

L'insémination artificielle chez les félidés

Artificial insemination in felids

Inseminação artificial em felídeos

A. Fontbonne^{1,4}, X. Levy², E. Fontaine², J. Y. Routier³

¹Docteur Vétérinaire, DEA, Diplômé du Collège Européen de Reproduction Animale (ECAR), Maître de Conférences en Reproduction Animale à l' ENV Alfort, Président de l' EVSSAR (European Veterinary Society for Small Animal Reproduction), Vice Président de l' Association CRESAM (Conservation et Reproduction des Espèces Sauvages Africaines Menacées)

²Docteurs Vétérinaires, Résidents en Reproduction Animale à l' ENV Alfort

³Docteur Vétérinaire, Président du CRESAM

⁴Corresponding author: afontbonne@vet-alfort.fr

Resume

L'insémination artificielle chez le chat domestique et les félidés sauvages répond à plusieurs indications. Chez le chat, elle peut notamment permettre d'aider la reproduction lorsque l'accouplement ne se produit pas ou difficilement et de favoriser les échanges géographiques de semence et donc un brassage et une meilleure sélection génétiques. Chez les félins sauvages, elle joue un rôle complémentaire au sein des programmes de conservation. Son utilisation est cependant complexe. L'oestrus et l'ovulation sont le plus souvent induits par l'emploi de gonadotropines qui possèdent cependant des effets indésirables, notamment un risque d'hyperstimulation ovarienne. La semence des mâles est généralement récoltée par électro-éjaculation. Elle peut être congelée. Néanmoins, un problème spécifique aux félins tient à la tératospermie, c'est-à-dire la production de nombreux spermatozoïdes porteurs d'anomalies morphologiques. L'insémination artificielle donne de meilleurs résultats lorsque la semence est déposée par voie intra-utérine. Pendant longtemps, la laparoscopie a été la technique de référence, mais récemment, des techniques de cathétérisme du col utérin par voie vaginale ont été mises au point, aussi bien chez le chat que chez certains félidés sauvages. Les résultats de l'insémination artificielle chez les félidés restent moyens.

Mots-clés: chat, chatte, félidés, insémination artificielle.

Abstract

Artificial insemination in the domestic cat and in wild felids has several indications. In the cat, it may replace natural reproduction when matings are unsuccessful or difficult, and it may help to perform geographical exchanges of semen and therefore enhance genetic improvement. In wild felids, it plays a complementary role inside conservation programs. However, its use is complex. First, oestrus and ovulation have to be induced. This is most often obtained using gonadotrophins, which unfortunately may induce undesirable effects, like ovarian hyperstimulation. In males, the semen is generally collected by electro-ejaculation. It may be frozen. However, teratospermia, which is the production of numerous spermatozoa showing morphological abnormalities, is a specific problem affecting felids. Intrauterine inseminations give better results. For a long period, laparoscopy was recommended in felids to perform intrauterine inseminations. Recently, new techniques consisting of catheterizing the cervix through a vaginal access have been developed in the cat as in some wild felids species. Altogether, the rate of success of artificial insemination in felids remains moderate.

Keywords: artificial insemination, cat, felids, queen.

Resumo

A inseminação artificial em gatos domésticos e felídeos tem várias indicações. No gato, esta técnica substitui a reprodução natural quando as coberturas são mal sucedidas ou de difícil realização, além disso, auxilia geograficamente na permuta de sêmen contribuindo para aumentar a qualidade genética. Nos felídeos selvagens, esta técnica desempenha um papel complementar nos programas de conservação. Contudo, sua utilização é complexa. Inicialmente, há necessidade da indução do estro e ovulação. Geralmente isto é obtido por meio da utilização de gonadotrofinas que, infelizmente, induz a alguns efeitos indesejáveis, tais como, hiperestimulação ovariana. Nos machos, o sêmen geralmente é coletado por meio de eletroejaculação e este é submetido à congelação. Adicionalmente, a teratospermia, que é a produção de um grande número de espermatozoides com anormalidades morfológicas, é um problema específico que afeta os felídeos. Melhores

resultados são obtidos com a inseminação intrauterina. Durante muito tempo recomendava-se a laparoscopia para a realização da inseminação intrauterina em felídeos. Recentemente, novas técnicas que consistem na cateterização da cérvis através do canal vaginal foram desenvolvidas no gato e em algumas espécies de felídeos selvagens. De modo geral, o índice de sucesso da inseminação artificial em felídeos ainda é considerado modesto.

Palavras-chave: inseminação artificial, gato, felídeos, gata.

Introduction

Les félinés forment une famille animale très dispersée géographiquement (il existe des félins sur tous les continents sauf l'Antarctique), dont les membres sont aussi de format très disparate: le chat à pattes noires (*Felis nigripes*) pèse 1,5 kg et le tigre de l'Amour (*Panthera tigris altaica*) atteint parfois 300kg! Malgré ces apparentes différences, les félins montrent une similarité très forte sur le plan des mécanismes qui régissent leur reproduction.

Parmi les 37 espèces de félinés recensées, 36 sont, à des degrés divers, menacées d'extinction. L'influence néfaste de l'homme (chasse, développement de l'agriculture, détérioration de l'habitat ...) et l'émergence de maladies, souvent transmises par le bétail (tuberculose...) expliquent notamment cette situation critique. A ce titre, l'insémination artificielle (IA) est un outil complémentaire qui, trop longtemps négligé, peut jouer un rôle important dans les programmes de conservation des petits et grands félins.

La physiologie de la reproduction du chat domestique est désormais assez bien connue. Chez les félinés sauvages, les données concernant la reproduction manquent, particulièrement dans certaines espèces moins connues du grand public et donc moins étudiées. Le chat domestique a d'ailleurs servi de modèle pour le développement de nouvelles techniques de reproduction assistée chez les félinés sauvages et notamment, de l'insémination artificielle.

La physiologie et le contrôle de la reproduction chez les félinés

Les profils hormonaux

La connaissance de l'endocrinologie sexuelle est essentielle pour développer des techniques de reproduction assistée.

Chez le chat domestique où les profils hormonaux ont été établis grâce à des prises de sang répétées, la durée des cycles chez la femelle est très variable selon les races. L'oestrus dure de 3 à 7 jours, avec des signes comportementaux plus marqués au 3^{ème} jour, au cours duquel il est conseillé, en élevage, de réaliser l'accouplement avec un maximum de chances de réussite.

