

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE DES SCIENCES VETERINAIRES
DEPARTEMENT DE SANTE ANIMALE

PROJET DE FIN D'ETUDE EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME DE DOCTEUR
VETERINAIRE

SOUS LE THEME

*Avantages et inconvénients de la stérilisation chez l'espèce
féline.*

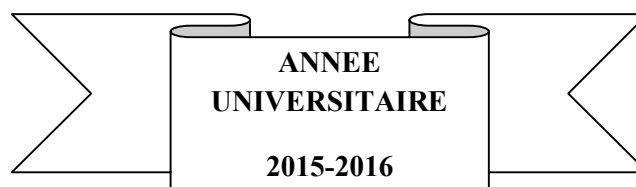
PRESENTE PAR :

-SEDDIK Halima Latifa

- BELALA Abdelillah Musatpha

ENCADRE PAR :

- Docteur SLIMANI Khaled Mabrouk



Dédicace

*Je dédie ce travail a mon grand père qu'il repose en
paix.*

A ma grand-mère

A nos parents, nos frère et sœurs

A nos amis

Et a tous ceux qui nous sont chers

Remerciement

A monsieur slimani khaled de nous avoir honoré d'encadrer ce travail, pour sa disponibilité et pour toute information fournis de sa part pour nous former

Remerciement sincère

A mes grand parents, qui mont tout offert et c'est grâce a eux que je suis arrivé a ce statues

A mes parents (habibi ;hbiba) d'avoir étaient toujours présent pour me soutenir et me donner des coups de main

J'apprécie votre présence.

Mes sœurs (marwa,serine) pour leur complicité je vous aime beaucoup .

A mon seule et chère frère.

Et a mes très chères tantes.

Je tiens aussi à remercier mon mari (abdelillah), qui m'a soutenue (et supportée !) pendant mes années d'études vétérinaires.

Remerciement :

A monsieur slimani khaled d'avoir accepté d'encadrer ce travail.

A mes parents qui m'ont toujours encouragée et épaulée dans cette voie tout au long de mes études.

A mon petit frère qui est chère pour moi

A ma sœur je te souhaite tout le bonheur du monde.

A mon oncle, mon frère et ami (hadj Ahmed) qui est unique.

A mes petite sœur (bouchra,djihane,rihab)

Parce que le meilleur et toujours gardé a la fin je remercie ma chère Halima qui a étai toujours a mes cotés pour me soutenir et qui le seras toujours nchallah .

Table des matières

Listes des figures.

Introduction..... 1

Partie I : Etude bibliographique :

Anatomie de l'appareil génital chez l'espèce féline 3

A- Anatomie de l'appareil génital femelle 3

- Topographie après la puberté 3

B- Anatomie de l'appareil génital du chat. 5

-Physiologie de la reproduction de l'espèce féline..... 7

a- chez la chatte 7

b- Chez le chat..... 10

- Technique chirurgical de l'ovariectomie 13

- Technique chirurgical de la castration..... 24

- Complication de l'ovariectomie et la castration 30

- avantages et inconvénients de la castration et
L'ovariectomie. 33

Conclusion 43

Partie II : études expérimentale :

Introduction..... 45

Lieu et durée d'études 45

Matériels utilisés 45

Protocole expérimental 46

Photos des étapes de l'ovariectomie 47

Photos des étapes de castration..... 51

Conclusion 54

Listes des figures et photos

- **Photo n°01 : Ouverture de la ligne blanche et les différents plans musculaires après anesthésie la chatte.**
- **Photo n °02 : Introduction de la sonde cannelée et ouverture du péritoine avec la lame bistouri.**
- **Photo n°03 : Extériorisation des cornes et des ovaires.**
- **photo n°04 : Ligature par transfixion de l'artère et veine ovariennes de chaque côté.**
- **Photo n°05 : Ablation des deux ovaires avec lame bistouri.**
- **Photo n °06 : Aspect des cornes après exérèse des deux ovaires.**
- **Photo n °07 : Suture des différents plans musculaires et le péritoine avec un surjet a point d'arrêt.**
- **Photo n°08 : Surjet avec points d'arrêt**
- **Photo n°09 : Désinfection et préparation des champs opératoire.**
- **photo n°10 : Incision du scrotum et de l'enveloppe testiculaire.**
- **Photo n°11 : Extériorisation des testicules des enveloppes testiculaires.**
- **Photo n °12 : Mise en place d'un point simple au niveau du scrotum**
- **Figure 13 : désinfection chirurgicale concentrique du centre vers la périphérie.**
- **Figure 14 : Organes lombaires et appareil uro-génital de la chatte.**
- **Figure 15 : Incision cutané médiane moyenne a partir de l'ombilic.**
- **Figure 16 : Identification de la ligne blanche.**
- **Figure 17 : Introduction de la sonde cannelée.**
- **Figure 18 : Technique de recherche de l'ovaire a l'aide du crochet(A) introduction et rotation du crochet (B-C) avec présentation anatomique de l'utérus (D) .**

- **Figure 19 : Extériorisation de l'utérus souvent recouvert de tissu adipeux abdominale (représentation schématique et réelle)**
- **Figure 20 : Identification de structure anatomique entourant l'ovaire.**
- **Figure 21 : Mise en place de la pince en cœur et des pinces limitatives.**
- **Figure 22 : Mise en place de ligature.**
- **Figure 23 : Ligature vasculaires d'un ligament large très filtré de tissu adipeux.**
- **Figure 24 : Pansement collé**
- **Figure 25 : Plaie recouverte du pansement liquide.**
- **Figure 26 : Mise en place d'un champ opératoire collé ou d'une compresse.**
- **Figure 27 : Séparation du canal déférent et du cordon vasculaires au doigt.**
- **Figure 28 : Demi-nœud en cours de réalisation entre le canal déférent et le cône vasculaire.**
- **Figure 29 : Etapes de réalisation d'un nœud sur le cordon spermatique.**

Partie I :

**Études bibliographique sur les
avantages et les inconvénients de la
stérilisation chez les félins**

Introduction :

La stérilisation chirurgicale par ablation des gonades (ovaires et testicules), ou gonadectomie bilatérale est la seule technique définitive de routine utilisée en médecine vétérinaire dans la maîtrise de la reproduction des carnivores domestiques {169, 182}. Si, chez les mâles, stérilisation chirurgicale et gonadectomie sont toujours confondues, la stérilisation des femelles peut consister en la gonadectomie seule (ovariectomie) ou associée à l'ablation de l'utérus (ovario-hystérectomie) {169}. Les avis des praticiens sur le choix entre ces deux techniques varient, mais aucune publication ne semble avoir démontré l'intérêt de l'ovario-hystérectomie par rapport à l'ovariectomie seule lorsque l'utérus est sain au moment de l'intervention. Au contraire, deux travaux établissent même que l'ovariectomie seule doit être considérée comme la procédure chirurgicale de choix pour la stérilisation en routine des chatte en bonne santé {302, 443}.

_Nous avons donc choisi d'assimiler les termes « stérilisation » à la fois chez le mâle et la femelle, et de nous intéresser principalement aux conséquences de la stérilisation résultant de l'absence de ces gonades

-Bien qu'on parle généralement de « chirurgie de convenance », elle comporte comme toute procédure chirurgicale des bénéfices et des risques qu'il convient de relativiser avant toute décision opératoire {182, 186, 211}. Le devoir de conseil du vétérinaire envers les propriétaires passe donc par une connaissance de ces avantages et inconvénients associés à la stérilisation vis-à-vis de la santé et du comportement de l'animal {211}.

-Ainsi, si la maîtrise de la reproduction et les risques inhérents à l'intervention (anesthésiques et chirurgicaux) sont deux éléments évidents de ce raisonnement, qu'en est-il des effets à long terme de cette intervention sur la santé et le comportement des animaux ? En effet, on s'intéresse depuis de nombreuses années à cet impact de la stérilisation chez les carnivores domestiques, et la littérature scientifique s'étoffe de plus en plus à ce sujet.

- De nos jours, le chat est apprécié tant pour son indépendance que pour son esthétique. Cependant, sa cohabitation avec l'homme peut devenir un problème quand le chat reproduit à l'intérieur de l'habitation des comportements qui sont normaux pour un chat vivant à l'extérieur mais qui sont gênants pour les propriétaires. La castration est considérée comme un moyen de mettre fin à ces comportements gênants, mais il s'avère qu'elle n'est pas sans conséquences pour le chat.

l'extérieur mais qui sont gênants pour les propriétaires. La castration est considérée comme un moyen de mettre fin à ces comportements gênants, mais il s'avère qu'elle n'est pas sans conséquences pour le chat.

I- Anatomie de l'appareil génital de l'espèce féline

A- Anatomie de l'appareil génital femelle

1-Topographie après la puberté

a- Les ovaires

Les ovaires sont les glandes génitales femelles qui ont deux fonctions : ils produisent les gamètes femelles et sécrètent sous le contrôle de l'hypophyse, les oestrogènes et la progestérone indispensables à la fonction reproductrice. Les ovaires sont pairs, situés à proximité du pôle caudal du rein correspondant et plaqués contre le péritoine pariétal, en région lombaire à l'extérieur du grand omentum comme l'illustre la figure 1. L'ovaire gauche est accolé au pôle caudal du rein gauche et le droit situé à un centimètre en arrière du rein droit. Les ovaires de la chatte sont ovoïdes et mesurent en moyenne 8-10 mm de long sur 5-6 mm de haut. Ils sont rosés et réguliers en surface, même en période d'activité sexuelle. Les ovaires sont fixés en région lombaire par le mésovarium (partie la plus crâniale du ligament large) qui est renforcé par du tissu conjonctif et des fibres lisses formant le ligament suspenseur de l'ovaire et le ligament propre de l'ovaire respectivement situés au bord libre crânial de l'ovaire et au bord libre distal. L'ovaire est contenu dans la bourse ovarique, largement ouverte chez la chatte, formée par le mésosalpinx qui est lâche et transparent dans cette espèce [2].

b -Les trompes utérines

Les trompes utérines sont peu flexueuses et mesurent entre 4 et 6 cm pour un diamètre de 1,5 mm au niveau de l'ampoule et 1 mm au niveau de l'isthme. L'infundibulum est très large et ventro-médial à l'ovaire (voir figure 1) [2].

C- l'utérus

Les carnivores ont un utérus bipartitus avec de longues cornes, comme on peut le voir sur la figure 1, dans lesquelles à lieu la nidation puis la gestation. Chez la chatte, elles mesurent 9 à 11 cm de long sur 3 à 4 cm de diamètre. Les trompes utérines sont implantées à leurs apex arrondis. Maintenus le long de leur bord dorsal par les ligaments larges, elles présentent une concavité dorsale, à proximité des reins, qui s'accroît chez les femelles qui ont eu plusieurs gestations. Enfin, elles se rejoignent dorsalement à la vessie formant le corps de l'utérus qui mesure environ 2 cm de long. L'utérus se termine par un col de 5 à 8 mm de

long et son canal cervical. L'utérus est composé d'une muqueuse : l'endomètre et d'une musculature : le myomètre. Chez la chatte, l'endomètre est épais et possède des glandes et des cryptes utérines qui s'allongent, et se ramifient au cours du cycle sexuel, ainsi que des glandes cervicales [2].

D- Le vagin

Le vagin est un organe impair, logé dans la cavité pelvienne dans le conjonctif du rétro-péritoine. Il est encadré dorsalement par le rectum et ventralement par la vessie. Il reçoit le pénis lors de l'accouplement et permet le passage du fœtus lors de la mise bas. Il est partiellement observable sur la figure 1. Le vagin mesure 2 à 3 cm de long chez la chatte. Crânialement, il est limité par le fornix du vagin et caudalement par le vestibule du vagin. Sa muqueuse est pâle avec des plis ineffaçables longitudinaux, la structure cellulaire de son épithélium varie au cours du cycle sexuel ce qui permet, à l'aide de frottis, de déterminer la phase du cycle. L'urètre féminin chemine dans l'épaisseur du plancher du vagin [2].

e- Le sinus uro-génital

Le sinus uro-génital est composé du vestibule du vagin, de la vulve et du clitoris. Il mesure 10 à 15 mm chez la chatte, sa muqueuse est lisse et rougeâtre. Il est limité crânialement par l'ostium du vagin qui communique avec l'extérieur par la fente vulvaire. L'urètre s'y abouche en un ostium en forme de fente longitudinale. De part et d'autre de celui-ci, on retrouve les glandes vestibulaires majeures et mineures [2]. La vulve représente la partie externe de l'appareil génital féminin. Les lèvres de la vulve sont épaisses et forment la commissure dorsale et la commissure ventrale qui est bien arrondie chez la chatte. Cette dernière abrite le clitoris qui est très développé dans cette espèce : il mesure 1 cm de long pour un diamètre de 2 mm.

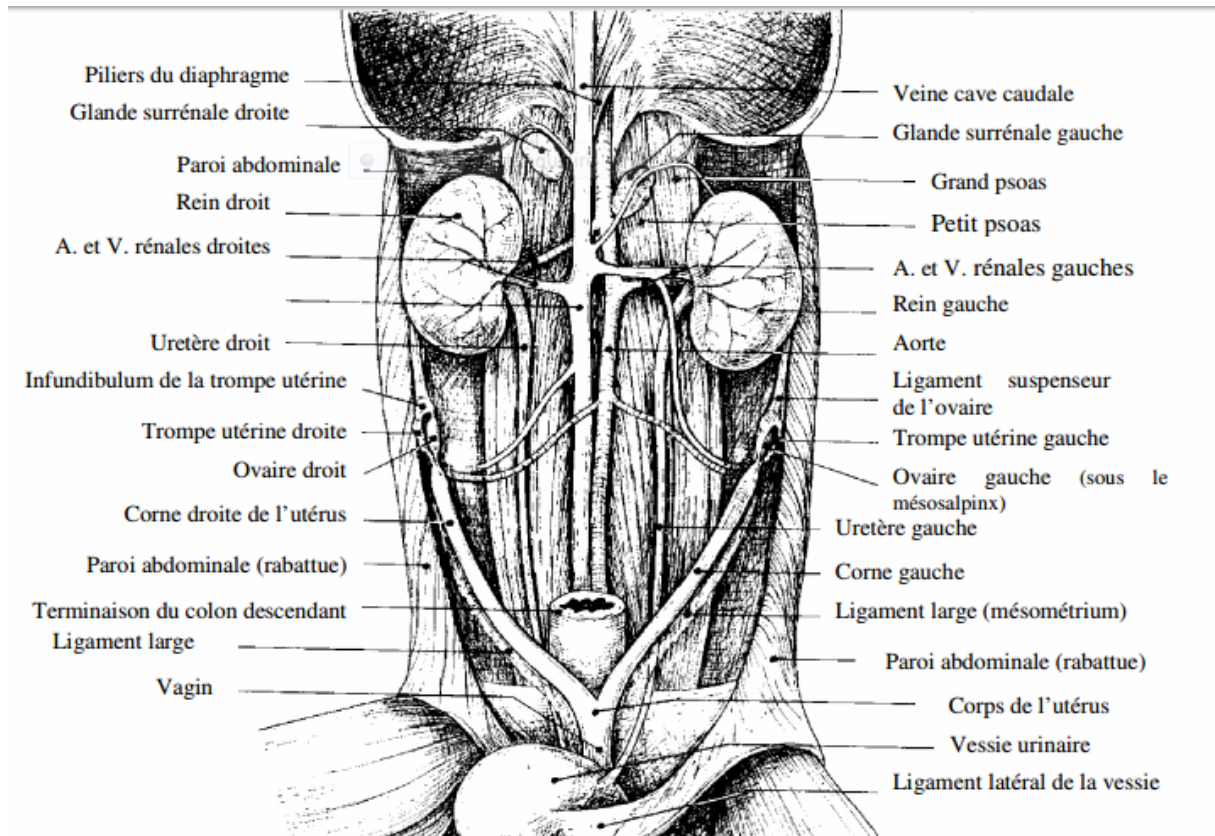


Figure 14 : Organes lombaires et appareil uro-génital de la chatte

B- Anatomie de l'appareil génital du chat

Anatomie [5], [57], [24] :

Les organes génitaux externes du chat sont situés en région périnéale haute. L'appareil génital du Chat est simplifié par rapport aux autres mammifères (figure 1). Il comprend des testicules protégés dans leur scrotum. Ceux-ci sont prolongés par l'épididyme et le canal déférent jusque l'urètre où viennent s'aboucher les glandes annexes. Puis l'urètre se termine dans le pénis. Le tout est sous l'innervation provenant de la moelle épinière, parfois consciente mais le plus souvent réflexe.

