

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

REPUBLIQUE ALGERIENNE DE MOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

جامعة ابن خلدون تيارت

UNIVERSITE IBN KHALDOUN TIARET

المعهد الوطني للبيطرة

INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES

قسم الصحة الحيوانية

DEPARTEMENT DE SANTE ANIMALE



Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de Master complémentaire

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Vétérinaires

Présenté par

AKEL NAWEL

Thème

Technique d'ovariectomie chez la chatte

Soutenu publiquement le

Jury :

Président : BOUDRA Abdellatif

Encadreur : HAMDI Mohamed

Examineur I : : HALLOUZ Hadj Feghoul

Grade:

Grade: MCB

Grade: MAA

Grade: MCB

Année universitaire 2018/2019

R emerciements

Avant de commencer la présentation de ce projet, je profite l'occasion pour remercier du fond du cœur toute personne qui a contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail

Je tiens à exprimer mes vifs remerciements à mon encadreur, **Dr HAMDI Mohamed**, qui m'a fourni le sujet de ce mémoire et m'a guidé de ses précieux conseils, je lui remercie pour son aide et son suivi durant la période de formation et la préparation de master complémentaire.

Je tiens aussi à remercier tous les membres du jury qui m'ont fait l'honneur d'accepter de juger mon travail

Je présente mes sincères remerciements à tous mes enseignants, le directeur et le chef département de **l'institut des sciences vétérinaires** pour leur encadrement technique et moral



Dédicace

Je dédie ce travail à tous ceux qui me sont chers :

A MES CHERS PARENTS

Mon cher père **BENCHOHRA**

Ma chère mère **FATIMA**

Aucun dédicace ne saurait exprimer mon respect, et ma considération pour les sacrifices que vous avez consentis pour mon instruction et mon bien être. j'implore Dieu le tout puissant de vous accorder bonne santé et longue vie

A

Mes deux frères **MILOUD** et **MOHAMED AMINE**

Ma chère grand-mère **MBARKA**

Toute la famille **AKEL** et la famille **BENHENNI**

A tous mes amies et mes collègues d'étude

Pour tous les bons moments qu'on a vécus ensemble



Liste des abréviations

FeLV: *Feline Leukemia Virus*

FIV: Feline Immunodeficiency Virus

FSH: Folliculo-stimulante hormone

GnRH: *Gonadotropine-Releasing Hormone*

LB : La ligne blanche

LH : Hormone lutéinisante

Liste des figures

Figure 1 : Anatomie de l'appareil génital de la chatte (Barone, 1990)	04
Figure n°2 : Cycle sexuel de la chatte	07
Figure n°03 : Positionnement de l'animal et identification des repères anatomiques.....	16
Figure N°04 : Localisation de la zone de tonte et des 2 types d'incision (i1 : angle costolombaire et i2 perpendiculaire aux lombes).....	17
Figure N°05 instruments chirurgicaux et consommable médical utilisé pour la réalisation de l'ovariectomie	25
Figure n°06 : La tonte de la région abdominale.....	27
Figure n°07 : Animal attaché sur la table opératoire en décubitus	27
Figure n08 :la désinfection de la zone chirurgicale	27
Figure N°09 : Mise en place du champ opératoire.....	28
Figure N°10 : Incision cutanée médiane moyenne à partir de l'ombilic.....	29
Figure N°11 : Identification de la ligne blanche	29
Figure N°12 : Ouverture de la cavité abdominale.....	30
Figure N°13 : Recherche de l'ovaire au doigt	30
Figure N°14 : Extériorisation de la corne utérine.....	31
Figure N°15 : Position des doigts pour étirer le ligament suspenseur de l'ovaire	31
Figure N°16 : Mise en place de la pince en cœur et des pinces limitatives.....	32
Figure N°17 : La mise en place des ligatures.....	32
Figure N°18 : Section du pédicule ovarien.....	33
Figure N°19 : Fermeture de la cavité abdominale par un surjet aux points passés.....	33
Figure N°20 : Surjet sous-cutané.....	33
Figure N°21 : Suture la peau avec des points simples séparé.....	34

