01

ANATOMIA E MANEJO REPRODUTIVO EM CODORNAS

Nayra de Paula Montijo de Oliveira Barbosa
Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG)

Neide Judith Faria de Oliveira
Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG)

Felipe Gomes da Silva
Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG)

Fabiana Ferreira
Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG)

Letícia Ferrari Crocomo
Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG)

10.37885/240416229

RESUMO

As aves domésticas compartilham morfologia semelhante em relação aos aparelhos genitais, destacando-se diferenças nos hábitos reprodutivos e comportamentais. O sistema reprodutivo feminino é composto por ovário, oviduto e cloaca, sendo o oviduto dividido em: infundíbulo, responsável pela produção do material proteico; magno, pela adição da maior parte do albume; istmo, pela formação das membranas do ovo; útero, pela formação da casca, e vagina, pela passagem do ovo durante a postura e dos espermatozoides durante a cópula. A junção útero-vaginal contém glândulas responsáveis pelo armazenamento dos espermatozoides. O aparelho reprodutor masculino inclui testículos, epidídimos, ductos deferentes e falo. Os testículos são assimétricos, com o esquerdo geralmente maior, e a espermatogênese ocorrendo nos túbulos seminíferos. O falo, presente na cloaca, varia em anatomia de acordo com a espécie. O manejo reprodutivo é essencial para a otimização da produção de ovos férteis, utilizando-se de fatores como: iluminação, controle de idade e peso corporal, atentando à consanguinidade a fim de evitar perdas genéticas.

Palavras-chave: Anatomofisiologia, *Coturnix Coturnix*, Glândulas Hospedeiras de Espermatozoides, Reprodução Avícola.

INTRODUÇÃO

As aves domésticas se distinguem das outras fêmeas de produção por causa da capacidade de armazenar espermatozoides viáveis durante um período de tempo relativamente longo, dentro do trato reprodutivo, mais especificamente, nas glândulas hospedeiras de espermatozoides (GHE) (Johnson, 2010). Essa característica é útil para avicultura pois possibilita melhor aproveitamento do macho como reprodutor, reduzindo o tempo de permanência deste com as fêmeas para reprodução e, assim, evita a possível exaustão e acidentes (Miranda *et al.,* 2013).

Na coturnicultura, os animais conseguem se reproduzir o ano todo e o manejo reprodutivo preconizado envolve a manutenção contínua do macho com duas ou três fêmeas durante todo o período reprodutivo, sendo o número de dias de permanência com a fêmea variável de acordo com o sistema de manejo (Ipek *et al.,* 2004). Porém, não existem muitas informações acerca das consequências desse uso contínuo em aves. Sabe-se que, em suínos e outros mamíferos de produção, o uso contínuo do mesmo macho para reprodução leva ao aumento de alterações morfológicas nos espermatozoides e redução da motilidade, volume e concentração espermática (Frangez *et al.,* 2005).

Segundo Chelmonska *et al.* (2008), o volume do ejaculado e a concentração espermática total nas codornas são de aproximadamente 0,027mL e $696x10^6$ espermatozoides/mL, respectivamente. Em consequência do baixo volume de ejaculado, para possibilitar as análises espermáticas, geralmente, são utilizados *pools* de sêmen de vários machos e esta prática reduz o efeito individual (Mascarenhas *et al.,* 2014).

Em virtude da dificuldade na obtenção do ejaculado para avaliação, o potencial reprodutivo dos machos de *Cortunix coturnix coturnix* pode ser verificado pelo período no qual o reprodutor consegue acasalar com fêmeas diferentes e possibilitar a produção de ovos férteis (Froman *et al.*, 2004; Miranda *et al.*, 2013). Este potencial reprodutivo pode, inclusive, ser utilizado como parâmetro para a seleção de melhoradores tanto para produção quanto para reprodução. Porém, é importante se atentar às taxas de endogamia relativamente altas em codornas (Mahmoud *et al.*, 2016). Estudos referentes ao tempo de manutenção