1-Pénis : Le pénis du chat est conique, de petite taille (8 à 10mm) et est dirigé caudalement au repos [78]. Lors de l'érection il se dirige plutôt ventralement que crânialement [78]. La racine du pénis est entourée des muscles ischio-caverneux et se poursuit du corps constitué de l'urètre entouré par les corps spongieux, des muscles bulbo-spongieux puis des corps caverneux séparés par un septum. Le pénis contient un petit os pénien de 0.5 cm, s'ossifiant tardivement, qui soutient le gland [30]. La muqueuse du gland est recouverte

de papilles kératinisées androgéno-dépendantes (100 à 200) qui disparaissent lors de la castration. Le gland est recouvert du prépuce. Au repos, le pénis est complètement dans son fourreau [35], [56]. Le pénis du chat ne comprend pas de bulbes érectiles contrairement au pénis du chien [78].

2-Testicules et épидидyme :

Le scrotum se situe juste sous l'anus et est recouvert de poils. Le muscle crémaster est grêle et le cordon spermatique, horizontal, est beaucoup plus long en proportion que celui du chien. Les testicules sont globuleux et mesurent de 1,2 à 2,0 cm en longueur pour 0,7 à 1,7 cm en largeur [78]. Chaque testicule disséqué pèse 1 à 1.5g . Leur grand axe est orienté ventralement et crânialement. L'épididyme et le testicule sont recouverts par une tunique albuginée puis par la tunique vaginale et enfin par les fascias internes (figure 2) et externes sous le tégument scrotal. L'épididyme est rattaché à la paroi scrotale par le ligament de la queue de l'épididyme. L'épididyme est constituée de trois parties : la tête qui est crâniale et ventrale par rapport au testicule, le corps qui est ventral et la queue qui est caudale au testicule. Le conduit épидидymaire est fortement spiralé [30] . Il se continue par le canal déférent très contourné qui va pénétrer dans le cordon spermatique ensuite.

3- Urètre : L'urètre poursuit le col de la vessie, qui est cylindrique et très étiré, en commençant juste en avant de la prostate. Il se différencie de la vessie car il présente des muscles striés. Les canaux déférents s'y abouchent dorsalement au niveau du colliculus seminalis se situant sous la prostate. La partie pelvienne de l'urètre est relativement longue (5cm) et se poursuit par la partie spongieuse en région dorsale du corps du pénis.

3-Les glandes annexes : Tout comme chez le chien, l'appareil génital du chat est dépourvu de vésicules séminales et ses conduits déférents sont dépourvus de glandes et d'ampoules [78]. La prostate est petite (1cm). Elle est composée de plusieurs lobules isolés disséminés dorsalement, le long de l'urètre [35], [1]. Les glandes bulbo-urétrales se situent au niveau de l'arcade ischiale et sont écrasées dorso ventralement. Elles sont reliées par le muscle bulbo-urétral et par du tissu conjonctif. Elles ont un diamètre de 5 à 6 mm. Leur conduit excréteur unique est court et débouche dorsalement à l'urètre. Elles synthétisent la plus grande partie du plasma séminale [43]

II-Physiologie de la reproduction chez la chatte :

La chatte est une femelle polyoestrienne saisonnière. Sous nos latitudes, sa saison sexuelle commence en Janvier ou Février (1 à 2 mois après le solstice d'hiver) et s'achève vers Octobre ou Novembre, pendant la fin des jours courts [11, 16, 19]. On note notamment un pic de l'activité sexuelle vers les mois de Février et Mars [16, 17]. Vers l'équateur, la saison sexuelle dure toute l'année, alors qu'elle est plus courte pour des latitudes nordiques. L'activité sexuelle des chattes est donc en étroite relation avec la photopériode mais certains auteurs citent aussi l'humidité et la chaleur comme facteurs influençant la durée de cette saison sexuelle [16, 26]. Enfin, la saison sexuelle de la chatte dépend aussi de la race : certains auteurs ont noté que les races à poils longs (Persans) connaissent des périodes d'activité sexuelle, comprenant plusieurs cycles, interrompues par deux ou trois périodes d'anoestrus au cours de la saison sexuelle alors que les races à poil court (Siamois) n'ont pas d'interruption [11, 17].

1- La puberté : La puberté peut s'acquérir entre le 4^{ème} et le 12^{ème} mois et uniquement chez des individus pesant au minimum 2,3 à 2,5 kilogrammes [11, 26] mais cet âge varie aussi en fonction de la saison de naissance de l'animal. Ainsi, une femelle qui atteint son âge de maturité sexuelle au début de la période d'anoestrus saisonnier n'aura pas d'oestrus avant Janvier. En règle générale, on retiendra que la maturité sexuelle est atteinte entre 6 et 9 mois [16]. La race joue aussi dans l'âge d'acquisition de la puberté : les races à poils longs peuvent avoir leur premier oestrus au-delà d'un an et demi alors que les races à poils courts sont plus précoces [26]

2- Les phases du cycle sexuel : Dans l'espèce féline, l'ovulation est provoquée par le coït. Si l'accouplement n'a pas lieu, cela aboutira à un cycle anovulatoire ; sinon, il y a ovulation avec ou sans fécondation. Dans le cas où celle-ci se produit, la chatte sera gestante mais s'il n'y a pas de fécondation on parle de pseudogestation [26]. Le cycle sexuel se compose du proestrus, de l'oestrus, du postoeustrus, du dioestrus s'il est ovulatoire et de l'anoestrus. On parle de postoeustrus et non de métoestrus car dans le cas d'un cycle anovulatoire, il n'y aura pas de formation de corps jaune caractéristique du métoestrus [26].

a-Le cycle anovulatoire

α Le proestrus : Cette première phase du cycle dure 1 à 2 jours en moyenne avec un minimum de 12 heures et un maximum de 3 jours [11, 26]. Le comportement de la chatte est alors modifié : celle-ci est très affectueuse, se frotte contre les objets, d'autres animaux, émet

des vocalises, se cambre et relève la queue en position de lordose quand on lui gratte la base de la queue. La chatte attire le mâle par l'intermédiaire de ses phéromones vaginales [11]. Elle cherche à sortir et peut accepter le chevauchement du mâle mais refuse l'intromission. Cependant, cette phase du cycle ne semble pas exister chez toutes les chattes [11, 26]. D'un point de vue anatomique, les follicules mesurent 0,5 mm en début de proestrus et atteignent environ 1,5 mm à la fin.

β L'oestrus : Sa durée est très variable selon les espèces. En moyenne, l'oestrus dure une semaine, mais il peut durer de 3 à 16 jours [16]. Au-delà, la persistance de l'oestrus serait due au chevauchement de deux phases folliculaires [16, 17]. D'un point de vue comportemental, Tous les éléments visibles en proestrus sont présents, à cette différence près que la chatte accepte l'intromission. Le coït pourrait influencer la durée de l'oestrus mais, ce point est toujours très controversé [26]. En fin d'oestrus, les follicules mesurent entre 2,5 et 4 mm [26].

Γ- Le posteoestrus : Il dure, tout comme le proestrus, 1 à 3 jours [17, 26] et on retrouve le même comportement : la chatte accepte le chevauchement mais pas l'intromission.

Δ- L'interoeestrus : C'est la phase de repos sexuel qui sépare deux cycles anovulatoires. Elle varie beaucoup : 2 à 3 semaines en moyenne selon FONTBONNE et GARNIER [17], 8 à 24 jours (avec 50% des sujets entre 2 et 3 semaines) et même jusqu'à 40 jours selon CUPPS [11]. La chatte retrouve un comportement normal : les vocalises disparaissent et elle n'attire plus les mâles. Il arrive aussi que certains sujets manquent la phase d'interoeestrus entre deux périodes d'oestrus : la chatte conserve un comportement de chaleurs [16]. Ainsi, l'interoeestrus dure de 8 à 30 jours en moyenne, en fonction des races et du climat.

ε Le dioestrus : Cette phase est caractérisée par une augmentation du taux de progestérone [16]. Chez la chatte, cette augmentation n'existe donc qu'après un accouplement avec ovulation.

b-Les modifications liées à l'accouplement :

Si la chatte est en oestrus, l'accouplement permet l'ovulation. L'aptitude à ovuler est encore faible au début de l'oestrus. Elle dépend aussi de l'intensité du stimulus vaginal et de la fréquence des accouplements. L'ovulation qui a lieu après le coït est totale et on compte en moyenne 5 ovules par femelle [26, 38]. Les oocytes ne sont viables que 25 heures [11] après l'ovulation.

-Le déroulement de l'accouplement Un mâle a une activité sexuelle continue : il peut s'accoupler toute l'année mais il ne le fera que dans un milieu familial, portant son odeur (urine, phéromones). La chatte accepte l'accouplement pendant sa phase d'activité sexuelle et, lors d'un changement de milieu, ses chaleurs peuvent être interrompues mais seulement quelques heures à quelques jours. Ainsi, quand les reproducteurs ne vivent pas au même endroit, c'est la femelle qui est emmenée chez le mâle [22].

La chatte en oestrus se frotte contre les objets et se tient cambrée, la queue relevée sur le côté en position de lordose. Elle accepte d'être chevauchée par le mâle qui lui mord la base du cou afin de s'assurer un maintien ferme de la femelle. Le mâle a besoin de 30 sec à 8 min pour se positionner correctement [19]. En effet, l'accouplement dans cette espèce est assez rude : il peut se dérouler en quelques secondes sans ennuis ou, durer plus longtemps, avec une femelle qui se débat et se roule sur le côté rendant la tâche difficile au mâle. Le mâle introduit ensuite son pénis dans le vagin de la femelle ce qui se traduit par un grondement de celle-ci. Il faut 1 à 30 sec au mâle pour s'introduire et éjaculer et 1 sec pour la libérer [19]. Cette étape est caractérisée par un voussissement des lombes. Ensuite, la femelle va se rouler frénétiquement contre le sol et se lécher la vulve pendant 1 à 7 min [19] avant de retrouver un comportement normal. La femelle peut ensuite accepter un nouvel accouplement environ 20 min après, bien que certaines soient réceptives juste après leur phase d'excitation [22].

c- Résumé

Nous avons vu que le cycle sexuel de la chatte est relativement complexe d'une part car c'est une espèce polyoestrienne saisonnière et d'autre part car l'ovulation est provoquée. De plus, il existe de nombreuses variations entre les races. Ainsi, chaque phase du cycle a une durée variable. On remarquera la grande variabilité de l'interoestrus qui varie de 1 à 3 semaines sans gestation mais peut durer jusqu'à 60 jours dans le cas d'une gestation avec lactation puisqu'il est ici mesuré à partir de la date de la mise bas.

III-Physiologie de la reproduction chez le chat :

- **Puberté et saison sexuelle :** Les testicules sont descendus à la naissance et sont palpables dans les scrotums. Ils deviennent facilement palpables vers 3-5 mois [35]. La puberté survient entre 5 et 10 mois d'âge. Le poids des testicules est alors d'au moins un gramme [7]. Les premiers éjaculats sont peu concentrés et contiennent beaucoup de formes anormales. La vie de reproduction des mâles dure environ 8 à 10 ans puis la fertilité décroît [10], [23]

Bien que la Chatte soit une espèce à reproduction saisonnière, le Chat ne présente pas de variation dans la qualité de sa semence épидидymaire au cours de l'année [81]. Cependant, la présence de femelles en chaleurs à proximité peut stimuler le mâle et permettre d'obtenir ainsi une semence de meilleure qualité [50]. Les chats connaissent un accroissement de l'activité de recherche des femelles dès la fin du raccourcissement des jours [56] et le volume de leur semence tend à s'accroître pendant cette période [42].

- La spermatogénèse : [45] , La spermatogénèse est le processus de différenciation des cellules souches en spermatozoïdes. Elle se déroule dans les tubes séminifères [56]. Chez le chat européen, la spermatogénèse débute vers 5 mois mais les spermatozoïdes ne sont présents dans les tubes séminifères qu'à partir de 7 à 9 mois [7]. Les cellules primordiales sont les gonocytes. Pendant la croissance, ces gonocytes vont se transformer en spermatogonies qui vont proliférer au moment de la puberté de façon massive et continue. On distingue les spermatogonies A qui se multiplient mais ne se différencient pas et les spermatogonies B qui vont subir l'évolution suivante : la spermatocytogénèse. Les spermatogonies B donnent en se multipliant les spermatocytes I à l'origine des spermatocytes II après la première division de méiose et des spermatides après la seconde.

Les spermatides sont donc haploïdes et ne contiennent qu'une seule chromatide. Ce sont eux qui vont subir la spermiogénèse. Ils vont subir des transformations pour aboutir aux spermatozoïdes qui se répartissent en plusieurs phases : _la phase golgienne où les granules proacrosomaux fusionnent pour former la vésicule acrosomale et où le centriole migre étant à l'origine de la formation du flagelle ; _la phase capitale où la vésicule acrosomienne s'étend et le flagelle s'épaissit ; _la phase acrosomale où la chromatine se condense et où l'acrosome devient plus dense ; _la phase de maturation où le spermatozoïde prend sa forme définitive avec formation du corps résiduel à partir du cytoplasme ; Enfin, la spermiation correspond à la libération des spermatozoïdes. Le corps résiduel est phagocyté par les cellules de Sertoli et seule une gouttelette proximale persiste sur le spermatozoïde. Le spermatozoïde est alors

composé d'une tête contenant l'ADN condensé protégé par l'acrosome dans sa région proximale, d'une pièce intermédiaire contenant les mitochondries nécessaires à l'énergie et d'un flagelle assurant la mobilité. Les spermatozoïdes immobiles sont transportés dans le rete testis via les sécrétions des cellules de Sertoli, des glandes du rete testis, et des glandes annexes. Ils acquièrent leur mobilité et leur pouvoir fécondant au cours de leur trajet dans l'épididyme où ils perdent leur gouttelette protoplasmique.

- Erection : [45] , [76], L'érection est le phénomène de rigidification et d'allongement du pénis permettant son intromission dans les voies génitales de la femelle. Elle est indispensable à l'accomplissement de la fonction reproductrice, notamment à l'éjaculation. Chez le Chat, comme chez le Chien, la rigidité est permise par l'existence de l'os pénien et par le gonflement des tissus érectiles. Le mécanisme est essentiellement vasculaire. La contraction des muscles ischiocaverneux provoque une compression du corps caverneux en bloquant le retour veineux. Les shunts artério-veineux entre les corps caverneux et spongieux sont fermés, les artères hélicoïdales se dilatent et se déploient. Le tout provoque l'érection : le pénis devient rigide. Caché au repos dans son fourreau, il s'allonge et s'en dégage.

