



RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE



UNIVERSITÉ CHADLI BEN JDID

جامعة شاذلي بن جديد

FACULTÉ DES SCIENCES DE LA NATURE

كلية علوم الطبيعة

DÉPARTEMENT VÉTÉRINAIRE

قسم الطب البيطري

Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du Diplôme de Docteur Vétérinaire

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences vétérinaires

Présenté par :

Kribet Malek

Thème :

La castration chez le chat domestique :
aspects théoriques et étude des cas opérés
à la clinique vétérinaire El Chiffa.

Encadrant :

Mr Kheyr Eddine Atia

Examineur :

Iyes Boudechiche

Président :

Bouzid Riad

Sommaire

Remerciements

Dédicaces

Résumé en Français

Résumé en Arabe

Résumé en Anglais (abstract)

Tableau de matières

Liste des figures

Liste des abréviations

Remerciements

Avant tout, je remercie Allah le Tout-Puissant de m'avoir accordé la force, la patience et la persévérance nécessaires pour mener à bien ce travail.

Je tiens également à me remercier moi-même pour les efforts fournis, les difficultés surmontées et la détermination dont j'ai fait preuve tout au long de mon parcours universitaire.

J'adresse mes sincères remerciements à mon encadreur, Dr Attia, pour ses précieux conseils, son accompagnement et sa disponibilité.

Je remercie du fond du cœur ma chère mère pour son amour, son soutien inconditionnel, ses sacrifices et ses encouragements permanents qui ont été ma principale source de motivation. Mes remerciements vont également à mon frère et à ma sœur pour leur présence, leur soutien moral et leurs encouragements.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail,

À ma très chère mère, dont l'amour, les sacrifices et les prières m'ont accompagnée tout au long de mon parcours.

À mon frère et à ma sœur, pour leur affection, leur soutien et leurs encouragements.

À mon encadreur, Dr Attia, pour son aide et ses conseils.

Enfin, à moi-même, pour la patience, les efforts et la persévérance qui m'ont permis d'atteindre cette étape importante.

Résumé

La stérilisation et la castration sont parmi les interventions chirurgicales les plus pratiquées en médecine vétérinaire féline. Elles jouent un rôle important dans la prévention de nombreuses maladies de l'appareil reproducteur et permettent également de limiter la prolifération des chats errants.

Ce mémoire a pour objectif de présenter les principales étapes du protocole chirurgical appliqué chez le chat, depuis la préparation de l'animal jusqu'aux soins postopératoires. Il s'appuie également sur l'étude de plusieurs cas cliniques observés au sein d'une clinique vétérinaire, afin de mettre en évidence le déroulement de l'intervention, les précautions prises et l'évolution des animaux après l'opération.

À travers ce travail, il ressort que la stérilisation et la castration sont des actes chirurgicaux fiables et bénéfiques lorsqu'ils sont réalisés dans de bonnes conditions. Ils contribuent à améliorer le bien-être des chats tout en participant à une meilleure gestion de leur reproduction.

ملخص

تُعد عمليتا التعقيم والإخصاء من أكثر العمليات الجراحية شيوعاً في طب وجراحة القطط، لما لهما من دور مهم في الوقاية من العديد من الأمراض التناسلية والحد من التكاثر غير المنظم.

يهدف هذا العمل إلى عرض البروتوكول الجراحي المتبع في تعقيم وإخصاء القطط، مع توضيح أهم المراحل التي تسبق العملية وأثناءها وبعدها، إضافة إلى دراسة بعض الحالات الجراحية التي أُجريت داخل عيادة بيطرية. وقد ساهمت هذه الدراسة في التعرف على خطوات التدخل الجراحي وطرق متابعة الحيوانات بعد العملية، مع إبراز أهمية الالتزام بقواعد التعقيم والرعاية البيطرية لضمان نجاح الجراحة.

وتبين من خلال هذا العمل أن التعقيم والإخصاء يعدان من العمليات الآمنة والفعالة عند إجرائهما وفق الأصول الطبية، كما يساهمان في تحسين صحة القطط والحد من تكاثرها بشكل غير مرغوب فيه.

Abstract

Sterilization and castration are among the most common surgical procedures performed in feline veterinary medicine. They play an important role in preventing several reproductive diseases and in controlling the overpopulation of cats.

The purpose of this dissertation is to present the surgical protocol used for sterilization and castration in cats, including the preoperative, operative, and postoperative stages. It also includes the study of several clinical cases carried out in a veterinary clinic to illustrate the different steps of surgical management and postoperative follow-up.

The findings of this work show that sterilization and castration are safe and effective procedures when performed under appropriate veterinary conditions. They contribute to improving the health and welfare of cats while helping to control their reproduction.

Tableau de matières

Introduction

Partie bibliographique

Chapitre 1 : Rappels anatomo-physiologiques de l'appareil génital du chat domestique

- 1- Anatomie de l'appareil génital femelle 3
 - 1.1-Partie glandulaire...4
 - 1.1.1-Ovaires...4
 - 1.2-Partie tubulaire...4
 - 1.2.1-Trompes utérines ou oviductes...4
 - 1.2.2-Utérus...4
 - 1.2.3-Col utérin et Vagin5
 - 1.2.4-Sinus uro-génital...6
 - 1.2.5-Vestibule du vagin6
 - 1.2.6-Vulve et Clitoris...6
 - 1.3-Glandes mammaires6
 - 1.3.1-Topographie...6
 - 1.3.2-Conformation7
 - 1.3.3-Nombre7
- 2- Physiologie de l'appareil génital de la chatte...7
 - 2.1-Puberté chez la chatte...7
 - 2.1.1-Influence du poids8
 - 2.1.2-Influence de la race...8
 - 2.1.3-Influence du mode de vie...8
 - 2.2-Cycle œstral... 9
 - 2.2.1.-Pro-oestrus...9
 - 2.2.1.1-Comportement9

2.2.1.2-Cycle folliculaire	9
2.2.1.3-Cycle hormonal...	9
2.2.2-Œstrus...	10
2.2.2.1-Comportement	10
2.2.2.2- Cycle folliculaire	10
2.2.2.3-Cycle hormonal...	10
2.2.3-Anœstrus...	11
1.3-Durée de gestation chez la chatte...	11
3- Anatomie de l'appareil génital male	12
3.1-Pénis...	12
3.2-Testicules et épидидyme...	13
3.3-Urètre	14
3.4-Glandes annexes...	14
4- Physiologie de la reproduction chez le chat	14
4.1-Puberté et saison sexuelle...	14
4.2-Spermatogénèse	15
4.3-Erection	16
4.4-Ejaculation	17
4.5-Accouplement	18

Chapitre 2 : la castration chez le chat domestique

1- Indications d'ovariectomie chez la chatte	20
1.1-Indications de convenance...	20
1.2-Indications médicales	20
1.3-Contre-indications d'ovariectomie	21
1.4-Age préconisé d'ovariectomie...	21
2- Description de la technique d'ovariectomie chez la chatte...	21
2.1-Préparation de l'animal...	22
2.2-Temps opératoire...	23
2.3-Temps post opératoire	30
3- Indications d'orchidectomie chez le chat	32
3.1-Indications de convenance...	32
3.2-Indications médicales...	32
3.3-Contre –indications d'orchidectomie...	33
3.4- Age préconisé d'orchidectomie...	34

- 4- Description de la technique
d'orchidectomie...34
- 4.1-Préparation de l'animal34
- 4.2-Temps opératoire...36
- 4.3-Temps post opératoire38

Partie expérimentale

Introduction

- 1. Matériel
- 2. Méthodes
- 3. Résultats
 - 3.1 Nombre de chats castrés en
fonction des mois
 - 3.2 Répartition des deux sexes
chez les chats castrés
 - 3.3 Répartition des chats castrés
selon l'âge
 - 3.4 Provenance des chats castrés
- 4. Discussion
- 5. Conclusion

Conclusion générale

Liste de référence

Liste des figures

- ...Figure 1 : Organes lombaire et appareil uro-génital de la chatte (Blaise, 2006)
3
- ...Figure 2 : Schéma anatomique de testicule du chat domestique (Barone, 2001)
13
- Figure 3: Identification des structures anatomiques entourant l’ovaire (Pleven et Beugin, 2013)
22
- Figure 4 : Délimitation de la zone de tonte (Pleven et Beugin, 2013)
23
- Figure 5 : Désinfection chirurgicale (Pleven et Beugin, 2013)
23
- Figure 6 : Incision cutanée médiane moyenne à partir de l’ombilic (Pleven et Beugin, 2013)
24
- Figure 7: Identification de la ligne blanche (Pleven et Beugin, 2013)
25
- Figure 8 : Introduction de la sonde cannelée (Pleven et Beugin, 2013)
25
- Figure 9 : Extériorisation de l’utérus, souvent recouvert de tissu adipeux abdominal (Pleven et Beugin, 2013)
26
- Figure 10: Identification des structures anatomiques entourant l’ovaire (Pleven et Beugin, 2013)
27
- Figure 11 : Mise en place de la pince en cœur et des pinces limitatives (Pleven et Beugin, 2013)
28
- Figure 12 : Mise en place des ligatures (Pleven et Beugin, 2013)
28
- Figure 13 : Plaie recouverte par du pansement ordinaire (Pleven et Beugin, 2013)
31
- Figure 14 : Plaie recouverte par du pansement liquide (Pleven et Beugin, 2013)
31
- Figure 15 : Positionnement dorsal (Pleven et Beugin, 2013)

35

Figure 16 : Positionnement ventral(Pleven et Beugin, 2013)

35

Figure 17 : Positionnement latéral(Pleven et Beugin, 2013)

36

Figure 18 : Mis en place d'un champ opératoire collé ou d'une compresse stérile(Pleven et Beugin, 2013)

36

Liste des abréviations

CM : Centimètre.

MM : Millimètre .

KG :

Kilogramme.

G : Gramme.

L3-L4 : 3ème et 4ème Vertèbres

ème

Lombaires . S2-S3-S4 : 2ème, 3ème et 4
vertèbres Sacrales. J : Jour

H : Heure

VIP : Vaso-active Intestinal Polypeptide

Introduction

La stérilisation chirurgicale par ablation des gonades (ovaires et testicules) est la seule technique définitive de routine utilisée en médecine vétérinaire pour la maîtrise de la reproduction chez les carnivores domestiques. Si, chez les mâles, la stérilisation chirurgicale et la gonadectomie sont généralement confondues, la stérilisation des femelles peut consister en une gonadectomie seule (ovariectomie) ou être associée à l'ablation de l'utérus (ovario-hysterectomie) (Olson et al., 2001).

Par ailleurs, la stérilisation du chat est l'une des interventions chirurgicales les plus pratiquées dans les cliniques vétérinaires. Elle consiste, dans la plupart des cas, en une ovariectomie chez la femelle et une orchidectomie chez le mâle. En effet, cette pratique est très fréquente en clinique des animaux de compagnie à l'Institut des Sciences Vétérinaires d'El Tarf, car elle représente l'une des premières interventions chirurgicales que les étudiants sont amenés à réaliser au cours de leur formation pratique.

Néanmoins, peu de données descriptives concernant cette pratique sont disponibles, notamment en ce qui concerne le respect des indications chirurgicales ainsi que la répartition des deux sexes parmi les chats stérilisés.

Les enquêtes de terrain permettent souvent d'évaluer l'efficacité de l'acte chirurgical, notamment en matière de stérilisation définitive et de suppression du comportement sexuel, tout en mettant en évidence les éventuelles complications associées.