Liste des tableaux

Tableau 1 : Les différentes phases du cycle sexuel de la chatte, d'après Griffin (2001).....08

Tableau 2 : Examen clinique de la chatte.....26

Résumé

L'ovariectomie est la suppression de toute fonction reproductrice chez la chatte .
L'ovariectomie est une intervention chirurgicale, pratiquée par les vétérinaires qui consiste à

L'ablation des ovaires. Elle est généralement réalisée: soit pour des raisons de confort des propriétaires qui ne souhaitent pas que leur animal ait une portée, soit pour traiter ou prévenir de maladies hormono-induites

Notre thèse est divisée en deux parties, Dans un premier temps, une rapide revue bibliographique rappellera les différentes techniques de stérilisation de la chatte et un deuxième temps expérimental consacré à la réalisation de l'ovariectomie par les techniques de la ligne médiane

ملخص

استئصال المبيض هو قمع أي وظيفة إنجابية في القط. استئصال المبيض هو عملية جراحية ، يقوم بها الأطباء البيطريون ، والتي تنطوي على إزالة المبايض. يتم تنفيذه بشكل عام: إما لأسباب تتعلق بالراحة للمالكين الذين لا يرغبون في تكاثر قططهم، أو لعلاج أو منع الأمراض التي يسببها الهرمونات تنقسم أطروحتنا إلى قسمين. أولاً ، سوف تستعرض المراجعة البيبليوغرافية السريعة التقنيات المختلفة لتعقيم القطعة والوقت التجريبي الثاني المكرس لتحقيق استئصال المبيض بواسطة تقنيات الخط الأوسط

Abstract

ovariectomy is the suppression of any reproductive function in the cat. ovariectomy is a surgical procedure, performed by veterinarians, which involves removing the ovaries. It is generally carried out: either for reasons of comfort of owners who do not wish their animal to have a litter, or to treat or prevent hormone-induced diseases

Our thesis is divided into two parts. First, a quick bibliographic review will recall the different techniques of sterilization of the cat and a second experimental time devoted to the realization of ovariectomy by the techniques of the middle line.

Sommaire

Remerciement	
Dédicace	
Liste des abréviations	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Résumé	
I. Introduction générale.....	02

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

II. Rappel anatomophysiologie de l'appareil génital de la chatte :	04
II.1.Rappel anatomique	04
II.1.1. Les ovaires	04
II.1.2. Vascularisation des ovaires	05
II.1.3. L'utérus	05
II.1.4. Le vagin et le vestibule	06
II.1.5. La vulve et le clitoris	06
II.2.rappel physiologique :	07
II.2.1. Le proestrus	09
II.2.2. L'œstrus	09
II.2.3. L'interœstrus	10
II.2.4. Le dioestrus (ou metoestrus)	10
II.2.5. L'anoestrus	10
III. Les indications de l'ovariectomie.....	11
III.1.Indication de convenance.....	11
III.1.1.Contrôle des populations :	11
III.1.2.Comportement sexuel :	11
III.2.Indication médicale	11
III.2.1.Risques liés à la parturition	11
III.2.2.Affections du tractus génital.....	12
III.2.3.Affections mammaire :.....	12
III.2.4.Maladies sexuellement transmissibles	13

