



Institut des Sciences  
Vétérinaires- Blida

Université Saad  
Dahlab-Blida 1-



Projet de fin d'études en vue de l'obtention du  
**Diplôme de Docteur Vétérinaire**

**BILAN RETROSPECTIF D'UNE POPULATION DE CHATS DOMESTIQUES  
CASTRES A LA CLINIQUE DE L'ISV DE BLIDA**

Présenté par  
**Guemari Maroua**

Soutenu le 27/09/2020

**Devant le jury :**

<b>Président :</b>	ADEL D.	MCB	ISV, Université Blida1
<b>Examineur :</b>	BETTAHAR S.	MCB	ISV, Université Blida1
<b>Promoteur :</b>	AOURAGH H.	MAA	ISV, Université Blida1
<b>Co-promoteur :</b>	SELLALI S.	MAA	ISV, Université Blida1

**Année : 2019-2020**

## Remerciements

Arrivée au terme de ce mémoire, je remercie tout d'abord le Bon Dieu pour m'avoir donné le courage, la puissance et la patience qui m'ont permis aisément de réaliser ce modeste travail.

Ainsi, je voudrais exprimer ma très vive gratitude et mes très sincères remerciements à :

**Mme AOURAGH Hayet**, promotrice du mémoire, qui m'a initiée aux langages formels et m'a encouragée à poursuivre, tout en encadrant ce mémoire avec enthousiasme par ses conseils et orientations très efficaces qui sont à l'origine de ce travail.

**Dr SELLALI Sabrina**, co-promotrice du mémoire, à qui je réserve l'expression de ma reconnaissance pour m'avoir apporté son aide précieuse au cours de la réalisation de ce travail ainsi que pour sa disponibilité et ses grandes qualités humaines. Sincères remerciements.

**Dr ADEL D.**, qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury du mémoire ; hommages respectueux.

**Mme BETTAHAR S.**, qui a accepté de faire partie de notre jury d'évaluation. Trouvez ici le témoignage de ma reconnaissance et de mon respect.

## Dédicaces

C'est un moment de plaisir de dédier cet œuvre à :

**Mes chers parents**, qui ont consenti d'énormes sacrifices pour me voir réussir, pour l'enseignement de la vie, pour l'éducation qu'ils m'ont donnés et pour tous leurs prières et leurs bénédictions qui m'ont été d'un grand secours pour mener à bien mes études, les conseils et les encouragements qu'ils n'ont cessé de me prodiguer durant toutes ces années. Je leur dois reconnaissance et gratitude.

**Ma chère sœur** « Asma » et **mes chers frères** « Abdenour et Djamel eddine » pour les moments de joie, de bonheur et de complicité.

**Ma famille**, notamment **Mes grands-parents paternels**, je vous dis vous êtes depuis toujours mes plus beaux repères, puisse Dieu, le tout puissant vous combler de santé, de bonheur et vous procurer une longue vie.

**Mon cher mari** « Abdelhamid » qui m'a soutenue durant mes années d'études, et m'a supportée pendant tous les moments difficiles et les obstacles qu'on a traversés dans notre chemin, tu as été toujours mon école de patience, de confiance et surtout d'espoir et d'amour.

**Mon futur bébé**, tu n'es pas encore né mais tu partages déjà toutes mes émotions.

**Ma belle-famille, mes beaux-parents**, une pensée toute particulière pour Salima, Fatima, Samir, merci pour leur soutien tout au long de ses années et pour leur gentillesse. Sans oublié les petits « Ilyed, Ryad et Sidra ».

**Mes amis** des plus anciens aux plus récents, a ceux qui ont traversé ma vie pour quelques jours ou des années, qui m'ont permis de me construire, de devenir qui je suis, pour tout ce que nous avons pu vivre ensemble. Une attention toute particulière à Hanane, Amina ,Ikram et Nesrine.

**Tous mes professeurs** de l'Institut des Sciences Vétérinaires de Tiaret et de Blida qui m'ont transmis une partie de leur savoir et de leur passion et qui ont contribué à mon éducation et ma formation en médecine vétérinaire.

## Résumé

La présente étude vise à décrire la population de chats castrés au niveau de la clinique de l'Institut des Sciences Vétérinaires de Blida, entre 2010 et 2019.

Pour atteindre notre objectif nous avons utilisés les dossiers médicaux des patients de la clinique de l'Institut des Sciences Vétérinaires de Blida. Les renseignements collectés ont été classés selon l'année d'admission des patients pour l'exploitation statistique.

Il en ressort que :

- Un total de 103 chats ont subit une castration entre 2010-2019. L'effectif demeure globalement, très faible par rapport à celui des pays européens.
- Les femelles sont plus fréquemment castrées que les mâles, avec des pourcentages de 64% , 36% respectivement.
- Des chats de tout âge sont castrés, mais ce sont surtout les sujets jeunes et pubères qui le sont le plus fréquemment, soit une catégorie d'âge de 1 à 4 ans.
- Les chats castrés à la clinique de l'ISVB proviennent de plusieurs régions.

**Mots clés** : Castration - chats - orchidectomie - ovariectomie.

## ملخص

تهدف الدراسة الحالية إلى وصف أعداد القطط المخصية على مستوى العيادة التابعة لمعهد العلوم البيطرية في البلدية ، بين عامي 2010 و 2019.

لتحقيق هدفنا استخدمنا السجلات الطبية للمرضى من عيادة معهد العلوم البيطرية بالبلدية، ثم تصنيف المعلومات التي تم جمعها حسب سنة قبول المرضى للعملية من أجل القيام بالإحصاء . يبدو أنه :

- خضع إجمالي 103 قط للإخصاء بين عامي 2010-2019 ، العدد القطط بشكل عام ، لا يزال منخفضاً جداً مقارنةً بالدول الأوروبية، حيث ان الإناث هم أكثر عرضة للإخصاء من الذكور بنسب تقدر بـ 64 % و 36% على التوالي.
  - يتم اخصاء القطط من جميع الأعمار ، ولكن القطط الصغيرة والبالغة هي الأكثر عرضة للتخصي ، أي الفئة العمرية من 1 إلى 4 سنوات.
  - القطط المخصية في عيادة معهد العلوم البيطرية بالبلدية ، تأتي من مناطق مختلفة.
- الكلمات المفتاحية:** الإخصاء - القطط - استئصال الخصية - استئصال المبيض.