L'érection est un phénomène réflexe. Elle est contrôlée par le système nerveux parasympathique qui intègre des afférences sensorielles centrales (hypothalamus et cortex) et périphériques (gland, organes génitaux et région périnéale essentiellement). Les nerfs érecteurs principaux proviennent des nerfs honteux internes. Les centres médullaires sont situés entre S2 et S4. Leur stimulation produit la vasodilatation initiale suite à la synthèse par l'endothélium vasculaire excité du monoxyde d'azote (NO) qui a une action de relâchement des fibres musculaires lisses artériolaires. La stimulation du système nerveux parasympathique par stimulation des nerfs pelviens dans la zone lombo-sacrée provoque l'érection par stimulus tactile et psychique alors que la stimulation thoracique basse des fibres orthosympathiques (T13-L3) est responsable d'une érection par stimulus psychique uniquement. Chez le chat, la stimulation du nerf hypogastrique provoque un retour à l'état de repos du pénis en érection par constriction des artères du pénis [73]. L'injection intrapénienne de noradrénaline induit une détumescence, propriété pouvant être utilisée dans certaines formes de priapisme. De part son déterminisme essentiellement réflexe, certains anesthésiques peuvent empêcher l'érection. L'acétylcholine n'est pas le neuromédiateur fondamental de l'érection, c'est le VIP (Vasoactive Intestinal Polypeptide) [73].

- Ejaculation : [45] , (figure 6) L'éjaculation est l'expulsion du sperme par l'urètre. Le sperme est mis sous pression dans la portion terminale des canaux déférents. Cette mise sous pression résulte de vagues de contractions des fibres lisses. Dans la phase paroxystique du coït, les contractions s'amplifient et conduisent à l'éjection des spermatozoïdes, puis du sperme (spermatozoïdes et sécrétions des glandes annexes). L'éjaculation se produit alors en deux phases : _l'émission qui correspond à l'expulsion du liquide séminal dans la partie pelvienne de l'urètre. (conduits déférents, prostate)

l'éjaculation proprement dite qui correspond au passage du liquide séminal dans l'urètre et à l'expulsion par le méat urétral.

Il s'agit là aussi d'un phénomène réflexe mais elle est sous le contrôle du nerf hypogastrique qui appartient au système nerveux sympathique. Les zones sensibles sont plus restreintes que pour l'érection. Seule la région du gland est réflexogène par l'intermédiaire du nerf dorsal du pénis. Toute lésion de ce nerf empêche donc l'éjaculation. Les stimulus sont mécaniques et thermiques. Ces deux phases sont sous le contrôle médullaire : une stimulation de la zone T12-L2 provoque l'émission, une stimulation de la zone S2-S3-S4 provoque l'éjaculation.

- Accouplement : L'accouplement est une étape indispensable. C'est lui qui conditionne le rapprochement des gamètes. Lors d'un accouplement, le mâle prend contact avec la femelle en lui flairant le nez puis la région génitale [7]. Il adopte un comportement de flehmen lorsque la femelle est bien en œstrus [88]. La femelle se met alors en lordose présentant sa région génitale au mâle et dévie la queue d'un côté. Le mâle la chevauche, la « bloque » en l'attrapant au cou et la pénètre [7]. L'accouplement ne dure que quelques secondes et se manifeste par des séries de mouvements pelviens rapides. La femelle rejette ensuite le mâle violemment et reste en période réfractaire pendant 10 à 20 minutes. Pendant cette période réfractaire la femelle est agressive, se roule par terre et fait sa toilette [35], Cette phase est importante à observer car elle signifie que la copulation a bien eu lieu et qu'elle a conduit au réflexe post-coïtal [7]. Lors de l'accouplement, c'est la stimulation du vagin antérieur qui déclenche le réflexe post-coïtal amenant à l'ovulation [50].

III-technique chirurgical de l'ovariectomie : [7],[16],[25]

1-PREPARATION DE L'ANIMAL : Comme pour toute intervention chirurgicale, il faut s'assurer que l'état de santé de l'animal permet l'intervention. Un examen clinique de la patiente est donc réalisé, et si nécessaire un bilan sanguin et une analyse d'urine. Ces examens permettront de prendre ou non la décision de réaliser l'ovariectomie en fonction de la balance bénéfice / risque pour l'animal et d'élaborer un protocole d'anesthésie adapté au mieux à l'animal. Une fois la décision d'intervention prise, l'animal doit observer une diète hydrique de douze heures avant l'intervention afin de limiter le risque de fausse déglutition lors de l'anesthésie. L'imagerie médicale (échographie notamment) permet d'inspecter les ovaires ainsi que l'utérus afin d'obtenir des informations sur le statut de chaque organe, mettre en évidence d'éventuelles anomalies, ou pour faire un bilan d'extension dans le cas de tumeurs. Cela permettra de choisir la voie d'abord et le type d'intervention que le chirurgien pratiquera (ovariectomie ou ovario-hystérectomie). Chez la chatte, classiquement, l'ovariectomie est réalisée par laparotomie au niveau de la ligne blanche, mais certains vétérinaires préfèrent une laparotomie par le flanc. Chacune de ces voies d'abord offre ses avantages et ses inconvénients :

- la laparotomie médiane assure une bonne visualisation de l'ensemble de la cavité abdominale et en particulier de l'utérus, ce qui permet de confirmer les observations échographiques. Le cas échéant, une ovario-hystérectomie peut au final être réalisée sans difficultés, juste en prolongeant la longueur de l'incision. En revanche, la recherche des ovaires peut poser quelques difficultés, car ils sont souvent masqués par l'ensemble de la masse intestinale, la rate, ...

- la laparotomie par le flanc chez la chatte permet un accès direct à l'ovaire et indirect au second ovaire en remontant le long des cornes utérines. L'accès aux deux ovaires par la même ouverture est permise car l'abdomen est étroit et les ligaments suspenseurs des ovaires longs et extensibles. En revanche, l'utérus est peu accessible et il faudra réaliser une laparotomie médiane dans un second temps si l'animal nécessite une ovario-hystérectomie non prévue initialement. D'où l'intérêt de l'imagerie médicale pour s'assurer du bon état de l'utérus au préalable, avant de réaliser cette voie d'abord.

Une fois anesthésié, l'animal est placé en décubitus dorsal et tondu largement en prévision d'une éventuelle ovario-hystérectomie. Le rectangle de tonte s'étendra de l'appendice xiphoïde jusqu'en arrière du pubis et latéralement au-delà des mamelles (figure 1)

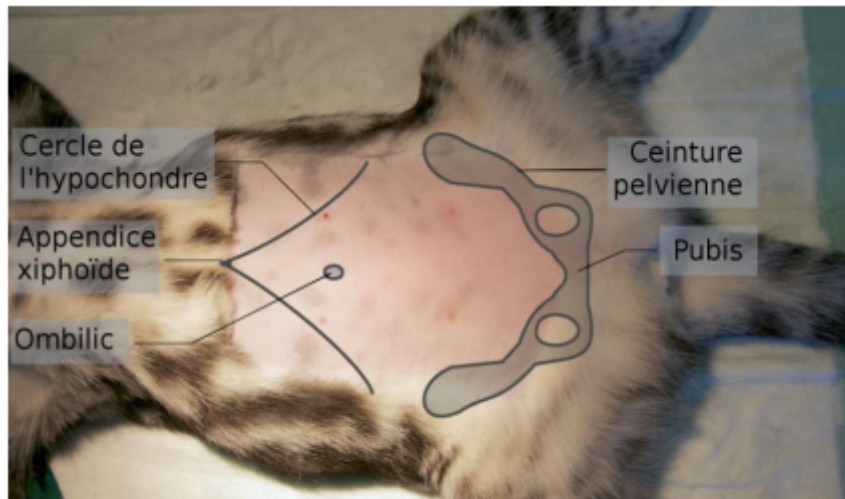


Figure 12 : Délimitation de la zone de tonte

Enfin, la préparation s'achève par la désinfection chirurgicale de la zone opératoire. La zone centrale doit être lavée en premier car c'est la zone qui doit être la plus propre, le reste est ensuite nettoyé de manière concentrique en s'éloignant de cette zone sans jamais revenir en arrière (Figure 13). Cinq lavages successifs seront réalisés avec un savon à la chlorhexidine ou à la povidone iodée, avec un rinçage au chlorure de sodium 0,9% stérile entre chaque application. Il est important d'avoir un temps de contact entre le savon et la peau d'au moins une minute à chaque lavage. L'étape de lavage s'achève par l'application de la solution coordonnée au savon (chlorhexidine ou povidone iodée), il est primordial de ne pas mélanger les deux molécules car leurs effets se neutralisent.

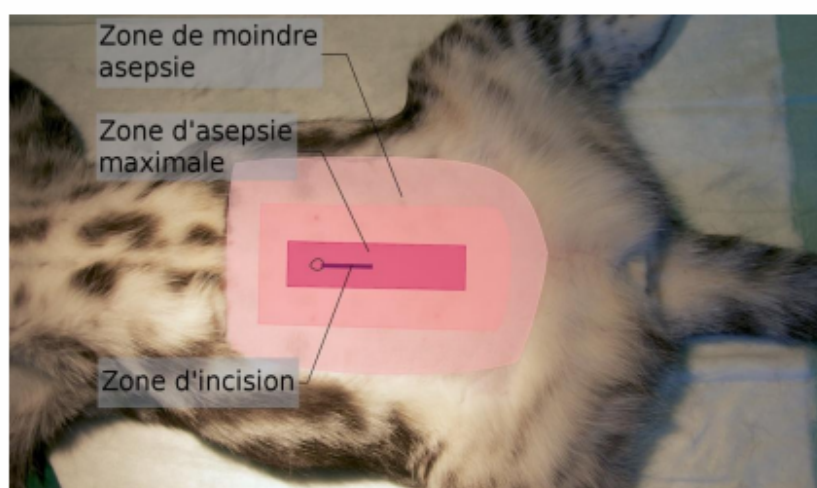


Figure 13 : Désinfection chirurgicale concentrique, du centre vers la périphérie de la zone opératoire

Les instruments employés :

Les différentes étapes de l'ovariectomie nécessitent plusieurs instruments chirurgicaux, stérilisés au préalable :



Bistouri à lame froide n° 23 : incision cutanée, incision de la ligne blanche, exérèse des ovaires [36]



Ciseaux de Metzenbaum : dissection du tissu sous-cutané [30]



Sonde cannelée : ouverture de la cavité abdominale [28]



Pince en cœur : préhension de l'ovaire [35]



Crochet à ovariectomie : recherche de l'ovaire [32]



Pince hémostatique [31]

-Temps opératoire :

Un champ opératoire stérile est placé sur la patiente et une ouverture y est réalisée en prenant les mêmes repères anatomiques que pour la tonte

L'ovariectomie est précédée par une laparotomie médiane moyenne : la peau est incisée à l'aide d'un bistouri à lame froide, sur la ligne médiane, à partir de l'ombilic, sur trois centimètres environ (Figure 15). L'objectif est de créer la plus petite cicatrice possible, l'incision sera donc la plus courte possible, en fonction de la technique de recherche réalisée : pour la technique du crochet, une incision d'un centimètre peut suffire. Une hémostase soignée doit être faite à l'aide d'une compresse ou d'un bistouri électrique au fur et à mesure de l'observation de saignements. Cette étape a pour objectif de limiter les pertes sanguines mais également d'éviter de colorer les tissus environnants qui, lorsqu'ils sont tous rouges, sont difficiles à différencier les uns des autres.

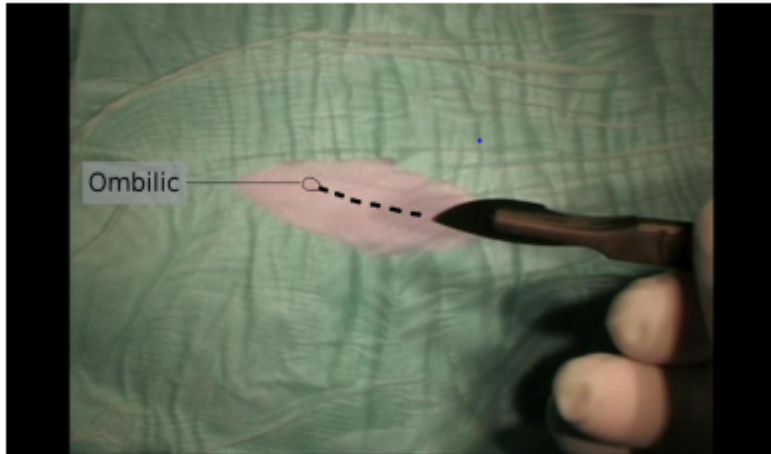


Figure 15 : Incision cutanée médiane moyenne à partir de l'ombilic

Le tissu conjonctif sous-cutané est ensuite incisé à son tour à la lame froide ou avec un bistouri électrique ou bien dilacéré à l'aide des ciseaux de Metzenbaum. La dilacération présente l'avantage de réaliser dans le même temps l'hémostase des vaisseaux de petite taille du tissu sous-cutané par étirement, mais cette technique crée des cavités tissulaires à l'origine de réactions inflammatoires importantes, préjudiciable à la cicatrisation. L'incision au bistouri électrique n'induit pas de cavité et permet de réaliser l'hémostase de vaisseaux de taille variable. L'étape suivante consiste à repérer la ligne blanche : les muscles de la paroi abdominale s'y rejoignent ; elle apparaît comme la zone de divergence du sens des fibres (Figure 16). La ligne blanche est soulevée à l'aide d'une pince à dents afin d'y réaliser en toute sécurité une ponction dans laquelle la sonde cannelée est glissée (Figure 17). L'ouverture de la cavité abdominale est alors achevée par un débridement sur sonde en faisant glisser la lame du bistouri, orientée vers le haut, dans le sillon de la sonde

cannelée.

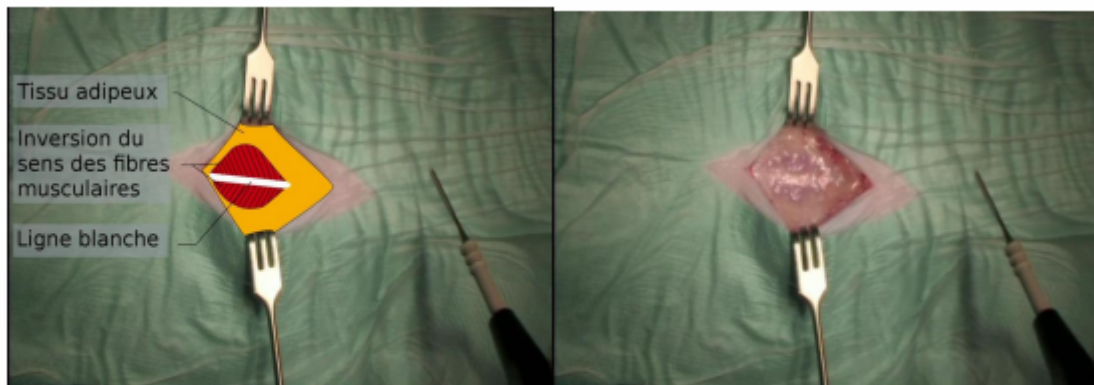


Figure 16 : Identification de la ligne blanche



Figure 17 : Introduction de la sonde cannelée

Les ovaires de la chatte sont alors recherchés à l'aide de trois techniques : à vue, au crochet à ovariectomie ou au doigt.