IV. Contre-indications d'ovariectomie :	13
IV.1.Non spécifique :	13
IV.2.Spécifique :	13
V. Les facteurs de décision d'ovariectomie chez la chatte :.....	13
V.1.L'âge	13
V.2.La race	13
V.3.Le statut reproducteur	13
V.4.L'état de santé	13
VI. Les effets secondaires de la stérilisation :.....	14
VI.1. Des anomalies de croissance :.....	14
VI.2. Une prédisposition à certaines néoplasies :.....	14
VI.3.Une prédisposition à certaines affections non-néoplasiques.....	14
VI.3.1.Réactions vaccinales	14
VI.3.2.Diabète sucré	14
VI.3.3.Hypersensibilité	14
VI.3.4.Un risque accru de prise de poids	15
VI.3.5.Changements de comportement	15
VII.- Les techniques employées lors d'une ovariectomie :	15
VII.1. La laparotomie médiane	15
VII.1.1.Au doigt	15
VII.1.2.Au crochet :.....	15
VII.1.3.En inclinant la table de 45° :.....	16
VII.2.La laparotomie par le flanc	16
VII.3.Les étapes de la technique de la laparotomie médiane :.....	18
VIII. Complications de l'ovariectomie	19
VIII.1. En peropératoire :.....	19
VIII.1.1.Saignements et hémorragie.....	19
VIII.1.2.Choc hypovolémique :	19
VIII.2. En post opératoire :	20
VIII.2.1. Complications bénignes lors du retrait des points	20
VIII.2.2. Inflammation pariétale, sous-cutanée ou cutanée	20
VIII.2.3. Douleur	20
VIII.2.4.Déhiscence des sutures	20
VIII.2.5. Saignements et hémorragie	21

VIII.2.6. Sepsis.....	21
VIII.2.7. Rémanence ovarienne	22

PARTIE EXPERIMENTALE

Matériel et méthode	24
I. Lieu et durée de l'étude :	24
II. Temps préopératoire :	24
II.1.Préparation du matériel :	24
II.1.1. Matériel chirurgical et consommable :	24
II.2. Préparation de l'animal :	25
II.3. Préparation du chirurgien :	28
II.4. Anesthésie :	28
III. Temps opératoire :	28
III.1.Technique chirurgicale :	28
IV. Temps post-opératoire :	34
Conclusion	36

Introduction

Introduction

La stérilisation est définie comme la suppression de toute fonction reproductrice chez un être vivant. Chez le chat, elle est essentiellement pratiquée de façon définitive par chirurgie, via une gonadectomie. Chez la femelle, cela correspond donc à une ovariectomie. Cette intervention est la chirurgie la plus pratiquée chez les carnivores domestiques : elle est en effet efficace, définitive et maîtrisée par tous les vétérinaires (Berzon, 1979).

La stérilisation, chirurgicale, présente des avantages dans de multiples domaines. Tout d'abord, elle permet de réguler les populations d'animaux domestiques, à l'échelle régionale voire nationale. Pour le particulier, elle permet d'éviter des portées non désirées et parfois difficiles à gérer, pouvant déboucher vers des complications médicales ou des abandons. Une population d'animaux errants augmente également le risque de zoonoses ou de contamination aux autres animaux. Elle prévient de multiples affections notamment génitales, comme les tumeurs mammaires ou le pyomètre.

Malgré ces nombreux avantages –il existe des conséquences à long terme sur l'organisme des chattes la stérilisation est un facteur de risque majeur pour la prise de poids, l'obésité et par conséquent un diabète sucré. En revanche, le fait de stériliser les chattes avant la puberté a pour conséquence la persistance d'un aspect infantile des organes génitaux.

la technique chirurgicale est un acte pratique qui nécessite au préalable un enseignement théorique. Ce dernier apporte toutes les bases nécessaires à la bonne compréhension de la technique et de ses différentes étapes. Elle représente donc un geste que l'on pense bien maîtrisé

Après l'intervention des complications peuvent être observées : fortes réactions inflammatoires, déhiscences de sutures, hernie abdominale voire éventration ... Ces complications peuvent être liées au comportement de l'animal envers sa plaie mais elles peuvent aussi être le reflet d'erreurs ou de mauvaises techniques chirurgicales.

L'ovariectomie est une intervention accessible pour tous, plusieurs techniques sont décrites avec plus ou moins de réussite et de répercussions.

Notre mémoire est divisé en deux parties, Dans un premier temps, une rapide revue bibliographique rappellera l'anatomie et la physiologie de l'appareille génital femelle ainsi que les différentes techniques de stérilisation de la chatte et un deuxième temps expérimental consacré à la réalisation de l'ovariectomie par l'une de ces techniques.