## Abstract

The present study aims to describe the castrated cat population at the clinic level of the Institute of Veterinary Sciences in Blida, between 2010 and 2019.

To achieve our goal we used the medical records of patients from the clinic of the Institute of Veterinary Sciences in Blida. The information collected was classified according to the year of admission of patients for statistical analysis.

It appears that :

- A total of 103 cats underwent castration between 2010-2019. Overall, the workforce remains very low compared to that of European countries.
- Females are more frequently castrated than males, with percentages of 64%, 36% respectively.
- Cats of all ages are neutered, but it is especially young and pubescent subjects that are most frequently neutered, ie an age category of 1 to 4 years.
- Cats neutered at the ISVB clinic come from many regions.

**Keywords:** Castration - cats - orchiectomy - oophorectomy.

## Sommaire

Remerciements

Dédicaces

Résumé en Français

Résumé en Arabe

Résumé en Anglais (abstract)

Sommaire

Liste des figures

Liste des abréviations

Introduction.....1

### Partie Bibliographique

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

1- Anatomie de l'appareil génitale 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 Vagin.....	5
1.2.4-Sinus uro-génital.....	6
1.2.5-Vestibule du vagin.....	6
1.2.6-Vulve et Clitoris.....	6
1.3-Glandes mammaires.....	6
1.3.1-Topographie.....	6

1.3.2-Conformation.....	7
1.3.3-Nombre.....	7
2- Physiologie de l'appareil génital de la chatte.....	7
2.1-Puberté chez la chatte.....	7
2.1.1-Influence du poids.....	8
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-Comportement.....	9
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-Anoestrus.....	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
<b>Chapitre 2 : la castration chez le chat domestique</b>	
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’animal.....	34
4.2-Temps opératoire.....	36
4.3-Temps post opératoire.....	38

## **Partie expérimentale**

1. Matériel.....	40
2. Méthodes.....	40
3. Résultats.....	41
3.1. Nombre de chats castrés.....	41
3.2. Répartition des deux sexes des chats castrés.....	41
3.3. Répartition des classes d’âge des chats castrés.....	42
3.4. Provenance des chats castrés.....	43
4. Discussion.....	43
5. Conclusion.....	47

## Liste des figures

Figure1 :Organes lombaire et appareil uro-génital de la chatte (Blaise, 2006).....	3
Figure 2 : Shéma 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 : Mise en place d'un champ opératoire collé ou d'une compresse stérile(Pleven et Beugin, 2013) .....	36
Figure 19 : Séparation du canal déférent et du cordon vasculaire aux doigts (Pleven et Beugin, 2013) .....	37
Figure 20 : Demi-nœud en cours de réalisation entre le canal déférent et le cône vasculaire (Pleven et Beugin, 2013) .....	38
Figure 21 : Histogramme représentant le nombre de chats castrés par an.....	41
Figure 22 : Histogramme représentant la répartition des deux sexes chez les chats castrés.....	41
Figure 23: Histogramme représentant la répartition des classes d’âge chez les chats castrés....	42
Figure 24: Diagramme en secteur représentant l’origine des chats castrés.....	43

## Liste des abréviations

ISVB : Institut des Sciences Vétérinaire de Blida.

CM : Centimètre.

MM : Millimètre .

KG : Kilogramme.

G : Gramme.

L3-L4 : 3<sup>ème</sup> et 4<sup>ème</sup> Vertèbres Lombaires .

S2-S3-S4 : 2<sup>ème</sup>, 3<sup>ème</sup> et 4<sup>ème</sup> 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 dans la maîtrise de la reproduction des carnivores domestiques. 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) (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, c'est une pratique très fréquente en clinique des animaux de compagnie à l'Institut des Sciences Vétérinaires de Blida, car elle représente les premières interventions chirurgicales que les étudiants sont amenés à pratiquer lors de leur passage à la clinique (Naili Douaouda, 2018).

Néanmoins, peu de données descriptives concernant cette pratique sont disponibles, en l'occurrence le respect des indications et les proportions des deux sexes parmi l'ensemble des chats castrés.

Des enquêtes de terrain sont souvent capables de décrire l'efficacité de l'acte chirurgical (stérilisation définitive, suppression du comportement sexuel), et les éventuelles complications associées. C'est pourquoi le présent travail s'est axé sur une étude rétrospective à la clinique de l'ISVB durant la période allant de 2010 à 2019 dans le but de caractériser la population de chats domestiques castrés et pouvoir entreprendre l'étude de certains effets de la castration sur ces animaux de compagnie.