Chez les félinés sauvages, les cycles hormonaux, identifiés grâce aux dosages des hormones stéroïdes dans les fèces (trois-quart des cas) ou dans l'urine, ont été **étudiés** chez seulement 18 des 36 espèces de félins sauvages (Brown, 2006). Ils montrent de grandes variations suivant les espèces: globalement, les femelles sont cyclées toutes les 2 à 4 semaines, la durée des chaleurs variant de 3 à 10 jours.

La saisonnalité

Le chat domestique est une espèce à reproduction saisonnière: les chattes présentent sous nos climats un anoestrus hivernal. Toutefois, lorsqu'un éclaircissement suffisamment important («*suffisant pour lire un journal sans effort*») est maintenu pendant 12 à 14 heures par jour, elles présentent des cycles en continu toute l'année. On sait désormais que la mélatonine joue un rôle déterminant dans cette appréciation de la photopériode, l'administration de mélatonine dans cette espèce pouvant supprimer temporairement la cyclicité.

Chez les félinés sauvages, certaines espèces ont une activité sexuelle clairement saisonnière (tigre, panthère des neiges, chat de Pallas...), alors que d'autres espèces semblent pouvoir être cyclées toute l'année (lions, léopard, puma, guépard, ocelot...), même s'il existe des pics de naissances à certaines périodes (Racine, 2006).

Existence de périodes non saisonnières d'anoestrus

Des espèces comme le guépard, l'ocelot et diverses espèces de chats sauvages présentent une inactivité folliculaire à certaines périodes, parfois très longues, indépendantes de celle de l'anoestrus saisonnier.

Les conditions de captivité peuvent amplifier ce phénomène: la mesure des concentrations de stéroïdes dans les fèces a permis de montrer que 25% des femelles guépard en captivité **dans les zoos américains** n'ont aucune activité ovarienne au cours de l'année (Brown, 2006).

Les interactions sociales jouent un rôle important dans le développement de cet anoestrus. Les guépards femelles, qui vivent souvent isolées à l'état sauvage, manifestent souvent un anoestrus, lorsqu'on les héberge à



plusieurs en captivité. Si on les sépare, l'activité ovarienne normale réapparaît fréquemment. A l'inverse, chez l'ocelot, c'est au contraire l'hébergement solitaire qui semble inhiber l'activité ovarienne (Pelican et al., 2006).

Déclenchement de l'ovulation

La chatte domestique a longtemps été considérée comme une espèce à ovulation provoquée, déclenchée par l'accouplement. Il faut plusieurs coïts répétés pendant une courte période, pour induire un pic de LH d'intensité suffisante pour déclencher l'ovulation (Baudon, 2003). Mais récemment, l'existence d'ovulations spontanées a été démontrée chez des chattes en groupe (Baudon, 2003).

Chez les félidés sauvages, des espèces (lion, léopard, et plusieurs chats sauvages notamment) semblent également capables de présenter des ovulations spontanées dans certaines conditions encore mal connues. Elles ne se produisent pas ou sont exceptionnelles chez d'autres espèces (tigre, guépard, puma, ocelot...).

Fertilité

Bien que les femelles des félidés soient cyclées jusqu'à un âge avancé, leur fertilité est très réduite au delà d'un certain âge, surtout si elles sont primipares. Ainsi, les chances de réussite de l'IA sont très réduites après l'âge de 7 ans chez le guépard, alors que les femelles vivent jusqu'à 12 à 15 ans en captivité (Pelican et al., 2006). Ce phénomène ne serait pas lié à un défaut de la réponse aux traitements hormonaux destinés à déclencher les chaleurs et l'ovulation, mais plutôt à la moins bonne qualité de ovocytes et à des altérations du milieu utérin perturbant l'implantation et la gestation.

Chez les mâles, indépendamment de l'âge, on observe fréquemment une tératozoospermie (taux élevé d'anomalies des spermatozoïdes), laissant penser que la fertilité des félidés mâles n'est pas non plus très bonne (Pukazhenti et al., 2006).

Les indications de l'insémination artificielle chez les félidés

Chez le chat domestique

Chez les éleveurs de chats, l'IA, encore peu utilisée dans cette espèce, peut permettre:

- d'aider à la reproduction lorsque l'accouplement ne se produit pas ou se réalise avec difficulté (faible libido chez les chats Persans, par exemple);
- de lutter contre les maladies sexuellement transmissibles;
- de permettre des échanges géographiques de semence et donc un brassage et une meilleure sélection génétiques;
- de permettre la reproduction de mâles castrés - ce qui est fréquent chez le chat pour minimiser le marquage urinaire - ou décédés.

Sur le plan de la recherche, des sous-populations de chats porteurs de maladies génétiques sont élevées pour être utilisées comme modèles de maladies génétiques humaines. Ces petites populations se reproduisent souvent mal du fait d'une consanguinité accrue et des maladies qu'elles développent. L'insémination artificielle peut aider à maintenir des naissances chez ces lignées de chats.

Chez les autres félidés

Les 36 espèces de félidés sauvages sont toutes, à des degrés divers, menacées d'extinction. L'IA est une des armes pouvant être utilisées dans les programmes de conservation. Ses indications peuvent être notamment:

- de permettre l'obtention de naissances et donc le maintien dans la nature de petites populations très décimées ou dispersées géographiquement;
- de favoriser le brassage génétique en inséminant les femelles avec la semence de mâles éloignés génétiquement et/ou géographiquement;
- d'obtenir des naissances lorsque les conditions environnementales ne le permettent pas pour des raisons inconnues. Moins de 20% des mâles guépard et moins de 30% des femelles se reproduisent dans les parcs zoologiques d'Amérique du Nord, ce qui limite la variabilité génétique de cette espèce en captivité;
- d'éviter de déplacer les femelles ou de mettre en contact des individus qui ne se connaissent pas, ce qui induit notamment des stress multiples ou des risques d'agressions. On préfère ainsi le déplacement de la semence des mâles, ce que l'IA peut permettre. Cette solution est également souvent moins coûteuse.

Induction des chaleurs et de l'ovulation

Utilisation de gonadotropines

Les protocoles de déclenchement des chaleurs et de l'ovulation chez les félins font le plus souvent appel à des gonadotropines chorioniques: eCG (*equine chorionic gonadotropin*, anciennement PMSG), puis hCG

(*human chorionic gonadotropin*).

