

DETERMINANTES DA QUALIDADE E DA FERTILIZAÇÃO DE OVOS DE CAPOTES (*NUMIDA MELEAGRIS*) COM USO DE SÊMEN DILUÍDO EM ACP-108.

Thalita Evangelista Bandeira¹; Carlos Tadeu Bandeira de Lavor²; Kalil Andrade Mubarak Romcy³; Ilana Carneiro Lisboa Magalhães⁴; Maria Izabel Florindo Guedes⁵.

¹Universidade Cruzeiro do Sul – UNICSUL. thalita.eb@hotmail.com

²Universidade Estadual do Ceará - UECE. tadeulavor@bol.com.br

³Universidade Estadual do Ceará - UECE. kakkd12@gmail.com

⁴Universidade Estadual do Ceará - UECE. ilanamagalhães@hotmail.com

⁵Universidade Estadual do Ceará - UECE. florinfo@uol.com.br

Introdução:

O desenvolvimento em biotecnologia animal, de aplicação mais importante, inclui métodos de manipulação de machos para a coleta de sêmen, para a avaliação, para a preservação e para a inseminação artificial em fêmeas (BENITES; TABELÃO, 2005).

De acordo com Ikani e Dafwang (2004) para um bom programa de criação comercial dessa espécie a inseminação artificial é de suma importância. Contudo em pequenas propriedades com produção de pequena escala essa técnica é inviável.

Em granjas que adotam esse sistema de manejo, medições acuradas da taxa de fertilidade devem ser feitas para se avaliar corretamente a atividade dos machos. Avaliações de fertilidade em ovos com 48 horas de incubação, a partir de amostras estatisticamente significativas; ovoscopia nas incubadoras entre 10 a 18 dias de incubação; medição de número de perfurações espermáticas na membrana perivitelínica (método laboratorial) (BRAMWELL et al., 1996).

Na indústria de produção de perus e de capotes, o uso de inseminação artificial é o meio mais eficiente para obtenção de progênie (ETCHES, 1996; DONOGHUE et al., 1996; DONOGHUE, 1999). A inseminação artificial também é utilizada na indústria de aves (*Gallus gallus*) de postura comercial (ETCHES, 1996), enquanto na indústria de aves de corte a monta natural ainda é usada com exclusividade. Entretanto, devido à intensa seleção de machos pelas características de crescimento e eficiência de processamento, a inseminação artificial poderá ser obrigatória na indústria de aves de corte, a exemplo do que ocorreu com a indústria de perus (REDDY, 1995).

Esse trabalho objetivou testar o uso de ACP – 108 em sêmen fresco com diluição v:v, inseminando artificialmente fêmeas de capotes, coletando os ovos, incubando, analisando índice de fertilidade embrionária e nascimento de pintos.

Material e Métodos:

O macho foi massageado na região dorsal e abdominal com movimentos crânio-caudais e em seguida era aplicada leve pressão com os dedos polegar e indicador da mão esquerda do operador, próximo à cloaca da ave, expondo-se o falo e a gota de sêmen sobre este. A gota de sêmen era então colhida mecanicamente pelo operador por aspiração. O sêmen de cada capote era colhido e misturado, formando um pool a partir de 18-23 aves. A colheita total do pool de sêmen era executada num prazo máximo de 15 minutos. A inseminação foi executada com pistola com graduação de dose e aplicada diretamente na cloaca das fêmeas. Os dados são apresentados com médias \pm desvio padrão utilizando-se ANOVA e testando a normalidade dos dados usando o teste de Tukey (ASSISTAT, 2011).

Resultados e discussão

A concentração espermática apresentou média geral de $8,34 \pm 12,41 \times 10^9$ spz.mL⁻¹. Etches (1996) apresenta concentrações espermáticas médias de capotes entre $4,0-8,0 \times 10^9$ spz.mL⁻¹ e Blesbois e Brillard, (2005) apresentam médias de $5,0-8,0 \times 10^9$ spz.mL⁻¹ certificando os bons achados desse trabalho que ficaram mais próximos dos índices da Galor (1983) com média de $7,2 \times 10^9$ spz.mL⁻¹. Nwaklor et al., (1988) $2,62 \pm 0,01 \times 10^9$ spz.mL⁻¹.

Tabela 01: Média \pm desvio padrão do volume, concentração espermática, motilidade espermática (ME%) e motilidade progressiva (MP 0-5) de ejaculados de capotes (*Numida meleagris*) resfriados por 4 horas.

