



Indução e sincronização de estro em mamíferos selvagens – uma revisão

Estrus induction and synchronization in wild mammals – a review

Gislayne C.X. Peixoto, Alexsandra Fernandes Pereira, Alexandre Rodrigues Silva¹

Universidade Federal Rural do Semi-Árido, UFERSA, Mossoró, RN, Brasil.

¹Correspondência: legio2000@yahoo.com

Resumo

O uso de protocolos de indução e sincronização de estro representa uma etapa importante no estabelecimento de biotécnicas reprodutivas, como a inseminação artificial e a transferência de embrião. Em mamíferos selvagens, sua aplicação permite não apenas o aumento dos índices reprodutivos, como também o desenvolvimento de estratégias de conservação desses animais em cativeiro. Assim, o objetivo desta revisão é apresentar os progressos alcançados em alguns mamíferos selvagens, destacando os tratamentos hormonais empregados e suas eficiências. Uma variedade de hormônios ou drogas semelhantes aos produzidos endogenamente pela fêmea já foi utilizado com diferenças quanto às respostas ovarianas. Adicionalmente, o aperfeiçoamento destes protocolos deve ser desenvolvido para cada espécie em associação com o conhecimento da fisiologia ovariana, particularmente da dinâmica folicular.

Palavras-chave: biotécnica, ciclo ovariano, hormônio, reprodução.

Abstract

The use of estrus induction and synchronization protocols is an important step for the establishment of reproductive assisted techniques, as artificial insemination and embryo transfer. In wild mammals, its application allows not only the increase in reproductive rates, as well as the development of strategies for the conservation of these animals under captivity. The aim of this review is to present the progress achieved in some wild mammals, highlighting the hormonal treatments used and their effectiveness. A variety of hormones or drugs similar to those produced endogenously by the female have already been used with apparent differences in the ovarian responses. Additionally, the processing of these protocols must be developed for each species in combination with the knowledge of ovarian physiology, especially the follicular dynamics.

Keywords: reproduction, hormone, ovarian cycle, biotechnology.

Introdução

Em mamíferos selvagens, a aplicação de métodos de controle reprodutivo pode favorecer o manejo de espécies nas quais se visa a produção dentro de um sistema sustentável, como é o caso dos catetos (*Pecari tajacu*); ou ainda suplantam desafios impostos pelas inúmeras condições estressantes oriundas do cativeiro, conforme observado principalmente nos carnívoros. Desse modo, intervenções apropriadas, como a indução e sincronização estral, permitem o aumento da produtividade, favorecendo a concentração dos partos em épocas desejáveis e facilitando o emprego de biotécnicas como a inseminação artificial (IA) e a transferência de embrião (TE) (Clarke et al., 2012), objetivando a conservação e multiplicação da espécie. Entretanto, os protocolos usados para este propósito são, na maioria das vezes, uma extrapolação daqueles desenvolvidos em animais domésticos, os quais muitas vezes não se aplicam às características fisiológicas observadas em cada espécie alvo (Asher et al., 2011). Além disso, a pouca precisão evidenciada na detecção do estro consiste em um dos principais entraves ao emprego de biotécnicas reprodutivas em mamíferos silvestres. Nesse sentido, as informações oriundas de exames ultrassonográficos e hormonais são fundamentais para os ajustes necessários em cada protocolo a ser estabelecido (Micheletti et al., 2015).

A manipulação da atividade reprodutiva pode ser alcançada pelo efeito macho, programação de luz ou combinação destes (Guimarães et al., 2009). Contudo, muitos profissionais optam por manipular farmacologicamente o ciclo estral em tempos específicos, utilizando hormônios semelhantes aos produzidos endogenamente pela fêmea, como os oriundos do hipotálamo (hormônio liberador de gonadotropina – GnRH), ovário (estrógenos e progesterona), útero (prostaglandina F_{2α} – PGF_{2α}) (Cavaliere et al., 2002) e placenta (gonadotropinas coriônica humana – hCG e equina – eCG) (Micheletti et al., 2015). Além disso, substâncias análogas ao GnRH, as quais foram modificadas a partir da molécula original, atuando como agonista ou antagonista, podem ser empregadas (Silva et al., 2012). Assim, a disponibilidade e a versatilidade de diferentes fármacos permitem o surgimento e o aperfeiçoamento de programas de sincronização de estro. Entretanto, a variabilidade na resposta a tratamentos hormonais é conhecida por limitar a fertilidade em fêmeas silvestres (Palomino et al., 2013), característica essa que vem sendo modificada de acordo com trabalhos desenvolvidos.



