

COMPORTAMENTO REPRODUTIVO, COLETA DE SÊMEN E INSEMINAÇÃO ARTIFICIAL EM CODORNAS: REVISÃO DE LITERATURA

Nayra de Paula Montijo de Oliveira Barbosa
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)

RESUMO

Desenvolvida na década de 50, a inseminação artificial (IA) é comumente utilizada em galos, perus e aves em extinção, mas não é uma técnica rotineira em codornas. A ausência de diluente específico para a espécie, as dificuldades atreladas à coleta e análise do sêmen e a falta de informações relacionadas à concentração espermática, dose inseminante, proporção sêmen:diluente e profundidade de deposição do sêmen para a IA consistem em entraves ao progresso e sucesso da técnica. Entretanto, mesmo com esses entraves, alguns estudos demonstram que a fertilidade obtida através da IA em codornas com sêmen fresco pode chegar a 81,4% quando realizada 3 inseminações a cada 3 dias na mesma fêmea. Além disso, embora menos usual, evidências indicam que a taxa de fertilidade com sêmen refrigerado pode alcançar 37,07%. Sendo assim, nesta revisão, foram compiladas informações relacionadas ao comportamento reprodutivo, aos diferentes métodos de coleta de sêmen e aos avanços na técnica da inseminação artificial em codornas com intuito de possibilitar melhor compreensão.

Palavras-chave: biotecnologias; *Coturnix coturnix*; etologia; reprodução animal.

INTRODUÇÃO

O comportamento é a forma que o animal interage com o ambiente e com outros seres. Por si só, não é um aspecto muito importante para a ciência, porém, contribui de forma significativa para outros estudos, envolvendo o comportamento humano, manejo do meio ambiente e de recursos naturais, produção e bem-estar animal, e neurociências (Snowdon, 1999). Dessa forma, a observação dos padrões de comportamento que um animal expressa pode ser usada para averiguar o estado físico, fisiológico e de bem-estar no qual o mesmo se encontra (Garcia *et al.*, 2015), além de possibilitar a potencialização da produção animal por meio da redução do estresse causado pelo manejo e da adaptação das técnicas reprodutivas (Galef Jr., 2008).

Nas aves de produção, certos manejos envolvendo a presença do macho, o fotoperíodo e a temperatura podem ser empregados para estimular a atividade reprodutiva (Garcia *et al.*, 2015). Além dessas práticas, o uso das biotecnologias reprodutivas se tornou indispensável na produção animal, em virtude da possibilidade de melhoramento genético com desenvolvimento de novas linhagens e da conservação genética (Thélie *et al.*, 2019). Dentre essas biotecnologias, a inseminação artificial é comumente utilizada no mercado para a multiplicação do plantel de perus, podendo ser usada também em galinhas, codornas e aves silvestres (Donoghue e Wishart, 2000).

Na avicultura, a IA gera inúmeros benefícios, como redução do número de machos no plantel, reprodução de animais em extinção ou com dificuldades de acasalamento natural, além do aumento da eficiência reprodutiva (Leite e Viveiros, 2009). Em codornas, a inseminação artificial começou a ser desenvolvida na década de 50, porém, não houve muito avanço até recentemente em virtude de peculiaridades da espécie, envolvendo o menor porte do animal, presença de espuma antes do ejaculado e menor volume de ejaculado, que dificultam o emprego da técnica (Korn *et al.*, 2000; Santiago-Moreno *et al.*, 2016).

As codornas são muito utilizadas para produção de carne e ovos e, também, como animais ornamentais e modelos laboratoriais (Shit *et al.*, 2010). Apesar das vantagens e do interesse crescente do mercado pela corticultura, o progresso técnico e científico neste setor ainda é limitado (Thélie *et al.*, 2019). Sendo assim, dada a relevância do tema, objetivou-se com essa revisão compilar informações

referentes ao comportamento reprodutivo e aos diferentes métodos de coleta de sêmen, além dos avanços na técnica da inseminação artificial, a fim de possibilitar melhor compreensão.

DESENVOLVIMENTO

Comportamento Reprodutivo

Ao longo dos anos, com a domesticação, surgiram novas linhagens de codornas destinadas à postura, produção de carne ou apenas como aves ornamentais. Dessa forma, essas aves se distanciaram das “codornas selvagens”, que não passaram por nenhum tipo de domesticação e ainda vivem em seus habitats originais, como planícies e áreas costeiras (Chang *et al.*, 2005; Lukanov e Pavlola, 2020). As diferenças ocorreram tanto em tamanho e produtividade quanto com relação a alguns comportamentos, como o reprodutivo (Chang *et al.*, 2009).