C'est pourquoi le présent travail s'est intéressé à l'étude de quelques cas de stérilisation et de castration réalisés à la clinique de l'Institut des Sciences Vétérinaires d'El Tarf durant l'année universitaire 2025-

2026, dans le but de mieux comprendre les techniques chirurgicales employées ainsi que leurs effets sur les animaux de compagnie. Pour ce faire, notre mémoire est organisé en deux parties: une partie bibliographique composée de deux chapitres traitant respectivement des notions anatomiques et physiologiques de la reproduction chez la femelle et chez le mâle, ainsi que des techniques chirurgicales de la stérilisation et de la castration; et une partie expérimentale comprenant

Le matériel et les méthodes utilisés pour le recueil et l'analyse des données, la présentation et l'interprétation des résultats obtenus, ainsi que leur discussion, afin d'aboutir à une conclusion générale

Partie Bibliographique

Chapitre 1 : Rappels anatomo-physiologiques de l'appareil génital du chat domestique :

1- Anatomie de l'appareil génital de la chatte :

L'appareil reproducteur de la chatte peut être séparé en trois parties fonctionnelles présentées ci-dessous selon un ordre crânio-caudal.

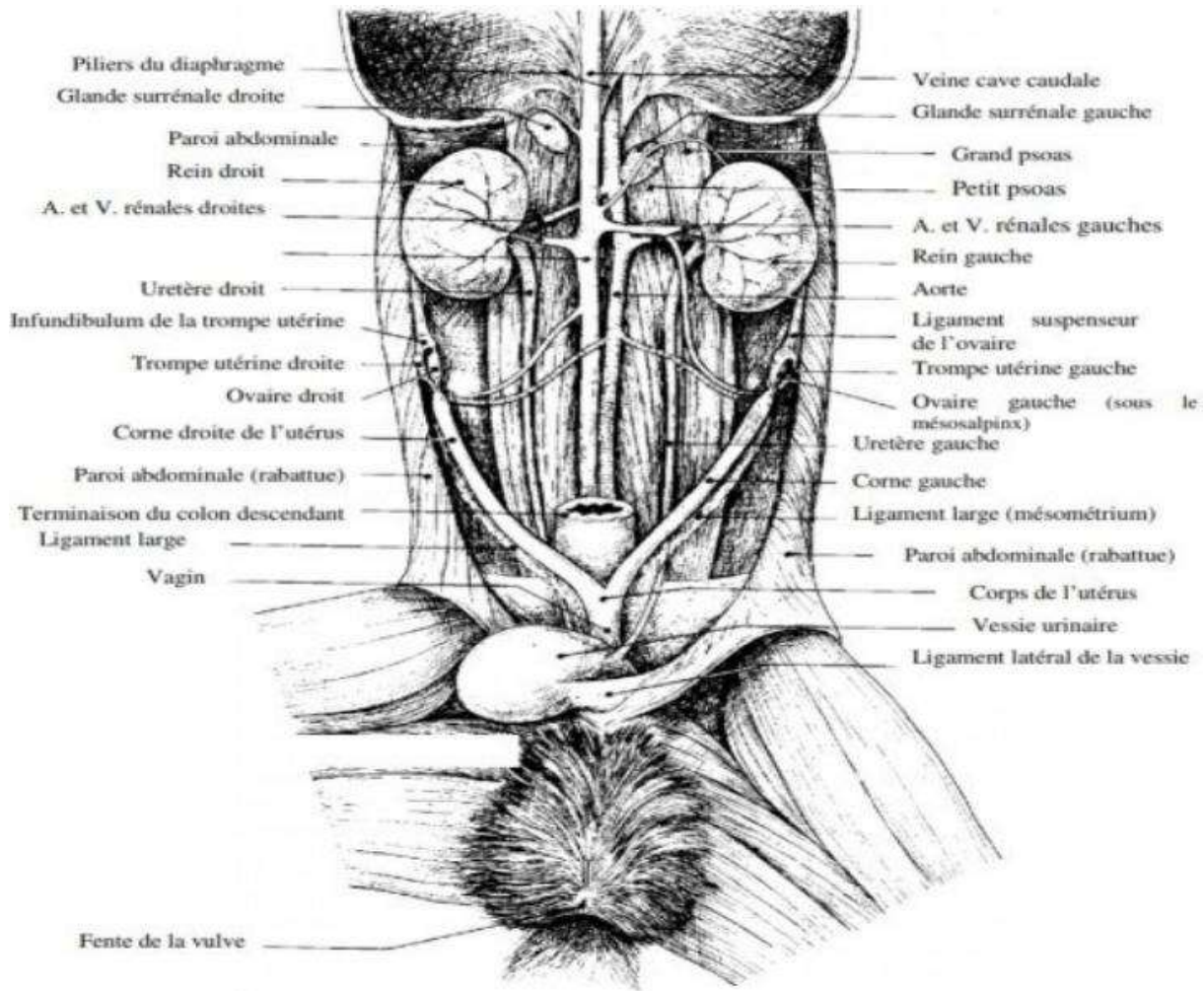


Figure1 : Organes lombaire et appareil uro-génital de la chatte (Blaise, 2006).

1.1- Partie glandulaire

1.1.1- Ovaires

Organes pairs collés au pôle caudal de chaque rein, les ovaires sont situés au niveau des 3èmes et 4èmes vertèbres lombaires et mesurent 1 x 0,3 x 0,5 cm (Robert, 2006).

Tout comme les reins, l'ovaire gauche est plus caudal que l'ovaire droit. La surface de l'ovaire est lisse pendant l'anoestrus et irrégulière au moment de l'œstrus du fait de la présence des follicules à des stades différents : follicules en croissance, en atresie ou corps jaune (Johnston et al., 2001). Les ovaires sont attachés au diaphragme par le ligament suspenseur de l'ovaire, suspendus à la voûte lombaire par un repli du péritoine appelé mésovarium et reliés à l'extrémité crâniale des cornes utérines par un ligament court et épais : le ligament propre de l'ovaire (Johnston et al., 2001)

Ils sont composés d'une médullaire contenant artères, veines, vaisseaux lymphatiques, et d'une corticale qui est le lieu de sécrétion hormonale et de maturation folliculaire et donc de l'ovogenèse (Robert, 2006).

1.2-Partie tubulaire

Ce sont des organes creux, mais la cavité est virtuelle chez l'animal vivant.

1.2.1-Trompes utérines ou oviductes

Les oviductes sont reliés au pôle crânial des ovaires par l'infundibulum au niveau duquel ils captent les ovocytes et où se déroule la fécondation. Ils mesurent 5 à 6 mm de longueur et 1 mm de largeur (Johnston et al., 2001).

1.2.2-Utérus

L'utérus est composé de trois parties formant un « Y » : les cornes, le corps et le col. Chez la chatte, les deux cornes étant très développées et le corps réduit, on parle d'utérus bipartite. La longueur du corps de l'utérus est d'environ un cinquième de celle des cornes utérines (Hudson et Hamilton, 1993) , soit environ 2 cm pour le corps contre 9 à 11 cm pour les cornes (Johnston et al., 2001).

L'utérus est situé ventralement au côlon descendant et dorsalement à la vessie, il est

suspendu à la voûte lombaire par un repli du péritoine appelé mésométrium
composé de
graisse et de muscles lisses permettant de supporter le poids de l'utérus gravide
(Hudson et Hamilton, 1993).

Le mésometrium constitue, avec les ligaments suspenseurs de l'ovaire, le mésovarium et le mésoalpinx, le ligament large. Le ligament rond, une extension latérale du ligament large, passe caudolatéralement aux cornes utérines pour s'attacher près de l'anneau inguinal (Johnston et al., 2001) .

C'est l'organe de la gestation : il reçoit l'œuf fécondé au stade morula 3 à 4 jours après l'ovulation dont il permet l'implantation à J12-J13.

Pendant la suite de la gestation, il abrite le fœtus et assure sa nutrition (Robert, 2006).

1.2.3-Col utérin et Vagin

Le vagin, schématisé dans la figure 1, est un organe impair séparé de l'utérus par un épais rétrécissement : le col utérin, ce rétrécissement de 5 à 8 mm de longueur et dont le diamètre est d'un millimètre pendant l'œstrus, est fermé hermétiquement pendant les autres stades du cycle ovarien : il protège ainsi l'utérus de l'environnement extérieur pendant la gestation (Dumon et Fontbonne, 1992).

Le canal du col utérin est orienté cranio-dorsalement par rapport au vagin, créant ventralement un cul de sac appelé fornix du vagin.

Le vagin est séparé en un vagin antérieur et postérieur, un pli dorsal diminue le diamètre du vagin antérieur.

1.2.4- Sinus uro-génital

Le vestibule du vagin est deux fois plus court que le vagin : 10 à 15 mm contre 20 à 30 mm. Sa face ventrale accueille l'ostium externe de l'urètre, il communique avec l'extérieur par la vulve (Dumon et Fontbonne, 1992).

1.2.5- Vestibule du vagin

Le vestibule du vagin est deux fois plus court que le vagin : 10 à 15 mm contre 20 à 30 mm. Sa face ventrale accueille l'ostium externe de l'urètre, il communique avec l'extérieur par la vulve (Dumon et Fontbonne, 1992).

1.2.6- Vulve et Clitoris

La vulve est constituée des lèvres vulvaires dont les extrémités forment les commissures ventrale et dorsale.

Le clitoris se situe au niveau de la commissure ventrale, il est formé à l'instar du pénis de deux piliers, d'un corps et d'un gland. Il se projette dans la fosse du gland et est en partie enveloppé par un pli muqueux (Robert, 2006).

1.3- Glandes mammaires

1.3.1- Topographie

Les glandes mammaires s'étendent, ventralement, de la région axillaire à la région inguinale et sont repérées anatomiquement grâce aux mamelons. Un sillon médian « inter mammaire », en dépression plus ou moins large et profond, sépare la chaîne mammaire droite de la chaîne mammaire gauche. Latéralement la limite du tissu mammaire est beaucoup moins nette, puisqu'elle n'est matérialisée que par un discret plan de tissu conjonctif sous cutané, dont la localisation varie selon la phase du cycle œstral ou de lactation.

Notons ici que l'exérèse complète du tissu mammaire est difficile compte tenu de la variabilité de sa taille et de l'absence de limites nettes (Barone, 1990).

1.3.2- Conformation

Chez le mâle, ainsi que chez la femelle en dehors de la lactation, les mamelles sont peu volumineuses.

Dès les premières chaleurs, les mamelles deviennent volumineuse et voient leur consistance augmenter. Une fois les chaleurs terminées, elles reprennent leur taille et leur consistance initiales. Quelques jours avant la mise bas chez les primipares, voire

quelque semaines avant chez les pluri pares, le démarrage de la galactopoïèse rend la mamelle volumineuse et conique (Barone, 1990).

1.3.3-Nombre

Les mamelles se développent d'une manière symétrique et se compte par paire. La chatte en possède généralement quatre : une paire axillaire, une paire thoracique, une paire abdominale caudale et une paire inguinale. Chez certaines chattes une paire surnuméraire abdominale crâniale vient se rajouter (Barone, 1990).

