vista
348 inicialmente como uma perda da definição dos mesmos (Melnychuk et al., 2002). O
349 principal motivo para esse achado foi atribuído ao jejum prolongado pelo qual os
350 animais do grupo controle foram submetidos, além do estresse de manejo decorrentes
351 da mudança de ambiente de criação. Para experimentos futuros, sugere-se uma
352 acomodação à parte para os indivíduos do grupo controle, com água e comida *ad*
353 *libidum*, e diminuição da manipulação dos mesmos.

354 No presente estudo, somente informações de tamanho referentes ao folículo primário
355 e secundário (F1 e F2) foram coletadas. As medidas obtidas para ambos os folículos são
356 semelhantes às encontradas na literatura, sendo o tamanho 16,2 mm e 12,5 mm para F1

357 e F2, respectivamente, segundo Sreesujatha et al. (2016) e 17,3 mm e 13,4 mm, de
358 acordo com Andrade, Brandão and Mans (2018). Conforme o ovo se desenvolve e a
359 casca se forma, ocorre maior dificuldade na visualização das estruturas pelo ultrassom,
360 como a diferenciação de camadas da gema e a delimitação do albúmen, o que indica sua
361 presença no útero (Hosseini et al., 2017).

362 As imagens dos folículos foram capturadas em frames para avaliação quantitativa.
363 No exame ultrassonográfico, ele é visualizado como uma estrutura ovalar formada por
364 diferentes camadas concêntricas hipocogênicas e hiperecogênicas, caracterizando o
365 vitelo amarelo e vitelo branco. Esses resultados foram semelhantes aos de Hosseini et
366 al. (2017), Sreesujatha et al. (2016), que atribuíram essa diferenciação a diferentes
367 emissões de ecos dependendo do tipo de célula. Esses achados são semelhantes aos
368 obtidos para galinhas (Jeyakumar, Sujatha and Kundu, 2010), poedeiras comerciais
369 (Melnichuk et al., 2002) e avestruzes (Bronneberg and Taverne, 2003).

370 No presente estudo, o tamanho considerado para folículo pré-ovulatório foi de 19
371 mm. Como o ovário das codornas possui inúmeros folículos em desenvolvimento, é
372 difícil ter certeza de qual será o folículo ovulado e qual exatamente é a hierarquia, dada
373 a proximidade dos valores. Além disso, a ultrassonografia não é um método indicado
374 para contagem individual devido ao pequeno tamanho dos folículos presentes. Nesse
375 caso, pode ocorrer uma superestimação ou subestimação na quantidade total de folículos
376 presentes. Entretanto, essa limitação pode ser amenizada pela boa experiência do
377 operador (Sreesujatha et al., 2016), além da resolução do aparelho e do transdutor.

378 A deposição de pigmentação na casca, uma característica das codornas, foi
379 visualizada em média somente após 22 horas de experimento. Esses valores são um
380 tanto tardios, considerando que a literatura relata esse início 5 horas antes da oviposição
381 (Andrade, 2018). Essa diferença pode se dar por dois motivos: o primeiro é uma variação
382 normal fisiológica entre as linhagens de aves, e o segundo pode ser devido ao estresse
383 ambiental, térmico e jejum prolongado ao qual as aves foram submetidas.

384 Através da correlação do diâmetro médio do albúmen, foi possível estimar o local e
385 avaliar o estágio de formação do ovo. Até então, todos os trabalhos encontrados na
386 literatura em aves não fizeram uma correlação acompanhada da ultrassonografia durante

387 todo o período de formação do ovo, sendo somente um acompanhamento durante
388 algumas semanas no mesmo horário ou, então, somente seleção de indivíduos para
389 estudo ultrassonográfico e sequente necrópsia para estudo macroscópico. Mesmo não
390 sendo capaz de estabelecer o período de formação do ovo devido às alterações por
391 estresse e nem mesmo descrever o aspecto ultrassonográfico dos demais segmento do
392 oviduto, a ultrassonografia permite verificar o status reprodutivo das fêmeas híginas ao
393 avaliar de forma qualitativa e quantitativa a presença de folículos, seu estágio de
394 desenvolvimento e sua distribuição hierárquica.

395 Por fim, a ultrassonografia é um método fácil de ser executado e capaz de fornecer
396 imagens úteis sobre os órgãos reprodutores de codornas japonesas. Por meio dessa
397 técnica, é possível identificar aves sem folículos, o que seria muito vantajoso do ponto
398 de vista produtivo, permitindo que sejam feitos ajustes nutricionais ou de manejo para
399 se alcançar a máxima eficiência reprodutiva. Além do diagnóstico de enfermidades, a
400 ultrassonografia também pode ser utilizada no diagnóstico precoce de estresse, estudos
401 de medicamentos e diversos outros fatores que influenciam a atividade reprodutiva das
402 aves.

403

404 **5. Conclusão**

405 A ultrassonografia é uma ferramenta útil para a avaliação do sistema reprodutor de
406 fêmeas de codornas japonesas (*Coturnix coturnix japonica*), permitindo a visualização
407 de folículos em diferentes estágios reprodutivos e do ovo em formação.