Para os animais silvestres, o estabelecimento de um protocolo hormonal é ainda pouco compreendido em virtude da ampla variedade de espécies. Diante da importância e variedade de resultados demonstrados na literatura, esta revisão apresenta como propósito compilar os progressos dos protocolos de indução e sincronização do estro em alguns mamíferos selvagens, enfatizando as diferenças existentes entre os distintos protocolos, bem como o sucesso de suas administrações.

Protocolos de indução e sincronização do estro em mamíferos silvestres

Ungulados

As primeiras tentativas para sincronizar a atividade reprodutiva em ungulados silvestres foram baseadas em protocolos desenvolvidos para bovinos (Toosi et al., 2013). Importantes avanços (Goodrowe et al., 2007; Adams et al., 2010) tem sido evidenciados em bisões (*Bison bison athabasca*), nos quais um total de 66% e 90% das fêmeas submetidas à associação de progestina e PGF2 α ou estradiol e PGF2 α apresentaram estro após 2 a 4 dias do término do tratamento, com taxa de ovulação entre 55% a 67%, respectivamente (Goodrowe et al., 2007). Já a combinação de progesterona e estradiol 17 β resultou em nova onda folicular 3 a 4 dias após o tratamento (Adams et al., 2010). Além disso, Toosi et al. (2013) conseguiram sincronizar fêmeas de bisão pela associação de progesterona diluída em óleo de sésamo (2,0 mL) e estradiol 17 β (2,5 mg), resultando na primeira gestação obtida na espécie oriunda de manipulação farmacológica da atividade reprodutiva.

Em cervídeos, o uso de um dispositivo intravaginal para liberação de 0,3 g de progesterona (CIDR[®]) promoveu a sincronização de estro na espécie Jilin sika (*Cervus nippon hortulorum*), sendo verificado que, após a sincronização, ocorreram até três ondas foliculares na maioria dos ciclos estrais nos animais tratados (Chen et al., 2015). Já em veado-catingueiro (*Mazama gouazoubira*), sincronização eficaz (83%) foi obtida por uso de CIDR[®] durante oito dias, seguida da aplicação de 265 μ g de cloprostenol (Zanetti et al., 2010). Posteriormente, observou-se que o tratamento com eCG, estrógeno e progestina induziu a superovulação com formação de corpo lúteo funcional nesta mesma espécie (Zanetti et al., 2014). Resultados semelhantes foram observados quando o cloprostenol foi utilizado como único isoladamente na concentração de 265 μ g em duas aplicações com 11 dias de intervalo (Zanetti et al., 2014). Em outro cervídeo, o chital (*Axis axis*), o estro foi induzido a partir de implantes de norgestomet, com posterior realização de IA utilizando sêmen fresco, resultando em gestações em 30% das fêmeas tratadas (Umaphathy et al., 2007a). De modo similar, uma alta eficiência (71%) foi obtida em veado-vermelho (*Cervus elaphus*) com associação da progesterona (CIDR, 1,9 g) e eCG (200 UI), este último sendo administrado após a remoção do dispositivo (McCorkell et al., 2007). Além disso, por se tratar de uma espécie sazonal anual e por sofrerem forte influência do fotoperíodo, Asher et al. (2011) conduziram um estudo para induzir a puberdade precoce em *C. elaphus*, e reportaram a antecipação da primeira ovulação, bem como o aumento da incidência de gestação, resultando em uma maior sincronia global de concepções, utilizando implantes subcutâneos de melatonina exógena (18 mg; Regulin).