Descrição	n	Média	\pm Desvio padrão	CV%
Volume μ L/ ave	4	94,97	10,91	11,49
Concentração espermática	8	$8,34 \times 10^9$.mL ⁻¹	12,41	29,78
Motilidade espermática %	24	55,42	11,12	20,07
Motilidade progressiva (0-5)	24	1,94	0,77	39,77

A motilidade espermática do sêmen resfriado por quatro horas (tempo da coleta na granja até a chegada no laboratório), teve média de $55,42 \pm 11,12\%$ e motilidade progressiva (0-5) com média de $1,94 \pm 0,77$ (Tabela 01). Os achados de Nwaklor et al., (1988) apresentaram motilidade média de $37,10 \pm 0,1\%$, indicando que a ACP-108 pode ser o indutor dessa condição a maior desse trabalho.

Tabela 02: Média \pm desvio padrão da motilidade espermática (ME%) de ejaculados de capotes (*Numida meleagris*) resfriados por 4 horas.

Lotes	n	ME \pm Desvio padrão	CV%
1	6	$65,83 \pm 14,28^a$	21,70
2	6	$51,67 \pm 9,30^{ab}$	18,01
3	6	$47,50 \pm 4,18^b$	8,80
4	6	$56,67 \pm 6,05^{ab}$	36,66

Letras minúsculas a-b indicam diferença estatística entre os dados da coluna $p < 0,05$

Foi também analisado a motilidade espermática e motilidade progressiva do sêmen estocado por períodos de até 96 horas em temperatura de 5 °C, de acordo com os dados apresentados na

Tabela 03.

Houve decréscimo da motilidade e da motilidade progressiva no sêmen de capotes resfriados a 5 °C e estocados até as 96 horas seguintes à coleta na granja. Esses dados mostram que a ACP-108 não manteve a viabilidade espermática dessas aves por períodos mais longos. Essas características são confirmadas em outras espécies em trabalhos de vários autores.

Tabela 03: Média \pm desvio padrão da motilidade espermática (ME%) e motilidade progressiva (MP 0-5) de sêmen de capotes (*Numida meleagris*) diluído em ACP-108, volume 1:1, estocado e resfriado em temperatura de 5 °C durante 24, 48, 72, 96 horas.

Blocos	n	ME	CV%	MP (0-5)	CV%
24h resf	24	48,75 \pm 11,08	22,74	1,87 \pm 0,85	45,54
48h resf	24	23,75 \pm 8,53	35,95	1,37 \pm 0,62	45,75
72h resf	24	13,50 \pm 4,43	32,84	1,25 \pm 0,50	40,00
96h resf	24	10,75 \pm 2,21	20,62	1,12 \pm 0,47	42,55

Para sêmen estocado, Clarke et al., (1982) relatou que a motilidade espermática em sêmen de galos não diluídos e diluídos é menor quando estocado a 41 °C, próxima da temperatura corporal da galinha. Isto contrasta com sêmen estocado em 25, 15 ou 5 °C. Os autores também revelaram que a motilidade espermática não é afetada pela diluição com temperatura de estocagem de 15 e 5 °C. Dumpala (2006) mostrou que como a percentagem de espermatozoides mortos cresce em sêmen não diluído principalmente a 41 °C durante a estocagem. O número de espermatozoides vivos e a motilidade espermática interagindo com a luz decresce, resultando em uma redução nas leituras efetuadas (HOWART, 1981). Clarke et al., (1982) relatam que a diluição de sêmen de galo incrementa a motilidade espermática. Este incremento é possível devido ao aumento da disponibilidade de nutrientes, como a frutose do BPSE (KAMAR e RISIK, 1972) e glicose (PARKER; McDANIEL, 2006).

Douard et al., (2005) encontraram em sêmen de perus estocados in vitro, decréscimo na motilidade quando estocados até 48 horas em temperatura de 4 °C. Penfold et al., (2001) analisaram o efeito do sêmen fresco de patos (*Anas acuta*), sem diluir e diluído em diluente comercial em duas temperaturas (4 e 24 °C) e verificaram os melhores índices de motilidade e motilidade progressiva em sêmen diluído à temperatura de 4 °C. Holm et al., (1998), usando 5 extensores, ajustando a concentração para 1 bilhão de espermatozoides/mL e o pH entre 5 e 9 analisaram a motilidade do sêmen de galos perus e codornas em temperaturas de 30 °C e 40 °C e concluíram que a alcalinização do pH incrementa a motilidade espermática nessas três espécies. Wishart e Wilson (1999), estudando a inibição da motilidade espermática pela dependência da temperatura em *Gallus gallus*, *Meleagris gallopavo*, *Anas platyrhynchos*, *Coturnix japônica* e *Chlamydotis undulata undulata* encontraram o acréscimo de motilidade na presença de NaCl (30 °C) e na presença de 5 mM de

cálcio (40 °C), exceto na codorna que demonstrou inibição pelo cálcio.