408

409 **6. Agradecimentos**

410 Os autores agradecem ao CNPq (processo número 303851/2019-8) pelo apoio
411 financeiro e suporte durante a condução dessa pesquisa.

412 **7. Referências**

- 413 Amer, M. S.; Hassan, E. A.; Torad, F. A. 2018. Radiographic and ultrasonographic
414 characteristics of ventral abdominal hernia in pigeons (*Columba livia*). *J Vet Med Sci*, 80 (2),
415 292-296.
- 416 Anderson, K.; Brandão, J.; Mans, C. 2018. Lateral Body Wall Herniation Involving the Oviduct
417 in Two Psittacine Birds. *Journal of avian medicine and surgery*, 32 (4), 328-335.
- 418 Andrade, K. G. 2018. Órgãos genitais e osso medular na maturidade sexual e no ciclo de
419 formação do ovo em codornas japonesas, Universidade Estadual de Maringá.
- 420 Bronneberg, R. G.; Taverne, M. A. 2003. Ultrasonography of the female reproductive organs
421 in farmed ostriches (*Struthio camelus* spp.). *Theriogenology*, 60 (4), 617-633.
- 422 Bronneberg, R. G. et al. 2007. The relation between ultrasonographic observations in the
423 oviduct and plasma progesterone, luteinizing hormone and estradiol during the egg laying cycle
424 in ostriches. *Domest Anim Endocrinol*, 32 (1), 15-28.
- 425 Cartee, R. et al. 1992. Ultrasonographically detectable ring structure in avian (*Gallus gallus*)
426 egg yolks. *Anatomia, histologia, embryologia*, 21 (1), 57-64.
- 427 Fajri, D.; Ulum, M. 2019. Ultrasonographic Imaging of Reproductive Organ in Indonesian
428 Native Chicken Hen (*Gallus Domesticus*). *Poultry Science Journal*, 7 (2), 109-118.
- 429 Hildebrandt, T. et al. 1995. Sex identification in birds of prey by ultrasonography. *Journal of*
430 *Zoo and Wildlife Medicine*, 26 (3), 367-376.
- 431 Hosseini, F. et al. 2017. Normal ultrasonographic images of reproductive organs of female
432 Japanese quails (*Coturnix coturnix japonica*): a laboratory animal model. *Laboratory animals*,
433 51 (1) 75-84.
- 434 Jeyakumar, S.; Sujatha, T.; Kundu, A. 2010. Ultrasonographic characteristics of ovarian
435 follicles in Nicobari hen. *Indian Veterinary Journal*, 87 (3), 295-296.
- 436 Konicek, C.; Pees, M.; Gumpenberger, M. 2020. Reproductive tract diseases in female
437 backyard chickens (*Gallus gallus domesticus*) - diagnostic imaging and final outcome during a
438 decade. *Tierarztl Prax Ausg K Kleintiere Heimtiere*, 48 (2), 99-110.

- 439 Krautwald-Junghanns, M. E. et al. 2017. Radiography and ultrasonography in the backyard poultry and
440 waterfowl patient. *Veterinary Radiography System*, 31 (3),189-197.
- 441 Lukanov, H. 2019. Domestic quail (*Coturnix japonica domestica*), is there such farm animal?.
442 *World's Poultry Science Journal*, 75 (4), 547-558.
- 443 Lukanov, H.; Pavlova, I. 2020. Domestication changes in Japanese quail (*Coturnix japonica*):
444 a review. *World's Poultry Science Journal*, 76 (4), 787-801.
- 445 Mattoon, J.S.; Berry, C.R.; Nyland, T. G. 2014. Small animal diagnostic ultrasound. 3ª edição, Estados
446 Unidos: Saunders. 680p.
- 447 Melnychuk, V. et al. 2002. Use of ultrasonography to characterize ovarian status in chicken.
448 *Poultry science*, 81 (6), 892-895.
- 449 Ottinger, M. A. et al. 2004. The Japanese quail: A model for studying reproductive aging of
450 hypothalamic systems. *Experimental gerontology*, 39 (11-12), 1679-1693.
- 451 Pollock, C. G.; Orosz, S. E. 2002. Avian reproductive anatomy, physiology and endocrinology.
452 *Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice*, 5 (3), 441-474.
- 453 Serralbo, O. et al. 2020. Transgenesis and web resources in quail. *Elife*, 9, p. e56312.
- 454 Sreesujatha, R. et al. 2016. Use of transcutaneous ultrasonography to characterize ovarian status,
455 size distribution, and hierarchical status of follicles in Japanese quail (*Coturnix coturnix*
456 *japonica*). *Theriogenology*, 86 (5), 1231-1239.
- 457 Thielebein, J.; Kozłowski, K. 2010. Examination of the genital system in poultry with
458 transintestinal ultrasound imaging. *Journal of Applied Animal Research*, 37 (1), 15-18.
- 459