L'objectif de notre mémoire est d'apporté aux étudiants et aux vétérinaires un support pédagogique simple et efficace pour l'apprentissage de l'ovariectomie ; puisqu'elle est par mis les interventions chirurgicales couramment pratiquées.

Partie bibliographique

II. Rappel anatomophysiologique de l'appareil génital de la chatte :

II.1. Rappel anatomique :

II.1.1. Les ovaires :

Les ovaires de la chatte sont de petite taille, leur forme est allongée et aplatie. Ils mesurent 8-10 mm de long sur 5-6 mm de large. Les ovaires se situent à un centimètre du pôle caudal des reins, à hauteur des troisième et quatrième paires de vertèbres lombaires.

L'ovaire droit est en position légèrement plus crâniale que l'ovaire gauche (Liège, 1992). Les ovaires sont entourés d'un repli péritonéal, la bourse ovarique. Celle-ci est fine, peu chargée en graisse, transparente et largement ouverte sur la cavité péritonéale chez la chatte. Elle est en revanche plus épaisse et chargée de graisse chez la chienne, masquant presque totalement l'ovaire. Les mésos de l'ovaire forment la bourse ovarique (Degueurce, 2003). L'anatomie détaillée de l'appareil génital de la chatte est représentée sur la planche anatomique de la figure 1.

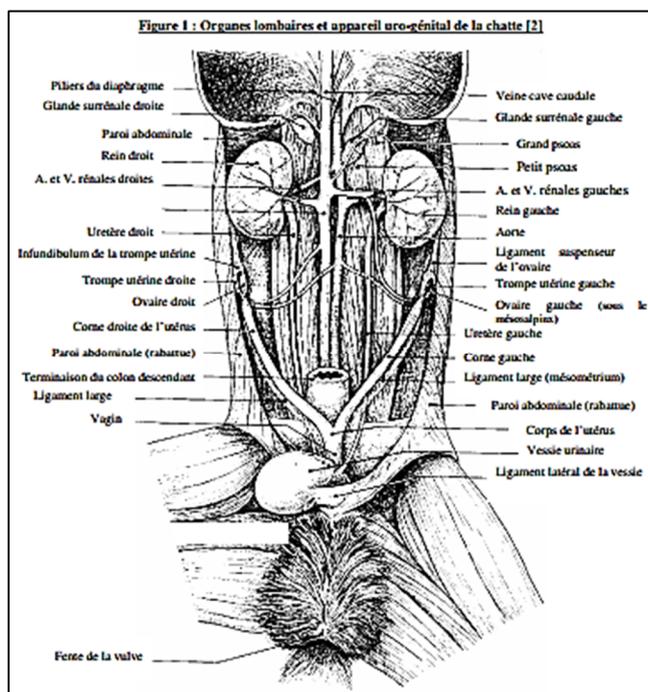


Figure 1 : Anatomie de l'appareil génital de la chatte (Barone, 1990)

Le mésovarium (ou pédicule ovarien) suspend l'ovaire à la voûte lombaire ; il contient les vaisseaux ovariens et le ligament suspenseur de l'ovaire. Le ligament suspenseur de l'ovaire est constitué d'une bande de tissu blanchâtre et résistant qui relie l'ovaire aux deux dernières paires de côtes. Il est assez lâche chez la chatte, ce qui permet d'extérioriser facilement l'ovaire, contrairement à la chienne chez laquelle ce ligament est plus dense. Le mésovarium constitue la partie la plus crâniale du ligament large, ou mésométrium. Au bord

libre du ligament large, on trouve le ligament rond. Celui-ci s'étend de l'ovaire à la région vulvaire en traversant l'anneau inguinal. Sur la face latérale du mésovarium s'attache le mésosalpinx qui soutient la trompe utérine. Le mésosalpinx sépare le mésovarium proximal du mésovarium distal et forme une partie de la bourse ovarique (Barone, 1990). L'ovaire est relié à l'utérus par le ligament propre de l'ovaire, ce ligament est de taille variable selon les individus (Fayolle, 2011).