As codornas selvagens apresentam o comportamento de nidificação, ou seja, construção de ninho para albergar seus ovos, que ocorre em torno de abril e se estende até maio, e de instinto materno, cuja função é a proteção e cuidados com a cria para que a mesma consiga sobreviver (Stevens, 1961). Já as codornas domésticas não exibem os comportamentos de nidificação, instinto materno e, em alguns casos, até o de cortejo (Orcutt Jr. e Orcutt, 1976).

A homossexualidade entre os machos também perdeu sua função original devido à domesticação das codornas. Segundo Adkins-Regan (2014), esse comportamento serve como tática para atrapar machos rivais de modo a propiciar a exaustão do macho rival e possibilitar a fuga da fêmea sem que a mesma seja copulada. Em relação à escolha de um parceiro, as codornas selvagens e domésticas são animais poligâmicas, entretanto, segundo Sanchez-Donoso *et al.* (2018), as codornas também podem ser consideradas monogâmicas, pois ao escolherem um macho para acasalar, permanecem com ele por um período de até 10 dias. Após esse tempo, podem procurar outro macho como parceiro.

Codornas domésticas possuem atividade reprodutiva mais intensa e libido mais marcante, podendo se reproduzir em qualquer época do ano, graças ao manejo de iluminação artificial ao longo do ano todo, enquanto as selvagens, se reproduzem com maior frequência durante a primavera, em virtude da maior

luminosidade, da produção de hormônios sexuais e do crescimento das gônadas (Chang *et al.*, 2009). Além disso, as codornas domésticas apresentam maior atividade sexual durante as manhãs, enquanto as selvagens durante o período do final da tarde. Isso ocorre, pois as codornas originalmente eram animais noturnos, porém, com o uso frequente de iluminação artificial como técnica de manejo, passaram a ser diurnas (Ottinger *et al.*, 1982; Cheng *et al.*, 2010).

Em relação à maturidade sexual, as codornas domésticas são mais precoces, devido ao melhoramento genético, de modo que, com adequado manejo e alimentação, conseguem alcançar a maturidade entorno de 38-42 dias de vida, enquanto as selvagens somente aos 59-63 dias de vida (Cheng *et al.*, 2010).

As taxas de eclodibilidade e fertilidade dos ovos diferem entre codornas selvagens e domesticadas. Segundo Cheng *et al.* (2010), as codornas domésticas possuem melhores taxas de eclodibilidade e fertilidade quando comparadas às selvagens, sendo, respectivamente, 87% e 88% para as domésticas, e 42% e 53% para as selvagens. Lukanov e Pavlova (2020) sugerem que a diferença em relação a esses parâmetros ocorre em virtude da diferença de tamanho do espaço em que são mantidas, comparado ao habitat natural, e do estresse causado às codornas selvagens ao serem colocadas em gaiolas para experimentação.

Métodos de coleta do sêmen

A aplicação de biotecnologias na avicultura foi possível graças a Burrows e Quinn (1937), responsáveis pelo desenvolvimento das técnicas de coleta de sêmen em aves, sendo elas: a massagem abdominal e a pressão na cloaca. A definição destes métodos possibilitou o avanço da inseminação artificial em aves, sendo utilizada, em especial, na criação de perus, devido às diferenças de tamanho entre macho e fêmea, o que impede a monta natural; em galinhas d'angola, devido à sazonalidade; e, em aves silvestres, que estão em risco de extinção (Lavor e Câmara, 2012).

Em relação às codornas, segundo Thélie *et al.* (2019), ainda não existem muitas informações relacionadas à inseminação artificial. Isso ocorre devido aos aspectos morfológicos e fisiológicos da própria ave, como o menor tamanho das codornas, o que dificulta seu manuseio, além do menor volume do ejaculado e da presença de espermatozoides, com a cauda mais longa (20 μm) quando

comparada com de galos (13 μm) e perus (10 μm). A presença de uma espuma, produzida pelas glândulas do proctodeo, que é liberada antes da ejaculação (Cheng *et al.*, 1989; Santiago-Moreno *et al.*, 2016), também dificulta a manipulação do ejaculado para inseminação artificial. De acordo com Singh *et al.* (2012), essa espuma não possui função bem definida, contudo, evidências sugerem implicação na motilidade espermática e fertilidade, além de auxiliar no transporte dos espermatozoides até o oviduto da fêmea.