2- Physiologie de l'appareil génital de la chatte :

2.1-Puberté chez la chatte

C'est une espèce à âge de puberté variable. La puberté survient en moyenne entre 6 et 9 mois d'âge,

mais on peut noter des écarts allant de 4 à 12 mois (Dumon et Fontbonne, 1992).

Plusieurs facteurs jouent sur l'âge d'apparition des premières chaleurs ou puberté.

2.1.1- Influence du poids

Le poids minimum permettant l'apparition des premières chaleurs doit être de 2,3 à 2,5 kg (Dumon et Fontbonne, 1992).

2.1.2- Influence de la race

Les races à poils courts (siamois, burmese, oriental) expriment leurs premières chaleurs bien avant les races à poils longs (persans, birmans), Chez ces derniers, la puberté peut être retardée jusqu'à 21 mois. De manière générale, on observe une grande différence de comportement sexuel entre les races à poils longs et à poils courts : les premières expriment beaucoup plus leurs chaleurs, ont une phase d'œstrus plus longue et des phases inter-œstrales plus courtes (Dumon et Fontbonne, 1992).

2.1.3- Influence du mode de vie

Le confinement de l'animal peut retarder l'apparition des premières chaleurs, ainsi que des facteurs de stress. En revanche la présence d'un mâle peut déclencher chez la femelle une expression plus forte des chaleurs (Dumon et Fontbonne, 1992).

Par ailleurs les chattes connaissent un œstrus saisonnier pendant les jours courts, à savoir donc de septembre-octobre à décembre-janvier dans l'hémisphère Nord. Ainsi , l'âge d'apparition de la puberté dépend du mois de naissance : une chatte née en début d'année peut avoir ses chaleurs à un an, une chatte née en été pourra les voir beaucoup plus tôt, vers 6 mois.

Le cycle sexuel d'une chatte est donc soumis à l'influence de la photopériode.

En élevage,

un

éclairage artificiel d'au minimum 150 lux appliqué pendant 12 à 14h par jour permet

d'éliminer l'anoestrus saisonnier (Dumon et Fontbonne, 1992).

2.1- Cycle oestral

2.2.1- Pro-œstrus

2.2.1.1- Comportement

Notion controversée pour certains auteurs, le stade du pro-œstrus correspond à la phase durant laquelle la chatte a un comportement de chaleurs mais sans accepter

l'intromission : elle est plus affectueuse, se frotte contre les propriétaires ou des objets,

est en lordose, pédale lorsqu'on lui caresse la croupe, miaule, demande à sortir, attire les

mâles et cherche leur présence, peut accepter le chevauchement mais pas

l'accouplement. Cette phase ne concernerait qu'une minorité de chattes chez lesquelles

elle dure en moyenne d'une à deux jours voire trois jours. Les autres femelles ne

présentent pas de phase de pro-œstrus et entrent directement en

œstrus (Dumon et
Fontbonne, 1992).

2.2.1.2-Cycle folliculaire

Les follicules ovariens mesurent 0,5 mm en début de pro-œstrus et augmentent de taille jusqu'à atteindre 1,5 mm en début d'œstrus (Dumon et Fontbonne, 1992).

2.2.1.3-Cycle hormonal

Les cellules de la granulosa des follicules ovariens commencent à sécréter l'œstradiol

qui a un effet sur la différenciation des cellules vaginales. On commence ainsi à observer des modifications sur le frottis vaginal (Johnston et al., 2001) .

2.2.2-Œstrus

2.2.2.1-Comportement

L'œstrus correspond à la phase pendant laquelle la chatte accepte l'accouplement avec le mâle. Elle présente par ailleurs toutes les manifestations comportementales décrites lors du pro-œstrus.

Il dure en moyenne entre 6 et 10 jours, les extrêmes variant de 2 à 19 jours, voire quelques mois lors d'œstrus prolongé. Ces valeurs dépendent de la race comme indiqué précédemment. (Dumon et Fontbonne, 1992).

2.2.2.2- Cycle folliculaire

La maturation folliculaire s'effectue par vagues qui ne se chevauchent pas.

Les œstrus prolongés pourraient s'expliquer par des rafales de phases folliculaires. Ils sont néanmoins très rares chez la chatte (Dumon et Fontbonne, 1992).

2.2.2.3- Cycle hormonal

La phase folliculaire correspond à la période pendant laquelle la concentration sanguine de 17-β- œstradiol est maximale et dépasse 20 pg/ml (Dumon et Fontbonne, 1992).

Face à une femelle en œstrus, il peut se produire trois situations (la femelle a ovulée) :

L'ovulation n'est pas suivie d'une fécondation : on parle de pseudo-gestation.

L'ovulation est suivie d'une fécondation et d'une gestation.

Une femelle qui n'a pas été stimulée ou la stimulation n'a pas été suivie d'ovulation : on parle de cycle anovulatoire.

2.2.3- Anoestrus

En hiver, les taux d'œstradiol et de progestérone sont à leur concentration minimale, comme chez une chatte ovariectomisée. La diminution de la photopériode augmente la sécrétion de mélatonine qui exerce un rétrocontrôle négatif sur l'axe hypothalamus-hypophysaire, inhibant ainsi toute activité hormonale. Une augmentation de la luminosité lève ce rétrocontrôle (Johnston et al., 2001).

1.3- Durée de gestation chez la chatte

La durée de la gestation chez la chatte est plus variable. Elle est en moyenne de 65-66 jours en référence au coït soit 63-64 jours après l'ovulation (Fontbonne et al., 2007 ; Verstegen, 1998) ; (Kretz, 1992 ; Fendman et Nelson, 2004)

Cependant, elle peut être comprise entre 52 et 74 jours par rapport au coït (Root et Kustritz, 2006) même si les valeurs extrêmes sont rares. Avant 58 jours, les chatons ne sont généralement pas viables et ils le sont peu entre 58 et 60 jours. Par ailleurs, une gestation de plus de 70 jours signe souvent une anomalie (un chaton mourant ou un chaton unique) (Kretz, 1992).

La plupart des mise-bas se situent donc entre 63 et 67 jours (Zambelli et Prati, 2006).

Comme chez la chienne, on observe une variation de la durée de la gestation en fonction de la taille de la portée, celle-ci pouvant varier de un à neuf chatons, avec une moyenne de 4 (Root et Kustritz, 2006).

Les portées nombreuses semblent souvent correspondre à un raccourcissement du temps de gestation, alors que celles avec un unique chaton sont régulièrement

prolongées (Kretz, 1992). Cependant, l'influence de la taille de la portée sur la durée de la gestation reste controversée (Michel et al., 2011).

La race semble aussi être un facteur de variation : la durée moyenne de gestation pour un siamois serait de 63 jours alors que pour un persan, elle serait de 65 jours (Root et Kustritz, 2006).

Chez la chatte, la durée elle est très variable, avec une moyenne de 65-66 jours par rapport à la saillie. Cependant, l'importante variation observée chez la chatte en raison du mécanisme

d'ovulation provoquée, rend cette donnée difficilement utilisable pour évaluer la date du terme.

3- Anatomie de l'appareil génital du chat :

Les organes génitaux externes du chat sont situés en région périnéale haute, l'appareil génital du Chat est simplifié par rapport aux autres mammifères (Barone, 1978).

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.

3.1-Pénis

Le pénis du chat est conique, de petite taille (8 à 10mm) et est dirigé caudalement au repos (Sojka, 1980).

Lors de l'érection il se dirige plutôt ventralement que crânialement (Sojka, 1980).

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 0.5cm, s'ossifiant tardivement, qui soutient le

gland (Mc Laughlin et Hamner, 1974).

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 (Javma, 2010).

Le pénis du chat ne comprend pas de bulbes érectiles
contrairement au pénis du chien
(Sojka, 1980).

3.2-Testicules et épидидyme

Le scrotum se situe juste sous l'an us 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 (Sojka, 1980) .

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 et externes sous le tégument scrotal. L'épididyme est rattaché à la paroi scrotale par le ligament de la queue de l'épididyme il 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, Il se continue par le canal déférent très contourné qui va pénétrer dans le cordon spermatique ensuite (Long et al., 1996).

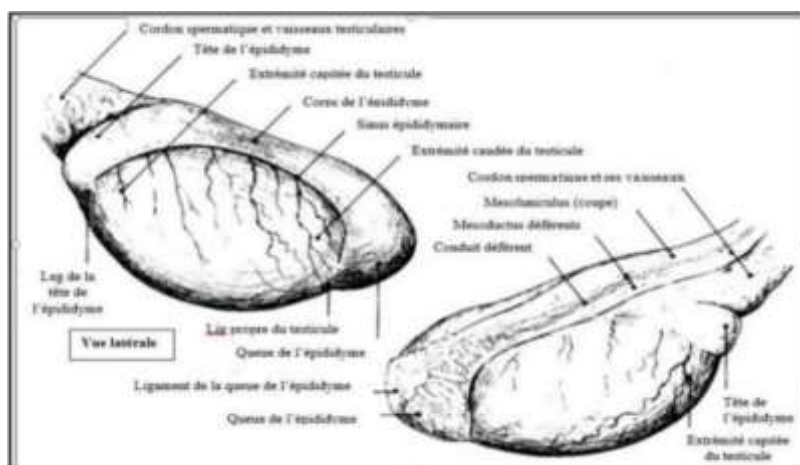


Figure 2 : Shéma anatomique de testicule du chat domestique (Barone, 2001).

3.3- 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 (Javma, 2010).

3.4-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 (Sojka, 1980).

La prostate est petite (1cm), elle est composée de plusieurs lobules isolés disséminés dorsalement, le long de l'urètre (Anderson, 1973).

Les glandes bulbo-urétrales se situent au niveau de l'arcade ischiale et sont écrasées dorso ventralement, elles sont reliées par le muscle bulbo rétral 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 (Tobias et Johnston, 2011).

4- Physiologie de la reproduction chez le chat :

4.1-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 (Javma, 2010).

La puberté survient entre 5 et 10 mois d'âge, le poids des testicules est alors d'au moins un gramme (Blanchard et Sancey, 2002).

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 (Blanchard, 2002), (Franca et Godinho, 2003) .

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.

Cependant, la présence de femelles en chaleurs à proximité peut stimuler le mâle et permettre d'obtenir ainsi une semence de meilleure qualité (Feldman et Nelson, 1987).

Les chats connaissent un accroissement de l'activité de recherche des femelles dès la fin du raccourcissement des jours et le volume de leur semence tend à s'accroître pendant cette période (Tobias et Johnston, 2011).

4.2-Spermatogénèse

La spermatogénèse est le processus de différenciation des cellules souches en spermatozoïdes. Elle se déroule dans les tubes séminifères (Mc Laughlin et Hamner, 1974).

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 (Blanchard et Sancey, 2002) .

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 spermatogénèse.

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 (Pierard, 1972).

Ils vont subir des transformations pour aboutir aux spermatozoïdes
qui se répartissent en
plusieurs phases :

- Phase golgienne ou les granules pro acrosomaux fusionnent pour former la
vesicule
acrosomale et ou le centriole migre etant a l'origine de la
formation du flagelle.
- Phase capitale ou la vesicule acrosomienne s'etend et le
flagelle s'epaissit.
- Phase acrosomale ou la chromatine se condense et ou l'acrosome devient plus
dense.
- 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 (Pierard,
1972).
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 (Pierard, 1972).

4.3-Erection

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 ischio caverneux provoque une compression du corps caverneux en bloquant le retour veineux (Mc Laughlin et Hamner, 1974).

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 (Schafer et Holzmann, 2000).