Em rinocerontes-brancos (*Ceratotherium simum*), devido à maioria das fêmeas mantidas em cativeiros (61%) apresentarem longos períodos anovulatórios que são considerados a principal razão para a baixa taxa reprodutiva, distintas tentativas foram realizadas visando a indução hormonal da ovulação (Hermes et al., 2006). Dentre os protocolos, aqueles baseados em progestágenos, alguns precedidos por PGF2 α e seguidos por diferentes combinações de FSH, eCG e GnRH, não conseguiram, em sua maioria, induzir a ovulação de forma confiável (Godfrey et al., 1990). Em fêmeas no período anovulatório, o uso de progestágeno (acetato de clormadinona) associado ao hCG, ou injeção do análogo de GnRH (acetato de deslorelina) ou implante de GnRH, resultaram em taxas de ovulação de 66,7%, 62,5% e 93,3%, respectivamente (Hermes et al., 2012). Adicionalmente, em fêmeas cíclicas, Hermes et al. (2012) obtiveram ovulação em todas as fêmeas com implantes de GnRH (100%, n=15), mantidos por 48 h. Nesse mesmo estudo, os autores relataram 89% de eficiência nas fêmeas sem atividade cíclica, utilizando o mesmo protocolo, e obtendo-se duas gestações.

Em outras espécies unguladas, estudos de manipulação de ciclo estral são ainda escassos. Nas éguas de Przewalski (*Equus ferus przewalskii*), a sincronização do ciclo estral pode ser alcançada com o protocolo descrito para equinos domésticos, pela administração oral de Altrenogest (Regumate, 0,044 mg/kg) por 12 dias, seguida de cloprostenol (PGF22 α , 12,5 μ g) (Collins et al., 2014). Protocolos de sincronização de estro já foram também descritos em catetos (*Pecari tajacu*), um taitaçuideo sul-americano, nos quais o cloprostenol (60 μ g) em duas aplicações com intervalo de nove dias mostrou-se eficaz (80%) (Maia et al., 2014).

Carnívoros

Dentre os mamíferos mais ameaçados de extinção, os felídeos silvestres apresentam grande diversidade de mecanismos reprodutivos, particularmente no que se refere à estratégia de ovulação, com descrição da maioria de espécies que possuem principalmente ovulação induzida (Pelican et al., 2010). Nesse contexto, diversos protocolos já foram descritos, a maioria baseada no uso de gonadotropinas suínas (50 UI pFSH e 25 UI pLH), as quais foram efetivas na indução do estro em onça-pintada (*Panthera onca*) (Morato et al., 2000), suçuarana (*Puma concolor*) e jaguarundi (*Puma yagouaroundi*) (Howard e Wildt, 2009). Adicionalmente, taxas de concepção pós-IA inferiores a



30% foram descritas em jaguatirica (*Leopardus pardalis*) estimuladas com 400 UI eCG e 200 UI de hCG (Swanson et al., 1996) e em tigrina (*Leopardus tigrinus*) estimuladas com 200 de UI eCG e 150 UI de hCG (Swanson et al., 2002). No leão-asiático (*Panthera leo persica*), Umapathy et al. (2007b) testaram a administração de duas doses de 750 UI de eCG, com intervalo de 80 h, e observaram uma indução comportamental de estro e ocorrência de ovulação em todas as fêmeas. Em estudo recente desenvolvido em onça-pintada, foi realizada a estimulação ovariana por eCG (600 UI) e hCG (300 UI), esta última sendo administrada 88 h após a primeira. Contudo, observou-se que os indivíduos que responderam positivamente ao protocolo de estimulação apresentaram comportamento estral com maior duração, quando comparados ao grupo controle com indivíduos em ciclo natural (Barnes et al., 2016).

A deficiência na padronização das doses hormonais em felídeos silvestres deve-se principalmente às diferenças na resposta às gonadotropinas, que podem variar quanto ao intervalo entre as aplicações dos hormônios. Além disso, macromoléculas exógenas como o eCG, podem sensibilizar o sistema imunológico da fêmea, quando aplicadas sucessivamente em intervalos curtos. Como consequência, ocorre a indução da formação de imunocomplexos que são suficientemente capazes de interferirem na resposta ovariana, na eficiência da IA ou colheita oocitária (Stewart et al., 2012). Estas dificuldades oriundas do uso das gonadotropinas tem favorecido a busca por protocolos para indução de estro baseados em outras drogas, como as prostaglandinas.