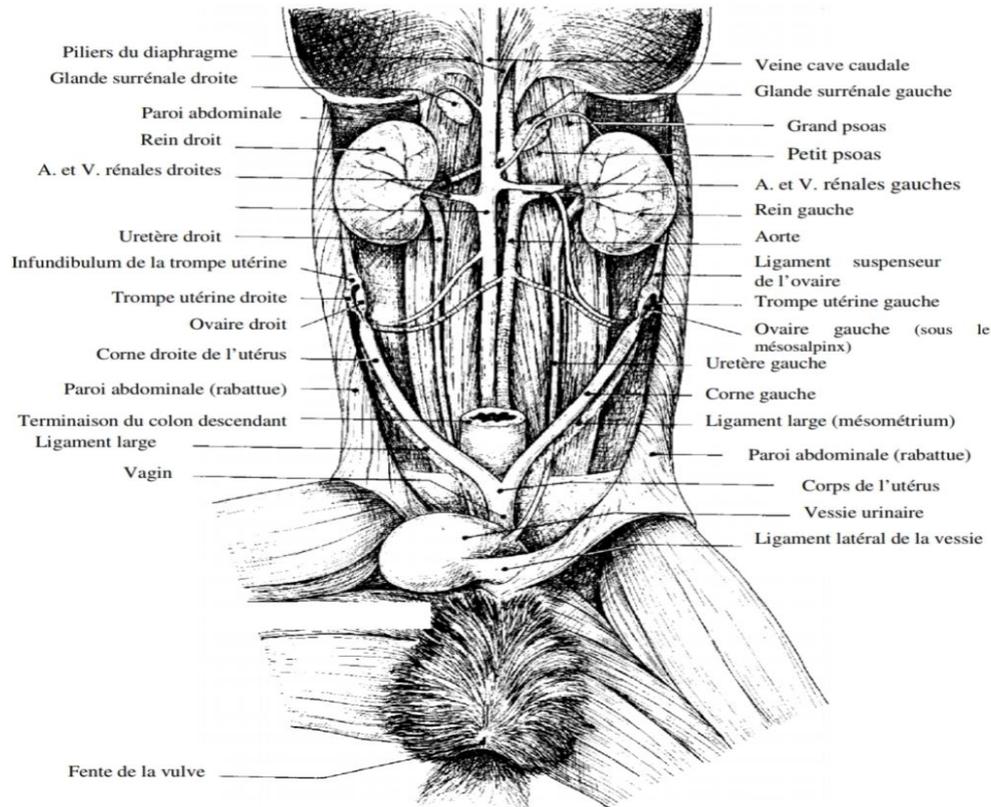
Pour se faire, notre mémoire est organisé en deux parties : une partie bibliographique composée de deux chapitres traitant respectivement les notions anatomiques et physiologiques de la reproduction chez la femelle ainsi que le mâle, et la technique chirurgicale de la castration ; et une partie expérimentale qui comprend le matériel et les méthodes employés pour le recueil et l'analyse de l'ensemble des données, l'interprétation des résultats obtenus et la discussion de ces derniers pour aboutir enfin à une conclusion.

## **Partie Bibliographique**

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

## 1- Anatomie de l'appareil génitale 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 figure1, 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 anœstrus 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-oestrus**

#### **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- $\beta$ - 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 ; Femdman 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 35 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 épiddyme

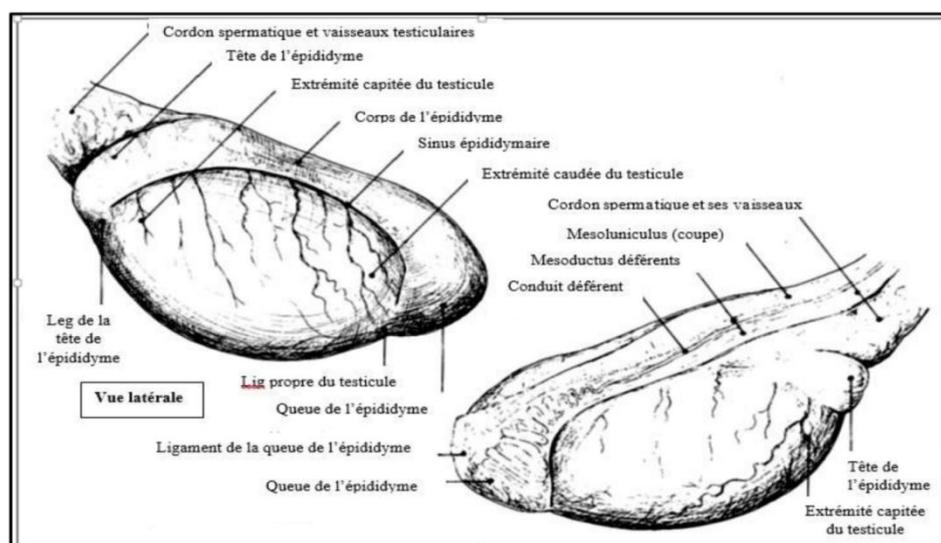
Le scrotum se situe juste sous l'anus et est recouvert de poils, le muscle crémaster est grêle et le cordon spermatique, horizontal, est beaucoup plus long en proportion que celui du chien.

Les testicules sont globuleux et mesurent de 1,2 à 2,0 cm en longueur pour 0,7 à 1,7 cm en largeur (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 épiddymaire 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 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 (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'étend et le flagelle s'épaissit.
- 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 bénéfique / 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).

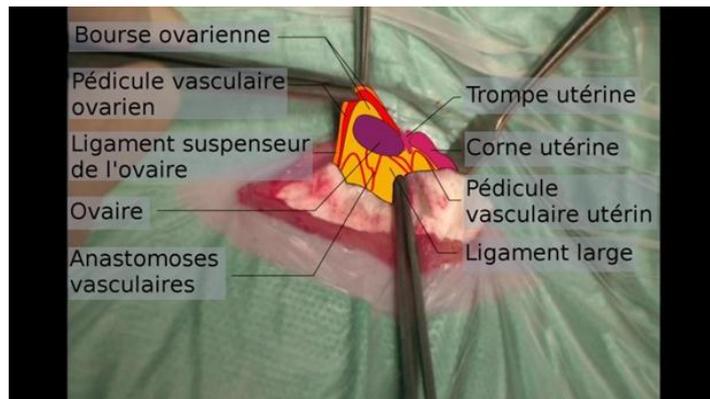
De nos jours, les risques anesthésiques, risques d'hypoglycémie et d'hypothermie, faible taille des patients sont bien maîtrisés par les vétérinaires et ne représentent plus une contre-indication à l'intervention (Kustritz, 2001).

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).