Antes de se iniciar as coletas, o treinamento do macho é importante. A idade ideal para se iniciar o treinamento em codornas é a partir dos 48 dias de idade (Lin *et al.*, 1990). De acordo com Clulow e Jones (1982), as codornas conseguem produzir em média 308×10^6 espermatozoides por dia, o que possibilita coletas diárias nesses animais, além disso, os mesmos possuem um curto período de espermatogênese, de 9 a 10 dias.

Apesar das dificuldades relatadas, a coleta de sêmen de codornas é possível. Chelmonska *et al.* (2008) adaptaram o método de coleta sugerido para aves maiores, como galinhas e perus, para as codornas, utilizando a massagem dorsal para eliminação da espuma que antecede o ejaculado, e uma fêmea como manequim vivo para estimular a monta do macho e, assim, realizar a coleta do sêmen. Outro método para a coleta de sêmen apresentado por Serpa *et al.* (2020) é através da recuperação do sêmen diretamente da cloaca da fêmea por meio da massagem abdominal após a monta natural. Segundo os autores, essa técnica ainda necessita ser aprimorada para utilização de forma comercial, visto que a taxa de fertilidade ainda é baixa, de 4,88%. Vários autores, como Korn *et al.* (2000), Thélie *et al.* (2019) e Matsuzaki *et al.* (2021) já demonstraram, em seus estudos, que o método da massagem abdominal é extremamente eficiente na obtenção do sêmen em codornas.

Parâmetros espermáticos

Nas codornas, o testículo é semelhante ao dos galos e pombos em relação à histologia, tendo como diferença o peso que chega a ser 2,26% do peso vivo do animal (Clulow e Jones, 1986; Baraldi-Artoni *et al.*, 1997). Como todas as aves, as codornas não possuem vesículas seminais, e são bem menores quando comparadas aos galos, logo, o ejaculado possui um volume bem menor, em torno

de 20 a 30 μ l (Chelmonska *et al.*, 2008), enquanto que a motilidade esperada do sêmen fresco é em torno de 90 a 100% (Thélie *et al.*, 2019).

Segundo o Colégio Brasileiro de Reprodução Animal - CBRA (2013), os valores esperados para o vigor e para a proporção de espermatozoides normais no sêmen de aves *in natura* são de 3 e 90%, respectivamente. Na tabela 1 constam os padrões espermáticos nas diferentes espécies de aves. Antes da utilização do sêmen coletado para a inseminação ou qualquer outro procedimento, deve-se atentar quanto à existência de contaminação por microrganismos, sangue ou excretas. As avaliações espermáticas em codornas não diferem muito das realizadas em outras espécies.

Tabela 1 - Comparação dos padrões espermáticos médios entre espécies de aves.

Parâmetros	Galo	Peru	Codorna	Perdiz
Volume (mL)	0,5	1,93	0,02	0,24
Motilidade (%)	88	75	80,98	70,65
Concentração ($\times 10^6$)	458	570	518,76	272
Vigor	4	3	3	3

Fonte: Adaptado de Carson *et al.* (1955), Siudzinska e Łukaszewicz (2008), Góes *et al.* (2011), Ahangari *et al.* (2012), Pereira e Almeida (2020).

As avaliações microscópicas são realizadas com auxílio de um microscópio óptico e envolvem a análise de vigor, morfologia, motilidade e concentração espermática, tendo como diferença o uso da objetiva de 400x para visualização dos espermatozoides. A concentração em câmara de Neubauer é precisa em relação à real quantidade de espermatozoides, sendo necessário diluir o sêmen em formol na proporção de 1:1000 para melhor visualização, devido ao pouco volume obtido e à alta concentração de espermatozoides. Para a verificação de anomalias espermáticas, preconiza-se a utilização da técnica do esfregaço corado e da preparação úmida (CBRA, 2013).