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 (Scott, 1970). L'injection intra péniennne 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 (Vaso-active Intestinal Polypeptide) (Scott, 1970).

4.4-Ejaculation

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) (Mc Laughlin et Hamner, 1974).

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 (Mc Laughlin et Hamner, 1974).

4.5-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 (Blanchard et Sancey, 2002).

Il adopte un comportement de flehmen lorsque la femelle est bien en oestrus (Ballachey et al., 1987).

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

(Blanchard et Sancey, 2002).

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 (Pierard, 1972).

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 (Blanchard et Sancey, 2002).

Lors de l'accouplement, c'est la stimulation du vagin antérieur qui déclenche le réflexe post- coïtal amenant à l'ovulation (Feldman et Nelson, 1987).

Chapitre 2 : Castration chez le chat domestique

1- Indications d'ovariectomie chez la chatte :

1.1-Indications de convenance

L'ovariectomie est un moyen définitif d'éviter les gestations non désirées chez les animaux qui ne sont pas destinés à la reproduction, elle supprime les comportements

observés en période d'ovulation « chaleur de la chatte » tels que miaulements incessants, fugues... et évite également l'intrusion de mâles en recherche d'une partenaire (Berthelot, 2010).

Une chatte stérilisée sera également moins impliquée dans des bagarres, donc moins

sujette aux plaies et abcès par morsure et griffures, il est dans ce cas préférable de recourir à la chirurgie plutôt qu'à un traitement médical en raison des effets secondaires

que ce dernier peut entraîner, notamment une prédisposition aux tumeurs mammaires et

ovariennes, mais aussi des pathologies utérines (Meynaud, 2010).

1.2-Indications médicales

L'ovariectomie permet en premier lieu de traiter les affections ovariennes telles que les

tumeurs (rares chez la chatte) et les kystes, l'exérèse est curative pour ces derniers, ces

tumeurs sont souvent malignes chez la chatte et l'ovariectomie ne sera pas toujours

curative en fonction du bilan d'extension de la tumeur (Berthelot, 2010).

La stérilisation réduit ainsi le risque de contracter ces maladies pour la chatte

stérilisée, et permet d'un point de vue plus global de réduire leur prévalence sur

l'ensemble de la population féline (Burger, 2011).

Enfin, l'efficacité du traitement de certaines maladies métaboliques, telles que le

diabète, peut être mal influencée par la présence d'hormones sexuelles, ainsi, après

ovariectomie, l'absence d'hormones sexuelles simplifie la stabilisation de la maladie
(Siliart, 2011).

1.3-Contre-indications d'ovariectomie

L'animal doit pouvoir supporter une anesthésie générale, il est donc important de considérer la balance bénéfice / risque pour prendre la décision d'intervention car l'ovariectomie est rarement une urgence chirurgicale.

En cas de gestation ou lorsque cette dernière est suspectée, il est contre-indiqué de

réaliser une ovariectomie (Johnston, 2011).

Lorsqu'une anomalie de l'utérus est observée, l'ovariectomie seule est à proscrire, il faut

alors également réaliser une ovariohystérectomie (Tobias et Johnston, 2011).

En outre, la stérilisation diminue les besoins énergétiques de l'animal tout en modifiant sa prise alimentaire, 30% de besoins énergétiques en moins pour une prise alimentaire

supérieure de 18% chez la femelle (Lamarche et Benet, 2006).

1.4-Age préconisé d'ovariectomie

Il existe un débat sur l'âge à partir duquel l'intervention peut être réalisée.

Aux Etats-Unis, la stérilisation est fréquemment effectuée autour de l'âge de sept

semaines, soit avant l'adoption (Olson, 2001).

De nos jours, les risques anesthésiques, risques d'hypoglycémie et d'hypothermie, faible

taille des patients sont bien maîtrisés par les vétérinaires et ne représentent plus une

contre-indication à l'intervention (Kustritz, 2001).

En Europe, l'âge préconisé est aux alentours de six mois, c'est-à-dire avant la puberté.

L'animal est alors plus apte à subir une anesthésie générale, l'animal est plus grand mais

le tissu adipeux est en général plus développé, il peut rendre plus délicat l'accès aux

ovaires pour les vétérinaires débutants (Bloomberg, 1996).

2- Description de la technique d'ovariectomie chez la chatte :

La technique chirurgicale la plus répandue en pratique vétérinaire pour réaliser une ovariectomie utilise une laparotomie.

L'exérèse de l'ovaire requiert une bonne connaissance des structures qui l'entourent afin de placer correctement les instruments puis les ligatures, sans occasionner d'hémorragie (Figure3).

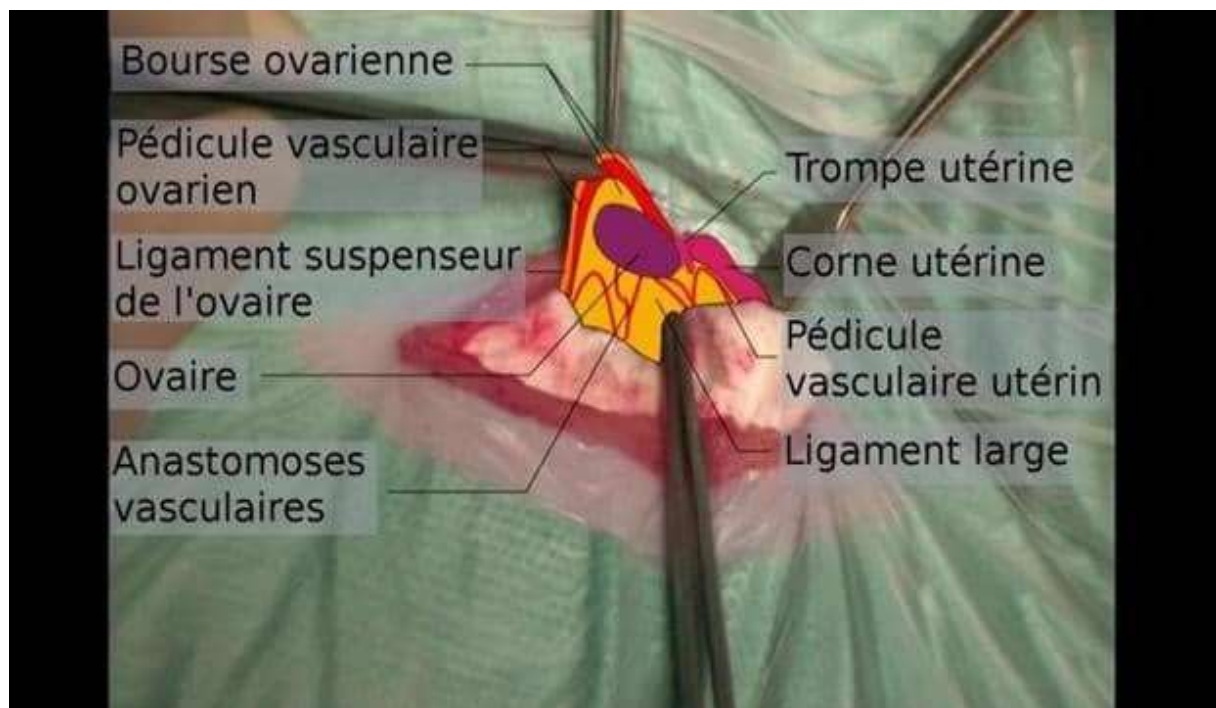


Figure 3: Identification des structures anatomiques entourant l'ovaire (Pleven et Beugin, 2013).

2.1-Préparation de l'animal

Il faut s'assurer que l'état de santé de l'animal permet l'intervention, un examen clinique

du patient est donc réalisé, et si nécessaire un bilan sanguin et une analyse d'urine,

cela permet de prendre ou non la décision de réaliser l'ovariectomie, et d'élaborer un

protocole d'anesthésie adapté au mieux à l'animal (Fossum, 2012).

L'imagerie médicale (échographie) 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) ,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 (Meynaud, 2010) (Figure 4).

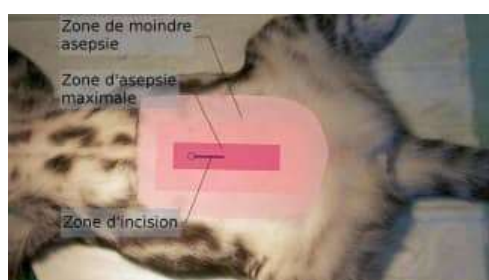


Figure 4: Délimitation de la zone de tonte
Désinfection chirurgicale (Pleven et

Figure 5 :

Beugin, 2013).

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 le plus propre, le

reste est ensuite nettoyé de manière concentrique en s'éloignant de cette zone sans

jamais revenir en arrière (Figure 5).

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 (Tobias, 2011).

2.2-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 6), 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 (Tobias, 2011).

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 unes des autres (Tobias, 2011).



Figure 6 : Incision cutanée médiane moyenne à partir de l'ombilic (Pleven et Beugin, 2013).

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 7).

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 8).

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 7: Identification de la ligne blanche (Pleven et Beugin, 2013).



Figure 8: Introduction de la sonde cannelée (Pleven et Beugin, 2013).

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 , il est ensuite glissé dans la cavité abdominale

jusqu'au plan profond (Fossum et al., 2012).

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 , 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.

(Fossum et al.,

2012).

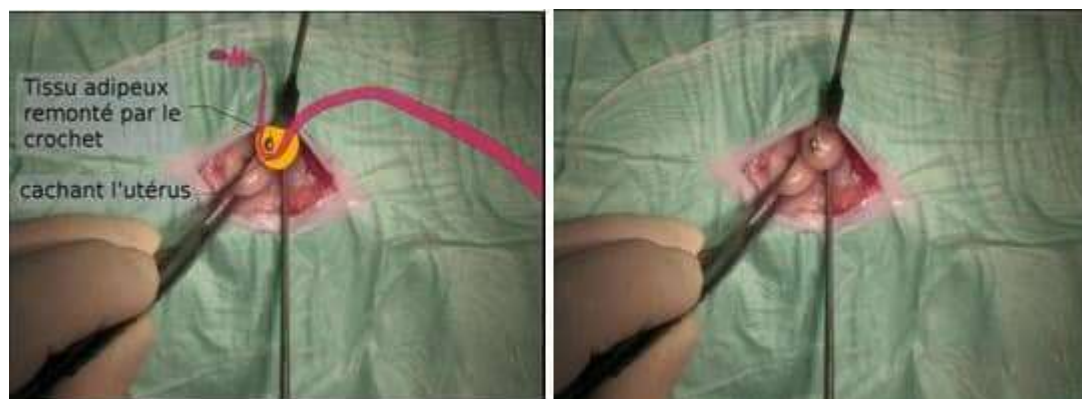


Figure 9 : Extériorisation de l'utérus, souvent recouvert de tissu adipeux abdominal

(représentations schématique et réelle) (Pleven et

Beugin, 2013).

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 (Johnston, 2011).

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 (Johnston, 2011).

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

(Johnston, 2011).

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, 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 (Johnston, 2011).

L'ovaire est extériorisé à son tour en remontant délicatement l'utérus. Il est alors important de bien identifier toutes les structures anatomiques (Figure 10).



Figure 10: Identification des structures anatomiques entourant l'ovaire (Pleven et Beugin, 2013).

La pince en cœur est alors mise en place en veillant à ce qu'elle emprisonne la totalité de l'ovaire .