II.1.2. Vascularisation des ovaires :

L'artère ovarique est une ramification de l'aorte abdominale. Elle est peu flexueuse et se termine par trois branches dorsalement à la bourse ovarique : - un rameau suit le ligament suspenseur de l'ovaire - un autre rejoint le hile de l'ovaire - un rameau utérin traverse caudalement le ligament large et s'anastomose au rameau utérin de l'artère vaginale, formant ainsi une longue arcade vasculaire dans le ligament large.

Les veines provenant de l'ovaire, de l'infundibulum, de l'oviducte, de la bourse ovarique et du ligament large vont fusionner avec une veine provenant de la corne utérine. En suivant le ligament rond, ces structures donneront la veine marginale de l'utérus, qui va rejoindre la veine cave caudale (Chatelain, 1992). En période de chaleur, ces vaisseaux sont fortement sollicités et un afflux de sang plus important irrigue les organes génitaux (Fayolle, 2011).

II.1.3. L'utérus :

Chez les carnivores domestiques, l'utérus est bipartite avec deux cornes longues et étroites reliées à un corps court. Le diamètre des cornes est variable selon l'âge de l'animal et la période du cycle œstral. Elles mesurent en moyenne 9 à 11 cm sur 3 à 4 mm, le corps utérin mesure 2 cm et le col utérin 5 à 8 mm. Les cornes forment une courbe à concavité dorsale (Liège, 1992).

L'utérus est rattaché à la voûte lombaire par le ligament large (ou mésométrium). Comme la bourse ovarienne et le mésovarium, le mésométrium est dépourvu de tissu adipeux chez la chatte (Barone, 1990).

Les cornes utérines sont plaquées contre la paroi du flanc, leur apex se situe en regard de la quatrième ou cinquième paire de vertèbres lombaires. Elles cheminent ensuite ventralement, entourant l'intestin. Le corps utérin est dorsal à la vessie. Le col est intra pelvien (Degueurce, 2003).

Les cornes utérines sont soutenues par le ligament large (mésométrium), dont la longueur permet une grande mobilité des cornes utérines. A proximité de l'insertion du ligament large sur la corne, on retrouve l'arcade vasculaire résultant de l'anastomose du rameau utérin de l'artère ovarique et du rameau utérin de l'artère vaginale. Le ligament large comporte sur sa face latérale un méso secondaire, le ligament rond de l'utérus. Ce ligament rond se sépare du ligament large en regard de l'extrémité tubaire de la corne utérine et se poursuit dans l'espace inguinal. Le ligament rond est accompagné par une portion vaginale du péritoine et par les vaisseaux honteux externes, qui se projettent généralement loin de l'espace inguinal, souvent jusqu'aux lèvres de la vulve (Degueurce, 2003).

II.1.4. Le vagin et le vestibule :

Le vagin mesure 20 à 30 mm de long, le vestibule est deux fois plus court (10 à 15 mm). La muqueuse du vagin est pâle, celle du vestibule un peu plus foncée. Le vagin comporte des plis. Le vestibule est orienté d'abord crânio-dorsalement puis devient horizontal à sa jonction avec le vagin, formant un coude (Liège, 1992 ; Degueurce, 2013).

La portion vaginale du col utérin est bordée par le cul-de-sac vaginal ou fornix très profond ventralement. Ce fornix est interrompu par un repli muqueux dorsalement, qui relie le col utérin au plafond du vagin (voir figure n° 1). La paroi du vestibule est entourée d'un muscle constricteur et contient deux glandes vestibulaires importantes en position ventro-latérale. L'orifice urétral entouré d'une petite dépression, est localisé sur le plancher du vestibule (Liège, 1992).

Le canal cervical est oblique ventro-caudalement. Ainsi, l'ostium externe de l'urètre est orienté vers le plancher du vagin. Chez la chatte, l'ostium externe de l'urètre est porté par un tubercule urétral peu visible, mais l'ostium est prolongé par un sillon médian dans sa partie caudale, ce qui permet de le repérer (Degueurce, 2013). Le vagin est vascularisé par l'artère vaginale provenant de l'artère honteuse interne (Degueurce, 2003).