Avec la technique du crochet, le crochet à ovariectomie est introduit contre la paroi abdominale à hauteur de l'ombilic, la partie courbe plaquée contre la paroi (Figure 18). Il est ensuite glissé dans la cavité abdominale jusqu'au plan profond. Le chirurgien lui impose alors une rotation de 90° vers l'intérieur de la cavité abdominale afin d'emprisonner l'utérus dans la partie concave du crochet qui est plus accessible que l'ovaire. Ce dernier est alors remonté délicatement : l'utérus est logé dans le crochet et recouvert de tissu adipeux abdominal (Figure 19), si ce n'est pas le cas dès la première tentative, il faut alors renouveler l'opération jusqu'à remonter l'utérus dans le crochet.

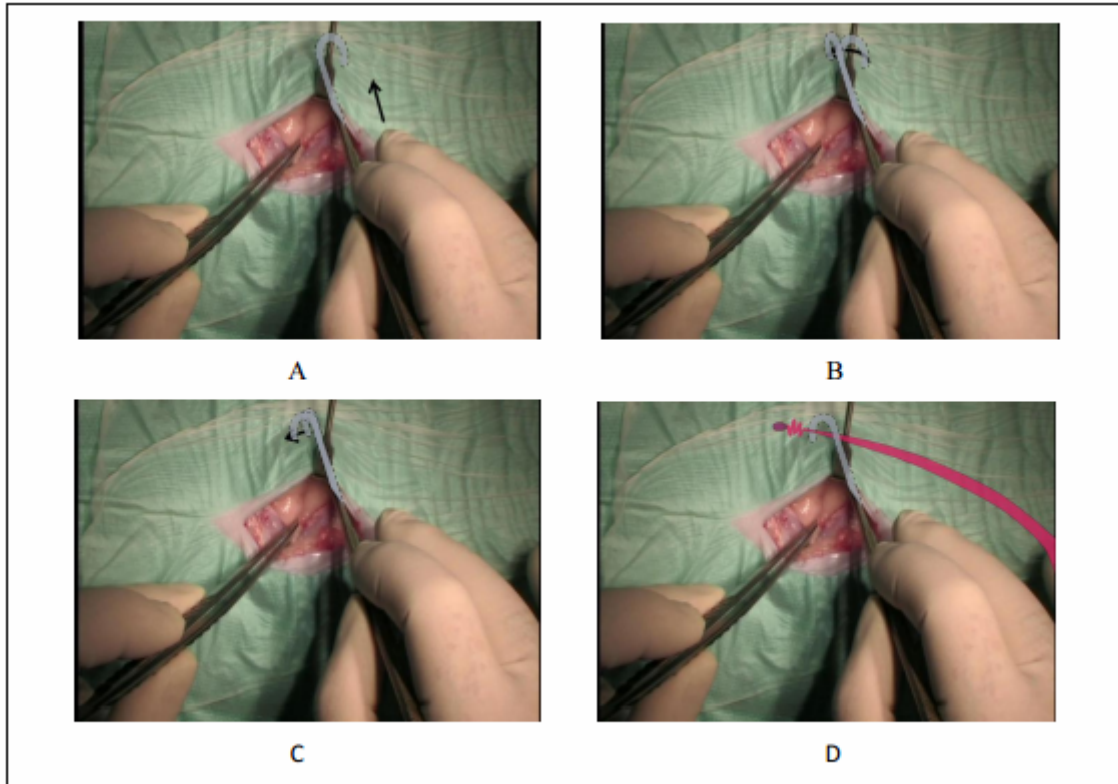


Figure 18 : Technique de recherche de l'ovaire à l'aide du crochet : introduction (A) et rotation du crochet (B-C) avec représentation anatomique de l'utérus (D)

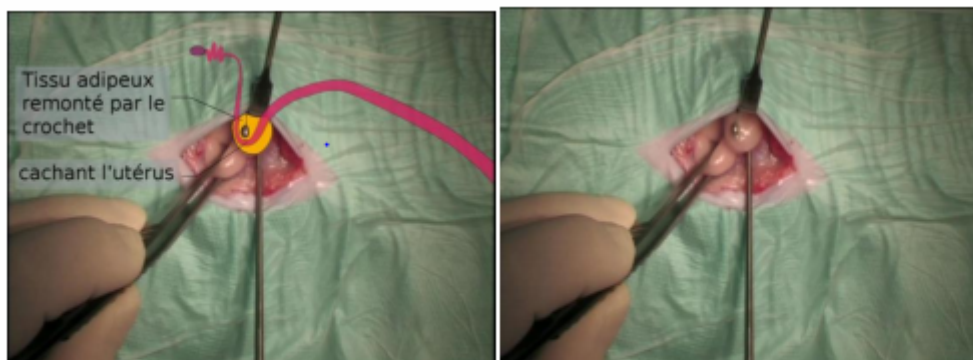


Figure 19 : Extériorisation de l'utérus, souvent recouvert de tissu adipeux abdominal (représentations schématisées et réelle)

Du côté gauche, il faut faire attention à ne pas accrocher la rate en remontant le crochet, surtout lorsque l'anesthésie a été induite à l'aide de barbituriques, souvent responsables d'une splénomégalie. Une autre erreur décrite est la remontée d'une anse intestinale ou plus rarement d'un uretère au lieu de l'utérus. Les structures sont alors replacées dans la cavité abdominale et l'utérus recherché à nouveau.

Lors d'une recherche au doigt, le même principe est utilisé mais en introduisant l'index dans la cavité abdominale et en remontant l'index contre la paroi abdominale. Dans ce cas, le chirurgien cherche à sentir un cordon ferme et plutôt rond passer sous ses doigts : il s'agit de l'utérus qu'il a plaqué contre la paroi. L'utérus est alors remonté délicatement en le faisant glisser le long de la paroi abdominale. Si le chirurgien n'arrive pas à trouver directement l'utérus, il peut rechercher d'abord l'ovaire qui apparaît comme un grain de riz sous le doigt, en décalant le doigt caudalement, il trouve l'utérus. Cette seconde méthode est plus sûre vis-à-vis du risque d'accrochement de la rate du côté gauche.

La dernière technique consiste à visualiser directement l'ovaire ou une corne utérine. La paroi abdominale située en face du chirurgien est alors soulevée à l'aide d'écarteurs et la cavité abdominale inspectée. La taille de l'incision nécessite d'être un peu plus importante que les précédentes. Si l'utérus est visualisé, il est pris en charge à l'aide d'une pince mousse et extériorisé. Dans le cas contraire, l'omentum est récliné afin de visualiser les structures sous-jacentes. Si l'utérus n'est toujours pas visible, le chirurgien peut se servir d'écarteurs biologiques tels que le côlon descendant pour dégager la zone contenant l'ovaire gauche. Ainsi, le côlon descendant situé à gauche de l'animal est remonté puis récliné à droite de l'animal. Il emmène avec lui toute la masse intestinale, dégageant ainsi le rein et l'ovaire gauches. La recherche de l'ovaire droit peut être facilitée en procédant de la même façon avec le duodénum descendant, situé à droite de l'animal et récliné à gauche, laissant apparaître le foie, le rein et l'ovaire droits.

L'ovaire est extériorisé à son tour en remontant délicatement l'utérus. Il est alors important de bien identifier toutes les structures anatomiques (Figure 20)



Figure 20 : Identification des structures anatomiques entourant l'ovaire

La pince en cœur est alors mise en place en veillant à ce qu'elle emprisonne la totalité de l'ovaire (Figure 21). Ce dernier point est très important pour éviter le phénomène de rémanence ovarienne suite à la fragmentation de l'ovaire. Le ligament large est ensuite ponctionné le plus loin possible de l'ovaire, approximativement à mi-distance entre le ligament suspenseur de l'ovaire et la corne utérine à l'aide d'une pince à hémostase ou du porte-aiguille. Cette ponction est agrandie afin d'être facilement identifiée. En passant au travers de la ponction, deux pinces limitatives (pinces hémostatiques) sont mises en place de part et d'autre de la pince en cœur (Figure 21). Ces pinces emprisonnent d'une part le ligament ovarien et le pédicule vasculaire ovarien (artère + veine) rostralement à l'ovaire et d'autre part la corne utérine caudalement à l'ovaire.

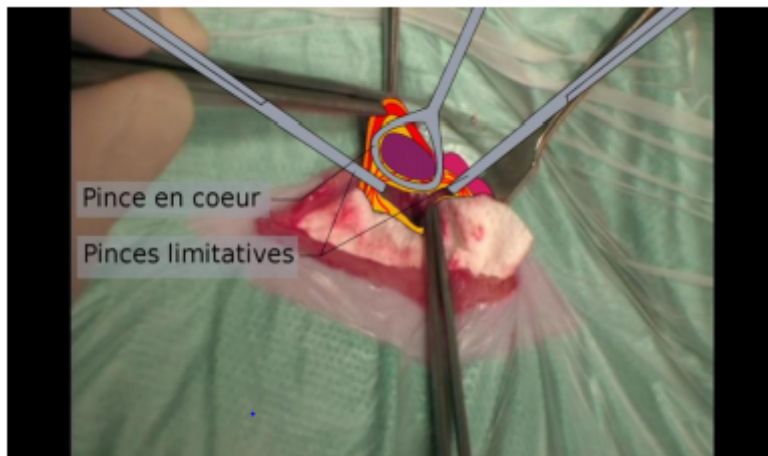


Figure 21 : Mise en place de la pince en cœur et des pinces limitatives

Si la pince en cœur n'est pas assez grande pour contenir la totalité de l'ovaire, elle peut être remplacée par deux pinces hémostatiques, placée de part et d'autre de l'ovaire.

Les ligatures vasculaires sont alors réalisées : ligature des artère-veine ovariennes ainsi que des artère-veine utérines. En raison des anastomoses existant entre les deux pédicules ovarien et utérin, les ligatures vasculaires doivent être positionnées le plus éloignées possible de l'ovaire et des pinces limitatives. La méthode la plus communément employée consiste à poser des ligatures, réalisées à l'aide de fil résorbable tressé, noué à l'aide d'un nœud d'hémostase soit deux demi-nœuds inversés. Ces ligatures sont placées sous les pinces limitatives en passant à chaque fois par le trou de ponction du ligament large (Figure 22). Ainsi, il n'est pas possible d'oublier l'hémostase de petits vaisseaux. Chez une patiente dont le ligament large est très infiltré de graisse, il arrive que l'épaisseur du tissu amène à réaliser

deux trous de ponction, et une troisième ligature est alors mise en place entre les deux ponctions (Figure 23).

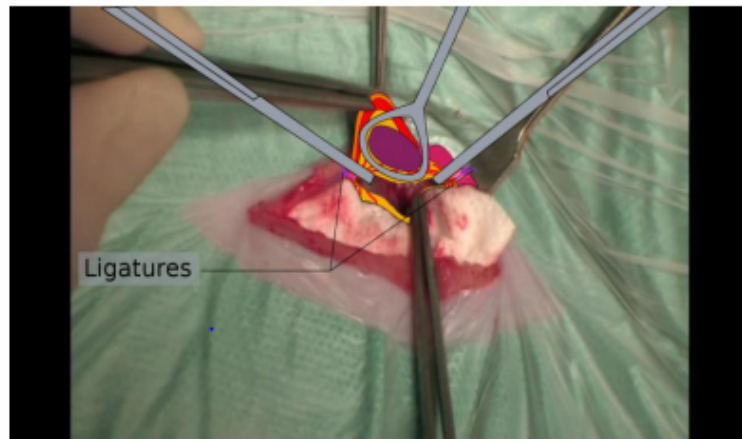


Figure 22 : Mise en place des ligatures

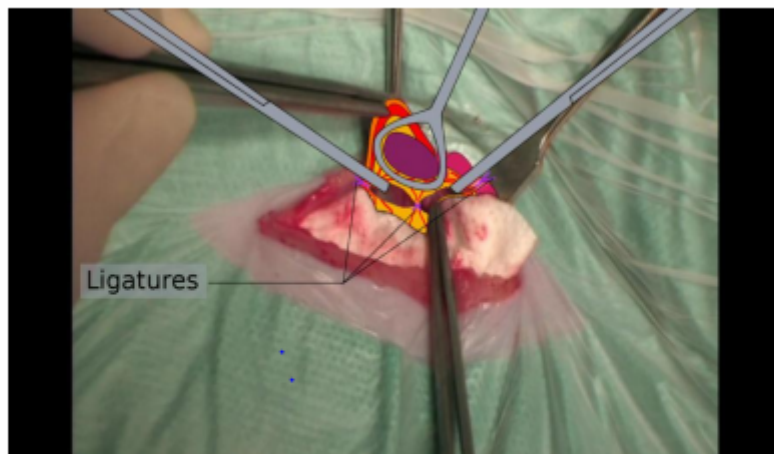


Figure 23 : Ligatures vasculaires d'un ligament large très infiltré de tissu adipeux

Pour chaque nœud, il faudra veiller à serrer dans l'axe du nœud (horizontalement), et progressivement, pour ne pas risquer d'arracher les pédicules vasculaires, mais suffisamment pour assurer une bonne hémostase. Pour plus de sécurité, il est possible de réaliser deux ligatures l'une en dessous de l'autre sur chaque segment. Pour la ligature réalisée côté utérus, il est préférable de placer la ligature au niveau de la jonction entre l'oviducte et la corne utérine plutôt que sur l'utérus lui-même dont la consistance ferme rend plus délicate le serrage des ligatures. L'hémostase est alors plus délicate à réaliser.

Le pédicule ovarien est sectionné à l'aide du bistouri à lame froide, entre la pince en cœur et la pince limitative. Avant d'inciser, le futur moignon de ligament suspenseur est maintenu hors de la cavité abdominale à l'aide d'une pince anatomique mousse en vue de vérifier l'hémostase avant réintégration. Le maintien ne doit se faire en aucun cas au niveau de la ligature qui risque d'être arrachée lors de la manipulation. Dans le cas où la pince en cœur a été remplacée par deux pinces limitatives, l'incision du pédicule a lieu entre les deux pinces limitatives les plus rostrales. Si aucun saignement ne persiste, le pédicule et le ligament suspenseur de l'ovaire sont réintégrés délicatement dans la cavité abdominale.

Le segment utérin est ensuite sectionné de la même façon, entre la pince en cœur et la pince limitative. Dans un premier temps, l'utérus est conservé pour vérifier l'hémostase puis il est réintégré si aucun saignement n'est constaté. Lorsque le chirurgien est peu expérimenté, la recherche du second ovaire peut être facilitée en conservant la corne utérine. Cette dernière est alors suivie jusqu'au corps de l'utérus, ce qui donne accès à la corne controlatérale qui est remontée jusqu'au second ovaire. Immédiatement après exérèse du premier ovaire, il est impératif de vérifier son intégrité, c'est-à-dire que l'exérèse complète de l'ovaire a bien été réalisée.

La recherche du second ovaire peut alors débiter à l'aide de la méthode mise en œuvre pour le premier ou en s'aidant de l'utérus. Le second ovaire extériorisé, il est appliqué la même procédure que pour le premier. Une fois l'exérèse des deux ovaires réalisée, le chirurgien procédera à la suture de la plaie de laparotomie.

La ligne blanche est suturée en premier, en prenant soin de prendre appui sur les aponévroses et non sur les muscles abdominaux. La suture est une suture bord à bord obtenue à l'aide d'un surjet à points simples réalisé avec du fil tressé résorbable de décimale 3 ou 2 pour les patientes de faible taille. Ce surjet doit être correctement réalisé afin d'assurer l'étanchéité et la solidité de la suture.