La sensibilité des ovaires des félins aux gonadotropines est importante et une seule injection d'eCG est le plus souvent suffisante pour déclencher des chaleurs. Ceci est en partie lié à la grande persistance de l'effet de cette hormone dans l'organisme pendant 120 heures chez le chat domestique (Swanson et al., 1996). L'eCG agit en augmentant le nombre de récepteurs de LH dans l'ovaire. Notons que les doses utilisées ne sont pas proportionnelles au poids des femelles traitées (l'oclot de 10kg nécessite une dose d'eCG deux fois plus élevée qu'un guépard de 35 ou 40 kg).

Chez le chat domestique, un des protocoles les plus courants recommande une injection intramusculaire de 100 UI d'eCG, suivie 80 heures plus tard d'une injection de 75 UI d'hCG (Pelican et al., 2006).

En ce qui concerne les félidés sauvages Pelican et al. (2006) ont récemment rédigé une synthèse des principaux protocoles rapportés dans la littérature. La plupart du temps, la chronologie des événements est assez standardisée entre espèces: l'hCG est le plus souvent administrée 80 à 84 heures après l'eCG. Les doses administrées varient, suivant les espèces, entre 100 UI (panthère longibande) et 1000 UI (tigre) pour l'eCG, et entre 75 UI (chat léopard) et 750 UI (tigre) pour l'hCG. L'ovulation se produit, suivant les espèces, entre 37 et 42 heures après l'administration d'hCG.

Plusieurs études récentes indiquent que les traitements d'induction par les gonadotropines peuvent générer une hyperstimulation ovarienne: l'augmentation anormale du taux plasmatique d'oestrogènes, nettement plus élevé que lors des cycles naturels, peut alors diminuer la qualité des ovocytes ovulés et perturber le développement embryonnaire précoce, l'implantation et le maintien de la gestation. Ce phénomène serait en partie lié au développement différé de follicules ovariens accessoires qui se développent 5 à 7 jours après la première ovulation. Il s'explique par le fait que l'eCG a une action prolongée dans le temps et peut induire une seconde vague de maturation folliculaire; quant à l'hCG, bien qu'ayant un effet inducteur de l'ovulation prédominant chez les félins, elle peut aussi induire la folliculogénèse qui chez les félins, semble avoir un déterminisme très particulier. Saint-Dizier et al. (2007) ont très récemment montré qu'au cours de la folliculogénèse chez la chatte, les récepteurs de LH s'expriment très tôt dans les cellules de la granulosa des follicules, dès qu'ils atteignent un diamètre de 800 µm, beaucoup plus précocément que ce qu'on observe dans la plupart des autres espèces. De ce fait, il n'est pas étonnant que cette hormone ait une action inductrice sur le développement folliculaire ovarien dans cette espèce.

Lors de cycles induits par les gonadotropines, on peut également observer la sécrétion prématurée ou excessive de progestérone, ou au contraire des insuffisances lutéales cours de la gestation qui suit. Des arrêts de gestation qui peuvent s'en suivre expliquent peut-être en partie le relatif faible taux de réussite de l'IA chez les félins.

L'ajustement des doses de gonadotropines utilisées est extrêmement important pour la réussite d'une IA chez les félins. Chez 19 femelles guépard inséminées, Howard et al., 1997 n'ont obtenu des naissances que lorsque les femelles recevaient 200 UI d'eCG, et les traitements par des doses de 100 UI ou de 400 UI n'ont été suivis d'aucune naissance. La qualité des corps jaunes dépendrait en grande partie de la dose employée. Ainsi, chez le guépard, on obtient après stimulation ovarienne deux types de corps jaunes après utilisation de gonadotropines chez des femelles qui pourtant semblent ovuler: de petits corps jaunes insuffisants pour maintenir une gestation (plus nombreux avec 100 ou 400UI) et/ou de grands corps jaunes (plus nombreux avec 200UI) observés lors de gestations réussies. La signification et l'origine de ces deux types de corps jaunes est encore obscure.

Le guépard est l'espèce chez laquelle l'hyperstimulation ovarienne, induite par les gonadotropines, semble la plus faible en fréquence d'obtention, ce qui pourrait être lié à l'existence des périodes d'inactivité ovarienne relativement fréquentes dans cette espèce, qui durent entre 2 et 5 mois. En effet, l'hyperstimulation ovarienne consécutive aux traitements par les gonadotropines a moins de probabilité de se produire s'ils sont appliqués en dehors des périodes d'activité folliculaire. C'est pourquoi, chez les grands félins, plusieurs protocoles récents visent à induire un repos ovarien par des progestagènes ou par des implants relarguant en continu des agonistes de la GnRH, avant le traitement inducteur des chaleurs par les gonadotropines.

L'efficacité des gonadotropines est inconstante et souvent diminuée chez les espèces de félidés qui présentent parfois des ovulations spontanées. Il est aussi fréquent, dans la plupart des ces espèces, que plusieurs follicules ayant pourtant atteint le stade pré-ovulatoire n'ovulent pas après l'injection d'hCG et restent à ce stade au moment de l'IA (Howard et al., 1997).

En outre, les auteurs observent fréquemment, l'existence de follicules pré-ovulatoires qui n'ovulent pas (follicules non-ovulés) lors de chaleurs induites par les gonadotropines (Pelican et al., 2006).

Enfin, les administrations répétées de gonadotropines sont immuno-sensibilisantes et leur efficacité est diminuée si les injections sont trop rapprochées. Aussi conseillons -nous de ne pas les utiliser chez une même femelle à moins de 6 mois d'intervalle.

Utilisation de pFSH/pLH

Afin de minimiser l'hyperstimulation ovarienne secondaire et la formation d'anticorps, certains auteurs ont utilisé avec succès des protocoles d'induction de chaleurs par la FSH ou la LH porcines purifiées (chat

domestique, caracal, tigre, guépard, lion, jaguar, puma...). L'efficacité de ces hormones porcines n'est pas surprenante car, récemment, une forte homologie structurale de ces hormones porcines avec la FSH et la LH du tigre a été mise en évidence. Ces protocoles nécessitent des injections répétées, souvent quotidiennes, et sont peu applicables sans déclencher des stress importants chez les espèces sauvages, sauf dans certaines conditions bien particulières de captivité. Le développement d'implants ou de suspensions huileuses à libération prolongée pourrait aider à pallier cette difficulté.

Il n'est pas impossible non plus que les progrès de la génétique moléculaire (les FSH et LH du tigre ont déjà été séquencées) permettent de synthétiser prochainement des gonadotrophines homologues, possédant une efficacité accrue chez les félins (Pelican et al., 2006).