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 11).

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

(Johnston, 2011).

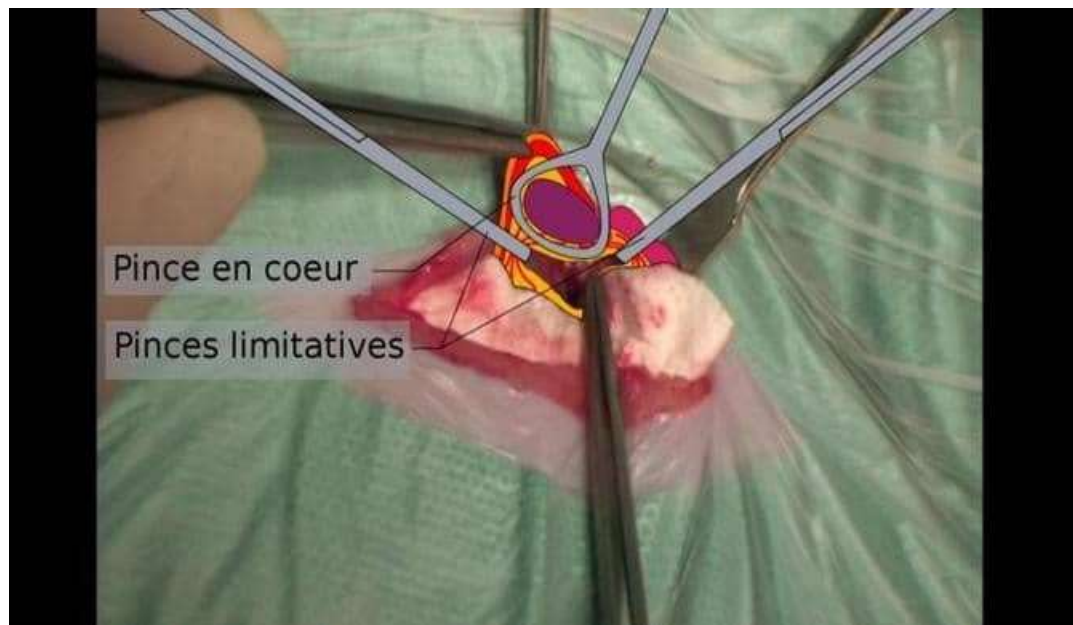


Figure 11 : Mise en place de la pince en cœur et des pinces limitatives (Pleven et Beugin, 2013).

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.

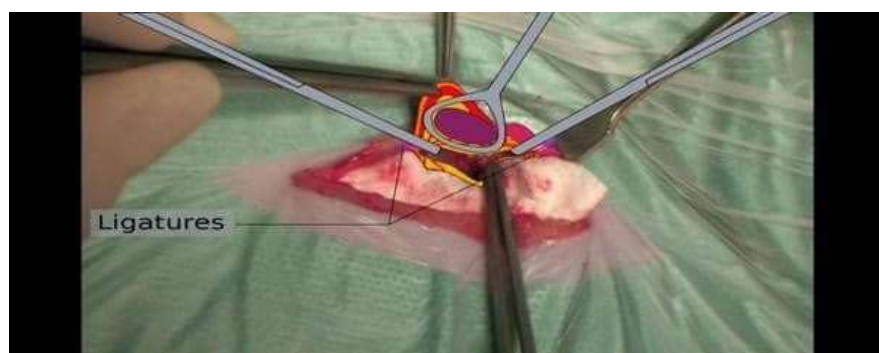


Figure 12 : Mise en place des ligatures (Pleven et Beugin, 2013).

En raison des anastomoses existant entre les deux pédicules ovarien et utérin, les ligatures vasculaires doivent être positionnées le plus éloignée possible de l'ovaire

et des

pincés limitatives.

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 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 (Fossum, 2012).

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, Si aucun saignement ne persiste, le pédicule et le ligament suspenseur de l'ovaire sont réintégrés délicatement dans la cavité abdominale (Fossum, 2012).

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.

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 (Fossum, 2012).

La recherche du second ovaire peut alors débuter 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 (Gendarme, 2011).

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 (Gendarme, 2011).

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 (Gendarme, 2011).

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 mono brin résorbable (Fossum, 2012).

2.3-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 13)

: 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 (Papillon, 2011).

L'autre alternative est l'utilisation d'un pansement liquide, déjà très développée en

médecine humaine (Figure 12), 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 (Papillon, 2011).

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.

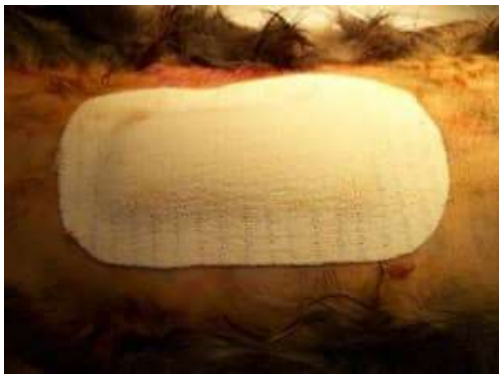


Figure 13 : Plaie recouverte par un
par un
pansement
ordinaire
2013).

Figure 14 : Plaie recouverte
pansement
liquide (pleven et Beugin,

Un anti-inflammatoire est prescrit pendant cinq jours afin de limiter la douleur de l'animal (en relais de l'analgésie peropératoire) 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 (Dupau, 2012).

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 (Dupau, 2012).

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 (Dupau, 2012).

3- Indications d'orchidectomie chez le chat

Chez le chat, la castration est considérée comme une « intervention banale », rapide, peu coûteuse pour le propriétaire, avec peu de risque et de complications pour l'animal, cependant, toute intervention chirurgicale comporte des avantages et des inconvénients.

La décision finale est toujours prise par le propriétaire, en toute connaissance des risques (notion de consentement éclairé).

3.1-Indications de convenance

La castration est un moyen définitif de supprimer la fonction de reproduction de l'animal.

Il peut s'agir soit d'un désir de ne pas transmettre des caractéristiques non désirables

(animaux de race par exemple) , soit d'éviter une surpopulation locale de chats

(Johnston, 1993).

La castration est indiquée en cas de problème comportemental du chat mâle, tel que le

marquage territorial par griffades ou par miction, ou encore les miaulements puissants,

sources de nuisances sonores pour les propriétaires et leur voisinage (Johnston, 1993).

La castration est également indiquée pour prévenir les fugues, conduisant parfois à des

accidents de voie publique ou bien à des bagarres avec d'autres chats mâles, à l'origine

de plaies, voire d'abcès, cela favorise la cohabitation plus harmonieuse de plusieurs

chats amenés à vivre ensemble (Johnston, 1993) .

3.2-Indications médicales

La castration permet de réduire le risque de tumeur testiculaire, en particulier les sertolinomes, les leydigomes et les séminomes, ces derniers n'étant pas décrits chez le

chat (Johnston et Slatter, 1993).

Cela est d'autant plus marqué chez les animaux cryptorchides pour lesquels le risque de

sertolinomes est multiplié par trois chez un animal cryptorchide (Pol, 2009).

Les bagarres et les rapports sexuels, peuvent transmettre des maladies, en particulier liées à deux virus : le FIV (FelineImmunodeficiency Virus) et le FeLV (FelineLeukemia Virus).

La castration réduit ainsi le risque de contracter ces maladies pour le chat stérilisé, et permet d'un point de vue plus global de réduire leur prévalence sur l'ensemble de la population féline (Pol, 2009).

3.3-Contre –indications d’orchidectomie

Pour réaliser une castration, l’animal doit pouvoir supporter une anesthésie générale. Il est donc important de considérer la balance bénéfice / risque avant de prendre la décision d’intervention.

Ainsi, on se posera la question de l’intérêt d’une castration sur un animal âgé. La castration augmente le risque de développer des lithiases urinaires : multiplié par 3,5 pour les Struvites, par 7 pour les Oxalates et par 12 pour les Cristaux d’Urates (Willeberg et Priest, 1976).

Ce risque est négligeable si l’animal mange des croquettes de bonne qualité.

En effet,

l’équilibre en minéraux et en particulier en magnésium est primordial : moins de vingt

milligrammes de magnésium pour cent kilocalories d’aliment réduit significativement le risque de Struvites (Lewis et Morris, 1984).

En outre, la castration diminue les besoins énergétiques de l’animal tout en modifiant leur prise alimentaire « 30% de besoins énergétique en moins pour une prise alimentaire

supérieure de 26% chez le mâle », cela le prédispose de fait à la prise de poids, voire à

l’obésité.

La prise de poids est défavorable à la santé à long terme de l’animal, avec par exemple

un risque accru d’urolithiase (Lamarche et Benet, 2006).

3.4-Age préconisé d’orchidectomie

Comme chez la femelle, il existe un débat sur l’âge auquel l’intervention peut être réalisée.

Aux Etats Unis, la stérilisation est classiquement effectuée autour de l’âge sept semaines, soit avant l’adoption. Il règne encore une incertitude quant aux conséquences

de cette intervention si jeune sur le métabolisme, des croissances accrues ont été observées.

Les risques anesthésiques sont accrus en raison du jeune âge et de la faible taille des

patients : en particulier des risques d'hypoglycémie et d'hypothermie accrus (Olson, 2001).

Néanmoins, depuis quelques années les progrès en anesthésie ont permis de considérablement réduire ces risques (Kustritz, 2001).

En Europe, l'âge préconisé est aux alentours de six mois, c'est-à-dire avant la puberté,

l'animal est alors plus apte à subir une anesthésie générale et la technique chirurgicale

plus aisée du fait de la taille de l'animal (Johnston, 2001).

4- Description de la technique d'orchidectomie :

4.1-Préparation de l'animal

Avant toute intervention chirurgicale, l'état de santé de l'animal est vérifié. On va donc réaliser 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 (Fossum, 2012).

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 (Figure 16). Pour stabiliser le patient, les membres

sont croisés sur l'abdomen (Tobias et Johnston, 2011).



Figure 15 : Positionnement dorsal



Figure

16 : Positionnement ventral

(Pleven et Beugin, 2013).

Positionnement ventral : l'animal est placé sur le ventre, dans un support ici « Doggy

relax » (Figure 16), ou au bord de la table, les postérieurs placés dans le vide. La

queue

est maintenue relevée vers l'avant par un lien (Tobias et Johnston, 2011).

Positionnement latéral : l'animal est placé en décubitus latéral (Figure 17), 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 (Tobias et Johnston, 2011).



Figure 17 : Positionnement latéral (Pleven et Beugin, 2013).

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 (Fossum, 2012).

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 (Fossum, 2012).

4.2-Temps opératoire

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 (Figure18).



Figure 18 : Mise en place d'un champ opératoire collé ou d'une compresse stérile

(Pleven et Beugin,

2013).

La castration débute par une incision dorso-ventrale du scrotum en regard d'un des deux testicules à l'aide d'une lame froide.

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 (Albasan, 2012).

Il est également possible de ne réaliser qu'une seule incision cutanée sur le sillon inter-

testiculaire. 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 (Albasan, 2012).

Cette voie d'abord est à l'origine des 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 (Figure19), cela est réalisé

avec les

doigts ou à l'aide de deux compresses pour une meilleure prise (Albasan, 2012).



Figure19 : Séparation du canal déférent et du cordon vasculaire aux doigts (Pleven et Beugin, 2013).