Inseminação Artificial

O emprego da IA na coturnicultura como parte do manejo reprodutivo, requer alguns ajustes, visto se tratar de uma espécie com determinadas peculiaridades quando comparadas às outras aves, como: porte pequeno, presença de espuma antes do ejaculado e menor volume de ejaculado (Korn *et al.*, 2000;

Santiago-Moreno *et al.*, 2016). Devido a isso, a inseminação em codorna requer manipulação mais cuidadosa (Wentworth e Mellen, 1963). De forma geral, na inseminação em aves, a fêmea deve ser contida de cabeça para baixo, e após a eversão da cloaca, com uma leve pressão do dedo indicador e do polegar, é realizada a deposição do sêmen dentro da cloaca com o auxílio de uma seringa ou pipeta (Leite e Viveiros, 2009).

Devido ao baixo volume espermático, alguns autores, como Lepore e Marks (1966), Korn *et al.* (2000) e Matsuzaki *et al.* (2021), realizaram estudos utilizando pool de sêmen de codornas machos, ou seja, a mistura do ejaculado de vários indivíduos, para conseguirem obter um volume adequado para inseminação. Enquanto que Wentworth e Mellen (1963) juntamente com Thélie *et al.* (2019), utilizaram o sêmen de codornas individuais, porém adicionaram diluente para aumentar o volume e possibilitar a IA.

Diluentes são soluções que ajudam a manter o sêmen viável e nutrido até o momento da inseminação, além de aumentar o volume do mesmo, possibilitando que mais fêmeas sejam inseminadas com um único ejaculado (Bakst e Dymond, 2013). Ainda não existe um diluente específico para as codornas, porém podem ser utilizados os diluentes para aves como: Beltsville Poultry Semen Extender (BPSE) (Sexton, 1977), diluente Ringer's, diluente Lake's e Tyrode's albumin lactate pyruvate (TALP) (Shit *et al.*, 2010). Entretanto, por não haver diluente específico para sêmen das codornas, pode ocorrer aglutinação e perda de turbilhonamento dos espermatozoides (Ogawa *et al.*, 1974; Shit *et al.*, 2010). Com o objetivo de propiciar um diluente mais favorável para o sêmen de codornas, Shit *et al.* (2010) desenvolveram um diluente específico cuja composição consta na Tabela 2. Segundo os mesmos autores, esse diluente propiciou menor aglutinação e maior turbilhonamento quando comparado aos outros diluentes testados.

Tabela 2 - Composição dos diluentes BPSE, Ringer's, Lake's, TALP e Shit et al. (2010).

Componentes (g)	BPSE	Ringer's	Lake's	TALP	Shit et al. (2010)
Fosfato de potássio	12,70	-	-	-	-
Glutamato monossódico	8,67	-	1,92	-	-
Frutose	5,00	-	1,0	-	0,087
Acetado de sódio	4,30	-	0,5132	-	-
N-Tris	1,95	-	-	-	-
Citrato de potássio	0,64	-	0,128	-	-
Potássio monofosfato	0,65	-	-	-	-
Cloreto de Magnésio	0,34	-	0,0676	0,4	0,01
Cloreto de Sódio	-	6,0	-	114	0,9
Cloreto de potássio	-	0,3	-	3,1	0,02
Fosfato monossódico	-	-	-	0,3	-
Cloreto de Cálcio	-	0,2	-	2,1	0,02
Bicarbonato de sódio	-	-	-	2,0	0,1
Lactato de sódio	-	3,1	-	10	-
Piruvato de sódio	-	-	-	0,2	-
pH	7,5	-	7,0	-	7,3
Osmolaridade (mOsmol)	333	-	-	-	412

Fonte: Adaptado de Lake (1960), Sexton (1997), De Pauw *et al.* (2002), Iswati e Susilawati (2017) e Shit *et al.* (2010).

Em relação ao número de espermatozoides por dose a ser utilizada, Thélie *et al.* (2019), constataram bons resultados com o uso de 60×10^6 espermatozoides por dose de sêmen fresco por microlitro. Além disso, foi constatado que a IA repetida 3 vezes com uma dose inseminante a cada 3 dias possibilita maior taxa de fertilidade (81,4%) do que quando realizada 3 vezes seguidas na semana (66,1%). Segundo esses mesmos autores, a melhor proporção de diluição observada foi de 1:1 (sêmen:diluyente), o que difere do relatado por Shit *et al.* (2010), cuja melhor proporção encontrada foi de 1:2. De acordo com os mesmos, essa proporção proporciona ambiente com pH e osmolaridade adequados para a sobrevivência dos espermatozoides. Segundo Marks e Lepore (1965), dois trabalhadores conseguem inseminar até 1 codorna e meia por minuto, desde que as mesmas estejam condicionadas ao manejo.