O uso da PGF 2α tem promovido resultados promissores em linceos-ibéricos (*Lynx pardinus*), cuja regressão do corpo lúteo funcional foi relatada após administração de cloprostenol (2,5 μ g/kg), três vezes a cada 16 h (Painer et al., 2014). Na mesma espécie, efeito similar foi descrito quando o cloprostenol foi administrado com o aglepristone – um anti-progestágeno esteroidal, ou com a cabergolina – um fármaco agonista dopaminérgico inibidor de prolactina, ou ainda, pelo prolongamento do uso do cloprostenol por 5 dias (Painer et al., 2014).

No tocante aos canídeos, Johnson et al. (2014) observaram que a deslorelina – um agonista de GnRH (2,1 mg) – foi efetiva na indução da atividade ovariana e ovulação em fêmeas de lobo-guará (*Chrysocyon brachyurus*) mantidas com um macho; contudo, nas fêmeas mantidas isoladas, foi necessária a administração de LH recombinante para induzir a ovulação. Nos lobos-cinzentos (*Canis lupus*), o uso da deslorelina (2,1 mg) apresentou-se como um potencial método para indução de estro fértil, com 100% de gestação após a monta natural e 33% de gestação após IA (Asa et al., 2006). Já em coiotes (*Canis latrans*), o implante subcutâneo de deslorelina (2,1 mg) e a administração por três dias de gonadorelina (2,0 μ g/kg) não foram eficientes, pois embora as fêmeas tivessem apresentado aumento transitório das concentrações séricas de estradiol e progesterona, não ocorreu supressão de montas e cópula, demonstrando a ocorrência de desordem hormonal antes da ovulação. Nessa ocasião, a fertilidade posterior ao tratamento não foi fisiologicamente prejudicada (Carlson e Gese, 2009).

Em procionídeos, uma única tentativa de controle de ciclo estral em quatis (*Nasua nasua*) não obteve sucesso com o uso do acetato de melengestrol (progestágeno). Esses autores recomendaram cautela em seu uso, pois foi observada secreção vaginal purulenta e adenocarcinoma uterino nas fêmeas tratadas (Chittick et al., 2001).

Primatas

Assim como em outros mamíferos selvagens, o cloprostenol tem sido utilizado em primatas. Em saguis (*Callithrix jacchus*), a dose de 0,5-0,8 μ g foi suficiente para gerar ação luteolítica, levando ao desencadeamento da fase folicular (Webley et al., 2010). Em macacos cinomolgos, a associação de implantes de antagonista de GnRH (Leuplin 3,75 mg) mantidos por duas semanas, e eCG (25 UI/kg), foi empregada para sincronização reprodutiva visando a obtenção de oócitos (Suzuki et al., 2012). Com mesmo objetivo, em saguis, a associação de cloprostenol com hCG (500 UI) resultou em eficiente indução da ciclicidade reprodutiva e obtenção oocitária (Gruppen et al., 2007).

Mamíferos aquáticos

Com a crescente preocupação de conservação das espécies, estudos têm focado na reprodução de mamíferos aquáticos. Em golfinho-de-laterais-brancas-do-Pacífico (*Lagenorhynchus obliquiens*), Robeck et al. (2009) administraram altrenogest (0,044 mg/kg) uma vez ao dia durante 20-30 dias, tendo observado 17 ciclos ovulatórios (22%; n=76) com ovulação ocorrendo 21 dias após a interrupção do tratamento hormonal. Estes resultados foram fundamentais para a realização da primeira IA em tempo fixo nessa espécie, servindo de modelo para outros cetáceos ameaçados de extinção.

Na morsa-do-Pacífico (*Odobenus rosmarus divergens*), Muraco et al. (2012) administraram hCG nos machos, com dosagens variando entre 1000 e 2500 UI, duas a três vezes por semana, durante semanas, meses ou anos, dependendo da condição de tratamento individual. A administração foi efetuada no macho, pois nesta espécie há baixa taxa reprodutiva, em vista de a fêmea ser altamente dependente dos níveis de testosterona dos machos. Assim, com a manipulação hormonal do macho, a sincronização e ovulação foram possíveis, resultando em concepção e gestação.