Le chirurgien réalise alors des nœuds simples entre le canal déférent et le cône vasculaire (Figure 18). 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 (Albasan, 2012).



Figure 20 : Demi-nœud en cours de réalisation entre le canal déférent et le cône

vasculaire (Pleven et Beugin, 2013).

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 inter- testiculaire.

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

(Albasan, 2012).

4.3-Temps post opératoire

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 (Meynaud, 2010).

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

entretenu et gardée au moins cinq jours

(Lekcharoensuk, 2012).

Un repos modéré est également recommandé pendant deux jours avec interdiction de

sortie, l'animal peut être abreuvé et nourri dès le soir même.

n rétrospectif des chats domestiques castrés suivis à la clinique vétérinaire El Chiffa, El Tarf

PARTIE EXPERIMENTALE

Introduction

Dans le cadre de ce travail, une étude rétrospective a été réalisée au sein de la clinique vétérinaire El Chiffa, El Tarf. Cette partie expérimentale vise à analyser les cas de castration chez les chats domestiques pris en charge durant la période allant de novembre 2025 à mai 2026.

L'objectif principal est de décrire les caractéristiques des patients et d'exploiter les données disponibles à partir des dossiers médicaux afin d'obtenir des résultats statistiques fiables permettant une meilleure compréhension de cette activité chirurgicale.

1. Matériel

Pour atteindre notre objectif, nous avons mené une étude rétrospective sur les chats castrés à la clinique vétérinaire El Chiffa, El Tarf, durant la période allant de novembre 2025 à mai 2026.

Le matériel utilisé est constitué des sources d'information disponibles au sein de la clinique vétérinaire El Chiffa, notamment les dossiers médicaux des patients. Ces dossiers sont répertoriés depuis novembre 2025 jusqu'au mois de mai 2026.

Ils contiennent diverses informations concernant les patients, à savoir : le nom, l'espèce, le sexe, la race, l'âge, le signalement, le statut vaccinal, le motif de consultation, ainsi que les données de l'examen clinique préopératoire et de la technique chirurgicale. Ils incluent également, pour la plupart des cas, les coordonnées du propriétaire ainsi que la date d'admission.

2. Méthodes

Au cours de la période de l'étude, allant de novembre 2025 à mai 2026, nous avons recueilli l'ensemble des dossiers médicaux disponibles au sein de la clinique vétérinaire El Chiffa, El Tarf, afin de les consulter et de les trier.

Nous avons retenu uniquement les dossiers des chats castrés, sans distinction de sexe, de race ou d'origine. Les informations contenues dans les dossiers ont été extraites, puis organisées dans des tableaux selon les différentes variables étudiées.

Par la suite, les données ont été classées selon la date d'admission des patients afin de permettre leur exploitation statistique. Elles ont ensuite été analysées et représentées sous forme de graphiques à l'aide du logiciel Microsoft Excel.

3. Résultats

1.1 Nombre de chats castrés en fonction des Mois

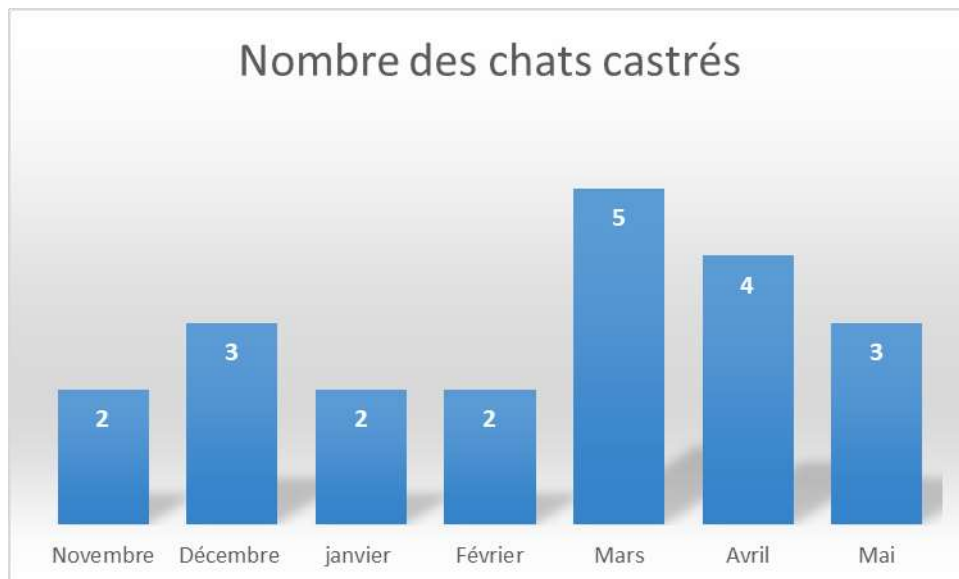


Figure 01 : Histogramme représentant le nombre de chats castrés par mois.

Les résultats obtenus montrent une variation du nombre de cas de castration chez les chats domestiques au cours de la période étudiée (novembre à mai). On enregistre des valeurs faibles au début de l'étude, notamment en novembre (2 cas), janvier (2 cas) et février (2 cas).

Une augmentation est observée au mois de mars avec 5 cas, atteignant la valeur la plus élevée de la période étudiée. Cette hausse peut être liée à une augmentation de la demande de stérilisation durant cette période.

Par la suite, une légère diminution est observée en avril (4 cas) puis en mai (3 cas), tout en restant à un niveau supérieur aux premiers mois.

1.2.Répartition des deux sexes chez les chats castrés

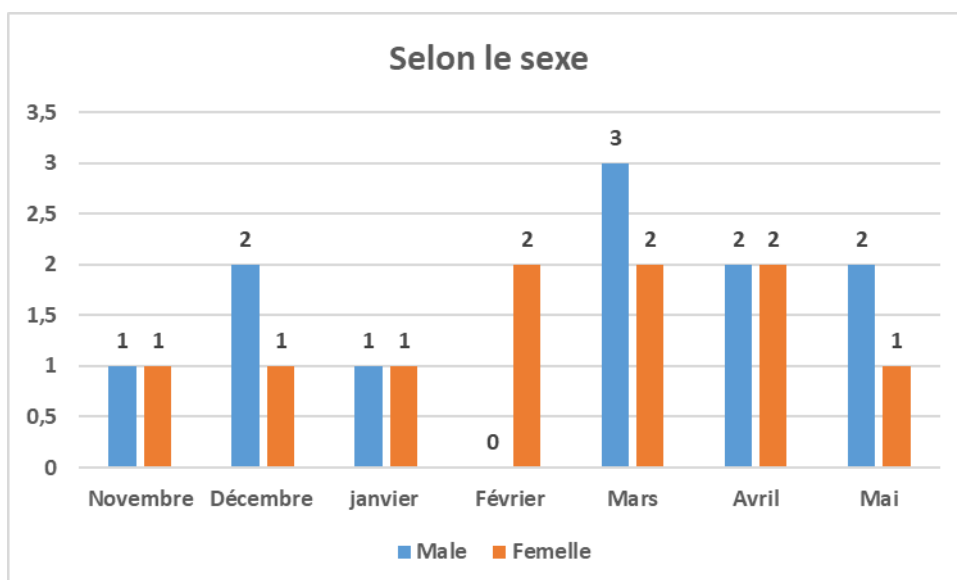


Figure 02 : Histogramme représentant la répartition des deux sexes chez les chats castrés.

Les résultats concernant la répartition des castration selon le sexe montrent une variation au cours

de la période étudiée (novembre à mai).

Globalement, les chats mâles sont légèrement plus représentés que les femelles. En novembre, la répartition est équilibrée avec un mâle et une femelle. En décembre, les mâles sont majoritaires avec 2 cas contre 1 femelle. En janvier, un seul cas est enregistré pour chaque sexe, traduisant une activité faible.

En février, aucune castration de mâle n'est enregistrée, tandis que les femelles représentent l'ensemble des cas (2 cas). En mars, une augmentation est observée avec une prédominance des mâles (3 mâles contre 2 femelles), correspondant au pic d'activité de la période étudiée.

En avril, les cas sont équilibrés avec 2 mâles et 2 femelles. Enfin, en mai, une légère prédominance des mâles est de nouveau observée (2 mâles contre 1 femelle).

Dans l'ensemble, la répartition selon le sexe reste relativement variable, avec une légère dominance des mâles sur l'ensemble de la période étudiée.

1.3 Age

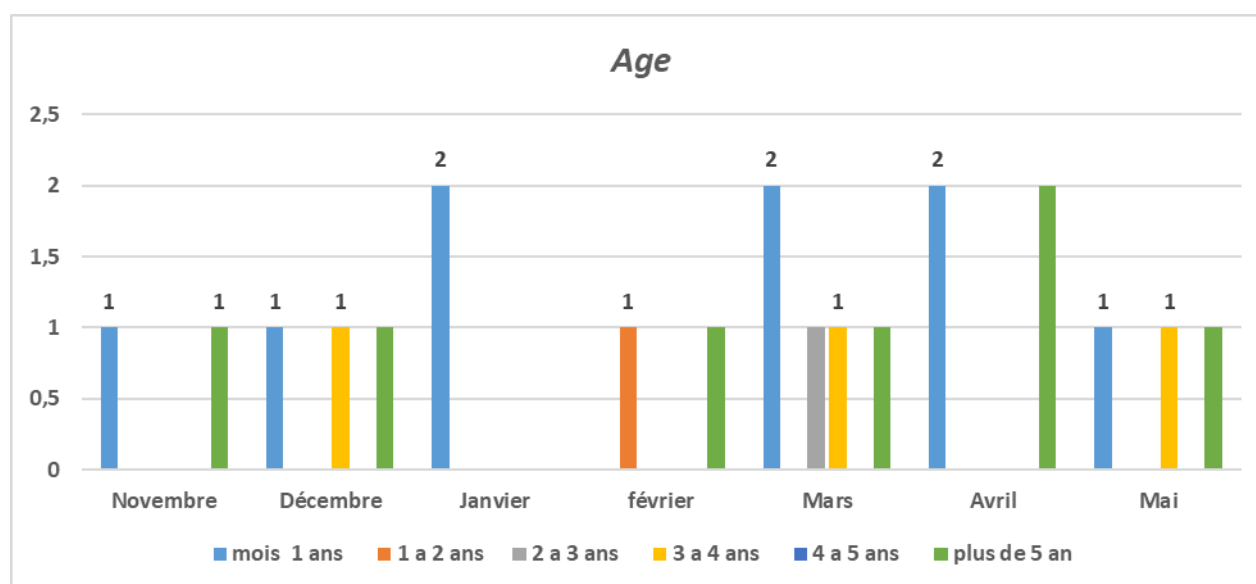


Figure 03: Histogramme représentant la répartition des classes d'âge chez les chats castrés.

L'analyse de la répartition des castration selon l'âge des chats montre une diversité des classes d'âge concernées durant la période étudiée (novembre à mai).

En novembre, les cas sont répartis équitablement entre les chats âgés de moins d'un an et ceux de plus de cinq ans (1 cas chacun). En décembre, une plus grande diversité est observée avec une prédominance des chats de moins d'un an (1 cas), suivis des chats âgés de 3 à 4 ans (1 cas) et de plus de 5 ans (1 cas).

En janvier, les interventions concernent uniquement des chats de moins d'un an (2 cas), ce qui traduit une prédominance des jeunes animaux. En février, les cas sont répartis entre les chats de 1

à 2 ans (1 cas) et ceux de plus de 5 ans (1 cas).