O uso do sêmen refrigerado para realização da inseminação artificial em codornas ainda requer muito estudo. Em experimento realizado por Shit *et al.*

(2010), o sêmen de codornas foi diluído (1:2) e armazenado em temperaturas de 5 °C e 25 °C, onde revelou-se que o sêmen armazenado à 25 °C apresentou maior taxa de fertilidade (37,07%) quando comparado ao armazenamento à 5 °C (22,81%). Isso sugere que os espermatozoides das codornas são mais sensíveis ao choque térmico, diferentemente do que ocorre nas galinhas, cuja fertilidade do ejaculado varia em torno de 49,57% quando armazenado a 5 °C (Tang *et al.*, 2021).

As codornas fêmeas podem ser inseminadas a partir do momento em que iniciam a postura, em torno de 55 dias. De acordo com os autores Thélie *et al.* (2019) e Shit *et al.* (2010), o sêmen deve ser depositado a uma profundidade de 1cm após a cloaca para obtenção de melhores resultados de fertilidade. Diferentemente das galinhas, a inseminação das codornas deve ser realizada durante a tarde, a fim de evitar a presença de algum ovo em formação no trato reprodutivo da fêmea, visto que são animais cuja postura ocorre durante a manhã (Shit *et al.*, 2010).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Avanços recentes possibilitaram a determinação da dose inseminante, da temperatura de armazenamento, do momento e local da inseminação, sendo estes, 60×10^6 de espermatozoides/ μ l por dose, aplicados a 1cm dentro da cloaca e realizada no período do final da tarde. Os métodos de coleta, análise e processamento do sêmen, assim com a prática da inseminação artificial em codornas, estão, contudo, em processo de aperfeiçoamento e o conhecimento do comportamento reprodutivo é essencial para garantir melhor eficiência reprodutiva na espécie.

REFERÊNCIAS

- Ahangari, Y. J.; Parizadian, B.; Akhlaghi, A.; Sardarzadeh, A. Effect of dietary l-carnitine supplementation on semen characteristics of male japanese quail. **Comparative Clinical Pathology**. v. 23, n. 1, p. 1-5, 2012.
- Adkins-Regan, E. Male-male sexual behavior in Japanese quail: Being "on top" reduces mating and fertilization with females. **Behavioural Processes**, v. 108, n. 1, p. 71-79, 2014.
- Bakst, M. R.; Dymond, J.S. Artificial insemination in Poultry. In: **Success in Artificial Insemination - Quality of Semen and Diagnostics Employed**. Croatia: Intech. 2013. p. 175-195.
- Baraldi-Artoni, S.M.; Orsi, A. M.; Carvalho, T. L.; Lopes, R.A. The annual testicular cycle of the domestic quail (*Coturnix coturnix japonica*). **Anatomia, Histologia y Embryologia**, v. 26, n. 4, p. 337-339, 1997.

Burrows, W. H.; Quinn, J. P. The collection of spermatozoa from the domestic fowl and turkey. **Poultry Science**. v. 26, n. 1, p. 19–24, 1937.

CBRA 2013. Manual para Exame Andrológico e Avaliação de Sêmen Animal. 2ª ed. Colégio Brasileiro de Reprodução Animal, Belo Horizonte, MG. 45p.

Chang, G. B.; Chang, H.; Liu, X. P.; Xu, W.; Wang, H. Y.; Zhao, W. M.; Olowofeso, O. Developmental research on the origin and phylogeny of quails. **World's Poultry Science Journal**, v. 61, n. 1, p. 105–112, 2005.

Chang, G. B.; Liu, X. P.; Chang, H.; Chen, G.H.; Zhao, W. M.; Ji, D. J.; Chen, R.; Qin, Y. R.; Shi, X. K.; Hu, G.S. Behavior differentiation between wild Japanese quail, domestic quail, and their first filial Generation. **Poultry Science**. v. 88, n. 1, p. 1137-1142, 2009.

Cheng, K. M.; Rybnik-Trzaskowska, P. K.; Malecki, I.A. Role of the proctodeal gland foam of male Japanese quail in natural copulations. **The Auk**, v. 106, n. 1, p. 279-285. 1989.