En fonction de l'importance du tissu adipeux de l'animal, un ou deux surjets sous cutanés sont réalisés ensuite. Dans le cas d'un animal peu gras, seul un surjet intradermique est réalisé afin de rapprocher les marges de la plaie. Si l'animal présente une épaisseur de tissu adipeux sous-cutané importante le chirurgien réalise d'abord un surjet sous-cutané dans la couche profonde du tissu adipeux, puis un surjet intradermique. Ces surjets sont soit des surjets simples soit en U, réalisés avec du fil tressé résorbable de décimale 2 ou 1,5. Enfin, la suture cutanée est effectuée à l'aide d'un surjet ou de points simples, avec un fil monobrin,

moins inflammatoire, non résorbable, Dans le cas d'animaux difficiles, il pourra être utilisé un fil monobrin résorbable.

-temps post opératoire :

La plaie chirurgicale doit être protégée afin de cicatriser dans les meilleures conditions.

Traditionnellement, un pansement collé est mis en place sur la plaie (Figure 24) : une compresse est placée sur la plaie chirurgicale puis est recouverte à l'aide d'un morceau de bande collante dont les angles auront été arrondis au préalable pour limiter le risque de décollement. La présence de ce type de pansement dérange souvent l'animal et l'incite donc à se lécher ou se gratter. La colle est irritante pour certains individus, voire allergène.

L'autre alternative est l'utilisation d'un pansement liquide, déjà très développée en médecine humaine (Figure 25). Les molécules utilisées pour ce type de pansements sont des cyanoacrylates ; ils se présentent sous forme d'un spray à pulvériser sur la plaie. Le pansement imperméabilise la plaie. Il est transparent, ce qui facilite la surveillance de la plaie. Il semblerait que ces pansements offrent de meilleures conditions de cicatrisation que les pansements collés, en offrant un support aux fibroblastes et kératinocytes [19]. L'application d'un pansement liquide participerait en outre à l'arrêt des saignements présents au niveau des points cutanés en post-opératoire immédiat. Enfin, le pansement liquide semble moins irritant pour la peau et il s'élimine naturellement, sans nécessiter de renouvellement.



Figure 24 : Pansement collé



Figure 25 : Plaie recouverte par du pansement liquide

Un anti-inflammatoire est prescrit pendant cinq jours afin de limiter la douleur de l'animal (en relais de l'analgésie per-opératoire) mais également pour éviter une inflammation trop importante des tissus, qui pourrait être délétère pour la cicatrisation.

L'intervention présentant de faibles risques septiques, les conditions d'asepsie respectées, il est inutile de prescrire des antibiotiques à la suite de cette intervention.

Le port d'une collerette est recommandé jusqu'au retrait des points, si l'animal semble obnubilé par sa plaie et passe son temps à la lécher . Néanmoins, il a été observé qu'une plaie protégée par un pansement liquide ne s'infectait que très rarement malgré un léchage intempestif [6]. Le retrait des points peut avoir lieu sept à dix jours après l'intervention. Cette période est la durée nécessaire pour la cicatrisation cutanée. La cicatrisation musculaire est, elle, supérieure à quinze jours. Il est donc recommandé de préconiser un repos modéré de l'animal pendant cette période, de façon à limiter le risque d'éventration.

- Technique chirurgicale de la castration :

[7],[17],[25]

a. PREPARATION DE L'ANIMAL :

Avant toute intervention chirurgicale, l'état de santé de l'animal est vérifié. Sont donc réalisés un examen clinique attentif de l'animal, ainsi qu'un bilan sanguin et une analyse d'urine si besoin. Ces examens permettent de prendre ou non la décision de réaliser la castration en fonction de la balance bénéfice / risque pour l'animal et d'élaborer un protocole d'anesthésie adapté au mieux à l'animal.

Une diète hydrique de douze heures est observée avant l'intervention afin de limiter le risque de bronchopneumonie par fausse déglutition lors de l'anesthésie.

L'incision cutanée est effectuée sur le scrotum préparé au préalable soit par tonte soit par épilation.

L'animal peut être positionné de trois façons :

- positionnement dorsal : les membres pelviens de l'animal sont ramenés crânialement et tenus par des liens attachés à la table . Pour stabiliser le patient, les membres sont croisés sur l'abdomen.

-Positionnement ventral : l'animal est placé sur le ventre, dans un support ou au bord de la table, les postérieurs placés dans le vide. La queue est maintenue relevée vers l'avant par un lien.

-Positionnement latéral : l'animal est placé en décubitus latéral . Des liens peuvent être posés sur les membres postérieurs et la queue, afin de les maintenir en position. Cela permet de mieux dégager la zone opératoire. Cette position ne pose aucune difficulté pour les chats de six mois et plus, mais est plus délicate pour les plus jeunes chats compte tenu de la taille des testicules.

Enfin, la zone opératoire est désinfectée. La zone centrale doit être nettoyée en premier car c'est la zone qui doit être la plus propre, le nettoyage s'effectuant ensuite de manière concentrique en s'éloignant de cette zone sans jamais revenir en arrière. Cinq lavages successifs sont réalisés avec un savon antiseptique (chlorhexidine ou povidone iodée) entrecoupés par un rinçage au chlorure de sodium 0,9% stérile. Il est important d'avoir un temps de contact d'au moins une minute à chaque lavage. Le nettoyage s'achève par l'application de la solution coordonnée au savon (chlorhexidine ou povidone iodée). Il est primordial de ne pas mélanger les deux molécules car leurs effets se neutralisent.

c. LES INSTRUMENTS EMPLOYES

Pour la castration d'un chat, il faut disposer des instruments chirurgicaux stériles suivants :



Lame froide de bistouri de 23 : incision du scrotum, des enveloppes testiculaires. Section des cordons spermatiques [36].



Pince à hémostase : nœud du cordon spermatique (technique du nœud de Miller) [31]

b- TEMPS OPERATOIRE :

La zone opératoire est désinfectée, elle est isolée par une compresse stérile dépliée de grande taille ou un champ opératoire dans lesquels il a été réalisé une ouverture correspondant à la taille du scrotum (Figure 26).

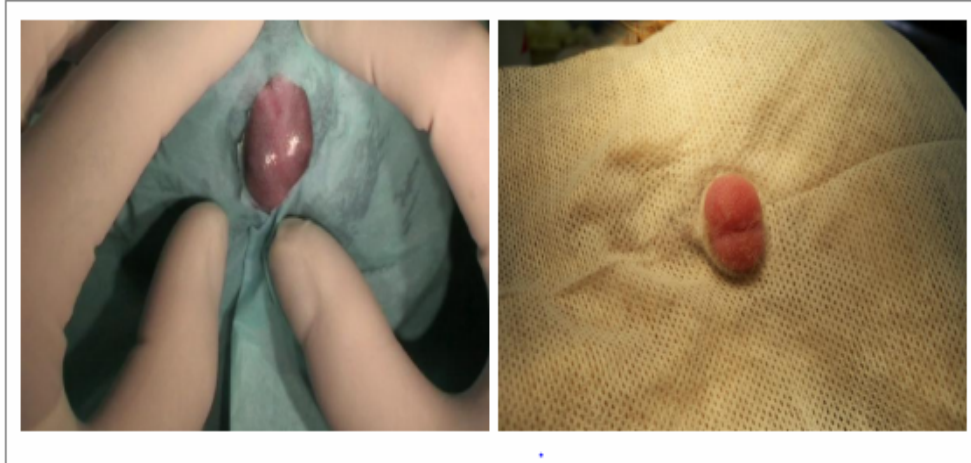


Figure26 :mise en place d'un champ opératoire collé ou d'une compresse stérile.

La castration débute par une incision dorso-ventrale du scrotum en regard d'un des deux testicules à l'aide d'une lame froide (lame de 23). Le scrotum est incisé, sur une peau mise en tension en bloquant le testicule caudalement entre le pouce et l'index. Ensuite, les enveloppes testiculaires sont à leur tour incisées jusqu'à dégager le testicule et son cordon spermatique. L'enveloppe testiculaire la plus profonde reste fixée au niveau de l'épididyme, il faut donc la désolidariser avec soin au doigt ou à l'aide de deux compresses pour éviter que les doigts ne glissent.

Il est également possible de ne réaliser qu'une seule incision cutanée sur le sillon intertesticulaire. Pour cela le scrotum est mis sous tension en glissant l'un des testicules sous ce sillon. Les enveloppes testiculaires sont ensuite incisées, un testicule après l'autre, comme précédemment. Cette technique est plus rarement réalisée, car le sillon inter-testiculaire est richement vascularisé. Cette voie d'abord est à l'origine de saignements importants. Dans tous les cas, la taille de l'incision est réduite au maximum, de l'ordre d'un centimètre, de sorte qu'elle permette tout juste de laisser passer le testicule.

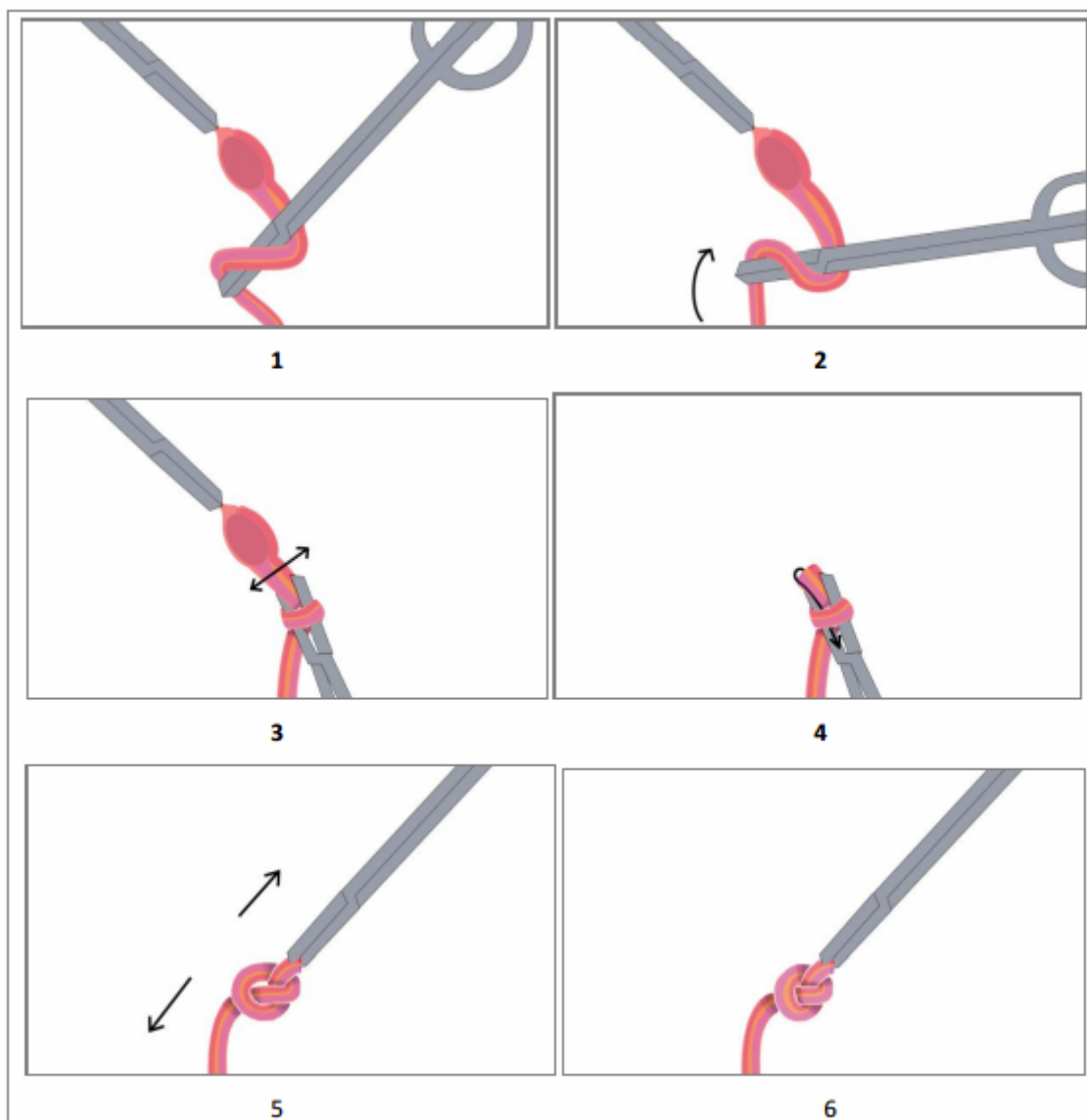
Au sein du cordon spermatique, l'épididyme est repéré puis désinséré, le fascia entre le canal déférent et le cône vasculaire est alors rompu (Figure 27). Cela est réalisé avec les doigts ou à l'aide de deux compresses pour une meilleure prise.



figure27 : Séparation du canal déférent et du cordon vasculaire aux doigts.

Le chirurgien réalise alors des nœuds simples entre le canal déférent et le cône vasculaire (Figure 28). Il prendra bien garde à ne pas bloquer les enveloppes testiculaires (en particulier l'enveloppe testiculaire interne) dans chaque nœud. Pour assurer l'hémostase, deux nœuds plats inversés (soit quatre demi-nœuds inversés) sont réalisés.

Figure 29 : Etapes de la réalisation d'un nœud sur le cordon spermatique :



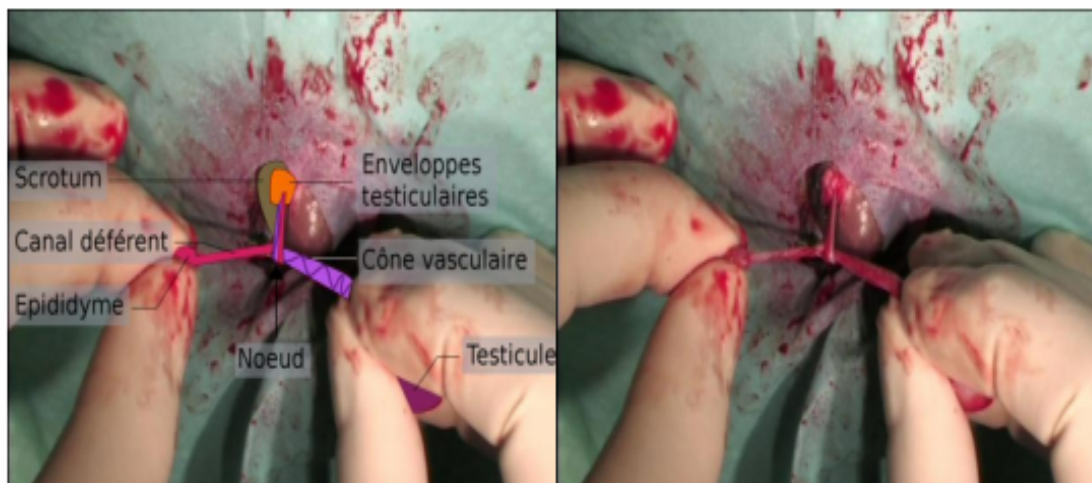


Figure28 : Demi-nœud en cours de réalisation entre le canal déférent et le cône vasculaire

Après vérification de l'hémostase, l'ensemble des nœuds est réintégré dans les enveloppes testiculaires puis dans le scrotum.

Le deuxième testicule est alors traité par la même technique en réalisant une nouvelle incision scrotale, ou en utilisant l'incision scrotale située sur le sillon intertesticulaire.

Les incisions scrotales ne sont pas suturées, elles cicatrisent par seconde intention.

c-TEMPS POST OPERATOIRE :

A la fin de l'intervention, les champs opératoires ou la compresse sont retirés, la zone est nettoyée à l'aide de chlorure de sodium 0,9% stérile, puis un pansement liquide est pulvérisé sur les deux incisions : pansement à base de cyanoacrylates, il se présente sous forme d'un spray à pulvériser sur la plaie.