Utilisation d'agonistes de GnRH

La mise sur le marché d'implants libérant en continu dans l'organisme des agonistes de GnRH (leuprolide, desloréline, nafaréline...), possédant dans un premier temps un effet activateur de la folliculogénèse, a permis d'induire des chaleurs suivies d'ovulation (Pelican et al., 2006). Dans une étude préliminaire, l'association Conservation et Reproduction des Espèces Sauvages Africaines Menacées (CRESAM) a induit des chaleurs chez deux femelles guépard et une lionne avec des implants sous-cutanés de desloréline (données personnelles non publiées). Les résultats sont toutefois encore trop fragmentaires pour pouvoir tirer des conclusions sur l'efficacité de tels protocoles.

Stimulation mécanique

Lors de chaleurs déclenchées naturellement, Baudon (2003) rapporte le déclenchement réussi de l'ovulation chez 8 chattes sur 12 à l'aide d'une stimulation mécanique du vagin. Le procédé consistait à introduire dans le vagin un écouvillon de type coton-tige et à en frotter la muqueuse. Les stimulations étaient répétées cinq fois à 30 minutes d'intervalle. Une telle méthode est inutilisable chez les félins sauvages.

Influence de l'anesthésie sur l'ovulation

La plupart des espèces de félins sauvages nécessitent une contention chimique pour permettre l'administration d'hormones ainsi que la réalisation des IA. Des études ont suggéré que l'anesthésie pouvait interférer avec le transport de la semence et perturber l'ovulation, surtout lorsque cette anesthésie se produisait en phase pré-ovulatoire (Howard et al., 1992). Elles ont conduit plusieurs auteurs à conseiller la réalisation d'IA post-ovulatoires, chez le chat domestique aussi bien que chez les félins sauvages. Par exemple, chez le guépard, Howard et al. (1997a) recommandent de ne pas débiter les inséminations, et donc de ne pas anesthésier les femelles, dans les 42 heures qui suivent l'injection d'hCG, pour être certain que l'ovulation ait eu lieu. La même observation a été faite chez le puma (Barone et al., 1994) et chez le tigre (Donoghue et al., 1996). Chez le guépard, Howard et al. (1997a) ont obtenu des gestations après des inséminations réalisées entre 43,5 et 48,0 heures après l'injection d'hCG.

Cette théorie est toutefois remise en cause chez le chat domestique par les études d'une équipe japonaise (Tsutsui et al., 2000): dix chattes sur 18 (56%) à la suite d'IA pratiquées sous anesthésie générale avant l'ovulation, alors que seulement cinq sur 24 (21%) l'ont été suite à des IA effectuées après l'ovulation.

Choix du moment du déclenchement de l'ovulation

Chez la chatte domestique, Malandain et al. (2006) ont montré que le suivi de la croissance folliculaire par échographie ovarienne était la technique la plus fiable pour décider du moment optimal d'induction de l'ovulation en vue d'une IA. Elle permet d'optimiser la réussite de l'intervention, par rapport à des protocoles standardisés, proposant l'injection d'hCG à un délai fixe après celle d'eCG, ou à un jour fixe lors de l'oestrus naturel. Chez les félins sauvages, on pourrait n'induire l'ovulation, grâce à cette méthode de suivi, que lorsque les follicules ovariens ont atteint une taille pré-ovulatoire. L'association CRESAM a développé une technique d'échographie ovarienne chez le guépard, utilisant une sonde trans-rectale (données non publiées). Néanmoins, les études en sont encore à leur début et la nécessité d'anesthésies répétées ne facilite pas son utilisation.

Réussite de l'induction de l'ovulation

Le dosage de la progestérone plasmatique permet de juger indirectement de la survenue de l'ovulation par la mise en route d'une activité lutéale. Toutefois, chez les félins, le taux sanguin de progestérone reste basal entre 40 et 50 heures après l'injection d'hCG et ne montre une réelle augmentation que cinq jours après l'ovulation. Chez les félins sauvages, cette activité lutéale est plus facilement repérée en dosant les métabolites de la progestérone dans les fèces.

Prélèvement et conservation de la semence

Prélèvement du sperme chez le chat domestique

La semence peut être récoltée à l'aide d'un vagin artificiel ou par électro-éjaculation. Le sperme épидидymaire peut également être obtenu par ponction ou par dissection chirurgicale post-mortem de l'épididyme.

Les chats peuvent être entraînés en 2 à 3 semaines à la méthode de récolte manuelle par un vagin artificiel. Celui-ci est fabriqué à l'aide d'un tube Eppendorf relié à une poire pour pipette Pasteur coupée à son extrémité la plus large (Fig. 1). Il est nécessaire de placer le mâle en contact avec une femelle en chaleurs, afin qu'il s'excite en la chevauchant. Le pénis est dévié et placé dans le vagin artificiel pour l'éjaculation.

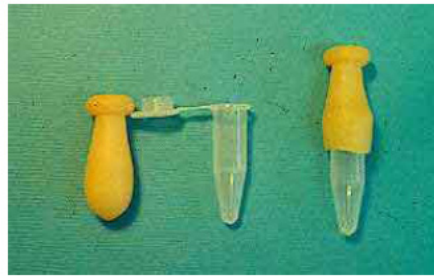


Figure 1. Méthode de construction d'un vagin artificiel utilisable chez le chat pour recueillir la semence (photo ENVA).

L'électroéjaculation est la technique de récolte la plus utilisée car elle ne nécessite pas d'apprentissage préalable et elle peut s'employer chez des chats agressifs. Une sonde rectale spécifique est introduite dans le rectum sur environ six centimètres (Fig. 2). Il s'agit d'une électrode d'un cm de diamètre, portant trois à cinq électrodes longitudinales à son extrémité proximale. L'électroéjaculateur est constitué d'un générateur ajustable qui permet le contrôle précis du stimulus électrique appliqué à l'animal. Chez le chat, on applique le plus souvent des stimulations toutes les trois secondes, de deux à six volts d'intensité, Trois à quatre séries de 30 stimulations sont ainsi répétées, séparées par un repos de cinq minutes.



Figure 2. Sonde d'électro-éjaculation utilisée chez le chat : les trois électrodes longitudinales sont placées en face ventrale du rectum. (photo ENVA).

Baudon (2003) recommande, afin de minimiser les pertes de semence, d'introduire au préalable sur quatre à cinq centimètres une sonde urétrale féline reliée à une seringue à insuline dont le piston a été retiré. La semence monte dans le corps de la seringue par capillarité au cours du prélèvement. Le Tab. 1 indique, à titre d'exemple, les caractéristiques moyennes de la semence des chats utilisés.