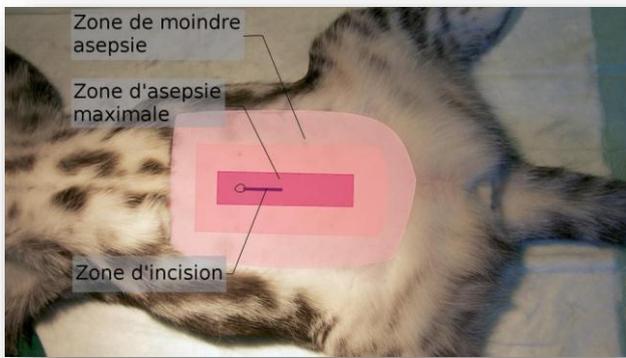


**Figure 3:** Identification des structures anatomiques entourant l'ovaire (Pleven et Beugin, 2013).

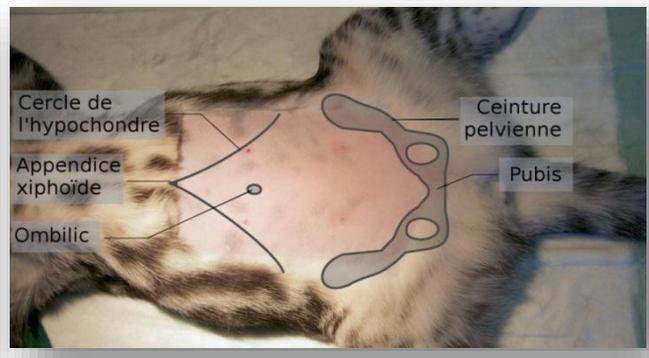
## 2.1-Préparation de l'animal

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



**Figure 5 :** Désinfection chirurgicale (Pleven et 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 la 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).

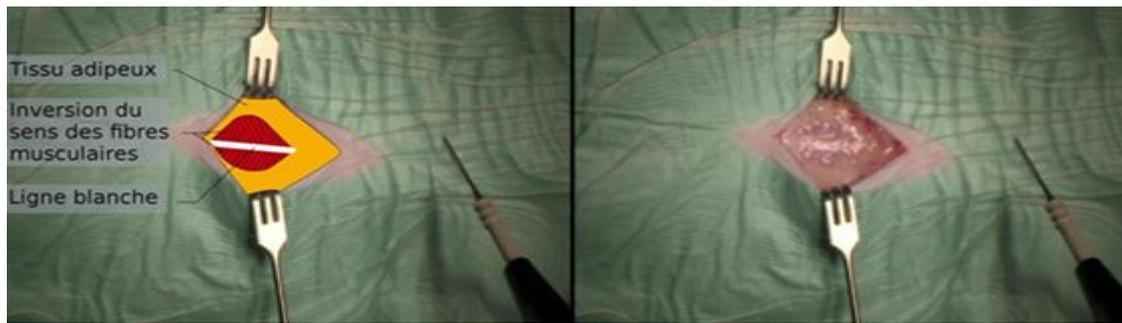
Le tissu conjonctif sous-cutané est ensuite incisé à son tour à la lame froide ou avec un bistouri électrique ou bien dilacéré à l'aide des ciseaux de Metzenbaum.

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).

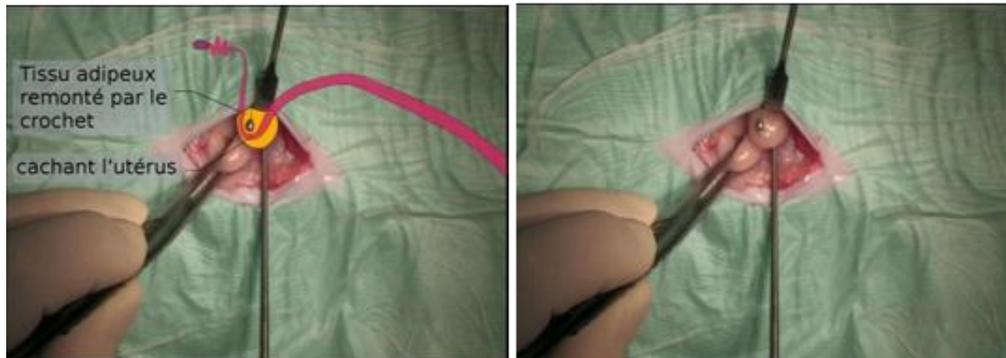


**Figure 8:** Introduction de la sonde cannelée (Pleven et Beugin, 2013).

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).

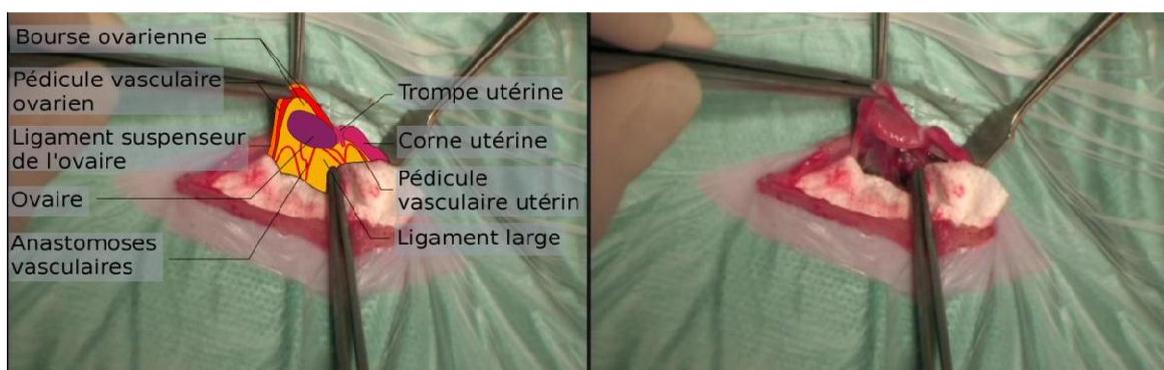
L'utérus est alors remonté délicatement en le faisant glisser le long de la paroi abdominale. Si le chirurgien n'arrive pas à trouver directement l'utérus, il peut rechercher d'abord l'ovaire qui apparaît comme un grain de riz sous le doigt, en décalant le doigt caudalement, il trouve l'utérus. Cette 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 .