II.1.5. La vulve et le clitoris :

La vulve comporte deux lèvres qui se rejoignent en deux commissures : une dorsale et une ventrale. La commissure dorsale est surmontée d'un pli cutané transversal. La commissure ventrale est placée ventralement à l'arcade ischiatique, étant donné que le vestibule du vagin est oblique. Les faces latérales des lèvres sont pigmentées et recouvertes de longs poils (Liège, 1992 ; Degueurce, 2013). Le clitoris mesure 2 mm d'épaisseur de 10 mm

de longueur. Il se situe, au repos, dans la fosse clitoridienne, qui est étroite et profonde. Son gland est peu développé (Liège, 1992).

II.2.rappel physiologique :

Le cycle de la chatte est défini comme polyœstrus saisonnier (Michel, 1993 ; Griffin, 2001 ; Little, 2012), ce qui signifie que la chatte enchaîne plusieurs phases de chaleur répétées, séparées d'une dizaine de jours lors d'une même période d'activité sexuelle.

L'influence de la saison est importante : le cycle ne dure généralement que de février à septembre.

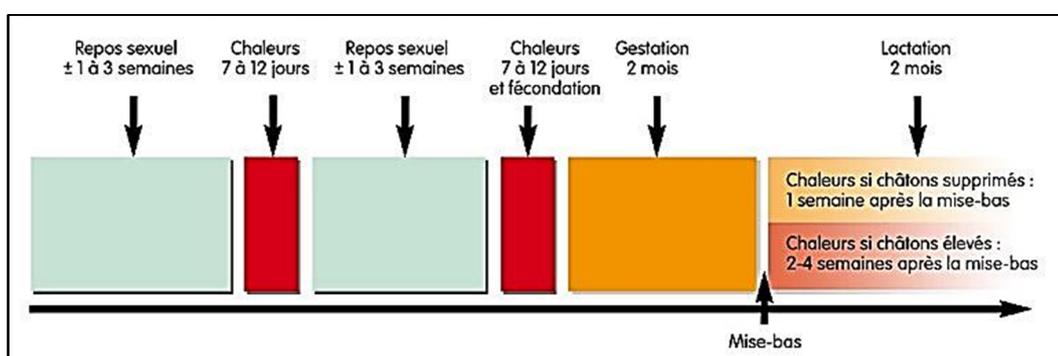


Figure n° 2 : Cycle sexuel de la chatte

Le cycle sexuel de la chatte se découpe en cinq phases : proœstrus, œstrus, interœstrus, metœstrus/dioœstrus, anœstrus. Le tableau -1- présente ces différentes phases, leur durée, les signes comportementaux spécifiques des phases.

Tableau 1 : Les différentes phases du cycle sexuel de la chatte, d'après Griffin (2001)

	Proestrus	Œstrus	Interœstrus	Diœstrus	Anœstrus
Durée	0,5 - 3 jours	- Moyenne : 4-7 jours - Amplitude : 1-21 jours -	- Moyenne : 1-3 semaines - Amplitude : 3 jours - 7 semaines -	- Moyenne : 35 jours - Amplitude : 30-50 jours (fonction lutéale)	Octobre/ Novembre à Janvier/Février (chats d'extérieur)
Signes comportementaux spécifiques	- Frottements et roulades - Comportement affectueux - Piétinements - Absence de réceptivité aux mâles – Vocalisations	- Réceptivité aux mâles - - Piétinements - Déflexion de la queue - Vocalisations	Aucun	- Aucuns - Arrêt de l'activité sexuelle pendant 30 à 100 jours (moyenne : 45 à 50 jours)	Aucun
Activité ovarienne et hormonale	- Croissance des follicules ovariens - Synthèse de 17 β œstradiol	- Phase folliculaire - Brusque augmentation des concentrations plasmatiques de 17 β -œstradiol	- Concentration plasmatique de 17 β -œstradiol basse - Progéstonémie basse	- Formation du corps jaune - Progéstonémie élevée	- Concentration plasmatique de 17 β -œstradiol basse - Progéstonémie basse