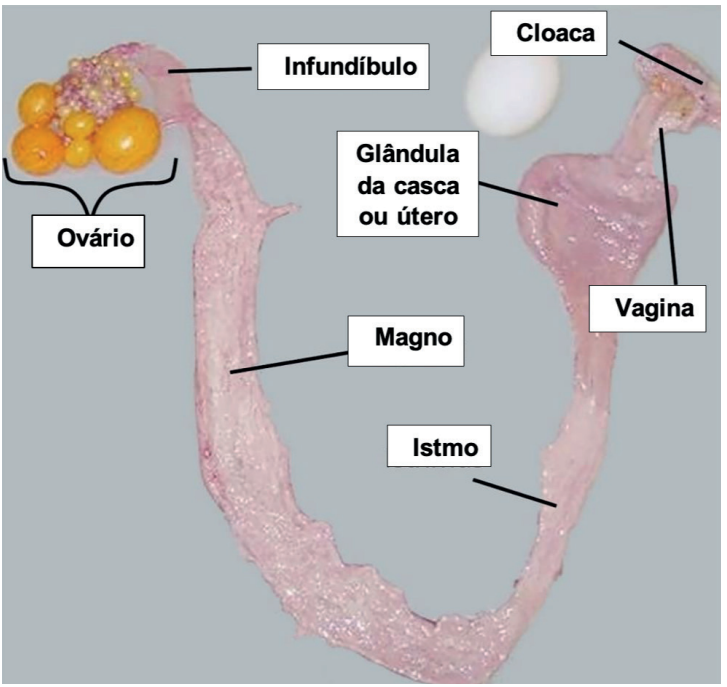
do macho para acasalamento com a fêmea, sem promover exaustão dos animais e redução da fertilidade, ainda são escassos na literatura (Aktan; Camci, 2005).

DESENVOLVIMENTO

Anatomia e fisiologia da fêmea

As aves domésticas apresentam morfologia semelhante com relação aos órgãos genitais, com maiores diferenças em relação aos hábitos reprodutivos e comportamentais (Johnson, 2010). De modo geral, o sistema reprodutivo das fêmeas desenvolve-se apenas no lado esquerdo e, é composto por: ovário, oviduto e cloaca (Sisson; Grossman, 1986). Sendo a cloaca comum para os aparelhos digestório e urogenital (Floriano, 2013) (figura 1).

Figura 1 - Aparelho reprodutivo feminino das aves.



Fonte: Adaptado de Dr. Jacquie Jacob, Universidade de Kentucky College of Agriculture, 2023. Disponível em: <https://poultry.extension.org/articles/poultry-related-youth-programs/how-does-a-hen-make-an-egg/>.

O ovário é o responsável por produzir o óvulo, conhecido popularmente como gema, sobre o qual ocorre a deposição do albúmen, membranas da casca e da casca durante a passagem no oviduto (Dyce *et al.*, 2010). Este é dividido em cinco partes: infundíbulo, magno, istmo, útero e vagina. Além de ser o órgão responsável pela formação do ovo e fecundação, participa da seleção, armazenamento e transporte de espermatozoides (Bakst, 2009). O peso médio do oviduto é de 14g em codornas (Moraes *et al.,* 2007), 52g em galinhas (Oliveira *et al.*, 2006), 42,93g em marrecas (Moraes *et al.,* 2010) e 82,4g em peruas (Verma; Cherms, 1963).

No infundíbulo, ocorre a produção do material proteico que melhora a resistência da membrana pré-vitelina e possibilita o armazenamento de espermatozoides nas glândulas do infundíbulo (GI), além de ser onde acontece a capacitação do ovócito e a fecundação (Jonhson, 2010). Segundo Miranda *et al.* (2013), as GI conseguem armazenar espermatozoides viáveis por até 96 horas. Além disso, no infundíbulo ocorre a formação da chalaza, filamento capaz de manter o disco germinativo sempre elevado, independentemente do rotacionamento do ovo (Dyce *et al.*, 2010).

O magno é a parte mais longa do oviduto, apresenta mucosa espessa e repleta de pregas por causa da quantidade de glândulas responsáveis por adicionar a maior parte do albumén no ovo, além de associar cálcio, sódio e magnésio (Dyce *et al.,* 2010; Sisson; Grossman, 1986). O istmo é caracterizado por ser mais fino se comparado ao magno e por apresentar menos pregas na mucosa, além de auxiliar na adição de albúmen ao ovo, sendo a região responsável por formar as membranas interna e externa presentes no ovo (Jonhson, 2010).

O útero, conhecido como câmara calcídena, é região tubular mais dilatada e possui musculatura bem desenvolvida e espessa. Nessa estrutura é formada a casca do ovo, além da adição de água e sais e a formação da cutícula. Em codornas, a pigmentação da casca também ocorre no útero (Sisson; Grossman, 1986). Segundo Artoni *et al.* (2001), a utilização de dieta com 24% de proteína resulta no aumento de espessura da camada glandular do magno, istmo e útero, produzindo ovos com maior peso e casca mais espessa.