Fatores que são conhecidos por impactos na motilidade do espermatozoide, tais como a troca gasosa, consumo de ATP e a utilização dos íons, também são alteradas quando o sêmen é diluído (PARKER e McDANIEL, 2006). Parker e McDaniel (2006) relataram que sêmen puro recém ejaculado não tem O₂ livre, e ainda que o O₂ está amplamente disponível no diluente. Parker e Mc Daniel (2006) também relataram um incremento na motilidade quando os íons seminais foram utilizados pelos espermatozoides. Consequentemente o O₂ do diluente pode ter um impacto na utilização dos íons seminais pelo espermatozoide (PARKER; McDANIEL, 2007).

A principal análise do sêmen de capotes com adição da ACP-108 se deu pela mensuração dos índices de incubação dos ovos das fêmeas que se encontram compilados na Tabela 04 onde estão apresentados 12 lotes de ovos incubados com média geral de 92,16% ±1,48 de ovos férteis, 77,26% ± 1,11 de nascimento de pintos e 7,84% ± 1,48 de ovos inférteis. Duas empresas, Jean Goubin S.A. e Galor S.A., asseguram que essas aves, manejadas de acordo com recomendações dos seus guias de criação de reprodutores e matrizes, apresentam índices de performance de produção por matriz/ano de 170-175 ovos e 150-160 ovos para Goubin (1988) e Galor (1983) respectivamente. As fêmeas desse experimento apresentaram média anual de postura de 150-160 ovos. A fertilidade média dos ovos garantida por ambos as empresas é de 88% e a eclosão tem média de 74-77% (GOUBIN, 1988) e 70-75% (GALOR, 1983), mostrando que a fertilidade com ACP-108 foi bem superior e o % de eclosão apresentou-se melhor que os índices discutidos aqui.

Tabela 04: Número de ovos incubados de capote em doze lotes, número de ovos férteis, pintos nascidos, número de ovos refugados, embriões mortos na casca, % de ovos férteis, % de nascimento bruto e % de ovos inférteis provenientes de inseminação artificial com *pool* de sêmen fresco de capotes machos, diluído em ACP-108 (v:v).

Lote de ovos	Ovos incubados	Ovos férteis	Pintos nascidos	Ovos refugados (A+B)	Embriões mortos (A)	Ovos claros inférteis (B)	% ovos férteis	% nascimento bruto	% ovos inférteis
1	7220	6759	5669	1551	1090	461	93,61	78,52	6,38
2	5400	4876	4160	1240	716	524	90,30	77,04	9,70
3	7060	6232	5443	1617	789	828	88,27	77,09	11,73
4	4988	4591	3853	1135	738	397	92,04	77,24	7,96
5	6540	6063	5109	1431	954	477	92,71	78,20	7,29
6	4845	4503	3820	1025	683	342	92,94	78,84	7,05
7	6184	5732	4773	1411	959	452	92,69	77,18	7,30
8	4065	3777	3184	881	593	288	92,92	78,33	7,08
9	9630	8833	7195	2435	1638	797	91,72	74,71	8,28
10	5760	5354	4406	1354	948	406	92,95	76,49	7,05
11	4270	3966	3272	998	694	304	92,88	76,62	7,13
12	6010	5579	4619	1391	960	431	92,83	76,86	7,17
Média							92,16	77,26	7,84

±Desvio padrão	1,48	1,11	1,48
Coefficiente de variação CV %	1,61	1,44	18,93

Segundo Moreki, (2011), a produção dessas aves criadas em solo apresenta fertilidade de 75-80% e nascimento de pintos próximo de 60%. Saina (2005) e Saina et al., (2005) encontraram eclosão de 71,2% sobre uma média 42 ovos postos/ave, que representa um total de 30 pintos por fêmea, enquanto as aves desse trabalho produziram 120 pintos por ave, apresentaram ovos fertilidade média de 92,16% e nascimento de pintos com média de 77,26%.

Conclusão

A ACP-108 utilizada como diluidor de sêmen fresco de capotes apresentou alto índice de fertilidade dos ovos e um bom índice de nascimentos de pintos.

Referencias bibliográficas

ASSISTAT, Versão 7.6 beta 2011 Disponível em: <<http://www.assistat.com>> Silva, F. de A. S. e Azevedo, C. A. V. Acesso em mar.2011.

BRAMWELL, R. K.; McDANIEL, C. D.; WILSON, J. L.; HOWART, B. Age effect of male and female broiler breeders on sperm penetration of the periviteline layer overlayng the germinal disc. Poultry Science. 75: 755-762, 1996.

BLESBOIS, E.; BRILLARD, J. P. L'anatomie et la physiologie de l'appareil genital male des oiseaux. Chapitre 15 Partie 3 - La reproduction des oiseaux. In.: Reproduction des animaux d'élevage. Educagri éditions, Dijon-Fr. pp. 358-369, 2005.