Cheng, K. M.; Bennet, D. C.; Mills, A. D. The Japanese Quail. In: R. Hubrecht; J. Kirkwood, **The UFAW Handbook on the Care and Management of Laboratory and Other Animals**. Eighth ed. Blackwell Scientific Publ., London, 2010. p. 655–674.

Chelmonska, B.; Jerysz, A.; Lukaszewick, E.; Kowalczyk, A.; Malecki, I. Semen collection from japansese quail (*Coturnix japonica*) using a teaser female. **Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences**, v. 32, n. 8, p. 19-24, 2008.

Clulow, J.; Jones, R. C. Production, transport, maturation, storage and survival of spermatozoa in the male Japanese quail *Coturnix coturnix*. **Journal of Reproduction and Fertility**, v. 64, n. 1, p. 259-266. 1982.

De Pauw, I. M. C.; Soom, A. V.; Leavens, H.; Verberckmoes, S.; Kruijff, A. Sperm Binding to Epithelial Oviduct Explants in Bulls with Different Nonreturn Rates Investigated with a New In Vitro Model. **Biology of reproduction**, v. 67, n. 1, p. 1073-1079. 2002.

Donoghue, A. M.; Wishart, G. J. Storage of poultry sêmen. **Animal Reproduction Science**, v. 62, n. 1, p. 213–232, 2000.

Galef Jr, B. G. Social influences on the mate choices of male and female japanese quail. **Comparitive cognition & Behavior reviews**, v. 3, n. 1, p. 1-12, 2008.

Garcia, E. R. M.; Nunes, K. C.; Cruz, F. K.; Ferraz, A. L. J.; Batista, N. R.; Barbosa Filho, J. A. Comportamento de poedeiras criadas em diferentes densidades populacionais de alojamento. **Arquivo de Ciência Veterinária e Zoologia**, v. 18, n. 2, p. 87-93, 2015.

Góes, P. A. A.; Cavalcante, A. K. S.; Tavian, A. F.; Felipe, L.; Santos, E. C.; Nichi, M.; Queiroz, S. A.; Barnabe, R. C.; Barnabe, V. H. Análise espermática de perdizes (*Rhynchotus rufescens*) criadas em cativeiro e suplementadas com selênio. **Brazilian Journal of Research and Animal Science**, v. 48, n. 5, p. 370-377, 2011.

Iswati, I. N; Susilawati, T. Effect os addition os glutathione in diluente ringer's on spermatozoa quality of domestic chicken during cold storage. **Asina Journal of Microbiology, Biothecnology and Environmental Sciences**, v. 20, n. 1, p. 12-20, 2017.

Korn, N.; Thurston, R. J.; Pooser, B. P.; Scott, T. R. Ultrastructure of spermatozoa from Japanese quail. **Poultry Science**, v. 79, n. 3, p. 407–414, 2000.

Lavor, C. T. B.; Câmara, S. R. Biotecnologias do sêmen e inseminação artificial em aves. **Ciência Animal**, v. 22, n. 1, p. 66-81, 2012.