La chatte va montrer des comportements très stéréotypés durant chacune des phases du cycle. La durée de ces phases est variable selon les chattes, on retient donc la durée moyenne de chaque phase et les valeurs minimales et maximales. La chatte montre des signes comportementaux spécifiques principalement lors des phases de proestrus et d'œstrus

II.2.1. Le proestrus :

Cette phase du cycle correspond à la première phase des chaleurs au cours de laquelle débute la maturation folliculaire. Elle dure un à trois jours, sa durée minimale est de douze heures (Griffin, 2001). La chatte va se mettre à vocaliser, se frotter contre les objets, les autres chats ou ses propriétaires et elle devient plus affectueuse avec ses congénères ou les humains. Elle se roule fréquemment sur le sol et s'étire en entrouvrant et fermant les pattes avant de nombreuses fois (Griffin, 2001) .

Durant cette phase, la croissance folliculaire est rapide et induit une augmentation de la synthèse d'œstrogènes. Cependant, la concentration plasmatique d'œstrogènes n'atteint pas une valeur suffisante pour permettre une expression maximale des chaleurs (Verstegen, 1998).

II.2.2. L'œstrus :

C'est la phase de réceptivité sexuelle de la chatte : l'œstrus dure tant que la femelle accepte l'accouplement avec le mâle. Elle a un comportement identique à celui affiché lors du proestrus, mais plus accentué.

Les principales manifestations comportementales observées sont les suivantes (Stover et Sokolowski, 1978 ; Root Kustritz, 2005) :

- miaulements répétés et monotones, certains pouvant durer jusqu'à trois minutes sans interruption
- Agitation : la chatte est agitée, elle parcourt souvent la pièce d'un bout à l'autre ;
- Frottements : elle se frotte le cou contre les objets ou les jambes des personnes qu'elle croise
- Piétinements : La femelle se met à piétiner sur place avec ses postérieurs de façon caractéristique.
- Roulements : la femelle se couche sur le flanc puis roule spontanément sur le sol, se retournant sur un flanc puis l'autre, de façon plus ou moins rapide ;
- Etirements au sol : la femelle s'étire, ses membres antérieurs sont détendus, elle les étend et les replie. Elle rétracte et ressort ses griffes de nombreuses fois.
- Perte d'appétit : il n'est pas rare que les femelles perdent l'appétit lors des chaleurs.

L'œstrus dure de quatre à sept jours en moyenne. Chez certaines chattes, il peut être très court et ne pas durer plus qu'une journée, chez d'autres il peut durer jusqu'à 21 jours (Griffin, 2001).

II.2.3. L'interœstrus :

L'interœstrus correspond à la phase de repos sexuel pendant la période de reproduction. Il suit l'œstrus. L'activité reproductrice est interrompue durant toute cette période, la chatte n'a pas d'ovulation, elle ne montre pas de comportement sexuel particulier et on ne peut ainsi pas distinguer l'interœstrus de l'anoœstrus. Lors de cette période, la concentration plasmatique en œstrogènes et en progestérone est basse. L'interœstrus dure en moyenne une à trois semaines mais peut varier de trois jours à sept semaines selon les chattes.

Vers la fin de l'interœstrus, c'est probablement une augmentation combinée de sécrétion de FSH et LH qui stimule à nouveau la croissance folliculaire et provoque le retour des chaleurs (England, 2010).

II.2.4. Le dioœstrus (ou métœstrus) :

Le dioœstrus (ou métœstrus) ne se produit que s'il y a eu ovulation ; il correspond au début de la gestation ou de la pseudogestation. Si une ovulation a été déclenchée par l'accouplement, la chatte sera potentiellement gestante. Si la chatte a ovulé spontanément sans accouplement, on parlera alors de pseudogestation (Griffin, 2001).