Considerações finais

A estimulação ovariana previsível e precisamente cronometrada é essencial para o desenvolvimento com sucesso de técnicas reprodutivas. Nesse contexto, a indução e sincronização de estro consistem em biotécnicas bem estabelecida em mamíferos domésticos, mas tem sido usada com bastante moderação em silvestres, e por vezes limitada devido às significativas diferenças entre as espécies. Estas apresentam, geralmente, uma fisiologia reprodutiva ainda não suficientemente conhecida, podendo apresentarem resultados distintos e inesperados, como hiperestimulação ovariana e alterações indesejáveis nos perfis endócrinos, que por sua vez podem comprometer o desempenho reprodutivo.

Ao que parece, dentre os protocolos utilizados na sincronização estral em silvestres, tem merecido destaque o uso da prostaglandina, cujo protocolo necessita ser adaptado à variação de cada espécie. Contudo, o conhecimento fisiológico básico é de primordial importância, uma vez que cada espécie silvestre pode apresentar peculiaridades reprodutivas capazes de induzir o surgimento de comportamento diferenciado, quando os indivíduos são submetidos a similares tratamentos.

Salienta-se que o método ideal para todas as espécies é utópico, mas métodos apropriados à diversidade de cada uma delas poderiam minimizar as vezes em que o animal deve ser tratado, evitando potenciais falhas nas técnicas, bem como a ocorrência de afecções por erros de manipulação. Adicionalmente, os progressos dos protocolos de indução e sincronização de estro tem permitido presumir sobre seu potencial papel no suporte da conservação de mamíferos silvestres ameaçados de extinção, que apesar das limitadas exceções de incorporação de técnicas reprodutivas, continuam a apresentar perspectivas intensamente motivantes.

Referências

- Adams GP, McCorkell R, Jurgielewicz VC, Ambati D, Woodbury MR.** Estrous synchronization and fixed-time AI in wood bison (*Bison bison athabascae*). *Reprod Fertil Dev*, v.1, p.22-255, 2010.
- Asa C, Bauman K, Callahan P, Bauman J, Volkmann DH, Jochel W.** GnRH-agonist induction of fertile estrus with either natural mating or artificial insemination followed by birth of pups in gray wolves (*Canis lupus*). *Theriogenology*, v.66, p.1778-82, 2006.
- Asher GW, Archer JA, Ward JF, Scott IC, Littlejohn RP.** Effect of melatonina implants on the incidence and timing of puberty in female red deer (*Cervus elaphus*). *Anim Reprod Sci*, v.123, p.202-209, 2011.
- Barnes SA, Teare JA, Staaden S, Metrione L, Penfold LM.** Characterization and manipulation of reproductive cycles in the jaguar (*Panthera onca*). *Gen Comp Endocr*, v.225, p.95-103, 2016.
- Carlson DA, Gese EM.** Influence of exogenous gonadotropin-releasing hormone on seasonal reproductive behavior of the coyote (*Canis latrans*). *Theriogenology*, v.72, p.773-783, 2009.
- Cavaliere J, Coleman C, Rodrigues H, Macmillan KL, Fitzpatrick LA.** The effect of timing of administration of estradiol benzoate on characteristics of oestrus, timing of ovulation and fertility in *Bos indicus* heifers synchronized with a progesterone releasing intravaginal insert. *Aust Vet J*, v.80, p.217-223, 2002.
- Chen XM, Wei HJ, Yang YF, Xue HL, Zhao WG, Zhao M.** Serum hormone concentrations and ovarian follicular wave emergence in Jilin sika deer (*Cervus nippon hortulorum*) after synchronization of estrous cycles. *Anim Reprod Sci*, v.153, p.44-49, 2015.
- Chittick E, Rotstein D, Brown T, Wolfe B.** Pyometra and uterine adenocarcinoma in a melengestrol acetate-implanted captive coat (*Nasua nasua*). *J Zoo Wild Med*, v.32, p.245-251, 2001.
- Clarke PMR, Henzi SP, Barrett L.** Estrous synchrony in a nonseasonal breeder: adaptive strategy or population process? *Behav Ecol*, v.1, p.574-581, 2012.
- Collins CW, Monfort SL, Mandi MV, Barbara AW, Rachael BW, Carol LK, Nucharin S.** Oral and injectable synthetic progestagens effectively manipulate the estrous cycle in the Przewalski's horse (*Equus ferus przewalskii*). *Anim Reprod Sci*, v.148, p.42-52, 2014.
- Godfrey RW, Pope CE, Dresser BL, Baviter BD, Andrews JC, Olse JH.** An attempt superovulate a southern white rhinoceros (*Ceratotherium simum simum*). *Theriogenology*, v.33, p.231. 1990.
- Goodrowe KL, Mastromonaco GF, Othen LS.** Reproductive patterns in female bison (*Bison bison sp*). In: Youngquist RS, Threlfall WR, editors. *Current therapy in large animal theriogenology*. St. Louis: Saunders; p.1000-4, 2007.
- Guimarães DAA, Ramos RSL, Garcia GW, Ohashi OM.** The stimulatory effect of male aguti (*Dasyprocta prymnolopha*) on the onset of female puberty. *Acta Amaz*, v.39, p.759-762, 2009.
- Gruppen CG, Gilchrist RB, Nayudu PL, Barry MF, Schulz SJ, Ritter LJ, Armstrong DT.** Effects of ovarian stimulation, with and without human chorionic gonadotrophin, on oocyte meiotic and developmental competence in the marmoset monkey (*Callithrix jacchus*). *Theriogenology*, v.68, p.861-872, 2007.
- Hermes R, Hildebrandt TB, Walzer C, Göritz F, Gray C, Niemuller C, Schwarzenberger F.** Estrus induction in white rhinoceros (*Ceratotherium simum*). *Theriogenology*, v.78, p.1217-1223, 2012.
- Hermes R, Hildebrandt TB, Walzer C, Göritz F, Patton ML, Silinski S, Anderson MJ, Reid CE, Wibbelt G, Tomasova K, Schwarzenberger F.** The effect of long non-reproductive periods on the genital health in captive female white rhinoceroses (*Ceratotherium simum simum*, *C.s. cottoni*). *Theriogenology*, v.65, p.1492-515, 2006.
- Howard J, Wildt DE.** Approaches and efficacy of artificial insemination in felids and mustelids. *Theriogenology*.