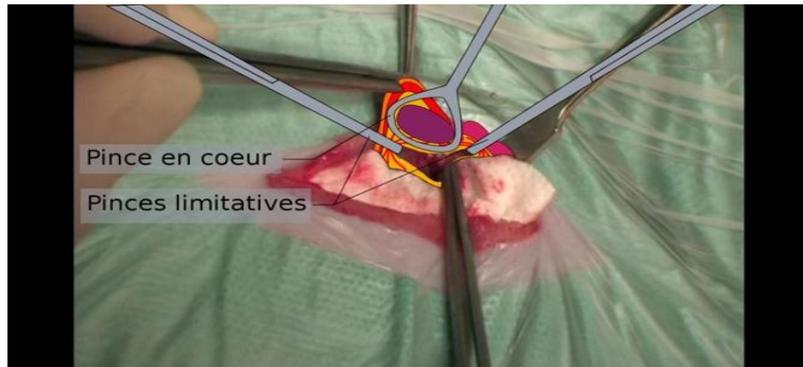
Ce dernier point est très important pour éviter le phénomène de rémanence ovarienne suite à la fragmentation de l'ovaire.

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

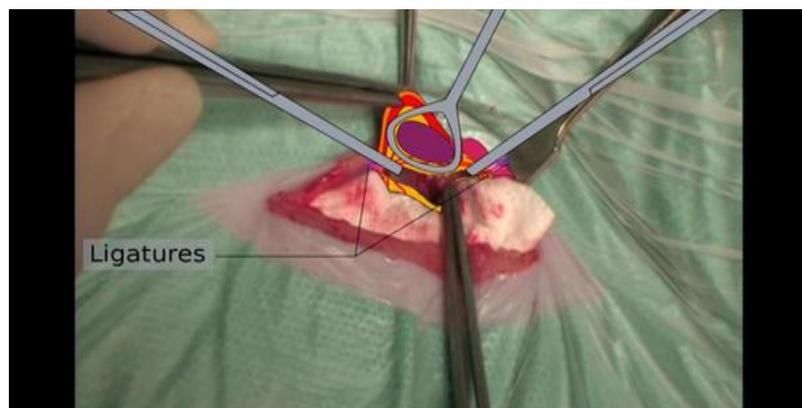
(Johnston, 2011).



**Figure 11** : Mise en place de la pince en cœur et des pincettes 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 pincettes hémostatiques, placées 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 pincettes 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 pansement ordinaire



**Figure 14** : Plaie recouverte par un pansement liquide ( pleven et Beugin, 2013).

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 bénéfique / 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 (Beugin, 2013).



**Figure 16** : Positionnement ventral (Pleven et

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 le 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).



**Figure 19** : 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 entretenue 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.

## **Partie expérimentale**

## **1. Matériel**

Pour atteindre notre objectif nous avons mené une étude rétrospective sur les chats castrés à la clinique de l'ISVB durant la période allant de 2010 à 2019.

Le matériel utilisé se traduit par les sources d'informations dont dispose la clinique de l'institut des sciences vétérinaires de Blida, à savoir des dossiers médicaux répertoriés depuis l'année 2010, jusqu'au mois de mai de l'année 2019.

Les dossiers contiennent les renseignements du patient, 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, pour la plupart, le nom, les coordonnées du propriétaire, et la date d'admission.

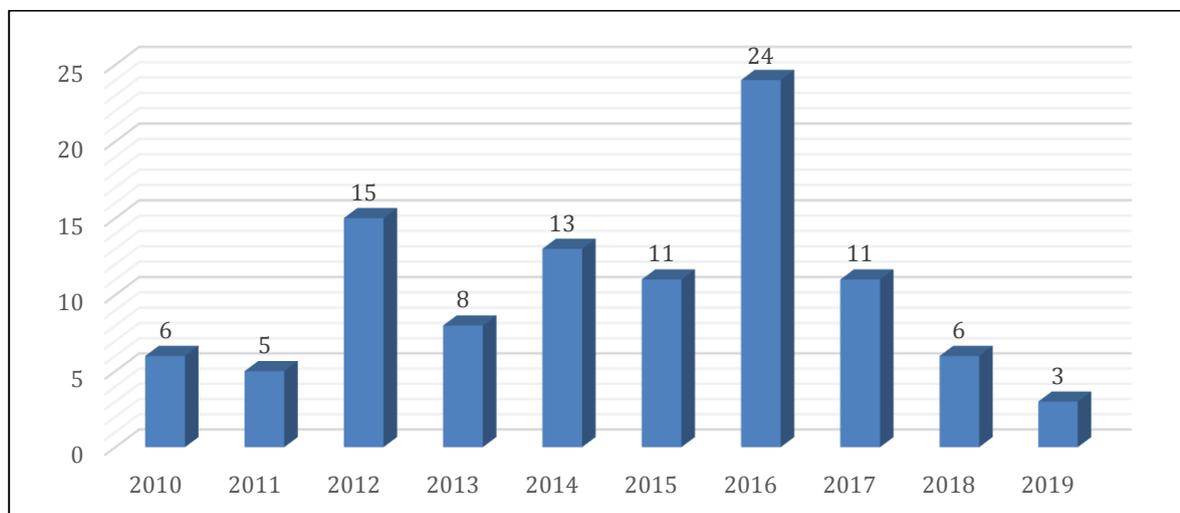
## **2. Méthodes**

Au mois de juin de l'année 2019, nous avons récupéré tous les dossiers des patients de la clinique, disponibles, pour les consulter et les trier. Nous avons donc retenus ceux des chats castrés sans distinction de sexe ni de race, ni d'origine. Les renseignements disponibles sur le dossier ont été copiés et organisés dans des tableaux, puis classés selon l'année d'admission des patients pour l'exploitation statistique.

Les données ont été exploitées et représentées sous forme de graphes, à l'aide du tableur Excel.