Após o útero, ocorre a vagina, responsável pela passagem do ovo durante a postura e dos espermatozoides durante a cópula. Na junção útero-vaginal existem as glândulas hospedeiras de espermatozoides (GHE) responsáveis por

armazenar espermatozoides. Essas estruturas permitem a produção de ovos fecundados dias após a cópula (Jonhson, 2010). O tempo de armazenamento varia de acordo com a espécie, sendo em média: 51 dias em peruas (Lorenz, 1950); 10 em codornas (Miranda *et al.,* 2013) e 21 em galinhas (Fuji; Takamura, 1963).

As GHE se concentram ao longo da mucosa nas pregas da junção útero-vaginal e cada prega consegue armazenar espermatozoides em densidades diferentes (Oliveira *et al.,* 2006). Baskt e Bauchan (2015) observaram a presença de bolhas lipídicas nas microvilosidades ápicas das GHE, possivelmente, implicadas na nutrição ou redução da motilidade dos espermatozoides. Sabe-se que os espermatozoides entram nas GHE móveis, ficam inativos dentro do lúmen das glândulas, e recuperam a motilidade ao ascenderam em direção ao infundibulo (Baskt, 1987).

Miranda *et al.* (2009) relataram que o citoplasma das células constituintes das GHE é acidófilo indicando a redução de pH, que pode estar implicada na imobilidade e armazenamento espermático. Nas codornas, a ativação inicial dos espermatozoides ocorre em pH alcalino (7,2) no qual é possível observar 30% de motilidade, com pico de ativação em pH básico (8), alcançando 80% de motilidade (Holm; Wishart, 1998).

A junção útero-vaginal apresenta altas concentrações de cálcio e zinco quando comparada ao restante do aparelho genital feminino nas aves (Baskt; Richards, 1985). A presença da enzima anidrase carbônica, cuja função é captação de íons de cálcio, tem com intuito alcalinizar o meio útero-vaginal a fim de ativar os espermatozoides após o armazenamento dentro das GHE (Holm; Ridderstrale, 1998).

Um dos fatores mais importantes para a manutenção da viabilidade espermática nas GHE é a redução da atividade dos espermatozoides quando armazenados, possibilitando a redução na produção de radicais livres de oxigênio (ROS) (Baskt, 1985). Outro fator auxiliar para a manutenção espermática nas GHE são as proteínas transferrina e albumina (Matsuzaki *et al.,* 2020).

Outro aspecto a respeito do armazenamento nas GHE é o fato dos espermatozoides não serem reconhecidos como corpos estranhos pelo sistema imunológico das aves, apesar de serem células haploides. Segundo Das *et al.* (2006), as GHE protegem os espermatozoides armazenados por meio da maior produção do fator de transformação de crescimento beta (TGF-β). Esta proteína

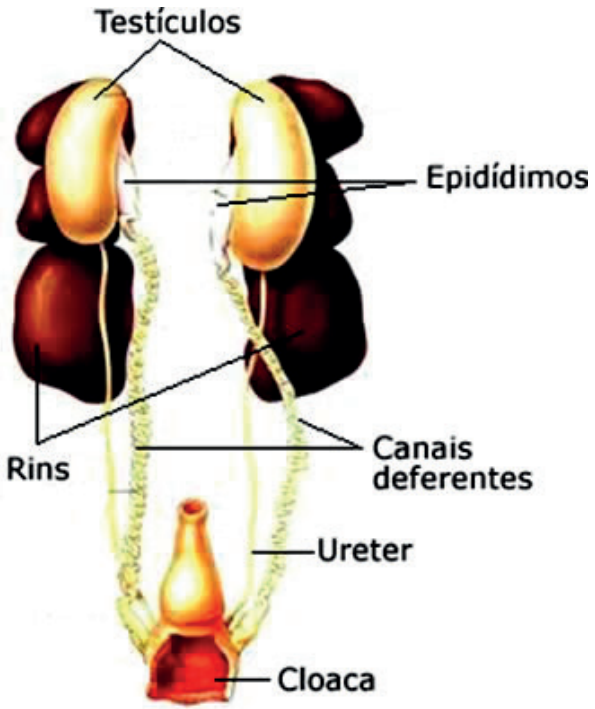
ISBN 978-65-5360-599-2 - Vol. 5 - Ano 2024 - www.editoracientifica.com.br

se conecta aos receptores específicos presentes na membrana espermática para o sistema imunológico não conseguir diferenciá-los, reduzindo a chance da resposta imune contra as células masculinas.