Tableau 1. Caractéristiques moyennes de 12 éjaculats prélevés par électro-éjaculation (d'après Baudon, 2003).

	Volume de sperme en ml	Mobilité en	Pourcentage d'anomalies	Intégrité des acrosomes	Concentration en millions de spermatozoides par ml	Nombre de spermatozoides inséminés en millinos
Moyenne	0,292	75%	29%	95%	31,667	8,633
Ecart-type	0,079	9,369	7,468%	4,116%	25,159	7,281
Maximum	0,4	90%	39%	98%	100	30
Minimum	0,1	60%	15%	85%	12	4

Très récemment, Zambelli et Cunto (2005) ont décrit une technique de récolte par sondage urétral simple: une sonde urétrale fine (diamètre 3 Fr) est introduite sur neuf centimètres, après anesthésie par la médétomidine administrée par voie intra-musculaire à la dose de 130 à 140 µg/kg. Cette molécule, α_2 agoniste, permet, à forte dose, l'élimination de spermatozoïdes dans l'urètre sans éjaculation complète.

Le nombre de spermatozoïdes récoltés n'est pas ou peu affecté par le type de technique. Néanmoins, l'électroéjaculation tend à augmenter le volume des sécrétions prostatiques et donc, le volume des éjaculats recueillis.

Prélèvement du sperme chez les félins sauvages

On utilise en général l'électro-éjaculation nécessitant l'emploi de sondes spécifiques adaptées au format de l'espèce, le générateur restant le même.

A titre d'exemple, le protocole de stimulation utilisé avec succès chez le guépard et le lion par l'association CRESAM consiste en trois séries de 30 stimulations selon le protocole suivant:

- 1ère série: 10 stimulus de 4 volts, 10 de 5 volts, 10 de 6 volts,
- 2ème série: 10 stimuli de 5 volts, 10 de 6 volts, 10 de 7 volts
- 3ème série: 10 stimuli de 6 volts, 10 de 7 volts.

Conservation de la semence

La conservation de la semence éjaculée, par réfrigération à température ambiante ou à +4°C, ainsi que par congélation a été réalisée chez le chat domestique et dans plusieurs espèces de félidés sauvages (Luvoni et al., 2003; Zambelli et al., 2006a). La congélation de sperme épидidymaire a été tentée avec succès, notamment chez le lion (Racine, 2006). La conservation de la semence de chats et des différents félins est cependant assez difficile du fait de la mauvaise qualité (tératospermie), fréquente, du sperme des félins.

La tératospermie chez les félidés

La tératozoospermie (ou tératospermie), c'est-à-dire la production de nombreux spermatozoïdes porteurs d'anomalies morphologiques, est observée chez au moins 28 espèces de félidés sur les 37 existantes (Pukazhenthil et al., 2006). La technique de récolte de la semence, l'abstinence prolongée ou au contraire la répétition des prélèvements de sperme ne jouent aucun rôle sur ce phénomène.

L'anomalie la plus fréquemment rencontrée chez les félins est l'existence d'une pièce intermédiaire coudée. Les anomalies de la tête, de l'acrosome ou des flagelles et la persistance de gouttelettes cytoplasmiques (corps résiduels) sont également fréquentes.

Les spermatozoïdes porteurs d'anomalies morphologiques peuvent subir une absence ou un retard de capacitation, une difficulté à franchir la zone pellucide et à développer une réaction acrosomique. La congélation d'un éjaculat tératospermique est également plus aléatoire. Récemment, il a été démontré une baisse de fertilité liée à l'intégrité de la chromatine. Au bilan, plus le sperme est porteur d'anomalies spermatiques, moins l'animal est fertile.

L'origine de ce phénomène pourrait être liée à la diminution de la diversité génétique chez certaines espèces (guépard par exemple). Ainsi, les mâles vivant dans des sous-populations félines très isolées sont très tératospermiques (cas du lion asiatique, de la panthère de Floride chez laquelle près de 90% des spermatozoïdes sont anormaux dans les éjaculats). Chez le chat domestique, la tératospermie augmente dans les lignées très consanguines, utilisées par exemple comme modèles de maladies génétiques humaines (Pukazhenthil et al., 2006).

Dans les populations très isolées ou en captivité, cette tératospermie est parfois accompagnée d'oligozoospermie (faible nombre de spermatozoïdes par éjaculat) et d'asthénozoospermie (faible mobilité des spermatozoïdes éjaculés). En captivité, le stress et une alimentation inadaptée pourraient aggraver ces phénomènes. Ainsi, une supplémentation vitaminique peut parfois augmenter la quantité de spermatozoïdes éjaculés, mais pas leur qualité morphologique. (Pukazhenthil et al., 2006). L'influence d'une baisse du taux d'androgènes intra-testiculaires est suspectée chez les félins tératospermiques, mais constitue un point encore mal élucidé et controversé.

Un mécanisme adaptatif semble s'être mis en place chez les félins: ceux-ci produisent plus de spermatozoïdes que la plupart des autres mammifères par gramme de tissu testiculaire, et les pertes en cellules germinales au cours de la spermatogenèse sont réduites. Par exemple, les chats domestiques normospermiques ont un taux d'apoptose cellulaire de 30% après les deux premières divisions méiotiques. Chez ces mêmes chats, le rendement de la méiose est de 2,8 spermatides rondes pour un spermatocyte primaire. Chez les chats tératospermiques, le taux d'apoptose cellulaire n'est que de 15% et le rendement de la méiose est de 3,5 spermatides rondes pour un spermatocyte primaire (Franca et Godinho, 2003). Ainsi, la quantité de spermatozoïdes semble être acquise au détriment de leur qualité, ce qui indique des mécanismes très particuliers et encore peu explicités de la spermatogénèse et de la spermiogénèse dans cette famille animale (Pukazhenthil et al., 2006).

Pukazhenthil et al. (2006) ont démontré expérimentalement que des chats domestiques très consanguins et très tératospermiques avaient significativement des testicules 35% plus gros et des tubes séminifères 40% plus

volumineux par rapport à des chats normospermiques. Chez les chats tératospermiques, non seulement la spermatogenèse était accrue, mais la spermiation était également accentuée, avec davantage de spermatozoïdes longs obtenues par gramme de tissu testiculaire.

Selon certains auteurs, le mécanisme d'adaptation à cette tératospermie des éjaculats expliquerait que des accouplements répétés soient nécessaires chez les félins, afin que davantage de sperme soit déposé dans les voies génitales femelles.