v.71, p.130-48, 2009.

Johnson AEM, Freeman EW, Colgin M, McDonough C, Songsasen N. Induction of ovarian activity and ovulation in an induced ovulator, the maned wolf (*Chrysocyon brachyurus*), using GnRH agonist and recombinant LH. *Theriogenology*, v.82, p.71-79, 2014.

McCorkell RB, Woodbury MR, Adams GP. Evaluation of an ovarian synchronization scheme for fixed-time artificial insemination in wapiti. *Theriogenology*, v.67, p.1217-1223, 2007.

Maia KM, Peixoto GCX, Campos LB, Silva AM, Castelo TS, Ricarte ARF, Silva AR. Estrous synchronization in captive collared peccaries (*Pecari tajacu*) using a prostaglandin F2 α analog. *Zoo Soc*, v.31, p.836-839, 2014.

Micheletti T, Brown JL, Walker SL, Cubas ZS, Furtado PV, Putman SB, Moraes W, Oliveira MJ, Oliveira CA, Moreira N. The use of altrenogest to avoid hyperestrogenism after eCG-hCG ovulation induction in Southern tigrina (*Leopardus guttulus*). *Theriogenology*, v.84, p.575-582, 2015.

Morato RG, Crichton EG, Paz RCR, Zuge RM, Moura CA, Nunos AVL, Teixeira RH, Porto L, Priscila M, Guimaraes MABV, Correa SHR, Barnabe RC, Armstrong DL, Loskutoff NM. Ovarian stimulation and successful *in vitro* fertilization in the jaguar (*Panthera onca*). *Theriogenology*, v.53, p. 339, 2000.

Muraco HS, Coombs LD, Procter DG, Turek PJ, Muraco MJ. Use of human chorionic gonadotropin in a male Pacific walrus (*Odobenus rosmarus divergens*) to induce rut and achieve a pregnancy in a nulliparous female. *J Androl*, v.33, p.789-97, 2012.

Painer J, Goeritz F, Dehnhard M, Hildebrandt TB, Naiden SV, Sanchez I, Quevedo MA, Jewgenow K. Hormone-induced luteolysis on physiologically persisting corpora lutea in Eurasian and Iberian lynx (*Lynx lynx* and *Lynx pardinus*). *Theriogenology*, v.82, p.557-562, 2014.