Anatomia e fisiologia do macho

Diferentes dos mamíferos, as aves possuem o aparelho reprodutivo masculino intra-abdominal. Por isso, apresentam estruturação diferente, composta por um par de testículos, epidídimos, ductos deferentes e falo, localizado na cloaca (Floriano, 2013), conforme observado na figura 2. As glândulas acessórias reprodutivas masculinas não estão presentes nas aves (Bongardalho, 2013).

Figura 2 - Aparelho reprodutivo masculino das aves.



Disponível em: <https://biologandovida.blogspot.com/2018/10/aves-conceito-classe-das-aves-maior.html>.
Fonte: Biologando com Paim (2018).

De forma geral, os testículos das aves são assimétricos, com o esquerdo maior que o direito, na maioria das espécies. Nas aves domésticas, o peso testicular médio é de 10g em galos (Fragoso *et al.,* 2013); 2,11g em codornas de postura (Amoroso *et al.*, 2008) e 3,11g em codornas de corte (Santos *et al.,* 2012). O desenvolvimento total dos testículos em codornas ocorre em torno dos 60 a 90 dias de idade (Santos *et al.,* 2012).

Segundo Fragoso *et al.* (2013), galos com testículos inferiores a 6g podem ser considerados subférteis. Além disso, as aves conseguem realizar a espermatogênese em temperaturas corporais de 40 a 42°C (Froman *et al.,* 2004). Isso é possível pois estas apresentam maior expressão das proteínas controladoras do choque térmico por calor, ubiquitina e HSP70, reduzindo os danos causados pela alta temperatura durante a espermatogênese (Mezquita *et al.*,1998).

Os túbulos seminíferos, no interior dos testículos, formam rede de anastomoses mais complexa se comparados aos de mamíferos, sendo menor a quantidade de tecido conjuntivo na cápsula testicular das aves domésticas. Porém, apresentam várias camadas de células mioides na região peritubular assim como alguns grandes mamíferos (Aire; Ozegbe, 2007; Banks *et al.,* 2006;).

A espermatogênese ocorre nos túbulos seminíferos e, na maioria das aves, podem ocorrer de 8 a 12 transformações morfológicas nas células germinativas durante o processo (Jonhson, 2010). Dentre todas as espécies domésticas, as codornas possuem o ciclo espermático amplamente descrito na literatura, possuindo duração de 12,5 dias e apresentando 12 transformações celulares, sendo estas bem detalhadas (Froman *et al.,* 2004). Enquanto que, nos galos, a espermatogênese dura em torno de duas semanas (Bongalhardo, 2013) e apresenta de 8 a 10 transformações (Vizcarra *et al.,* 2015). Segundo Aire (2003), nos perus ocorrem 12 transformações, assim como nas codornas.

A produção espermática diária é calculada como a produção de espermatozoides por grama de testículo ao dia, sendo em torno de $92{,}5x10^6$ nas codornas (Clulow; Jones, 1982). A concentração espermática varia entre 592 a $812x10^6$ espermatozoides/mL e o volume do ejaculado de 0,020 a 0,035mL (Chelmonska *et al.*, 2008). Em galos, a produção diária é de $173x10^6$ sptz/g/dia e a concentração é de $6{,}17x10^9$ espermatozoides/mL e o volume do ejaculado de 0,19mL (Bath; Chaudhari 2002; Maciel *et al.,* 2008) e nos perus é de $6{,}54x10^9$ espermatozoides/mL e volume de 0,35mL (Kotlowska *et al.,* 2005).

ISBN 978-65-5360-599-2 - Vol. 5 - Ano 2024 - www.editoracientifica.com.br

Nas aves, o epidídimo é uma pequena proeminência nos testículos, localizado na região dorsomedial sendo revestido por apenas uma túnica albugínea (Dyce *et al.*, 2010). Nestas espécies, os ductos deferentes funcionam como reservatório de espermatozoides, armazenando em média $1{,}59x10^9$ células reprodutivas (Bath; Chaudhari, 2002). O conjunto ducto deferente e epidídimo de cada antímero é denominado como ducto extragonadal (Froman *et al.*, 2004).