BENITES, C. I.; TABELÃO, V. C. Anatomia e fisiologia reprodutiva das aves e formação do ovo. In:Souza-Soares, L. A. e Siewerdt, F. Capitulo 10. Aves e Ovos. p. 121-128, 2005.

CLARKE, R. N.; SEXTON, T. J.; OTTINGER, M.A. Effect of holding temperature and storage time on respiratory rate, motility, and fertility of chicken and turkey semen. Poultry Science. 61: 1912-1917, 1982.

DONOGHUE, A. M., GARNER, D. L., DONOGHUE, D. J.; JONSON, L. A. Assesment of the membrane integrity of fresh and stored turkey spermatozoa using a combination of hypo-osmotic stress, fluorescent staining and flow cytometry. Theriogenology. 46: 153-163, 1996.

DONOGHUE, A. M. Prospective approaches to avoid flock fertility problems: Predictive assessment of sperm function traits in poultry. Poultry Science. 78: 437-443, 1999.

DOUARD, V.; HERMIER, D.; LABBE, C.; MAGISTRINI, M.; BLESBOIS, E. Role of seminal plasma in damage to turkey spermatozoa during *in vitro* storage Theriogenology. 63: 126-137, 2005.

DUMPALA, P. R.; PARKER, H. M.; McDANIEL, C. D. The effect of semen storage temperature and diluent type on the Sperm Quality Index of broiler breeder semen. International Journal of Poultry Science. v. 5 n. 9 p. 838-845, 2006.

ETCHES, R. J. The male. Chapter 8. In: Reproduction in Poultry. Cambridge: University Press, Oxon U. K. 1996. pp. 208-233.

GALOR, F. La pintade française. Technique d'exploitation des reproducteurs Galor. Edition Galor France. pp. 16, 1983.

GOUBIN. La Pintade Goubin + .Guide d'élevage. Edition Jean Goubin S. A. pp. 24, 1988.

HOLM, L. Y.; WISHART, G. J. The effect of pH on the motility of spermatozoa from chicken, turkey and quail. Animal Reproduction Science. 54: 45-54, 1998.

HOWARTH, B. Preservation of the fertilizing capacity of cock semen incubated in vitro at 41°C. Poultry Science. 60: 1075–1078, 1981.

IKANI, E. I.; DAFWANG, I. I. The production of guinea fowl in Nigeria. Extension bulletin. n. 207, poultry series n. 8. Ahmadu Bello University, Zaira Nigeria. pp. 28, 2004.

KAMAR, G. A.; RISIK, M. A. Semen characteristics of two breeds of turkey. Journal of Reproductive Fertility. 29: 317-325, 1972.

MOREKI, J. C. Guinea fowl production. Disponível em
<<http://www.gov.bw/Global/MOA/Guinea%20Fowl%20Production.pdf>> Acessado em jul. 2011.

NEVO, A. C. Dependence of sperm motility and respiration on oxygen concentration. Journal of Reproduction and Fertility. 9: 103-107, 1965.

NWAKLOR, L. N.; OKEKE, G. C. ; NJOKU, D. C. Semen characteristics of the guinea fowl *Numida meleagris*. Theriogenology. v. 29 (3), 545-554, 1988.

PARKER, H. M.; McDANIEL, C. D. The immediate impact of semen diluent and rate of dilution on the sperm quality index, ATP utilization, gas exchange and ionic balance of broiler breeder sperm. Journal of Poultry Science. 85: 106-116, 2006.

PARKER, H. M.; McDANIEL, C. D.. Correlation of the sperm quality index with ATP utilization, gas exchange and ionic balance of broiler breeder semen. International Journal of Poultry Science. 6 (12) 928-932, 2007.

PENFOLD, L. M.; HARNAL, V.; LYNCH, W. BIRD, D.; DERRICKSON, S. R.; WILDT, D. E. Characterization of Northern pintail (*Anas acuta*) ejaculate and the effect of sperm preservation on fertility. Journal of Reproduction and Fertility. 121: p. 267-275, 2001.

REDDY, R. P. Artificial Insemination of broilers: economic and management implications. In: Bakst, M. R.; Wishart, G. J. (eds.), First International Symposium on the artificial Insemination of Poultry. Savoy, Il: Poultry Science Association. p. 73-89, 1995.

SAINA, H.; KUSINA, N. T.; KUSINA, J. F.; BHEBHE, E.; LEBEL, S. Guinea fowl production by indigenous farmers in Zimbabwe. [Livestock Research for Rural Development. 17 \(9\), 2005.](#)

WISHART, G. J.; WILSON, Y. I. Temperature-dependent inhibition of motility in spermatozoa from different avian species. Animal Reproduction Science 57: 229-235, 1999.