### 3. Résultats

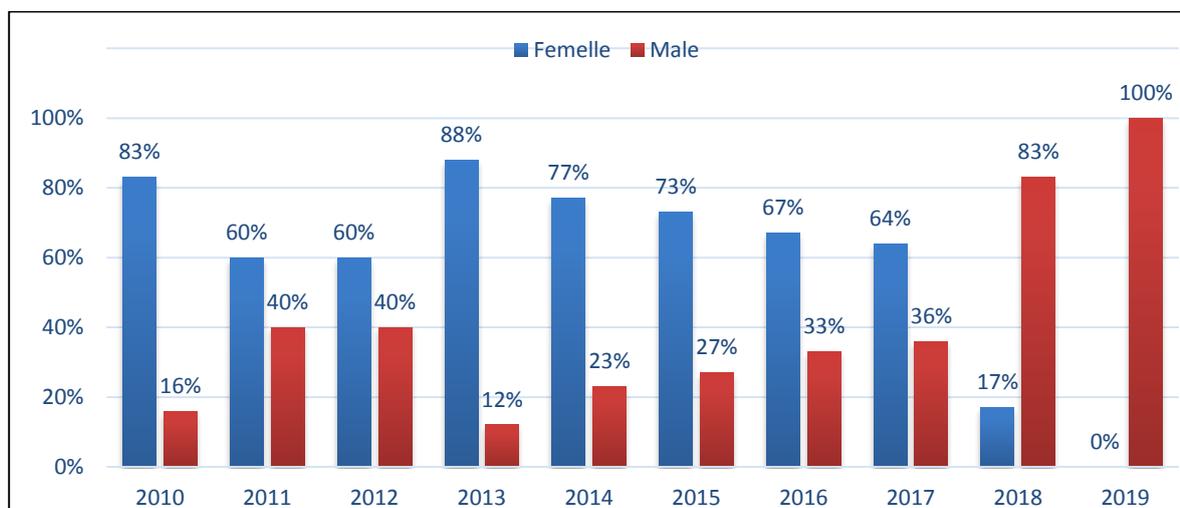
#### 3.1. Nombre de chats castrés en fonction des années



**Figure 21 :** Histogramme représentant le nombre de chats castrés par an.

La figure 21 représente le nombre de chats castrés par an au niveau de la clinique de l'ISVB durant la période allant de 2010 à 2019, soit un total de 103 chats. Nous constatons que le nombre de chats castrés varie en fonction des années. La valeur la plus élevée est enregistrée en 2016 avec 24 cas tandis que des valeurs faibles sont enregistrées en 2010, 2011, 2018 et au cours des premiers mois de l'année 2019, à savoir : 6, 5, 6, et 3 cas respectivement.

#### 3.2. Répartition des deux sexes chez les chats castrés

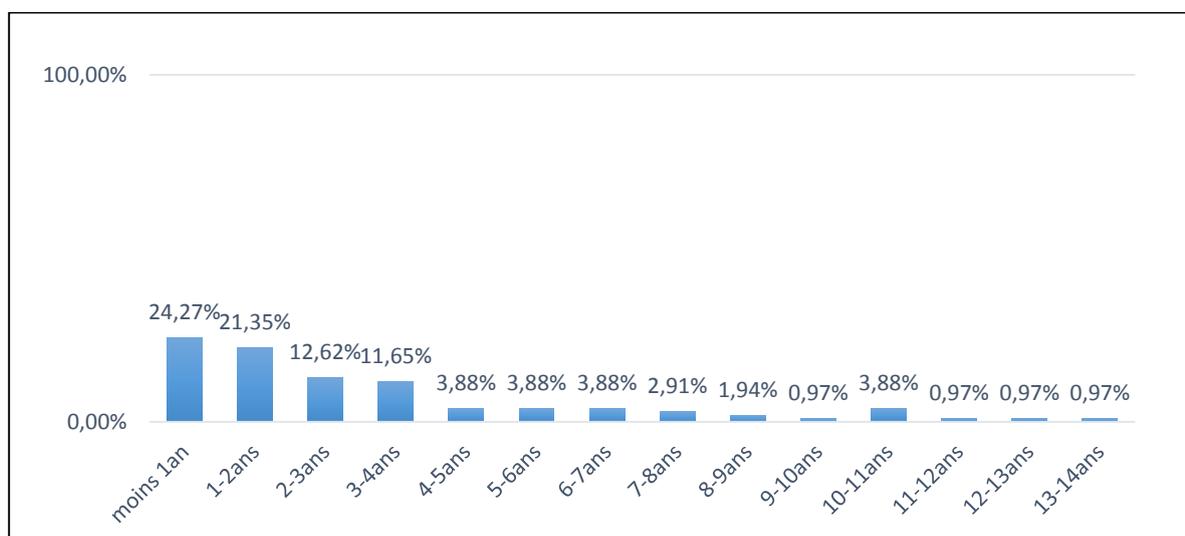


**Figure 22 :** Histogramme représentant la répartition des deux sexes chez les chats castrés.

Selon la présentation graphique de la répartition des deux sexes chez les chats castrés, le pourcentage de femelles castrées à la clinique de l'ISVB pendant la période de l'étude est toujours supérieure à celui des mâles, à l'exception des deux dernières années. De plus, l'écart entre le pourcentage des femelles castrées et celui des mâles castrés dépasse 50% dans 1/3 des cas. Autrement dit, le nombre de femelles castrées est le double des mâles castrés pendant 3/10 ans de l'étude.

En 2019, les chats castrés à la clinique de l'ISVB ont été exclusivement des mâles.