O falo é localizado na cloaca e a anatomia varia de acordo com a espécie. Galos, perus e codornas possuem falo pequeno, o qual ingurgita-se graças ao sistema linfático e permite o acasalamento por contato cloacal (Jonhson, 2010). Gansos e patos possuem pseudopênis de formato espiralado e adaptado para a inserção na cloaca da fêmea, entretanto, o sêmen flui por meio do sulco da espiral e não passa por dentro do órgão dessa forma, o ejaculado é conduzido para dentro da fêmea através do sulco e não por dentro do pseudopenis (Vizcarra *et al.,* 2015).

Manejo Reprodutivo

A reprodução é fundamental para a sobrevivência das espécies além de possibilitar variabilidade genética nas populações (Halldin, 2005). Nas codornas, de forma geral, a reprodução é determinada por vários estímulos ambientais e comportamentais, sendo algum destes: período luminoso, alterações hormonais e disponibilidade de alimento (Jonhson, 2010).

O manejo reprodutivo é o conjunto de práticas capazes de melhorar a eficiência e a fertilidade dos animais de produção (Nogueira *et al.,* 2011). Na avicultura, o objetivo é a produção da maior quantidade de ovos férteis, sendo o macho e a fêmea os focos para o sucesso (Mayes; Takeballi, 1984). Na coturnicultura, a idade para início do manejo reprodutivo ocorre, em média, entre 42 e 48 dias de idade. Segundo Lima *et al.* (2011), o peso da codorna influência no desempenho reprodutivo, sendo ideal 133,9g, em codornas de postura.

Os fatores utilizados para avaliação da performance reprodutiva nas aves são: fertilidade, peso do ovo, eclodibilidade e proporção macho: fêmea. Segundo Carneiro *et al.* (2014), codornas de idades diferentes sob o regime de luz natural e artificial de 17h, apresentaram fertilidade média de 85,23%, eclodibilidade de 86,87% e peso médio dos ovos de 10,77g. Em relação à proporção macho: fêmea,

Ipek *et al.* (2004) observaram que as fêmeas mantidas junto ao macho durante o período de acasalamento, apresentaram fertilidade maior, em torno de 94%, usando a proporção de 1M:2F, enquanto nas outras proporções 1M:1F, 1M:3F e 1M:5F ocorre redução da fertilidade (87%, 90% e 86%, respectivamente).

Em consequência do crescimento e reprodução rápida das codornas, o cuidado com a possibilidade de consanguinidade no plantel é importante pois acarreta perda de material genético, além de aumentar as chances de herdabilidade de genes recessivos e perdas de desempenho (Breda *et al.*, 2004; Narinc *et al.*, 2013). Diferentemente de outras espécies, o potencial produtivo de codornas de linhagens genéticas é menor se comparado ao de animais de raça pura (Piao *et al.,* 2004).

Outro fator importante no manejo reprodutivo na avicultura é o uso de programas de iluminação para aumentar a produção e acelerar o desenvolvimento das aves (Jordan; Tavares, 2005). O principal motivo para a utilização desses programas é estimular as aves a se alimentarem por mais tempo e, consequentemente, aumentar o peso corporal e melhorar a conversão alimentar e o aproveitamento de carcaça (Lien *et al.,* 2004).

Na reprodução, os programas de iluminação são utilizados com intuito de acelerar a maturidade sexual das aves pois a intensidade luminosa detectada no sistema ocular estimula a produção de gonadotrofinas (GnRH) no hipotálamo, com consequente liberação de hormônios luteinizante (LH) e folículo estimulante (FSH) na hipófise. Durante o período escuro ocorre a liberação da melatonina, inibidor da produção de GnRH (Jonhson, 2010).

O tempo de uso do macho no plantel é variável de acordo com a demanda, recursos disponíveis e programa de melhoramento preconizado. A substituição dos machos é recomendada quando atingirem oito meses de idade, podendo permanecer no plantel por até um ano (Mondry, 2016).

Em galos, o aumento da idade do animal diminui a frequência de cópulas bem-sucedidas e a libido (Hocking; Bernard, 2000). Segundo Aktan e Camci (2005), a codorna macho apresenta redução na fertilidade quando atinge 20 semanas de idade, sendo avaliada por meio da postura de ovos da fêmea, considerando-se o número de ovos postos e eclodidos. De acordo com Ottinger *et al.* (1983), contudo, a redução do nível sérico de testosterona e da libido ocorre a partir das 70 semanas.