Néanmoins, la part exacte de cette forte tératospermie dans le déclin de la fertilité des félins n'est pas encore très claire.

Techniques d'insémination artificielle

Les premières inséminations artificielles ont été réalisées avec succès chez le chat domestique, il y a une trentaine d'années; ce n'est pourtant que très récemment, à partir de 2000, que l'intérêt pour l'IA a rebondi. De ce fait, le nombre de publications est encore assez limité et l'IA féline n'est toujours pas une technique de routine en médecine vétérinaire et au sein des programmes de conservation de la faune sauvage.

Concernant les espèces sauvages, des IA ont déjà été suivies de naissances chez le guépard, le tigre, le puma, le léopard, l'ocelot, la panthère des neiges et plusieurs petits félins. Par contre, aucune IA n'a été conduite chez le lion, sans doute parce que cette espèce se reproduit assez facilement en captivité.

Dans la plupart des espèces (chat, guépard...), la dose de spermatozoïdes inséminés joue un rôle important dans le taux de réussite obtenu, que l'IA soit réalisée par voie intra-vaginale ou intra-utérine.

Notons que l'IA après réfrigération de la semence à +4°C dans un dilueur protecteur, technique couramment utilisée chez le chien, qui permet de transporter la semence sur de grandes distances dans un récipient isotherme, est théoriquement possible chez les félins. Mais, à notre connaissance, aucune IA avec de la semence réfrigérée transportée n'a encore été répertoriée chez le chat ni chez les félidés sauvages.

IA intra-vaginale

Chez la *chatte domestique*, la semence peut être déposée dans le vagin antérieur à l'aide d'un cathéter de très fin diamètre, par exemple, une aiguille fine à extrémité mousse de 9 cm de long (Sojka et al., 1970) ou un cathéter de nylon de 9 cm de long pour 1,5 mm de diamètre (Tanaka et al., 2000). Baudon (2003) utilise une sonde urinaire de chat coupée à 4,5 cm, avec un mandrin plus court que la sonde, qui guide le passage dans le vagin postérieur (Fig.3).

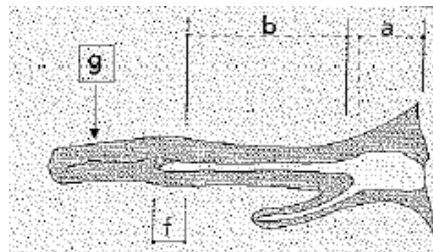


Figure 3. Coupe longitudinale de la partie distale de l'appareil génital de la chatte (d'après Fontbonne, 2006). a: vestibule (ou vagin postérieur); b: vagin sensu scripto (ou vagin antérieur); f: col utérin; g: corps utérin.

Les chattes peuvent ou non être anesthésiées. Même anesthésiées, celles-ci sont souvent maintenues avec les membres postérieurs surélevés pendant 15 à 20 minutes, afin de limiter les reflux de semence (Fig. 4).

Après insémination de semence fraîchement récoltée, Sojka et al. (1970) ont obtenu des taux de gestation de 54% (14/26) avec des doses de 50 à 100 x 10⁶ spermatozoïdes déposées au fond du vagin. Les chattes n'étaient pas anesthésiées. Sous anesthésie, utilisant des doses plus élevées (80 x 10⁶ spermatozoïdes), ce qui correspond environ à la dose collectée après deux éjaculations successives, Tanaka et al. (2000) ont obtenu 78% de gestations (7/9). Selon ces auteurs, il faut utiliser de fortes doses lors d'IA intra-vaginale car les chats, dans la nature, effectuent plusieurs accouplements successifs avec la même chatte, ce qui augmente la dose de spermatozoïdes déposée au fond du vagin. Cependant, Baudon (2003) a obtenu 4 gestations chez 9 chattes inséminées par voie intra-vaginale, avec seulement 4 à 9 x 10⁶ spermatozoïdes.

En semence congelée, une seule publication mentionne une réussite de 11% (6/56) après insémination artificielle intra-vaginale (Platz et al., 1978).

Chez les félidés sauvages, des naissances ont été obtenues par IA intra-vaginale en semence fraîche chez le léopard de Perse et le tigre, en déposant de très fortes doses de spermatozoïdes (500×10^6 ; Chagas et al., 2000). Néanmoins, sans doute en raison de la mauvaise qualité de la semence des félins sauvages, le rendement des IA intra-vaginales est très mauvais: 23/23 échecs chez le guépard par exemple (Racine, 2006).



Figure 4. Sur-élévation des membres postérieurs d'une chatte au cours d'une insémination intra-vaginale (cliché E.Malandain. ENVAIfort)

IA intra-utérine

En raison des résultats assez faibles de l'IA intra-vaginale, la plupart des auteurs recommandent l'IA intra-utérine chez les félidés.

Chez le chat domestique

Dans cette espèce, l'IA intra-utérine a été réalisée pendant longtemps par laparotomie ou par laparoscopie.

Zambelli and Cunto (2005) ont décrit une technique très séduisante de cathétérisme du col utérin par voie vaginale, en utilisant un fin cathéter urinaire de chat en plastique de 3 French de diamètre avec une aiguille fine à bord mousse à son extrémité. Ce cathéter est repéré par palpation transrectale et guidé dans le conduit cervical en appuyant sur le col, afin de rendre l'axe du col utérin horizontal (Fig. 5). Grâce à cette technique, les auteurs ont réussi à cathétériser le col utérin chez 4 chattes sur 8.

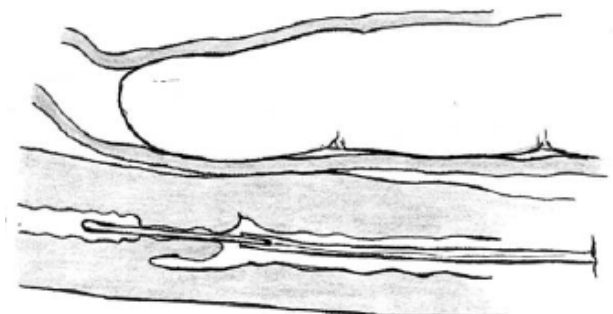


Figure 5. Position du doigt dans le rectum lors de cathétérisme du col utérin chez la chatte (d'après Zambelli and Cunto, 2005, avec l'autorisation des auteurs).