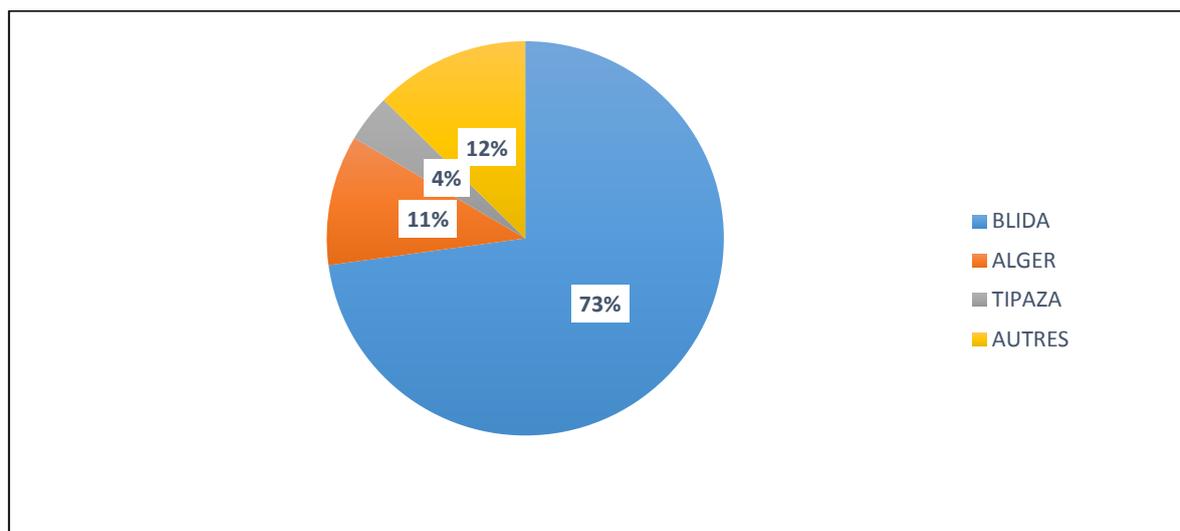
### 3.3. Répartition des classes d'âge chez les chats castrés



**Figure 23:** Histogramme représentant la répartition des classes d'âge chez les chats castrés.

Nous constatons sur la 23ème figure une très grande dispersion des âges des chats castrés, qui s'étendent de moins d'une année jusqu'à 14 ans. Ceci dit que des chats de tout âge sont castrés à la clinique de l'ISVB, cependant les chats les plus jeunes le sont plus fréquemment (24,27%), soit une catégorie d'âge de 1 à 4 ans. Des pourcentages faibles (3,88%) voire très faibles (0,97%) sont enregistrés pour les chats dont l'âge est supérieur à 4 ans.

### 3.4. Provenance des chats castrés



**Figure 24 :** Diagramme en secteur représentant les provenances des chats castrés

La figure 24 représente les différentes provenances des chats castrés à la clinique de l'ISVB. La majorité des patients provient de la région de Blida, soit un pourcentage de 73%. Les autres provenances des chats castrés sont des régions d'Alger et de Tipasa, avec des taux assez importants, à savoir 11% et 4% respectivement. d'autres régions sont également retrouvées à savoir ,Bouira et Béjaia (autres 12%).

## 4. Discussion

La castration est une intervention, le plus souvent, de convenance en médecine féline. L'objectif principal étant la suppression des chaleurs particulièrement bruyantes et de portées à répétition chez les femelles et la disparition des bagarres et des fugues chez les mâles.

Notre travail porte sur la description d'une population de chats présente en clinique au motif d'une castration.

Sur une période de 10 ans, un total de 103 chats ont été castrés à la clinique de l'ISV, dont 66 femelles et 37 mâles . Le nombre des femelles représente la grande majorité ce qui confirme que les femelles sont plus castrées que les mâles.

## Indications de sexe

Il est rapporté qu'il existe une différence légère mais significative entre les sexes : aux Etats-Unis, les chats mâles sont plus fréquemment stérilisés que les femelles (83% des mâles stérilisés contre 81% des femelles) (Trevejo *et al.*, 2011). En France, cette différence existe aussi puisqu'en 2013, 80,6% des chats mâles sont castrés contre 74,5% des chattes (SantéVet, 2016).

Cependant, il est à noter que cette tendance n'est pas mondiale. En effet, dans certains pays comme la Norvège ou la Suède, la stérilisation chirurgicale de « convenance » est interdite et la stérilisation n'est réalisée qu'à des fins thérapeutiques (Herzog, 2013).

En effet, lorsqu'elle a ses chaleurs, la chatte vocalise afin d'attirer les mâles, que ce soit de jour comme de nuit, ce qui peut devenir très inconfortable pour le propriétaire mais également pour son entourage (Dafflon, 2018).

D'autre part pour les propriétaires de chats mâles, les deux motivations les plus importantes sont : « pour éviter le marquage urinaire du territoire » (171 points sur 518, soit 33%), « pour éviter les fugues et les accidents » (120/518 soit 23,2%) (Dafflon, 2018).

Pour les propriétaires de chattes, les choix prédominants sont « pour empêcher une gestation » (93 points sur 419, soit 22,2%), « pour éviter les désagréments des chaleurs » (57/419 soit 13,6%) suivi par « pour ne pas avoir à gérer des chatons » (56/419 soit 13,4%) (Dafflon, 2018).

Les fugues chez le mâle, le comportement de « vagabondage » ou « fugue » est communément attribué à des motivations sexuelles (sécrétions de phéromones par la femelle en œstrus). Plusieurs auteurs ont ainsi montré que la stérilisation à l'âge adulte permettait de réduire ce type de comportement. Il faut cependant souligner qu'il existe de nombreuses autres motivations à la fugue, ce qui rend l'étude de ce type de comportement très délicate (Miège, 2015).

L'ovariectomie chez la chatte est une intervention plus lourde que pour le mâle qui nécessite plus de surveillance chez le vétérinaire et de convalescence (15 jours). Le constat de la surpopulation féline encourage les professionnels de santé à communiquer sur la stérilisation et ses avantages qui sont :

- d'éviter la naissance de chatons non désirés dont le maître est responsable et se doit de les garder ou de les faire adopter.

- de limiter le comportement gênant des mâles qui ont tendance à griffer et uriner pour marquer leur territoire surtout si la castration est réalisée avant la puberté.
- d'augmenter le lien d'affection avec son maître.
- d'arrêter les chaleurs des femelles et le comportement associé : miaulements, frottements, fugues.
- leur espérance de vie pouvant même être rallongée.
- de limiter la mortalité féline en stoppant le besoin de recherche d'un partenaire pour se reproduire et cibler un territoire plus restreint. Par conséquent, diminuer les bagarres et le risque d'abcès, des accidents routiers, de parasitages et de contaminations virales (Husson, 2014).