ISBN 978-65-5360-599-2 - Vol. 5 - Ano 2024 - www.editoracientifica.com.br

A redução de fertilidade e libido em aves machos ocorre, na maioria das vezes, por falta de controle do peso corporal do animal (Lara, 2015). Galos com maior peso corporal apresentam menor taxa de cópulas bem-sucedidas quando comparados a machos mais leves pois esses animais possuem maior deposição de proteína na região do peito, ocasionando dificuldade de posicionamento durante a cópula (Hocking; Bernard, 1997).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

A compreensão detalhada da morfologia e fisiologia do sistema reprodutivo das aves domésticas é fundamental para o sucesso do manejo reprodutivo. No sistema reprodutivo feminino, cada estrutura é crucial na formação do ovo. Por outro lado, no sistema reprodutivo masculino, a espermatogênese nos testículos consiste no aspecto-chave a ser considerado. A substituição periódica de machos e o controle do peso são práticas importantes para manter a fertilidade e a taxa de sucesso reprodutivo. Com isso, o manejo reprodutivo adequado é essencial para garantir uma produção consistente de ovos férteis e o sucesso reprodutivo nas aves domésticas.

REFERÊNCIAS

AMOROSO, L *et al.* Influência da espermatogênese e dos níveis de testosterona no aspecto reprodutivo de codornas. **Revista Brasileira de Zootecnia,** v. 37, n. 1, p. 61-66, jan. 2008.

AKTAN, S.: CAMCI, Ö. Effects of male breeder replacement on hatching results in Japanese quails. **Archiv für Geflügelkunde**, Stuttgart, v. 69, n. 3, p. 103-106, apr. 2005.

ARTONI, S. M. B. *et al.* Avaliação Macroscópica e morfométrica do oviduto de codornas (*Coturnix coturnix japonica*) quando alimentadas com diferentes níveis de proteína. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, Campinas, v. 3, n. 3, p. 211-217, dez. 2001.

AIRE, T. A. Ultrastructural study of spermiogenesis in the turkey, *Meleagris gallopavo*. **Brazilian Poultry Science,** Onderstepoort, v. 44, n. 1, p. 674-682, dec. 2003.

AIRE, T. A.; OZEGBE, P. C. The testicular capsule and peritubular tissue of birds: morphometry, histology, ultrastructure and immunohistochemistry. **Journal of Anatomy**, Saint Georges, v. 210, n. 2, p. 731-740, jun. 2007.

BAKST, M. R. Zinc reduces turkey sperm oxygen uptake *in vitro*. **Poultry Science**, Beltsville, v. 64, n. 2, p. 564-566, mar. 1985.

BASKT, M. R.; RICHARDS, M. P. Concentrations of selected cátions in turkey serum and oviductual mucosae. **Poultry Science**, Beltsville, v. 64, n. 3, p. 555-563, mar. 1985.

BAKST, M. R. Anatomical basis of sperm storage in the avian oviduct. **Scanning Microscopy**, v. 1, n. 3, p. 1257-1266, jun. 1987.

BAKST, M. R. Oviducal sperm and fertilization in poultry. **Avian Biology Research**, Beltsville, v. 2, n. 1, p 1-5, apr. 2009.

BAKST, M.; BAUCHAN, G. Apical blebs on sperm storage tubule epithelial cell microvilli: Their release and interaction with resident sperm in the turkey hen oviduct. **Theriogenology**, v. 83, n. 9, p. 1438-1444, jan. 2015

BANKS, F. C. L. ***et al.*** Smooth muscle and purinergic contraction of the human, rabbit, rat, and mouse testicular capsule. **Biology of Reproduction**, **London**, v. 74, n. 3, p. 473-480, apr. 2006.

BATH, G. S.; CAHUDHARI, S. U. R. Sperm reserves and its relationship to parameters of the testis, epididymis and vas deferens of local cocks in the Sahel Region of Nigeria. **International Journal of Agriculture & Biology**, Maiduguri, v. 4, n. 4, p. 561-564, aug. 2002.

BREDA, F. C. ***et al.*** Endogamia e limite de seleção em populações selecionadas obtidas por simulação. **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, v. 33, n. 6, p. 2017-2025, jul. 2004.

BONGALHARDO, D. C. Produção e preservação do sêmen de galos. **Revista brasileira de Reprodução Animal**, Belo HOrizonte, v. 37, n. 2, p. 131-135, jun. 2013.