Le chat est alors surveillé durant sa phase de réveil

Aucune médication n'est à prévoir de retour à la maison. Le port de la collerette est préconisé afin d'éviter que le chat ne lèche la plaie (environ dix jours), et la litière type granulé ou copeau doit impérativement être remplacée par du papier journal ou du papier absorbant, afin que les grains ou la poussière de copeaux ne puissent entrer dans les plaies chirurgicales. Cette litière doit être très régulièrement entretenue et gardée au moins cinq jours.

Un repos modéré est également recommandé pendant deux jours avec interdiction de sortie. L'animal peut être abreuvé et nourri dès le soir même.

Complication de l'ovariectomie et la castration :

A. Complications bénignes lors du retrait des points :

- Au retrait des points, deux légères complications sont fréquemment observées [6]. La première est la difficulté à retirer les points. Elle intervient lorsque la suture cutanée a été trop serrée. Cette complication n'est pas grave mais peut rendre difficile le retrait des points, notamment quand le seuil de patience de l'animal est dépassé. La seconde est la présence en surface d'un fil ou d'un nœud de la suture sous-cutanée. Cela est bien souvent à l'origine d'une inflammation locale et d'un retard de cicatrisation. Cette inflammation régressera dans les jours qui suivent le retrait des points.

B. Inflammation pariétale : sous-cutanée ou cutanée L'acte chirurgical ou les fils source de corps étranger peuvent générer une plus ou moins forte réaction inflammatoire des différents plans [8,13]. Cette inflammation se caractérise par plusieurs phénomènes : rougeur, chaleur, grosseur et douleur. L'inflammation peut être gérée en post-opératoire par l'administration per os d'anti-inflammatoire non stéroïdien pendant 3 à 5 jours. Cependant, cela peut ne pas suffire, et une réaction inflammatoire sous-cutanée peut apparaître. C'est la complication la plus fréquente mais qui reste relativement bénigne surtout si elle n'est pas associée à une réaction inflammatoire cutanée. Elle sera traitée par la poursuite du traitement anti-inflammatoire quelques jours de plus. Attention, il est important de faire la différence entre une forte réaction inflammatoire et une hernie (par palpation ou échographie) car le pronostic et le traitement seront différents.

C. Douleur : L'ovariectomie étant l'une des interventions chirurgicales la plus pratiquée au monde, la douleur engendrée par cette opération a bien été étudiée. La sévérité de la douleur et l'inconfort peuvent varier selon le degré de traumatisme des tissus (forte traction sur les pédicules ovariens, fort écartement de la paroi abdominale...) et le seuil de perception de la douleur de l'animal. Chez les animaux, l'âge, le sexe, la race et les expériences antérieures sont également associées à des variations de réponse à la douleur. L'administration d'analgésiques avant l'intervention chirurgicale permet de réduire l'anxiété de l'animal, de procurer une analgésie correcte avant de commencer l'acte douloureux et de diminuer les besoins en produits anesthésiques per-opératoire [26].

Bien que la douleur liée à l'ovariectomie soit bien reconnue, de nombreux praticiens (26%) persistent à ne pas la gérer [26]. De nombreuses études anglo-saxonnes tendent à comparer les effets analgésiques de différents AINS tels que le carprofène, le méloxicam, le kétoprofène,

l'acide tolfénamique..., et/ou d'opiacés tels que le butorphanol, la buprénorphine, la méthadone, la péthidine, etc [26-33]. Cependant, ces études traitent de la douleur péri- et postopératoire de l'ovario-hystérectomie. En effet, dans les pays anglo-saxons, cette intervention est plus fréquemment pratiquée que l'ovariectomie lors de stérilisation y compris de convenance. Les lésions traumatiques et inflammatoires résultant d'une ovariectomie apparaissent souvent moindres et le temps de chirurgie est plus faible. Il en résulte tout de même que l'association d'opioïdes et d'AINS, est efficace pour la gestion de la douleur.

D. Déhiscence des sutures [6,8] : Lors de la suture de la plaie d'ovariectomie, trois plans sont suturés. Une désunion des sutures n'aura pas la même conséquence selon le plan concerné. Une désunion des sutures du plan profond (LB) aura plus de conséquence qu'une désunion des sutures du plan sous-cutané. Lors de déhiscence de suture ou lors de suture non étanche de la LB associée au péritoine, la complication la plus importante est la hernie abdominale ou éventration [13]. Elle peut être : - simple : seul du tissu adipeux abdominal ou de l'omentum passe par la hernie ; - compliquée : passage d'anses intestinales ou autre organe. Cette complication nécessite obligatoirement une réintervention chirurgicale afin de réduire la hernie. Les désunions de suture du plan sous-cutané sont moins graves. Elles peuvent être asymptomatiques, engendrer une collection de liquide dans le plan sous-cutané ou entraîner la désunion de la suture du plan cutané par augmentation des sollicitations (augmentation des tensions sur les points cutanés). En cas de suspicion de désunion de la suture du plan souscutané sans complication visible, il sera conseillé de garder l'animal au repos strict pour éviter que la suture du plan cutané ne cède. En cas de collection liquidienne, il faudra être très attentif, garder l'animal au repos en attendant que la collection se résorbe. En cas de désunion de la suture cutané, plusieurs possibilités sont à envisager suivant le stade de cicatrisation : la pose d'agrafes, la mise en place d'un pansement spécifique ou ne rien faire si la cicatrisation est déjà bien avancée (tout en gardant l'animal au calme avec le port d'une collerette). Cette désunion survient lorsque les nœuds de suture n'ont pas été assez serrés ou lorsque le fil a été coupé trop près du nœud. Elle peut arriver spontanément ou lorsque l'animal arrache ses points.

E. Saignements et hémorragie : Des saignements voire une hémorragie peuvent représenter de graves complications [8,13]. Ces saignements peuvent survenir en per- ou post-opératoire. Ils sont principalement observés au niveau du pédicule ovarien (ligature de la vascularisation ovarienne insuffisamment serrée, mal placée ...), de l'utérus, du ligament large, de la rate lors de ponction accidentelle... Lors de saignements ou d'hémorragie per-opératoire, il convient de

trouver l'origine et de réaliser une hémostase adaptée. Les différentes structures doivent être manipulées délicatement afin d'éviter les arrachements, les ligatures posées et serrées avec soin et précaution pour prévenir le risque d'hémorragie [3]. Les saignements ou hémorragie post-opératoires sont mis en évidence grâce à la surveillance clinique de l'animal. Avant de rendre un animal à son propriétaire, il faut toujours s'assurer qu'il soit bien réveillé et vérifier la couleur de ses muqueuses. Si une hémorragie est détectée, une réintervention chirurgicale d'urgence est nécessaire. Néanmoins, cette complication est relativement rare chez la chatte après ovariectomie.

F. Sepsis : Un sepsis ou septicémie peuvent survenir lors de grosse faute d'asepsie survenue au cours de l'intervention [8,13]. Le risque d'infection pour une intervention dont la durée dépasse 90 min est doublé par rapport à celui d'une intervention d'une durée inférieure à 60 min. Dans la pratique courante, l'ovariectomie et la castration sont des interventions très courtes : 20 à 30 minutes en moyenne. Les risques de contamination sont donc faibles. Si le temps chirurgical est plus important, il peut être indiqué de mettre en œuvre une antibioprofylaxie péri-opératoire.

G. Rémanence ovarienne : La rémanence ovarienne est une complication de l'ovariectomie caractérisée par la persistance de signes cliniques de pro-œstrus, d'œstrus, de pseudo-gestation, voire exceptionnellement de gestation [2,3]. Elle se traduit par des manifestations de chaleur chez l'animal ovariectomies (vulve œdématisée, saignements vaginaux et changement de comportement comme les vocalises [1]).

La rémanence ovarienne résulte de la persistance d'un fragment d'ovaire dans l'abdomen. Une étude a montré que, dans 88,9%, ce morceau d'ovaire restait fonctionnel, c'est-à-dire capable de sécréter des hormones voire de produire des ovocytes [2]. Dans la majorité des cas, la rémanence ovarienne peut être attribuée à une erreur technique correspondant à une exérèse incomplète de l'ovaire (mauvaise position des pinces, des ligatures, ...) [1,3].

La rémanence ovarienne est une complication relativement rare. L'unique traitement consiste à réopérer afin de procéder à l'exérèse de tout le tissu ovarien resté dans l'abdomen. Il est donc très important au cours de l'ovariectomie de vérifier systématiquement l'intégrité de chaque ovaire.

Avantages et inconvénients de la castration et l'ovariectomie :

La castration de convenance est réalisée à la demande du propriétaire pour diminuer les signes de virilité du chat mâle. Le propriétaire ne veut pas que son chat fugue, qu'il se batte et revienne blessé ou qu'il marque la maison par des jets d'urine fortement odorant. La castration engendre aussi des modifications anatomiques et médico-chirurgicales.

A. Modifications anatomiques et comportementales

1. Modifications anatomiques

a. Conséquences anatomiques de la castration

La morphologie du chat mâle correspond à l'expression des caractères sexuels secondaires. Les matous ont une grosse tête et un corps robuste alors que les mâles castrés ont une tête plus fine, le train antérieur moins musclé. (64) Des études portant sur les effets de la gonadectomie à 7 semaines et 7 mois sur le développement physique et comportemental du chat ont été réalisées par de nombreux auteurs. (12, 39, 57, 68, 70, 81, 82, 83) Ils ont observé radiographiquement que les cartilages de croissance des épiphyses distales radiales se ferment plus tardivement chez les individus castrés par rapport aux individus entiers. Les chats castrés ont un radius plus long et sont donc plus grands. Les os concernés par le retard de maturation suite à la castration sont les suivants (39) : - l'humérus proximal - le radius distal

- l'ulna distal

- le fémur distal

- le tibia proximal

- la colonne vertébrale Les hormones gonadales facilitent la maturation du cartilage épiphysaire. Les hormones androgènes favorisent la maturation des os en accélérant la dégradation

chondrocytes et en stimulant la prolifération des capillaires et du tissu mésenchymateux péri vasculaire qui dépose le calcium. (57) L'absence d'hormones gonadales serait responsable du retard de fermeture épiphysaire et provoquerait aussi une augmentation du nombre de cellules cartilagineuses dans la zone colonne du cartilage de croissance et une diminution du nombre de cellules dans la zone hypertrophiée. (81) Certains auteurs ont suggéré que cela augmente le risque de fracture de type Salter chez les animaux stérilisés avant la puberté (39, 81).

Cependant, il n'a pas été démontré comment les modifications histologiques dues à l'absence d'hormones gonadales peuvent altérer la susceptibilité du cartilage de croissance aux blessures traumatiques. (80) L'étude par SHIROMA et al. de la taille des reins chez le chat en fonction du statut reproducteur a permis de montrer que les chats castrés ont des reins significativement plus petit que les chats entiers, indépendamment du sexe, et que de ce fait, le statut reproducteur doit être pris en compte lors de l'évaluation radiographique des reins chez le chat. (78)

b. Influence de l'âge

Si les propriétaires souhaitent avoir un chat avec une conformation de matou, on devra attendre la puberté avant de le castrer pour que les caractères sexuels secondaires aient pu s'exprimer. La castration à 7 semaines a les mêmes conséquences morphologiques que la castration à 7 mois (83). Pour certains auteurs (12), la longueur du radius serait encore plus grande pour les animaux stérilisés à 7 semaines que pour ceux stérilisés à 7 mois, alors que d'autres considèrent qu'il n'y a pas de différence due à l'âge au moment de la castration. (12, 39, 57, 69, 72, 83)

Conclusion :

la castration, pratiquée avant la puberté, empêche l'expression des caractères sexuels secondaires et modifie la morphologie du chat.

2. Modifications comportementales

Les modifications anatomiques ne sont pas les seules conséquences de la castration : le comportement du chat est aussi modifié. a. Le comportement sexuel Chez le chat mâle européen, la spermatogenèse commence vers 5 mois, mais les spermatozoïdes ne sont présents dans les tubes séminifères qu'à partir de 7 à 9 mois (13). L'activité sexuelle du mâle dépend de celle de la femelle. Lors de la recherche du partenaire, les mâles se battent pour gagner les faveurs de la femelle. L'activité vocale est intense, les mâles délimitent leur territoire par arrosage d'urine. La femelle choisit alors un mâle, lequel doit repousser les autres mâles. (64) Dans l'espèce féline, le comportement des deux partenaires lors du coït est tout à fait stéréotypé : le chat prend contact avec la femelle en lui reniflant le nez puis la région génitale, la femelle s'aplatit en déviant la queue sur le côté. Le mâle la chevauche en lui mordant la nuque. L'intromission ne dure que 1 à 2 secondes. Lorsque le mâle se retire, la femelle crie et se dégage rapidement. Un apprentissage est nécessaire au chat mâle pour

mener à bien l'accouplement. Le fait que la femelle se lèche la vulve signifie que la copulation a bien eu lieu. (13) Les propriétaires de chat et leurs voisins peuvent être gênés par les miaulements pour la recherche du partenaire sexuel ou lors des combats qui se manifestent surtout la nuit. Les propriétaires sont aussi gênés par les marques d'urine fortement odorante et par les tentatives de fugue. (64) La castration par gonadectomie permet de supprimer la fonction de reproduction et la production d'hormones gonadales du mâle. La reproduction est impossible et si le chat garde un comportement de saillies, celles-ci ne sont pas fécondantes. La castration permet de limiter l'accroissement de la population féline (27, 62). Il faut pourtant noter que dans les 6 heures qui suivent la castration d'un chat pubère, le taux sanguin de testostérone n'est plus détectable alors que les saillies restent fécondantes pendant

au moins 5 jours (durée de vie des spermatozoïdes déjà présents). (88) L'âge et l'expérience du chat au moment de la castration ont une incidence sur les modifications comportementales apportées par la castration. (20) Concernant le comportement sexuel, la castration d'un mâle pubère ayant des habitudes sexuelles permet de voir progressivement diminuer la fréquence d'apparition de ce comportement mais pour certains mâles, le comportement de saillie peut persister toute la vie de l'animal ou pendant de nombreux mois avant de disparaître. (20, 35, 88)

b. Les comportements relationnels et sociaux

• Les combats : L'agressivité entre chats apparaît le plus souvent entre deux chats entiers et pubères. Des études ont montré que les chats entiers manifestaient beaucoup plus d'agression intra spécifique, moins d'affection et un développement plus marqué des caractères secondaires que les chats castrés (17, 83). Les bagarres engendrent des blessures et parfois des abcès qui nécessiteront des soins. (33) L'agressivité envers les hommes s'observe surtout dans les situations de peur, de jeu ou lors d'agressivité redirigée. (15, 55) En faisant castrer son chat, le propriétaire espère en faire un animal plus doux et plus docile, améliorant ainsi son contact avec son chat. Il espère aussi lui éviter des blessures et donc le protéger. Dans les deux sexes, la castration augmente le comportement affiliatif et diminue les comportements agonistiques. Le comportement agressif est significativement diminué chez le mâle et la femelle suite à la castration, sauf pour les agressions par peur. (17) CHAPMAN a observé que la castration du chat mâle a 90% de chance de stopper ou de réduire les combats, sans corrélation avec l'âge et l'expérience du chat. (15)

Le vagabondage : Les chats fuguent pour deux raisons : pour la recherche d'un partenaire sexuel et par instinct de chasse. Au retour de fugue, le chat est souvent en piteux état : amaigri et blessé. Lors de leurs errances les chats sont également davantage exposés aux accidents de la voie publique. Ils sont contraints à se nourrir avec ce qu'ils trouvent, et sont donc plus exposés aux empoisonnements. (64) De plus, les oiseaux et rongeurs qu'ils ingèrent sont les hôtes intermédiaires de parasites ayant le chat pour hôte définitif : *M. lineatus*, *M. litteratus*, *T. crassicolis*, *E. multilocularis*. (64) Le chat vagabond a aussi plus de risque d'être porteur d'agents infectieux ou parasitaires contractés par contact avec ses congénères (leucose) mais également des zoonoses (maladie des griffes de chat, pasteurellose, toxoplasmose, tuberculose). (64) Là encore, le propriétaire voit la castration comme un moyen de protéger son animal et lui-même, en espérant limiter les contacts avec les congénères, tout en lui laissant un accès à l'extérieur.