D'autres techniques, apparemment moins efficaces, font appel à un cathéter urinaire de chat en plastique de 3,5 **French** (= 3,5 **charrière**?) de diamètre guidé dans le vagin par une petite gouttière en polypropylène, obtenue à partir d'une sonde urinaire modifiée (Chatdarong et al., 2001; Fig. 6).

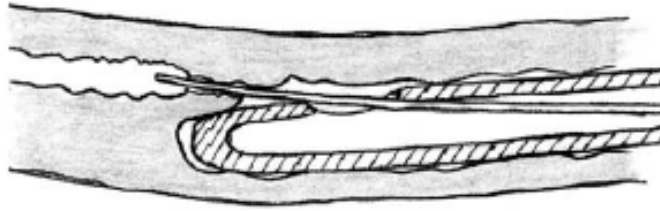


Figure 6. Cathétérisme du col utérin chez la chatte par la technique décrite par Chatdarong et al. (d'après Zambelli and Cunto, 2005, avec l'autorisation des auteurs).

L'IA intra-utérine permet d'utiliser des doses de spermatozoïdes 5 à 10 fois moindres que lors d'IA intra-vaginale. Les taux de réussite sont très variables et s'échelonnent entre 13 et 80% avec de la semence fraîche, en inséminant des doses de spermatozoïdes variant entre 2 et 20×10^6 spermatozoïdes.

En semence congelée, Tsutsui et al. (2000) ont obtenu des gestations dans 57% des cas (8/14) après dépôt de 50×10^6 spermatozoïdes dans la corne utérine, du côté de l'ovaire montrant le plus de follicules. Tsutsui et al. (2003) ont même utilisé avec succès du sperme épидидymaire congelé. Toutefois chez le chat, Zambelli et al. (2006b) notent qu'en insémination intra-utérine avec de la semence congelée, il faut en moyenne déposer un nombre de spermatozoïdes 5 fois plus élevé en qu'avec de la semence fraîche pour obtenir des résultats similaires.

Chez les *félidés sauvages*, l'insémination artificielle est le plus souvent réalisée par laparoscopie et la semence peut être déposée directement dans chaque corne utérine.

Selon Racine (2006), à ce jour, des naissances ont été obtenues par IA intra-utérine de semence fraîche sous laparoscopie chez 8 espèces de félidés sauvages : puma, ocelot, guépard, tigre, panthère longibande, chat léopard du Bengale, onçille et panthère des neiges. Une chatte domestique a été inséminée avec de la semence de chat léopard du Bengale, donnant naissance à des chatons hybrides. Suivant les espèces et les études, les taux de réussite varient entre 5 et 50% seulement. Le nombre de spermatozoïdes inséminés semble jouer un rôle, mais le faible nombre d'études, la variabilité des espèces concernées et les variations du nombre de spermatozoïdes par éjaculat, rendent difficile, pour le moment, la confirmation de cette hypothèse. Des études complémentaires sont à conduire afin de mieux comprendre les raisons et d'améliorer les taux de réussite encore assez faibles de l'IA.

Le nombre d'IA en semence congelée est encore très réduit. Des naissances ont été observées l'ocelot (Swanson et al., 1996), chez le guépard (Howard et al., 1997b) et chez le léopard (Luvoni et al., 2003).

Des essais d'IA intra-utérine suivis de gestations ont été réalisés chez des espèces comme le tigre et le guépard par les chercheurs de l'IZW - Institute for Zoo and Wildlife Research - à Berlin (T. Hildebrandt et F. Göritz, communication personnelle), en guidant la sonde d'insémination dans le vagin, par visualisation de celle-ci à l'aide d'une échographie trans-rectale. Néanmoins, la durée moyenne permettant de cathétériser le col utérin est, d'après ces chercheurs, d'environ 45 minutes à une heure, ce qui impose une anesthésie prolongée. De ce fait, cette technique n'est pas utilisable chez des animaux vivant à l'état sauvage.

Récemment, l'association CRESAM a adapté avec succès, chez plusieurs espèces de grands félins (tigre, lion, léopard, guépard), une technique de cathétérisme cervical sous endoscopie vaginale dérivée de la technique décrite chez le chien (Wilson, 2003; Fig. 7, Fig 8). Le passage du col ne prend que quelques minutes. Deux femelles guépard ont été inséminées mais les résultats ne sont pas encore connus (données personnelles).



Figure 7. Cathétérisme du col utérin chez une femelle guépard par visualisation directe grâce à l'endoscopie vaginale (cliché association CRESAM). On voit ici la sonde urétérale (en bleu et jaune) pénétrer dans l'orifice cervical (ostium utérin).

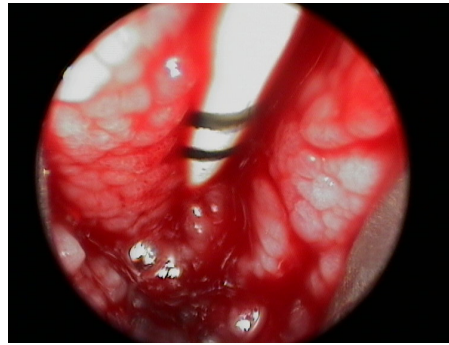


Figure 8. Cathétérisme du col utérin chez une tigresse par visualisation directe grâce à l'endoscopie vaginale (cliché association CRESAM). On voit ici la sonde urétérale (en noir et blanc) pénétrer dans l'orifice cervical (ostium utérin).

IA intra-tubaire

Chez la chatte domestique, après insémination dans l'oviducte (dépôt bilatéral dans l'infundibulum de 4×10^6 spermatozoïdes), Tsutsui et al. (2001) ont obtenu des gestations dans 43% des cas (3/7). A notre connaissance, cette technique n'a jamais été tentée chez les félinés sauvages.

Conclusion

L'insémination artificielle chez le chat et les félinés sauvages est encore peu développée et peu utilisée, alors que ses indications et ses intérêts sont nombreux. L'apparition de nouvelles techniques d'IA transcervicales moins invasives, chez le chat domestique comme chez les félinés sauvages, devrait permettre de faciliter le recours à cette technique. Il reste à comprendre pourquoi les taux de réussite de l'IA féline sont encore assez faibles. Les protocoles d'induction des chaleurs et de l'ovulation avec des gonadotropines sont-ils inadaptés? Faut-il systématiquement induire un repos ovarien avant de les mettre en œuvre? Jusqu'à quel point la tératospermie joue-t-elle un rôle néfaste? En outre, de nombreuses données de physiologie de la reproduction sont encore imparfaitement connues; des études approfondies pourraient permettre d'améliorer le taux de gestations obtenu après IA, qui est encore assez faible, principalement chez les félinés sauvages.