- Lake, P. E. Studies on the dilution and storage of fowl semen. **Journal of Reproduction and Fertility**, v. 1, n. 1, p. 30-35, 1960.
- Leite, M. A. S.; Viveiros, A. T. M. Coleta de sêmen e inseminação artificial em galinhas. **Boletim Técnico 71**. Lavras: Universidade Federal de Lavras; 2009. p. 1-19.
- Lepore, P. D.; Marks, H. L. Intravaginal Insemination of Japanese Quail: Factors Influencing the Basic Technique. **Poultry Science**, v. 45, n. 5, p. 888-891, 1966.
- Lin, M.; Jones, R. C.; Blackshaw, A. W. The cycle of the seminiferous epithelium in the Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*) and estimation of its duration. **Journal of Reproduction and Fertility**, v.88, n. 2, p. 481-490, 1990.
- 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.
- Marks, H. L.; Lepore, P. D. A Procedure for Artificial Insemination of Japanese Quail. **Poultry Science**, v. 44, n. 4, p. 1001-1003. 1965.
- Matsuzaki, M.; Hirohashi, N.; Tsudzuki, M.; Haqani, M. I.; Maeda, T.; Mizushima, S.; Sasanami, T. Longer and faster sperm exhibit better fertilization success in Japanese quail. **Poultry Science**, v. 100, n. 4, p. 100980, 2021.
- Orcutt Jr., F. S.; A. B. Orcutt. Nesting and Parental Behaviour in Domestic Common Quail. **The Auk**. v. 93, n. 1, p. 135-141, 1976.
- Ogawa, K.; Nakamishi, Y.; Tojo, H.; Imanishi, M. Effect of frothy fluid from local gland on fertility in J. Quail (*Coturnix coturnix japonica*). **Bulletin of Faculty of Agriculture**, Kagoshima University, v. 24, n. 1, p. 35-40. 1974.
- Ottinger, M. A.; Scheleidt, W. M.; Russek, E. Daily patterns of courtship and mating behavior in the male Japanese quail. **Behavioural Processes**, v. 7, n. 3, p. 223-233, 1982.
- Pereira, T. N.; Almeida, J. Avaliação de patologias espermáticas em sêmen de aves domésticas (*Gallus gallus domesticus* - galos caipiras) criados em fazendas. **Revista Científica do UBM**, v. 22, n. 42, p. 138-155. 2020.
- Sanchez-Donoso, I.; Vilà, C.; Puigcerver, M.; Rodríguez-Teijeiro, J. D. Mate guarding and male body condition shape male fertilization success and female mating system in the common quail. **Animal Behaviour**, v. 136, n. 1, p. 107-117. 2018.
- Santiago-Moreno, J.; Esteno, M. C.; Villaverde-Morcillo, S.; Toledano-Díaz, A.; Castaño, C.; Velázquez, R.; López-Sebastián, A.; Goya, A. L.; Martínez, J. G. Recent advances in bird sperm morphometric analysis and its role in male gamete characterization and reproduction Technologies. **Asian Journal of Andrology**, v. 18, n. 6, p. 882-888, 2016.
- Serpa, F. C.; Jácome, I. M. T. D.; Garcia, R. G.; Zanchin, L. F.; Manfio, E. S.; Molinari, M.; Valentim, J. K.; Burbarelli, M. F. C.; Przybulinski, B. B. Inseminação artificial em codornas através de diferentes métodos de coleta. **Research, Society and Development**, v. 9, n. 4, p. 1-16, 2020.
- Sexton, T. J. A New Poultry Semen Extender: 1. Effect of Extension on the Fertility of Chicken Semen. **Poultry Science**, v. 56, n. 1, p. 1443-1446. 1977.
- Siudzinska, A.; Łukaszewicz, E. Effect of semen extenders and storage time on sperm morphology of four Chicken breeds. **Journal of Applied Poultry research**, v. 17, n. 1, p. 101-108, 2008.

Singh, R. P.; Sastry, K. V. H.; Pandey, N. K.; Singh, K. B.; Malecki, I. A.; Farooq, U.; Mohan, J.; Saxena, v. k.; Moudgal, R. P. The role of the male cloacal gland in reproductive success in Japanese quail (*Coturnix japonica*). *Reproduction, Fertility and Development*, v. 24, n. 2, p. 405-409. 2012.

Shit, N.; Singh, R. P.; Sastry, K. V. H.; Pandey, N. K.; Mohan, J.; Moudgal R. P. Development of artificial insemination technology in Japanese Quails. *Indian Journal of Poultry Science*, v. 45, n. 1, p. 50-54, 2010.

Snowdon, C. T. O significado da pesquisa em comportamento animal. *Estudos da psicologia*. v. 4, n. 2, p. 365-373, 1999.

Stevens, V. C. Experimental study of nesting by coturnix quail. *Journal of Wildlife Management*, v. 25, p. 99-101, 1961.

Tang, M.; Cao, J.; Yu, Z.; Liu, H.; Yang, F.; Huang, S.; He, J.; Yan, H. New semen freezing method for chicken and drake using dimethylacetamide as the cryoprotectant. *Poultry Science*, v. 100, n. 8, p. 101091, 2021.

Thélie, A.; Grasseau, I.; Grimaud-Jottreau, I.; Seigneurin, F.; Blesbois, E. Semen biotechnology optimization for successful fertilization in Japanese quail (*Coturnix japonica*). *Theriogenology*, v. 138, n. 1, p. 98-105, 2019.

Wentworth, B. C.; Mellen, W. J. Egg production and fertility following various methods of insemination in japanese quail (*Coturnix coturnix* japônica). *Journal of Reproduction fertility*, v. 6, n. 1, p. 215-220. 1963.