CARNEIRO, T. C. ***et al.*** Influência da idade dos reprodutores de codornas de postura na reprodução, na qualidade de ovos e na morfologia dos órgãos genitais. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 35, n. 5, p. 2449-2466, set./out. 2014.

CLULOW, J.; JONES, R. C. Production, transport, maturation, storage and survival of spermatozoa in the male Japanese quail, Coturnix coturnix. **Reproduction**, Great Britain, v. 64, n. 2, p. 259-266, mar. 1982.

CHELMONSKA, B. ***et al.*** Semen collection from Japanese quail (*Coturnix japonica*) using a teaser female. **Turkish Journal of Veterinary Animal Science**, Ankara, v. 32, n. 1, p. 19-24, may. 2008.

DAS, S. C. ***et al.*** Expression of transforming growth factor-isoforms and their receptors in utero-vaginal junction of hen oviduct in presence or absence of resident sperm with reference to sperm storage. **Reproduction**, Teddington, v. 132, n. 5, p. 781-790, nov. 2006.

DYCE, K. M. ***et al.*** Anatomia das aves. In: DYCE, K. M. ***et al.*** **Tratado de Anatomia Veterinária**. 4. ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2010. Cap. 37, p. 631-650.

FLORIANO, L. S. **Anatomia e fisiologia das aves domésticas**. Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano. Urutaí: Rede e-tec, Universidade Federal do Rio Grande do Norte, 2013.

FRAGOSO, J . S. ***et al.*** Relationships between fertility and some parameters in male broiler breeders (body and testicular weight, histology and immunohistochemistry of testes, spermatogenesis and hormonal levels). **Reproduction in Domestic Animals**, Madri, v. 48, n. 2, p. 345-352, set. 2013.

FRANGEZ, R. ***et al.*** Frequency of Boar Ejaculate Collection and its Influence on Semen Quality, Pregnancy Rate and Litter Size. **Acta Veterinaria Brno**, Ljubljana, v. 74, n. 2, p. 265-273, jun. 2005.

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

FUJII, S.; TAMURA, T. Location of sperms in the oviduct of the domestic fowl with special reference to storage of sperms in the vaginal gland. **J. Fac. Fish. Anita Husb**., Hiroshima, v. 5, p. 145-163, 1963.

ISBN 978-65-5360-599-2 - Vol. 5 - Ano 2024 - www.editoracientifica.com.br

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

HOCKING, P. M.; BERNARD, R. Effects of male body weight, strain and dietary protein content on fertility and musculo-skeletal disease in naturally mated broiler breeder males. **British Poultry Science**, London, v. 38, n. 1, p. 29-37, may 1997.

HOCKING, P. M.; BERNARD, R. Effects of the age of male and female broiler breeders on sexual behavior, fertility and hatchability of eggs. **British Poultry Sciece**, London v.41, n. 3, p. 370-377, feb. 2000

HOLM, L; RIDDERSTRALE, Y. Localization of carbonic anhydrase in the sperm-storing regions of the turkey and quail oviduct. **Histochemical jornal**, Columbia v. 30, n. 7, p. 481-488, mar. 1998.

HOLM, L; WISHART, G. J. The effect of pH on motility of spermatozoa from chicken, turkey and quail. **Animal reproduction science.** Netherlands, v. 54, n. 1, p. 45-54, dec. 1998.

IPEK, A. ***et al.*** The effect of live weight, male to female ratio and breeder age on reproduction performance in Japanese quails (*Coturnix coturnix japonica*). **South African Journal of Animal Science**, Menlo Park, v. 34, n. 2, p. 130-134, jan. 2004.

JOHNSON, P. A. Reprodução de Aves, p. 1569-1594. In: REECE, W. O.; DUKES. **Fisiologia dos Animais Domésticos**. 4. ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2010.

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

KOTLOWSKA, M. ***et al.*** Biochemical characteristics and sperm production of turkey semen in relation to strain and age of the males. **Poultry Science**, Champaign, v. 84, n. 11, p. 1763-1768, nov. 2005.

LARA, L. J. C. Reprodução em aves: desafios de manejo e da nutrição. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, Belo Horizonte, v.39, n. 1, p. 85-90, jan./mar. 2015.

LIMA, H. J. D. ***et al.*** Diferentes pesos corporais ao final da fase de recria sobre o desempenho produtivo de codornas japonesas. **Enciclopédia Biosfera**, Goiânia, v. 7, n. 13, p. 404-409, Novembro 2011.