Références

- Barone MA, Wildt DE, Byers AP, Roelke ME, Glass CM, Howard JG.** Gonadotrophin dose and timing of anaesthesia for laparoscopic artificial insemination in the puma. *J Reprod Fertil*, v.101, p.103-108, 1994.
- Baudon S.** *Induction et suivi échographique de l'ovulation chez la chatte et insémination artificielle en semence fraîche: étude expérimentale sur 12 cas.* 2003. 159f. Thèse (Méd Vet) - Ecole Nationale Veterinaire d'Alfort, Maisons-Alfort, 2003.
- Brown JL.** Comparative endocrinology of domestic and nondomestic felids. *Theriogenology*, v.66, p.25-36, 2006.
- Chagas E, Silva JN, Leitao RM, Lapao NE, Da Cunha MB, Da Cunha TP, Da Silva JP.** Birth of Siam tiger cubs after transvaginal artificial insemination. *J Zoo Wild Med*, v.31, p.566-569, 2000.
- Chatdarong K, Lohachit C, Ponglowhapan S, Linde-Forsberg C.** Transcervical catheterization and cervical patency during the oestrous cycle in domestic cats. *J Reprod Fertil Suppl*, n.57, p.353-356, 2001.
- Donoghue AM, Byers AP, Johnston LA, Armstrong DL, Wildt DE.** Timing of ovulation after gonadotrophin induction and its importance to successful intra-uterine insemination in the tiger. *J Reprod Fertil*, v.107, p.53-58, 1996.
- Fontbonne A.** Etiologie et démarche diagnostique face à des pertes vulvaires chez la chatte. *Nouveau Prat Vét*, v.30, p.57-61, 2006.
- Franca LR, Godinho CL.** Testis morphometry, seminiferous epithelium cycle length and daily sperm production in domestic cats. *Biol Reprod*, v.68, p.1554-1561, 2003.
- Howard JG, Barone MA, Donoghue AM, Wildt DE.** The effect of pre-ovulatory anaesthesia on ovulation in laparoscopically inseminated domestic cats. *J Reprod Fertil*, v.96, p.175-186, 1992.
- Howard JG, Roth TL, Byers AP, Swanson WF, Wildt DE.** Sensitivity to exogenous gonadotropins for ovulation induction and laparoscopic artificial insemination in the cheetah and clouded leopard. *Biol Reprod*,

v.56, p.1059-1068, 1997a.

Howard JG, Roth TL, Swanson JL, Buff JL, Grisham J, Marker-Kraus L. Successful intercontinental genome resource banking and artificial insemination with cryopreserved sperm in cheetahs. *J Androl*, v.123, p.55, 1997b. Abstract.

Luvoni GC, Kalchschmidt E, Leoni S, Rugiero C. Conservation of feline semen. Part 1: cooling and freezing protocols. *J Feline Med Surg*, v.5, p.203-208, 2003.

Malandain E, Rault D, Froment E, Baudon S, Begon D, Chastant-Maillard S. Croissance folliculaire et ovulation chez la chatte. *Bull Acad Vét France*, v.15, p.113-120, 2006.

Pelican KM, Wildt DE, Pukazhenthil B, Howard JG. Ovarian control for assisted reproduction in the domestic cat and wild felids. *Theriogenology*, v.66, p.37-48, 2006.

Platz CC, Wildt DE, Seager SW. Pregnancy in the domestic cat after artificial insemination with previously frozen spermatozoa. *J Reprod Fertil*, v.52, p. 279-282, 1978.

Pukazhenthil BS, Neubauer K, Jewgenow K, Howard JG, Wildt DE. The impact and potential etiology of teratospermia in the domestic cat and its wild relatives. *Theriogenology*, v.66, p.112-121, 2006.

Racine B. *La reproduction assistée chez les félidés sauvages: étude bibliographique.* 2006. 107f. Thèse (MédVét) - Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Maisons-Alfort, 2006.

Saint-Dizier M, Malandain E, Thoumire S, Remy B, Chastant-Maillard S. Expression of follicle stimulating hormone and luteinizing hormone receptors during follicular growth in the domestic cat ovary. *Mol Reprod Dev*, v.74, p.989-996, 2007.

Sojka NJ, Jennings LL, Hamner CE. Artificial insemination in the cat. *Lab Anim Care*, v.20, p.198-204, 1970.

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. *J Reprod Fertil*, v.106, p.87-94, 1996.

Tanaka A, Takagi Y, Nakagawa K, Fujimoto Y, Hori T, Tsutsui T. Artificial intravaginal insemination using fresh semen in cats. *J Vet Med Sci*, v.62, p.1163-1167, 2000.

Tsutsui ND, Suarez AV, Holway DA, Case TJ. Reduced genetic variation and the success of an invasive species. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 97: 5948-5953, 2000.

Tsutsui T, Tanaka A, Hori T. Intratubal insemination with fresh semen in cats. *J Reprod Fertil Suppl*, n.57, p.347-351, 2001.

Tsutsui T, Wada M, Anzai M, Hori T. Artificial insemination with frozen epididymal sperm in cats. *J Vet Med Sci*, v.65, p.397-399, 2003.

Wilson MS. Endoscopic transcervical insemination in the bitch. In: Concannon PW, England G, Verstegen III J, Linde-Forsberg C (Ed.). Recent advances in small animal reproduction. Ithaca, NY: International Veterinary Information Service, 2003. A1232.1203. Available on: www.ivis.org.

Zambelli D, Cunto M. Transcervical artificial insemination in the cat. *Theriogenology*, v.64, p.698-705, 2005.

Zambelli D, Merlo B, Iacono E, Prati F, Belluzi S. Fertilizing ability of electro-ejaculated cryopreserved semen in the domestic cat. *Reprod Domest Anim*, v.41, p.137-141, 2006a.

Zambelli D, Prati F, Merlo B, Cunto M. Collection of semen by urethral catheterization after pharmacologically induced spermatozoa releasing in the domestic cat. In: Biannual EVSSAR Congress, 5th, 2006, Budapest, Hungary. *Proceedings...* Budapest: EVSSAR, 2006b. p.300.

Additional references

Tsutsui T. Artificial insemination in domestic cats. *Theriogenology*, v.66, p.122-125, 2006.

Zambelli D, Cunto M. Semen collection in cats: techniques and analysis. *Theriogenology*, v.66, p.159-165, 2006.