## **Effectif des chats**

Selon les résultats obtenus dans cette étude, l'effectif des chats castrés est nettement inférieur à celui rapporté dans l'étude menée à l'ENVT sur les animaux présentés en consultation de reproduction entre septembre 2017 et avril 2018. Dans cette étude, 518 animaux ont fait l'objet d'une stérilisation de convenance, dont 69,5 % sont des chats (mâles ou femelles). Cet écart peut être dû à la différence dans l'importance de demande et à la capacité de satisfaction dans les deux structures qui est conditionnée par la disponibilité de matériel chirurgical (anesthésiques, fils de suture) et du personnel compétent.

## **Indications d'âge**

Nous avons constaté suite à notre étude une très grande dispersion des âges des chats castrés, qui s'étendent de moins d'une année jusqu'à 14 ans. Cela signifie que des chats de tout âge sont castrés à la clinique de l'ISVB, cependant les chats les plus jeunes le sont plus fréquemment avec un pourcentage de 24,27.

Cela diffère clairement des résultats des autres études, dont la majorité des animaux, soit 65,6%, est présenté entre 6 mois et 1 an. A savoir, l'âge médian est de 7 mois pour les chats mâles, 8 mois pour les chattes (Dafflon, 2018).

L'âge avancé des chats castrés peut être expliqué par les traditions et les croyances, selon lesquelles il faudrait attendre les premières chaleurs d'une femelle pour la faire stériliser (Dafflon, 2018).

En Angleterre, la BSAVA (British Small Animal Veterinary Association) recommande de réaliser une stérilisation précoce, c'est-à-dire d'opérer les chats à l'âge de 16 semaines (Neutering, 2013). Cela permettrait de contrôler la surpopulation féline. En moyenne, les vétérinaires anglais recommandent une stérilisation à 22,6 semaines, soit un petit peu plus de 5 mois (Murray *et al.*, 2008) alors qu'une autre étude aux Etats-Unis (Spain *et al.*, 2002) démontre qu'environ un tiers des vétérinaires (35 à 39%, en fonction de l'espèce et du sexe de l'animal) recommande un âge de stérilisation supérieur ou égal à 6 mois. Ces mêmes vétérinaires seraient cependant plus enclins à stériliser tôt (à l'âge de trois mois) les animaux de refuge pour enrayer les problèmes de surpopulation. En revanche, lorsque les animaux appartiennent à des particuliers et que le risque de reproduction indésirable avant stérilisation est minimal et contrôlé, l'âge minimal moyen pour réaliser une stérilisation chirurgicale est de 5 mois (Dafflon, 2018).

Chez des chats castrés à l'âge adulte (18 mois en moyenne), une diminution rapide suivant la stérilisation du comportement de vagabondage a été observée dans 56% des cas et une diminution progressive dans 38% des cas. D'autre part, dans cette étude l'âge de la castration n'était pas corrélé à ces taux de disparition (Hart et Barrett., 1973).

Les vétérinaires ne recommandent pas la stérilisation précoce car ils craignent les complications anesthésiques, chirurgicales et considèrent que cela aurait des conséquences trop négatives sur la santé de l'animal (incontinence urinaire, fracture des os longs, obésité, syndrome urinaire félin, etc.) (Murray *et al.*, 2008) ; (Spain *et al.*, 2002).

La technique chirurgicale de stérilisation ne nécessite pas d'âge minimal (excepté les cas de retard de descente testiculaire chez les mâles) et il est vrai qu'une chirurgie précoce facilite cette intervention grâce à une faible quantité de graisse et une bonne visualisation des organes (Dafflon, 2018).

Cependant, nous pouvons supposer que les propriétaires sont conscients des risques de reproduction de leur animal, il est donc difficilement justifiable la présentation d'animaux pubères ou âgés en consultation pour une stérilisation (Dafflon, 2018).

Ainsi, beaucoup de propriétaires semblent s'inquiéter trop tard de la reproduction de leur animal.

Il existe donc une proportion considérable de femelles qui a accès à l'extérieur sans surveillance et qui peut très aisément être en contact avec un mâle et se reproduire. Ce qui explique qu'il y a une faible maîtrise du risque de reproduction par les propriétaires des femelles (Dafflon, 2018).

## **5.Conclusion**

Ce travail a consisté en une étude rétrospective de la castration du chat domestique à l'ISVB, durant la période entre 2010 et 2019. L'objectif étant de décrire cette pratique, et caractériser la population de chats castrés en termes d'importance et de proportion de sexe et d'âge. Il en ressort que :

- L'effectif des chats castrés est très variable au long de la période de l'étude. Il demeure, globalement, très faible par rapport à celui des pays européens.
- Les femelles sont plus fréquemment castrées que les males.
- Des chats de tout âge sont castrés, mais ce sont surtout les sujets jeunes et pubères qui le sont le plus fréquemment, soit une catégorie d'âge de 1 à 4 ans.
- Les chats castrés à la clinique de l'ISVB ont une origine très diversifiée.

Les résultats obtenus devraient toutefois être complétés par des études complémentaires et approfondies, comportant les effets à court et à long terme de la castration, afin de mieux cerner cette pratique

## 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. tome3, 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 VÉTÉRINAIRE, 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 the dog, 3rd edition, Philadelphia: W.B. Saunders Company, PP. 531-546.
21. Franca, L.R., Godinho, C.L., 2003. Testis morphometry, seminiferous epithelium cycle length, and daily sperm production in domestic cats (*Felis catus*), 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 pyométre-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-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 peri 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, I., 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 in Female Cats. In: *Manual of Small Animal Reproduction and Neonatology*. Shurdington, Chheltenham: BSAVA, pp. 11-16.