L'examen de fèces de 1294 chats d'âge, de sexes et de statuts sexuels différents admis à l'université vétérinaire du Missouri de 1974 à 1976 a permis de montrer que 37% des chats hébergent au moins une espèce de parasites, avec en première position les ascarides (24,4%), suivies des coccidies (6,7%). (87) Dans cette étude, les animaux castrés semblent moins infestés par les Ascarides. Pour les femelles, la prévalence est de 14,3 % pour celles castrées alors qu'elle est de 26,1% pour les femelles entières. On observe la même chose chez les mâles : la prévalence est 17,8% pour les individus castrés et de 26,8% pour les matous. (87) Une explication possible à cette observation est le fait que les animaux castrés sont souvent confinés dans les maisons et errent moins.

Le comportement éliminatoire

Le chat est un animal propre dès 4 semaines et ce même sans avoir eu de contact avec d'autres chats. La miction normale se fait en position accroupie sur un support horizontal. La litière doit être propre et dans un endroit calme pour que le chat s'y sente en sécurité. Le marquage urinaire quant à lui, se fait en position plus ou moins dressée avec la queue dressée et frémissante. Le chat projette de l'urine par jet sur un support vertical. (64) Chez les chats, la notion de dominance est liée à celle de territorialité : le dominant est toujours celui qui est sur son territoire. Celui-ci est délimité par des signaux olfactifs, marquage urinaire et facial, et par des signaux visuels, griffage. Le marquage urinaire est un comportement normal dans la nature : il permet de délimiter le territoire (33). Chez le propriétaire, le marquage est indésirable quand il a pour support les fenêtres, les portes ou les meubles et ce d'autant plus

que l'urine du chat mâle entier est très fortement odorante. L'odeur est due à l'acide valérianique, catabolite de la testostérone éliminé par voie rénale. (70) Lorsqu'un chat pubère est castré pour remédier à un problème de marquage urinaire, la castration s'avère efficace dans 90% des cas avec une disparition rapide du comportement gênant (32, 76). L'efficacité de la castration sur le marquage urinaire est la même sur un chat pubère qui a déjà manifesté ce comportement et sur un chat castré avant la puberté, car le comportement de marquage urinaire

peut être déclenché par des stimuli environnementaux (31). Ainsi, dans 10% des cas les chats castrés avant la puberté peuvent à tout âge manifester un comportement de marquage suite à l'introduction dans leur environnement d'un nouveau chat, d'un bébé ou d'une autre personne, ou suite à un déménagement. (20, 34)

Conclusion : la castration est un avantage pour le chat car elle permet de le protéger contre de nombreux dangers et d'augmenter son espérance de vie, et pour le propriétaire puisqu'elle permet de réduire voire d'éliminer les comportements gênants pour lui et son entourage. Cependant, elle présente aussi des inconvénients sur le plan médico-chirurgical que nous allons aborder.

A- Modification des risques médico-chirurgicaux

1. Risque d'obésité : L'obésité est la maladie d'origine nutritionnelle la plus commune : elle concerne selon les études 6 à 50% des chats domestiques. (68, 79) Son étiologie est multifactorielle mais elle est souvent rapportée comme apparue suite à la castration et à l'ovariectomie. D'après une étude rétrospective de ROOT et KUSTRITZ, 50% des chiennes et des chattes ayant subi une ovariectomie sont devenues obèses (69). La castration intervient comme facteur favorisant parmi d'autres. a. Facteurs favorisants Les facteurs favorisant l'obésité peuvent être classés en 2 groupes : - Les facteurs endogènes : facteurs génétiques, métaboliques, facteurs hormonaux (hypothyroïdie et hypercorticisme), facteurs comportementaux, castration, âge, race et sexe. - Les facteurs exogènes : niveau d'activité et sédentarité, alimentation (quantité et qualité), propriétaire. i. Facteurs endogènes - la castration : une étude de FETTMAN et al. a montré une augmentation de la prise alimentaire de 18% chez les femelles castrées et de 26% chez les mâles castrés par rapport aux individus entiers du même sexe, ce qui conduit à un gain de poids moyen de 19%, essentiellement par gain de tissu adipeux. (23) Une autre étude utilisant la calorimétrie indirecte a permis de

montrer que le besoin énergétique des mâles castrés diminue de 28% par rapport aux mâles entiers et de 33% pour les femelles. (71) La suppression des hormones sexuelles est responsable d'une diminution du métabolisme de base et d'une augmentation de la prise alimentaire, ce qui conduit à une prise de poids (23). D'après SLOTH, on observe chez le chat mâle castré un gain de poids malgré une diminution de la prise alimentaire, par augmentation de l'efficacité alimentaire suite à la disparition de la testostérone (79)

La stérilisation supprime le contrôle des hormones gonadales sur l'activité des LPL, ainsi, l'absence de maîtrise de l'alimentation suite à la castration aboutit fatalement à une prise de poids chez le chat mâle. (46) Suite à la castration, le chat mâle prend du poids par gain de tissu gras (23, 77). SCOTT et al. ont évalué l'embonpoint de 105 chats harets en se basant sur la mesure radiographique de ligament falciforme, le poids et le score de condition corporel (échelle de LAFLAMME 1994). Ils les ont castrés, relâchés et 1 an après, ils ont à nouveau évalué l'embonpoint des chats (seulement 14 ont été retrouvés). Ils ont constaté une augmentation du poids de 40% +/- 4%, un gain de graisses au niveau du ligament falciforme de 260% +/- 90%, et un gain de 1 point dans l'échelle des scores de condition corporelle. Ces chats harets qui étaient maigres d'après l'échelle des scores, sont devenus normaux suite à la castration. Ils ont gagné du poids par augmentation des graisses. (77)

- l'âge : les dépenses énergétiques des vieux animaux baissent suite à une diminution de l'activité physique (38), et avec l'âge, on observe comme pour l'homme, une augmentation des graisses corporelles et une diminution de la masse musculaire (16). Cependant, les chats gros sont le plus souvent dans la tranche d'âge 4-6 ans, et les chats vieux ont plutôt tendance à être maigres (46), ce qui laisse à penser que les chats obèses vivent moins longtemps

le sexe : suite à la castration, le chat mâle a une prise de poids deux fois plus importante que la femelle

ii. Facteurs exogènes

- le niveau d'activité : tout ce qui immobilise l'animal (hospitalisation, membre immobilisé, etc...) favorise la prise de poids (24). D'après SLOTH, la sédentarité accroît le risque d'obésité d'un facteur de 1,6 à 16. Il a en effet observé que les chats vivant à l'intérieur ont plus de risque d'être obèse que les chats ayant accès à l'extérieur (48% d'obèses chez les premiers contre 36% chez les seconds) (79). Ces individus sédentaires sont pour la plupart des chats castrés.

- l'alimentation : Selon une expérience réalisée sur des chattes nourries en « libre service » après ovariectomie, le poids a augmenté d'environ 31% pendant les 12 mois suivant

l'intervention alors qu'il n'augmente que de 7,5% chez celles dont la quantité d'aliment est contrôlée (30). Pour prévenir une prise de poids excessive, la quantité d'aliment donnée au chat doit être surveillée, et le chat ne doit pas être nourri « ad libitum ». (24) Lorsque l'aliment est riche en énergie et en lipides, il est plus facilement surconsommé. Pour prévenir le gain de poids, il faut plutôt proposer un aliment pauvre en gras et de densité énergétique modérée. (61) Les suppléments alimentaires et friandises sont aussi des facteurs favorisant l'obésité quand ils sont donnés en surplus de la ration, et constituent un excès énergétique. (1) Conclusion : il existe de nombreux facteurs favorisant l'installation de l'obésité, dont la castration. Lorsque le chat est castré, il va falloir jouer sur les autres facteurs pour éviter la prise de poids, car celle-ci est néfaste pour la santé du chat.

b. Conséquences médicales de l'obésité féline : Outre le fait que l'examen clinique d'un animal obèse est plus difficile que celui d'un chat de poids moyen, l'obésité affecte la vie médicale et chirurgicale du chat.

c. - Pharmacocinétique : La pharmacocinétique des molécules médicamenteuses et des agents anesthésiques est modifiée par la présence de graisse (54). Les posologies doivent être adaptées en tenant compte de la quantité de tissu adipeux et de la capacité des molécules à le traverser.

d. - Tolérance au glucose, hyperinsulinisme et diabète sucré NELSON et al. ont observé sur des chats obèses que la tolérance au glucose diminue et que la demi-vie du glucose est plus longue, ce qui conduit à une augmentation de la concentration en insuline. (58) Lors d'obésité féline, il apparaît une insulino-résistance suite à l'internalisation des récepteurs à insuline dans la membrane des cellules musculaires, graisseuses et hépatiques. (5, 53). Cette insulino-résistance secondaire à l'obésité est réversible : elle diminue voire disparaît quand le chat retrouve un poids normal. (5) Le risque de diabète, par insulino-résistance, est donc plus élevé chez les individus obèses.

e. - Lipidose hépatique : C'est une affection qui atteint préférentiellement les chats obèses. Chez eux, une période d'anorexie plus ou moins prolongée (une à plusieurs semaines), entraîne une surcharge lipidique du foie. (6, 7, 9, 29). En l'absence de traitement l'issue est rapidement fatale alors qu'après la mise en place du traitement la guérison est complète. (4,9)

f. Conclusion : la castration, par action centrale sur le centre de satiété, est responsable d'une augmentation de l'ingestion et d'une diminution des dépenses énergétiques par diminution de l'activité physique. Ces deux faits combinés conduisent à un gain de poids, voire à l'obésité. Celle-ci est néfaste pour la santé du chat : il est donc nécessaire d'essayer de la prévenir en informant les propriétaires de chats ayant prévu cet acte chirurgical. Etant

parfois difficile à mettre en évidence par le simple poids de l'animal, l'évaluation de l'embonpoint peut s'avérer un outil précieux pour le vétérinaire afin de faire prendre conscience par des outils plus ou moins objectifs de l'existence d'une tendance au surpoids d'un chat.

g. c. Evaluation de l'embonpoint : On considère que le chat est obèse quand son poids dépasse de 15% le poids idéal, ou quand sa masse grasse représente plus de 30% de son poids corporel. (79) Le poids seul est un mauvais indicateur de l'embonpoint chez le chat. Il existe d'autres méthodes pour évaluer l'état corporel des chats en consultation dont l'électroconductivité, l'absorptiométrie, la mesure de l'impédance bioélectrique et la zoométrie (42, 80). Ces méthodes sont moins facilement accessibles en clientèle que celles développées ci-après

h. a. Pathologie urinaire : Ces affections tiennent une place importante en pathologie féline du fait de leur fréquence et de leur gravité, surtout chez le mâle. Différents facteurs sont reconnus pour augmenter le risque de SUF (tableau 16).

Les chats mâles sont plus prédisposés à l'obstruction urétrale que les femelles du fait de leur conformation anatomique et de la présence de l'os pénien. Toutefois, le rôle de la castration dans l'apparition du SUF est sujet de controverse. Certains auteurs pensent que le risque de SUF est significativement plus élevé pour les mâles et les femelles castrées (45), et WILLEBERG a trouvé dans son étude sur l'impact épidémiologique des facteurs d'hygiène dans le syndrome urologique du chat, que le chat mâle castré a 7 fois plus de risque d'obstruction et de cystite que le mâle entier. (91)

b. Priapisme : (85) Un cas de priapisme a été décrit chez un chat mâle de 1,5 ans, deux semaines après sa castration (85). Le priapisme est une extériorisation permanente du pénis en absence d'excitation sexuelle. Le pénis ne peut pas être rentré manuellement. Il est congestionné, sec et parfois se nécrose.

c. Obstruction du côlon : (18) Un chat a été présenté en consultation huit semaines après la castration pour ténésme et constipation. (18) Une striction du côlon était palpable lors de l'examen trans-rectal et la fibroscopie montrait que cette striction était d'origine extraluminaire. Lors de la chirurgie exploratrice, il a pu être mis en évidence la présence d'une bande de tissu fibreux entourant le côlon sans former d'adhérence. Chez le mâle, les cordons spermatiques peuvent au cours de leur recul s'enrouler autour de l'intestin et provoquer l'obstruction. Dans le cas décrit, l'origine de la bande de tissu fibreux provoquant la striction n'est pas clairement définie. Elle pourrait apparaître suite à l'inflammation chronique.

Conclusion : la place de la castration parmi les facteurs de risque d'obstruction urétrale est controversée, et ce d'autant plus que l'obstruction urétrale a une étiologie multifactorielle et complexe. L'interaction entre les différents facteurs de risque rend difficile l'attribution du rôle de chacun ainsi que l'interprétation des résultats des diverses enquêtes. L'incidence de la castration sur le SUF reste actuellement sujet à controverse. Les complications de priapisme et d'obstruction du côlon suite à l'acte chirurgical sont rares, et il n'y a que peu de cas rapportés dans la littérature. Le risque anesthésique n'a pas été envisagé, mais reste existant comme pour tout acte chirurgical nécessitant une anesthésie.

B. Bilan des avantages et inconvénients de la castration du chat mâle

La castration est choisie par les propriétaires de chat car elle présente de nombreux avantages qui améliorent leur cohabitation et donc leurs relations avec leur animal. Toutefois, elle présente aussi des inconvénients. (tableau 17) Parmi ceux-ci, les complications post-chirurgicales restent rares : une hémorragie, une infection, une pollakiurie et une strangurie sont normales dans les 3 jours suivant la castration et sont dues à l'inflammation (32). Il est possible d'observer une incontinence urinaire suite à la castration (3), mais l'obésité est le principal inconvénient pour la santé du chat : ce facteur est maîtrisable par le propriétaire, en contrôlant l'ingéré du chat, à condition que celui-ci soit informé des risques et des mesures préventives. Le rôle du vétérinaire est donc primordial dans la prévention de l'obésité et de ses conséquences chez le chat castré : son devoir est d'informer le propriétaire et de le sensibiliser, avant même que le chat soit castré. Avantages de la castration Inconvénients de la castration - maîtrise de la population féline

- diminution en fréquence d'apparition, voire disparition du comportement sexuel
- diminution du marquage urinaire, et urine moins odorante
- diminution des bagarres et des fugues - diminution du parasitisme
- surpoids, voire obésité et ses conséquences
- obstruction urétrale : influence néfaste de la castration controversée
- complications chirurgicales et post chirurgicales

Traditionnellement en France, la castration est réalisée sur des chats âgés de 6 à 7 mois. L'âge optimum pour la castration est encore à l'heure actuelle sujet à discussion (14, 52). Certains auteurs considèrent que la castration n'a pas plus d'effets secondaires lorsqu'elle est pratiquée sur des chatons de 7 semaines que lorsqu'elle est pratiquée sur des chats de 7 mois (41, 48, 51). Ceux qui ont l'habitude de castrer des chatons de 7 semaines affirment

cet acte présente des avantages : moins de stress, moins long (2, 48, 51, 84), et qu'il suffit de prendre des précautions lors de l'anesthésie (22, 40, 63, 86). Cependant, il y a peu d'études publiées portant sur les effets à long terme de la castration à 7 semaines, et de nombreux vétérinaires continuent à se méfier (44, 52, 67). Des études sur les effets à long terme restent nécessaires. (49, 63)

CONCLUSION :

Au vu des avantages et des inconvénients de la castration chez le chat mâle, il est nécessaire que le vétérinaire informe les propriétaires des candidats à la castration de ses effets et des risques qui lui sont associés. Il doit voir avec eux avant la réalisation de l'acte chirurgical quelles sont leurs motivations, afin de vérifier que la castration de leur chat répondra à leurs attentes. Il doit aussi les prévenir des risques d'obésité et de ses conséquences, et les aider en leur proposant un mode de prévention du surpoids par un contrôle de l'alimentation, par exemple en proposant de passer à un aliment de densité énergétique modérée, peu riche en graisses. Par le biais d'un questionnaire, nous avons voulu caractériser la population féline venant à l'ENVA pour castration de convenance, afin de mieux la connaître et de mieux cibler les informations à fournir aux propriétaires de ces chats castrés.