En mars, la répartition est plus variée avec une prédominance des chats de moins d'un an (2 cas), suivis des classes d'âge 2 à 3 ans (1 cas), 3 à 4 ans (1 cas) et plus de 5 ans (1 cas).

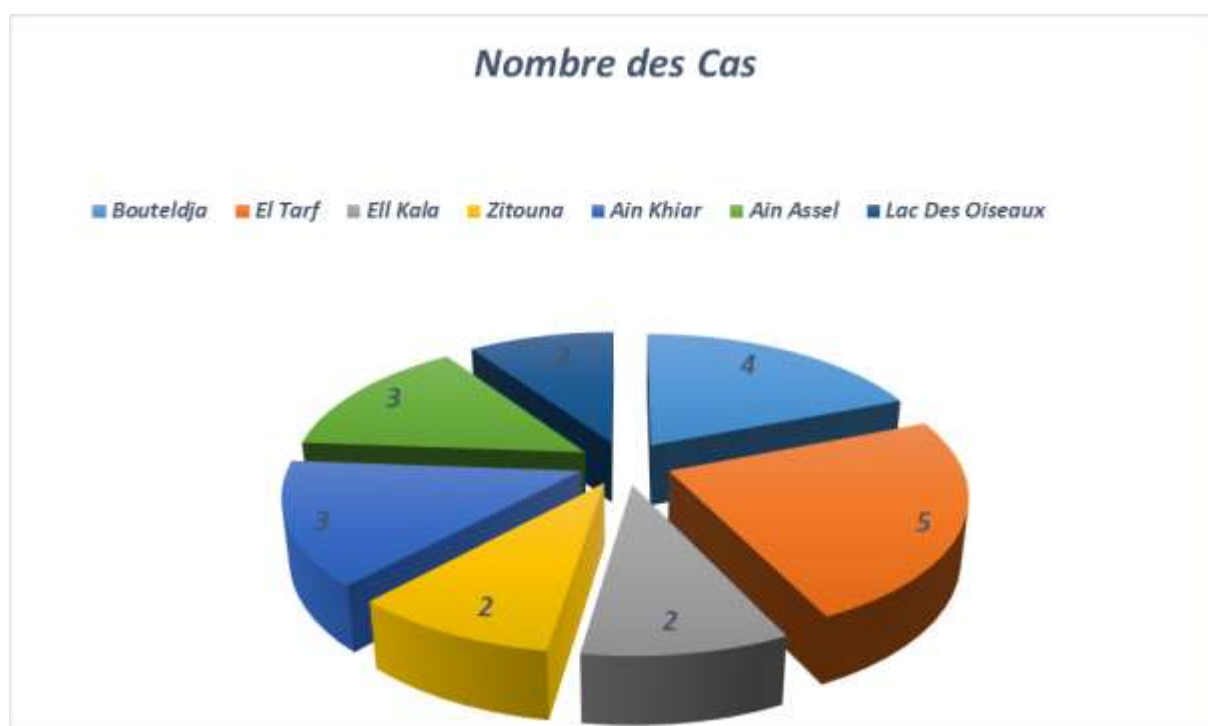
En avril, on observe une répartition équilibrée entre les chats de moins d'un an (2 cas) et ceux de plus de 5 ans (2 cas). Enfin, en mai, les cas sont répartis entre les chats de moins d'un an (1 cas), ceux de 3 à 4 ans (1 cas) et ceux de plus de 5 ans (1 cas).

Dans l'ensemble, les résultats montrent que la castration concerne toutes les classes d'âge, avec une légère prédominance des chats jeunes, notamment ceux de moins d'un an, ce qui peut s'expliquer par la volonté des propriétaires de pratiquer la stérilisation à un âge précoce.

Provenance des chats castrés

Figure 04: Diagramme en secteur représentant les provenances des chats castrés

L'analyse de la provenance des cas montre une répartition géographique variable des chats castrés durant la période étudiée.



La majorité des cas provient de la région d'El Tarf avec 5 cas, suivie de Bouteldja avec 4 cas. Les localités d'Aïn El Kheir et Aïn Assel présentent une fréquence intermédiaire avec 3 cas chacune. Les régions de Kala, Zitouna et le Lac des Oiseaux enregistrent les valeurs les plus faibles avec 2 cas chacune.

Dans l'ensemble, ces résultats indiquent que l'activité de castration concerne plusieurs localités

de la wilaya d'El Tarf, avec une prédominance des zones proches du centre urbain, notamment El Tarf et Bouteldja, ce qui peut s'expliquer par la proximité de la clinique vétérinaire et l'accessibilité aux services vétérinaires.

Discussion

La castration est une intervention chirurgicale de convenance fréquemment réalisée en médecine féline. Elle a pour principaux objectifs la suppression des comportements liés aux chaleurs chez les femelles, notamment les vocalisations et les gestations non désirées, ainsi que la réduction des comportements gênants chez les mâles tels que le marquage urinaire, les fugues et les bagarres.

Notre travail a porté sur l'étude rétrospective d'une population de chats domestiques présentés à la clinique vétérinaire El Chiffa, El Tarf, pour un motif de castration durant la période allant de novembre 2025 à mai 2026.

Les résultats obtenus montrent que le nombre de cas castrés reste relativement faible et variable selon les mois étudiés. Cette variation peut être liée à la demande des propriétaires, à la disponibilité des consultations chirurgicales ainsi qu'à la sensibilisation progressive à l'importance de la stérilisation.

Concernant la répartition selon le sexe, une légère prédominance des mâles a été observée sur certaines périodes, tandis que la répartition globale reste relativement équilibrée entre mâles et femelles. Ces résultats sont proches de certaines études qui montrent que les différences de stérilisation entre sexes varient selon les régions et les habitudes des propriétaires. En effet, la castration des mâles est souvent motivée par la réduction du marquage urinaire et des comportements agressifs, alors que la stérilisation des femelles est principalement réalisée pour éviter les gestations non désirées et les désagréments liés aux chaleurs.

L'analyse selon l'âge montre que les chats jeunes, notamment ceux de moins d'un an, sont les plus fréquemment présentés pour la castration. Cela peut s'expliquer par une prise de conscience progressive des propriétaires concernant l'intérêt de la stérilisation précoce. Toutefois, la présence de chats plus âgés parmi les cas étudiés indique que certains propriétaires attendent un âge avancé avant de réaliser cette intervention, souvent après l'apparition de comportements indésirables ou de portées non désirées.

La répartition géographique des cas met en évidence une prédominance des animaux provenant des zones proches de la clinique, notamment El Tarf et Bouteldja. Cette observation peut s'expliquer par la proximité géographique et l'accessibilité des services vétérinaires, tandis que les localités plus éloignées présentent des effectifs plus faibles.

Globalement, ces résultats reflètent une activité chirurgicale influencée par des facteurs multiples

tels que la sensibilisation des propriétaires, les habitudes locales, l'accessibilité aux soins vétérinaires ainsi que la gestion de la reproduction féline. Ils soulignent également l'importance de renforcer les campagnes d'information concernant les bénéfices de la stérilisation, notamment en termes de santé animale et de contrôle de la population féline.

Conclusion

Cette étude rétrospective réalisée au sein de la clinique vétérinaire El Chiffa, El Tarf, portant sur la castration des chats domestiques durant la période allant de novembre 2025 à mai 2026, a permis de mieux décrire les caractéristiques de cette activité chirurgicale.

Les résultats obtenus montrent une variation du nombre de cas selon les mois, avec une activité globalement modérée. La répartition selon le sexe reste relativement équilibrée, avec une légère prédominance des mâles dans certains cas. Concernant l'âge, les chats jeunes, notamment ceux de moins d'un an, sont les plus fréquemment concernés par la castration. Sur le plan géographique, les cas proviennent principalement des zones proches de la clinique, en particulier El Tarf et Bouteldja.

Ces observations mettent en évidence l'importance de la castration en médecine féline, aussi bien pour le contrôle de la reproduction que pour la prévention des comportements indésirables. Elles soulignent également la nécessité de renforcer la sensibilisation des propriétaires quant aux bénéfices de la stérilisation précoce et à son rôle dans la gestion de la population féline.

Enfin, ce travail constitue une base de données locale utile, pouvant servir de référence pour de futures études et pour améliorer la prise en charge et la prévention en médecine vétérinaire féline.

Conclusion générale

Au terme de ce travail, il apparaît que la castration du chat, qu'il s'agisse de l'ovariectomie chez la femelle ou de l'orchidectomie chez le mâle, constitue une intervention chirurgicale de routine en médecine vétérinaire. Réalisée dans de bonnes conditions, elle représente une méthode sûre et efficace pour contrôler la reproduction, prévenir plusieurs affections de l'appareil génital et améliorer le bien-être de l'animal.

Ce mémoire nous a permis d'approfondir les connaissances sur l'anatomie et la physiologie de l'appareil reproducteur du chat, ainsi que sur les indications, les techniques chirurgicales et les soins préopératoires et postopératoires indispensables à la réussite de cette intervention.

L'étude des cas opérés a montré que le respect des protocoles chirurgicaux, des règles d'asepsie et d'un suivi postopératoire rigoureux permet d'obtenir une récupération rapide, avec un faible taux de complications. Ces observations confirment l'importance d'une prise en charge adaptée à chaque animal afin d'assurer le succès de l'intervention.

En conclusion, la castration représente un acte de médecine préventive essentiel. Elle contribue non seulement à limiter la prolifération des chats, mais également à réduire la fréquence de certaines maladies et à améliorer leur qualité de vie. Le rôle du médecin vétérinaire demeure donc fondamental, tant dans la réalisation de cette intervention que dans la sensibilisation des propriétaires aux bénéfices qu'elle apporte pour la santé et le bien-être des chats.

Enfin, nous espérons que ce travail constituera une référence utile pour les étudiants et les praticiens, et qu'il encouragera la réalisation de nouvelles études cliniques permettant d'améliorer davantage les pratiques chirurgicales en médecine féline

Liste des références bibliographiques

1. Anderson, R.S., 1973. Obesity in the dog and cat, Vet. Ann, 14, pp.182-186.
2. Blanchard, G., Sancy., 2002. Gestion nutritionnelle de l'obésité. Dep. Technique, 83, PP. 11-16.
3. Blanchard, G.H ., Sancy, I ., Paragon, B.M., 2002 .Urolithiases à oxalate de calcium chez le chat. Dep. Technique, 83, pp.25-27.
4. Blaise, A., 2006., Diagnostic et suivi de la gestation par échographie chez la chatte., Thèse présentée pour obtenir le grade de docteur vétérinaire ., école nationale vétérinaire de Lyon. université Claude Bernard . Lyon (médecine - pharmacie)
5. Biourge , V., Nelson , R.W., Feldman , E.C., Willits , N.H., Morris, J.G., Rogers , Q.R ., 1997. Effect of weight gain and subsequent weight loss on glucose tolerance and insulin response in healthy cats. J. Vet. Int. Med, 11, pp. 86-91.
6. Baroner, R., 1978. Anatomie comparée des animaux domestiques. tome 3, fascicule 2, Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon: Laboratoire d'Anatomie, PP. 128-259.
7. Baroner, R., 1990. Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome 4 splanchnologies II . Appareil uro-génital, fœtus et ses annexes, péritoine et topographie abdominal .Edition VIGOT, 269-379p, 425 -435p, 851-885p.
8. Ballachey , B.E., Honenboken , W.D ., Evenson , D.P. 1987. Heterogeneity of sperm nuclear chromatin structure and its relationship to bull fertility. Biology of Reproduction, 36, pp.915- 935.
9. Barlerin, L., 2010. Gérer les tumeurs mammaires chez la chienne et la chatte. La dépêche vétérinaire N°64, PP. 4-5
10. Bigliardi , E., Parmigiani , E ., Caviarani , S., Luppi, A., Bonati , L., Corradi , A., Bruno, D. 2003. Guide pratique de chirurgie des tissus mous chez le chien et le chat. MED'COM .pp384-390.
11. Buff, S., 2008. Etapes du traitement d'une dystocie chez la chienne. Pratique veto, 43, PP.68-71.