LIEN, R. J. ***et al.*** Effect of light intensity and photoperiod on live performance, heterophil-to-lymphocyte ratio, and processing yields of broilers. **Poultry Science**, Champaing v. 86, n. 7, p. 1287-1293, jul. 2007.

Lorenz, F. W. Onset and Duration of Fertility in Turkeys. **Poultry Science**, Champaing, v. 29, n. 1, p. 20-26, jun. 1950.

MACIEL, M. P. ***et al.*** Desempenho e características do sêmen de galos leves submetidos a diferentes fotoperíodos. **Ciência Agrotécnica**, Lavras, v. 32, n. 4, p. 1287-1291, ago. 2008.

MAHMOUD, B. Y. F. ***et al.*** Correlated response to selection for some egg performance traits in egg line of Japanese quail. **Animal Production Science**, Collingwood, v. 56, n. 5, p. 913-917, feb. 2016.

MASCARENHAS, R. M ***et al.*** Ejaculados individuais e *pools* de sêmen: diferenças em condições experimentais. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, v. 66, n. 1, p. 22-26, feb. 2014.

MATSUZAKI, M. ***et al.*** Expression of transferrin and albumin in the sperm-storage tubules of Japanese Quail and their possible involvement in long-term sperm storage. **Journal of Poultry Science**, Champaing, v. 57, n. 2, p. 88-96, jan. 2020.

MAYES, F. J.; TAKEBALLI, M. A. Storage of the eggs of the fowl (*Gallus domesticus*) before incubation: a review. **World's Poultry Science**, London, v. 40, n. 2, p. 131-140, sep. 1984.

MEZQUITA, B. *et al.* Marked differences between avian and mammalian testicular cells in the heat shock induction and polyadenylation of Hsp70 and ubiquitin transcripts. **Federation of European Biochemical Societies Letters**, v. 436, n. 3, p. 382-386, oct. 1998.

MIRANDA, J. L. P. S. *et al.* Aspectos morfológicos, morfométricos e histoquímicos dos túbulos armazenadores de espermatozoides da fêmea do peru *Meleagris gallopavo.* **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, v. 61, n. 1, p. 72-79, dez. 2009.

MIRANDA, J. L. P. S. *et al.* Período de permanência de espermatozoides em glândulas hospedeiras de espermatozoides e glândulas infundibulares em codornas de corte. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, v. 65, n. 2, p. 19-28, fev. 2013.

MONDRY, R. **Quail farming in tropical regions. The Pro-Agro Collection.** Wageningen – The Netherlands. The technical center for agriculture and rural cooperation (CTA), 2016. p. 31.

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

MORAES, C. *et al.* Morfologia e histologia do oviduto de marrecas *Ana boschas.* **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, v. 62, n. 2, p. 293-301, abr. 2010.

NARINC, D. *et al.* Genetic parameter estimates of growth curve and reproduction traits in Japanese quail. **Poultry Science**, Champaing, v. 93, n. 1, p.24-30, jan. 2013.

NOGUEIRA, D. M. *et al.* Manejo reprodutivo. In: VOLTOLINI, T. V. (Ed.). **Produção de caprinos e ovinos no Semiárido**. Petrolina: Embrapa Semiárido, 2011. p. 385-420.

SISSON, S.; GROSSMAN, J. D. **Anatomia dos animais domésticos**. 5ª ed, Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1986. p. 2052.

OLIVEIRA, V. M. *et al.* Aspectos morfológicos do oviduto de galinhas domésticas (*Gallus gallus*) em produção. **O Biológico**, São Paulo, v. 38, n. suplemento, p. 320-323, nov. 2006.

OTTINGER, M. A. *et al.* Age-related reproductive decline in the male Japanese quail. **Hormones and Behavior**, St. Catharines, v. 17, n. 2, p. 197-207, jul. 1983.

PIAO, J. *et al.* Purebred and crossbred performances from a Japanese Quail line with very small body size. **Animal Research**, v. 53, n. 2, p. 145-153, mar./apr. 2004.

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

VERMA, O. P.; CHERMS, F. L. Observations on the Oviduct of Turkeys. **Avian Diseases**, v. 8, n. 1, p. 19-26. Feb. 1963.

VIZCARRA, J. A. *et al.* Reproduction in male Birds. In: **Sturkie's avian physiology.** 7. ed. San Diego: Academic Press, 2015. p. 667-693.