Partie II :

Etude Expérimentale

-Introduction :

I-Lieu et durée d'étude :

Notre expérimentation a lieu au niveau du service de pathologie des carnivores de l'institut des sciences vétérinaires de l'université IBN KHALDOUNE de TIARET ,nous avons étudié des cas cliniques canins reçus chacun séparément pour différents motifs pathologiques, où nous avons porté un intérêt particulier pour les cas de stérilisation (castration et ovariectomie) , durant la période allant du mois Septembre 2015 au mois de juin 2016 .

IV-Matériels utilisés :

a-Matériels :

- Thermomètre.
- Muselière
- Stéthoscope.
- Seringue jetable.
- Perfuseurs ordinaires.
- Ciseau.
- Coton.
- Tube de prélèvement EDTA et héparine.
- Cathéters
- Pince hémostatique
- Sonde cannelée

V- Protocole expérimental :

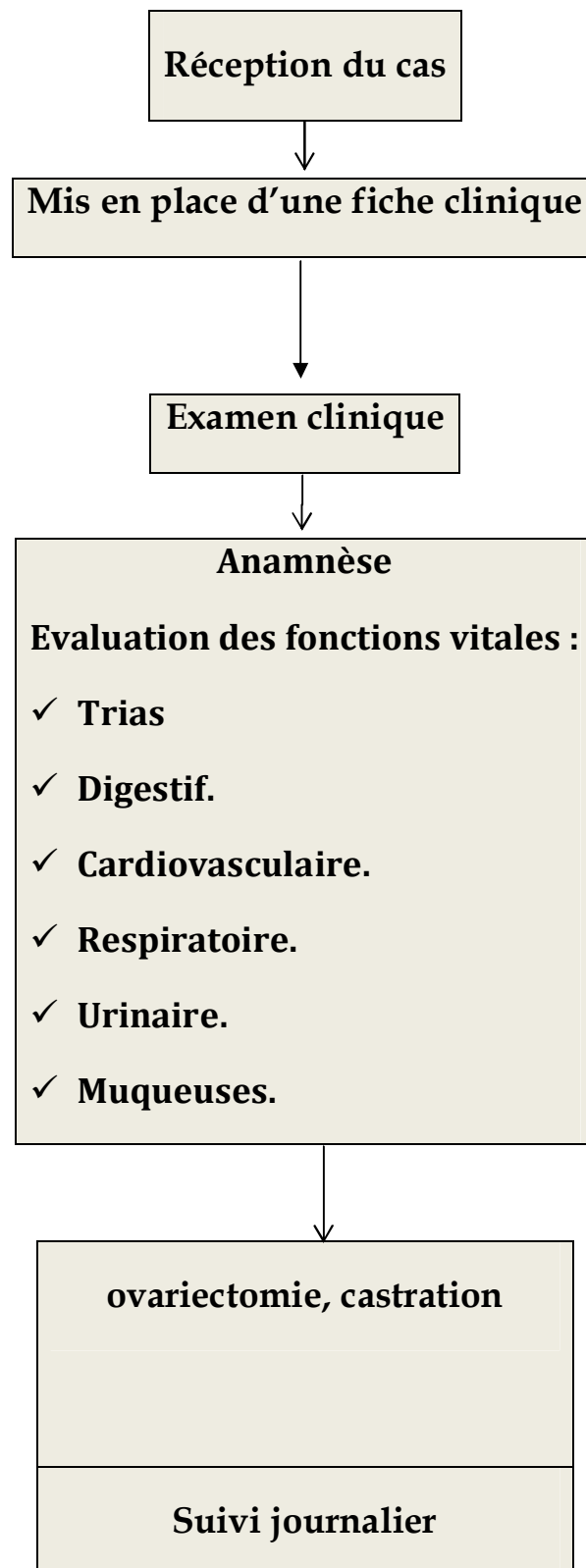


Figure n°1: Protocole expérimentale

Nous avons également reçus une chatte qui la propriétaire souhaitais de la stériliser

Photos des étapes de l'ovariectomie :



Photo n°01 : Ouverture de la ligne blanche et les différents plans musculaires après anesthésie la chatte.



Photo n°02 : Introduction de la sonde cannelée et ouverture du péritoine avec la lame bistouri.



Photo n°03 : Extériorisation des cornes et des ovaires.



Photos n°04 : Ligature par transfixion de l'artère et veine ovariennes de chaque côté.



Photos n°05 : Ablation des deux ovaires avec lame bistouri.



Photos n°06 : Aspect des cornes après exérèse des deux ovaires.



Photo n°07 : Suture des différents plans musculaires et le péritoine avec un surjet à point d'arrêt réalisée avec du fils résorbable.



Photo n°08 : Surjet avec point d'arrêt.

Photos des étapes de castration :

- Nous avons également reçu un chat pour une,
- Les différentes étapes sont expliquées dans les photos suivantes:



Photo n°09 : Désinfection et préparation des champs opératoires



Photo n°10 : Incision du scrotum et de l'enveloppe testiculaire.



Photo n°11: extériorisation des testicules des enveloppes testiculaires



Photo n°12 : Mise en place d'un point simple au niveau du scrotum

Conclusion :

Au cours de notre travail, nous avons mis en évidence des avantages et des inconvénients majeurs et importants de la stérilisation chez l'espèce féline

Les effets de la stérilisation sur la santé et le comportement chez nos chats sont encore peu documentés, le seul avantage mis en évidence est l'élimination des comportements indésirables de l'animal par rapport au propriétaire, et l'inconvénient majeur sont les effets de la stérilisation sur la santé de l'animal (insuffisance rénale, obésité).

Le praticien doit connaître ses avantages et ses inconvénients pour prévenir les propriétaires afin de prendre une décision raisonnée et adaptée à chaque patient.

Bibliographie

1. [26]: ADAM D. GASSEL; KAREN M. TOBIAS; CHRISTINE M. EGGER; BARTON W. ROHRBACH. Comparison of oral and subcutaneous administration of buprenorphine and meloxicam for preemptive analgesia in cats undergoing ovariohysterectomy. JAVMA, Vol 227, No. 12, December 15, 2005.
2. (1): ANDERSON RS. Obesity in the dog and cat. Vet. Ann., 1973, 14, 182-186.
3. (2): ARONSOHN MG, FAGELLA AM. Surgical techniques for neutering 6- to 14-weekold kittens. J. Am. Vet. Med. Assoc., 1993, 202, 53-55.
4. -(3): BARSANTI JA, FINCO DR. Feline urinary incontinence. In: KIRK RW, BONAGUA JD. Current Veterinary Therapy XI, Philadelphia: WB Saunders, 1986, 1159-1163. 3 bis) BECK A. Des animaux de compagnie.
5. (4): BIOURGE V, MAC DONALD MJ, KING L; Feline hepatic lipidosis: Pathogenesis and Nutritional Management. Comp. Continuing Education Special Focus, 1990, 12, 1244.
6. -(5): BIOURGE V, NELSON RW, FELDMAN EC, WILLITS NH, MORRIS JG, ROGERS QR. Effect of weight gain and subsequent weight loss on glucose tolerance and insulin response in healthy cats. J. Vet. Int. Med., 1997, 11, 86-91.
7. -(6): BIOURGE V, PION P, LEWIS J, MORRIS JG, ROGERS QR. Spontaneous occurrence of hepatic lipidosis in a group of laboratory cats. J. Vet. Int. Med., 1993, 7, 313-318.
8. (7) : B 8) BLANCHARD G, SANCEY I. Gestion nutritionnelle de l'obésité. Dep. Technique, 2002, 83, 11-16.
9. -(8) : BLANCHARD G. La lipidose hépatique chez le chat. Point vét., 2001, 214, 20-24.

- 10.-(9) : BLANCHARD G, PARAGON BM. Lipidose hépatique féline. Dep. Technique, 2002, 82, 23-25.
- 11.-(10): BLANCHARD G, SANCEY I, PARAGON BM. Urolithiases à oxalate de calcium chez le chat. Dep. Technique, 2002, 83, 25-27.
- 12.(12): BLOOMBERG MS. Surgical neutering and nonsurgical alternatives. J. Am. Vet. Med. Assoc., 1996, 208, 517-519.
- 13.(13) : BOSSE P, CHAFFAUX S, KRETZ C. Eléments de maîtrise de la physiologie sexuelle chez le chat domestique en vue d'améliorer sa reproduction. Rec. Méd. Vét., 1990, 166, 573-591.
- 14.[5] : BARONE R. . In : Anatomie comparée des animaux domestiques. tome 3, fascicule 2, Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon: Laboratoire d'Anatomie, 1978, 128-259.
- 15.[2] : BARONE R., (1990) Tome 4. Splanchnologie II. 2nd ed. Anatomie comparée des mammifères domestiques. Paris: Vigot 951. 3. BARR F., (1990) Diagnostic ultrasound in the dog and the cat. London: Library of veterinary practice.
- 16.[88] BALLACHEY BE, HONENBOKEN WD, EVENSON DP. Heterogeneity of sperm nuclear chromatin structure and its relationship to bull fertility. Biology of Reproduction, 1987, 36, 915-935.
- 17.(11) . CUPPS P.T., (1991) Reproduction in domestic animals. 4th ed. San Diego: Academic Press. 670.
- 18.-(16),[50] . FELDMAN E.C. and NELSON R.W., (1987) Canine and Feline Endocrinology and Reproduction. 2nd éd. Philadelphia: W.B. Saunders Company. 564.
- (17). FONTBONNE A. and GARNIER F., (1998) Données récentes en physiologie et endocrinologie sexuelles dans l'espèce féline. Point Vét., 29(195): p. 11-16
- 19.[23] FRANCA LR, GODINHO CL. Testis morphometry, seminiferous epithelium cycle length, and daily sperm production in domestic cats (*Felis catus*). Biology of Reproduction, 2003, 68, 1554-1561.

- 20.[7] FOSSUM T W et al. (2012). Surgery of the reproductive and genital systems. Small Animal Surgery, 4th Edition, 26, 702.
- 21.[24] : GETTY R. The anatomy of the domestic animals. Philadelphia: W.B. SAUNDERS C., Firth Ed, 1975, 884 p.
- 22.[7] GLOVER TE, WATSON PF, BONNEY RC. Observation on viability in LH release and fertility during oestrus in the domestic cat (*Felis catus*). Journal of Reproduction and Fertility, 1985, 75, 145-152.
- 23.[2]: GUY A. DENARDO, KAREN BECKER, NANCY O. BROWN, STEPHANIE DOBBINS. Ovarian Remnant Syndrome : Revascularization of Free-Floating Ovarian Tissue in the Feline Abdominal Cavity. Journal of the American Animal Hospital Association may/june2001;37:290–296.
- 24.(19) . JOHNSTON S.D., OLSON P.N.S., et al., (2001) Canine and feline Theriogenology. 1st ed. Philadelphia: W.B. Saunders Company. 592.
- 25.-[13],[6], [8]: KAREN M. Tobias. Manual of Small Animal Soft Tissue Surgery. Edition WILEYBLACKWELL, 2010, p 253 à 254.
- 26.(22) . KRETZ C., (1992) Accouplement dans l'espèce féline. Les indispensables de l'animal de compagnie. PMCAC: Paris. p. 73-76.
- 27.-[3]: LISA M. HOWE. Surgical methods of contraception and sterilization. Surgical Sciences Section, Department of Small Animal Clinical Sciences, College of Veterinary Medicine and Biomedical Sciences, Texas A&M University, College Station, TX 77843, USA Available online 23 May 2006.
- 28.-[7] LONG AJ, WILDT DE, WOLF BA et al. Sperm capacitation and the acrosome reaction are compromised in teratospermic domestic cats. Biology of Reproduction, 1996, 54, 638-646.
- 29.-(26). LIEGE P., (1992) Physiologie sexuelle du chat et de la chatte. Les indispensables de l'animal de compagnie. PMCAC: Paris. p. 27-36.
- 30.-[45] McLAUGHLIN KC, HAMNER CE. A demonstration of cat seminal plasma anti-fertility activity. In: Proceeding of the society for experimental biology and medicine, 1974, 145(1), 103-104

- 31.-[16] MEYNAUD P (2010a). Cours de chirurgie à l'ENVN : Ovariectomie et ovario-hystérectomie chez les carnivores domestiques.
- 32.33-[17] MEYNAUD P (2010b). Cours de chirurgie à l'ENVN : Castration des mâles chez les carnivores domestiques.
33. [33]: March 21, 2009 | the VETERINARY RECORD. SLINGSBY, L.S., WATERMANPEARSON, A.E. Comparison between meloxicam and caprofen for postoperative analgesia after feline ovariohysterectomy. J Small Anim Pract, 2002, 43, 286-289
- 34.[57] : PIERARD J. Anatomie appliquée du chien et du chat. Paris: Maloine, 1° Ed, 1972, 228-230.
- 35.[1]: REBECCA L. BALL, STEPHEN J. BIRCHARD, et al. Ovarian remnant syndrome in dogs and cats : 21 cases (2000–2007). JAVMA, Vol 236, No. 5, March 1, 2010.
- 36.[78]: 78. SOJKA NJ. The male reproductive system. In :Current therapy in theriogenology.: Saunders, 1980, 844-845.
- 37.36. SILIARD B. and LEBRETON A., (1992) Endocrinologie de la reproduction 2ième partie: dans l'espèce féline. Les indispensables de l'animal de compagnie. PMCAC: Paris. p. 43-45.
- 38.[73] SCOTT PP. Reproduction and breeding techniques for laboratory animals. In: Hafez, ESE, Lea and Febinger, Philadelphia, 1970, 193-207.
- 39.[76] SCHÄFER S, HOLZMANN A. The use of transmigrator and SpermacTM stain to evaluate epididymal cat spermatozoa. Animal Reproduction Science, 2000, 59, 201-211.
- 40.38. TSUTSUI T. and STABENFELDT G.H., (1993) Biology of ovarian cycles, pregnancy and
- 41.pseudopregnancy in the domestic cat. Fertility and infertility in dogs, cats and other carnivores, ed. P.W. Concannon, et al. Vol. suppl. 47. J. Reprod. Fert.: Cambridge. p. 29-35.
- 42.[25] 25. TOBIAS K M, JOHNSTON S A (2011). Urogenital System. Veterinary Surgery: Small Animal, vol2, 1st Edition, 11 (7), 109-112.