12. Chetboul, V., Tessier, V.D., Burea, A.S., 2001. Examen échographique de l'appareil reproducteur femelle. Echographie abdominale et oculaire. Paris, Masson, PP.209-254.
13. Christi, D.W., Belle, E.T., 1971. Some observations on the seasonal incidence and frequency of oestrus in breeding bitches, Britain. J. Small Anim. Pract, 12, pp.159-167.
14. Concannon, P.W., Mc Cann, J.P., Temple, M., 1989. Biology and endocrinology of ovulation, pregnancy and parturition in the dog. J. Repro. Fert. 39, pp 3-12.

15.Dafflon,J.,2018 . Stérilisation des carnivores domestiques : Etat des connaissances et motivation des propriétaires, thèse pour obtenir le grade de DOCTEUR VETERINAIRE, Université de Toulouse, pp.72-77.

16.Dumon, C., Fontbonne,A.,1992.Les indispensables de l'animal de compagnie:

reproduction du chat et du chien. PMAC Edition ,PP.

29-64.

17.Done, S.H., Goody ,P.C., Evans, S.A et al.,1996.Color atlas of veterinary anatomy, volume

3 London: Mosby-Wolfe, PP.455

18.Dumon, C., 1992. Physiologie sexuelle de la chienne. In Reproduction du chien et du

chat, PMCAC Ed, Paris, PP. 11-18.

19.Eilts, B.E., Davidson, A.P., Hosgood , G ., Paccamonti ,D., Baker, D.G., 2005. Factors

affecting gestation duration in the bitch, Theriogenology, 64,

PP.242-251

20.Evans, H.E., Christens, G.C., 1993. Miller's anatomy of de dog, 3rd edition, Philadelphia:

W.B, saunders comagny, PP .531-546.

21.Franca, L.R., Godinho, C.L., 2003.Testis morphometry, seminiferous epithelium cycle

length, and daily sperm production in domestic cats (Feliscatus), Biology of Reproduction, 68, pp.1554- 1561.

22.Feldman, E.C., Nelson, R.W., 1987. Canine and Feline Endocrinology and Reproduction.

2nd éd, Philadelphia: W.B. Saunders Company. PP.564.

23.Fossum,T.W et al.,2012. Surgery of the reproductive and genital systems. Small Animal

Surgery, 4th Edition, 26, pp.702.

24.Feldman, E.C., Nelson, R.W., 2004, b. Feline reproduction. In: Canine and Feline

Endocrinology and Reproduction, 3è Ed. WB Saunders, Philadelphia, PP. 1016-1045.

25.Feldman, E.C., Nelson, R.W., 2004.Periparturient diseases. In: Canine and Feline

Endocrinology and Reproduction, 2e ed. Philadelphia: WB Saunders, PP.808-834.

26.Fieni,F.,2006. Comment diagnostiquer et traiter le complexe pyomètre-

hyperplasie glandulokystique chez la chienne

.Nouveau Praticien Vétérinaire,

30, PP. 23-29

27.Fantbonne, A., Malandain, E., 2006. Ovarian ultrasonography and follow-up of estrus in

the bitch and queen, Waltham focus, 16, PP. 22-29.

28.Fantbonne, A., 1996.Faire reproduire son chien ou sa chienne, Les clefs d'une pratique

réussie. Maradi Ed, Isle en Dodon, 15-75, pp.244-252.

29.Fantbonne, A., Buff , S., Garnier,F.,2000. Données récentes en physiologie et

endocrinologie sexuelles dans l'espèce canine. Point Vét., P 31 (209), pp. 395-401.

30.Fontaine, A., Levy, X., Fontaine, E., Catherine, G., 2007 .guide pratique de reproduction

clinique canine et féline, MED'COM, PP. 96-98.

31.Grandjean, D., Haymann , F ., 2003. Encyclopédie Royal Canin du Berger Allemand.

Aniwa Publishing, pp.226-236.

32.Getty,R.,1975.The anatomy of the domestic animals. Philadelphia: w.b.saunders c., firth ed, 884p.

33.Glover,T.E., Watson,P.F., Bonney,R.C.,1985.Observation on viability in the release and fertility during oestrus in the domestic cat (felis catus). Journal of reproduction and fertility, 75, pp.145- 152.

34.Guerin, C., Fontbonne, A., 1997. Les frottis vaginaux et le suivi du cycle oestral chez les

carnivores. Intervet ed., angers, PP.1-16.

35.Hudson,L.C., Hamitlon, W.P., 1993. Atlas of feline anatomy for veterinarians ,w.b.

saunders compagny, PP.264.

36.Herzog,H.,2013.The Decision to Neuter Pets Just Got More Complicated. Huffing ton post.[accessed 17 Oct 2018] Available from:

[https://www.huffingtonpost.com/hal-](https://www.huffingtonpost.com/hal-herzog/the-ethics-ofneutering_b_2790315.html?guccounter=1)

[herzog/the-ethics-ofneutering_b_2790315.html?guccounter=1](https://www.huffingtonpost.com/hal-herzog/the-ethics-ofneutering_b_2790315.html?guccounter=1)

37.Husson, A., 2014. Impact et évolution des progestatifs oraux, utilisés pour la prévention

et l'interruption des chaleurs, chez les carnivores domestiques,

thèse pour l'obtention de

diplôme d'État de Docteur en Pharmacie, faculté de pharmacie université de lorraine, pp.19.

38.Johnston, S.D., Root Kustritz, M.V., Olson, P.N., 2001, b. Canine Parturition - Eutocia and

Dystocia.Canine and feline theriogenology. Philadelphia: WB Saunders Compagny, pp.105-128.

39.Johnston, S.D., Root Kustritz, M.V., Olson, P.N., 2001. Canine and feline theriogenology. Philadelphia: wb saunders, pp.592.

40. Justine, C., Magalie, R., 2004, thèse élaboration d'un document pédagogique de reproduction canine, faculté médecine de Créteil.

41. Kretz, C., 1992, a. Gestation chez la chatte. In: Les indispensables de l'animal de compagnie, Reproduction du chien et du chat. Paris: PMCAC, pp. 83-86.

42. Linde Forsberg, C., Eneroth, A., 2000, Abnormalities in pregnancy, parturition and the parturient period : Textbook of veterinary internal medicine : diseases of the dog and the cat. 5e ed, pp.1527-1539.

43. Long, A.J., Wildt, D.E., Wolf, B.A et al., 1996, Sperm capacitation and the acrosome reaction are compromised in teratospermic domestic cats. Biology of Reproduction, 54, pp.638-646.

- 44.Linde Forsberg, C., Eneroth, A., (1998). Parturition. In: manual of small animal reproduction and neonatology. Shurdington,Cheltenham: BSAVA, p. 127-142.
- 45.Lopate,C.,2008. Estimation of gestational age and assessment of canine fetal maturation using radiology and ultrasonography: A review. Theriogenology, Issue 70, pp.397-402.
- 46.Mclaughlin, K.C., Hamner, C.E., 1974. A demonstration of cat seminal plasma anti-fertility activity. In: Proceeding of the society for experimental biology and medicine, 145(1), pp.103- 104.
- 47.Murray, J., Skillings, E., Gruffydd-jones,T., 2008. Opinions of veterinarians about the age at which kittens should be neutered. Veterinary record.163(13).381p.
- 48.Michel, E., Spörri, M., Ohlerth, S., Reichler, I.M., 2011. Prediction of parturition date in the Bitch and Queen. Reproduction in domestic animals, 46(5), pp.926-932.
- 49.Miège,C.,2015.Conséquences comportementales de la castration : distinguer le vrai du faux. Proceeding congrès AFVAC.
- 50.Nailli Douaouda, A., 2018.Etude rétrospective sur l'activité clinique au niveau de l'institut des sciences vétérinaires de Blida, Projet de fin d'étude afin de l'obtention du diplôme de docteur vétérinaire, Institut des sciences vétérinaire de Blida, Université Saad dahleb Blida1.pp.56-60.
- 51.Ogilvie, G.k.,1997. Moore as. Manuel pratique de cancérologie vétérinaire. Paris : masson, 539p.
- 52.Okkens, A.C., Hekerman, T.W.M., Vogel J.W.A., Haaften, B.V., 1993.Influence of litter size and breed on variation in length of gestation in the dog. The Veterinary Quaterly, 15(4), pp. 160- 161.
- 53.Okkens, A.C., Teunissen, J.M., Vanosch, W., Van den brom,w.e., Dieleman s.j., kooistra h.s.,2001. Influence of litter size and breed on the duration of gestation in dogs. In: Advances in Reproduction in dogs, cats and exotic carnivores. Cambridge: the Journals of Reproduction and fertility Ltd, pp.193-197.
- 54.Rebecca, l., Stephen,j., Birchard, et al.,2000-2007.Ovarian remnant syndrome in dogs and cats : 21 cases. Javma, vol 236, no. 5,march 1, 2010.
- 55.Robert,C.,2006. L'appareil genital femelle, Cours d'Anatomie ENVA. 20p.

56.Root Kustrit, M.V., 2006. Clinical management of pregnancy in cats;
Theriogenology, Issue 66,pp. 145-150.

57.Spain,C ., Scarlett, J., Cully, S.,2002.When to Neuter Dogs and Cats: A Survey of New
York State Veterinarians' Practices and Beliefs, Journal of the American Animal Hospital
Association.38(5):482p.

- 58.Schafers, S., Holzmann , A.,2000.The use of transmigration and Spermac TM stain to evaluate epididymal cat spermatozoa. *Animal Reproduction Science*, 59, PP.201-211.
- 59.Siliart,B., Montarde, M.P., Lebreton,A.,1992.Endocrinologie de la reproduction. *Reproduction du chien et du chat*. PMCAC Ed., Paris, pp. 37-46.
- 60.Sojka, N.J., 1980.The male reproductive system. In: *Current therapy in theriogenology*: Saunders, pp.844-845.
- 61.Scott, P.P., 1970.Reproduction and breeding techniques for laboratory animals. In: Hafez, ESE, Lea and Febinger, Philadelphia, PP. 193-207.
- 62.Tobias, K.M., Johnston, S. A., 2011. Urogenital System.Veterinary Surgery: Small Animal, vol2, 1st Edition, 11 (7), pp.109-112.
- 63.Trevejo, R ., Yang,M ., Lund, E.,2011. Epidemiology of surgical castration of dogs and cats in the United States. *Journal of the American Veterinary Medical Association*.2011;238(7):898–904.
- 64.Verstegen, J.P., 1998. Physiology and Endocrinology of Reproduction inFemale Cats. In: *Manual of Small Animal Reproduction and Neonatology*. Shurdington, Chheltenham: BSAVA, pp. 11-16.