Palomino JM, McCorkell RB, Woodbury MR, Cervantes MP, Adams GP. Superstimulatory response and oocyte collection in North American bison during the non-breeding season. *Anim Reprod Sci*, v.140, p.147-152, 2013.

Pelican KM, Spindler RE, Pukazhenthil BS, Wildt DE, Ottinger MA, Howard JG. Progesterone exposure before gonadotropin stimulation improves embryo development after *in vitro* fertilization in the domestic cat. *Biol Reprod*, v.83, p.558-67, 2010.

Robeck TR, Steinman KJ, Greenwell M, Ramirez K, Bonn WV, Yoshioka M, Katsumata E, Dalton L, Osborn S, O'Brien JK. Seasonality, estrous cycle characterization, estrus synchronization, semen cryopreservation, and artificial insemination in the Pacific white-sided dolphin (*Lagenorhynchus obliquidens*). *Reproduction*, v.138, p.391-405, 2009.

Silva ME, Colazo MG, Ratto MH. GnRH dose reduction decreases pituitary LH release and ovulatory response but does not affect corpus luteum (CL) development and function in llamas. *Theriogenology*, v.77, p.1802-1810, 2012.

Stewart RA, Pelican KM, Croiser AE, Pukazhenthil BS, Wildt DE, Ottinger MA, Howard J. Oral progesterone priming increases ovarian sensitivity to gonadotropin stimulation and improves luteal function in the cat. *Biol Reprod*, v.87, p.137, 2012.

Suzuki N, Hashimoto S, Igarashi S, Takae S, Yamanaka M, Yamochi T, Takenoshita M, Hosoi Y, Morimoto Y, Ishizuka B. Assessment of long-term function of heterotopic transplants of vitrified ovarian tissue in cynomolgus monkeys. *Hum Reprod*, v. 27, p.2420-2429, 2012.

Swanson WF, Howard JG, Roth TL, Brown JL, Alvarado T, Burton M, Starnes D, Wildt DE. Responsiveness of ovaries to exogenous gonadotrophins and laparoscopic artificial insemination with frozen-thawed spermatozoa in ocelots (*Felis pardalis*). *J Reprod Fertil*, v.106, p.87-94, 1996.

Swanson W, Paz R, Morais RN, Gomes ML, Moraes W, Adania CH. Influence of species and diet on efficiency of *in vitro* fertilization in two endangered Brazilian felids the ocelot (*Leopardus pardalis*) and tigrina (*Leopardus tigrinus*). *Theriogenology*, v.57, p.593, 2002.

Toosi, BM, Tribulo A, Lessard C, Mastromoaco GF, McCorkell RB, Adams GP. Superovulation and embryo transfer in wood bison (*Bison bison athabasca*). *Theriogenology*, v.1, p.1-10, 2013.

Umaphy G, Sontakke SD, Srinivasu K, Kiran T, Kholkute SD, Shivaji S. Estrus behavior and fecal steroid profiles in the Asiatic lion (*Panthera leo persica*) during natural and gonadotropin-induced estrus. *Anim Reprod Sci*, v.101, p.313-325, 2007a.

Umaphy G, Sontakke SD, Reddy A, Shivaji S. Seasonal variations in semen characteristics, semen cryopreservation, estrus synchronization, and successful artificial insemination in the spotted deer (*Axis axis*). *Theriogenology*, v.67, p.1371-8, 2007b.

Zanetti ES, Polegato BF, Duarte JMB. Comparison of two methods of synchronization of estrus in brown brocket deer (*Mazama gouazoubira*). *Anim Reprod Sci*, v.117, p.266-274, 2010.

Zanetti ES, Munerato MS, Cursino MS, Duarte JM. Comparing two different superovulation protocols on ovarian activity and fecal glucocorticoid levels in the brown brocket deer (*Mazama gouazoubira*). *Reprod Biol Endocr*, v.12, p.24, 2014.

Webley GE, Michael AE, Abayasekara DRE. The relationship between the production and the anti-gonadotrophic action of prostaglandin F2 α in luteal cells from the marmoset monkey (*Callithrix jacchus*) in the early and mid-luteal phase. *Gen Comp Endocr*, v.166, p.436-442, 2010.