Cette période correspond à la phase lutéale, durant laquelle le corps jaune qui se met en place dans les 24 heures à 48 heures après l'ovulation commence à sécréter de la progestérone en quantité importante. La progestérone est l'hormone majoritaire de cette phase. La chatte refusera le mâle lors de cette période qui peut durer de 35 à 100 jours (45 à 50 jours en moyenne) avant le retour des chaleurs. Le corps jaune restera fonctionnel pendant 30 à 50 jours et si la femelle n'est pas gestante, il va s'atrophier (Griffin, 2001).

II.2.5. L'anoœstrus :

L'anoœstrus est la phase de repos sexuel qui intervient dans les périodes de jours courts, soit environ entre octobre et janvier. Sa durée est variable, de 90 à 120 jours. Les femelles n'expriment aucun comportement particulier pendant cette période, elles ne sont pas réceptives aux mâles et peuvent cracher ou se battre si jamais un mâle tente une approche sexuelle (Griffin, 2001).

Après la parturition, la chatte entre en anoœstrus pendant la période de lactation. La plupart des chattes ne seront pas cyclées le temps de la lactation. L'anoœstrus de lactation est initialement lié à la succion qui bloque le mécanisme de sécrétion pulsatile de gonadolibérine (GnRH) par l'hypothalamus (England, 2010).

Si une chatte avorte ou que sa portée lui est enlevée, elle reviendra en chaleur environ une semaine plus tard (Feldman et Nelson, 1996). Les chattes qui ne sont pas revenues en chaleur pendant la lactation reprendront un cycle normal dans les deux à huit semaines après le sevrage des chatons (England, 2010).

III. Les indications de l'ovariectomie :

L'ovariectomie est une opération chirurgicale qui consiste en l'exérèse des ovaires. Les indications de cette opération sont

III.1. Indication de convenance :

III.1.1. Contrôle des populations : l'ovariectomie est un moyen définitif d'éviter les gestations non désirées chez les animaux qui ne sont pas destinés à la reproduction. Tout d'abord, cette surpopulation présente un problème éthique. De nombreux chatons issus d'animaux domestiques sont abandonnés chaque année dans des conditions inacceptables : une partie retourne à l'état sauvage et sont alors dits « féraux », tandis qu'une autre partie est euthanasiée. Il existe également un problème de sanitaire, les chats féraux produisant des fèces dans l'environnement en grandes quantités (Dabritz et al., 2006). Or, ceux-ci sont significativement plus à même d'être infectés par différents pathogènes excrétés par voie fécale, tels que Bartonella Henselae et Toxoplasma gondii (Nutter et al., 2004). Il est à noter que ces deux parasites sont des agents zoonotiques : cela constitue donc un vrai problème de santé publique). Enfin, la surpopulation féline constitue également un problème de société.

Les chats errants peuvent être nuisibles, de par leurs manifestations sonores, leur agressivité intra ou inter-espèce

III.1.2. Comportement sexuel :

de nombreux comportements sont associés à l'œstrus : des vocalisations, des frottements et signes d'affection aux propriétaires, l'attraction des mâles, des fugues, l'adoption de la position d'accouplement, et des changements de comportement d'un point de vue général (Johnston et al., 2001). Il faut également noter le taux plus élevé de traumatismes lié aux fugues, notamment par accident de la voie publique.

III.2. Indication médicale :

III.2.1. Risques liés à la parturition : La stérilisation prévenant tout risque de gestation, elle permet également d'éliminer tout risque lié à la parturition. On peut notamment éviter les

dystocies, Dans la plupart des cas ces dystocies aboutissent à une césarienne. La gestation est également contre-indiquée dans le cas de certaines affections comme le diabète sucré ou les fractures du bassin.

III.2.2. Affections du tractus génital :

a-Tumeurs ovariennes : Elles peuvent avoir une origine épithéliale (adénome ou adénocarcinome, assez rares), une origine germinale (dysgerminome, tératome), ou venir du stroma des cordons sexuels (les plus courantes, comportant notamment les tumeurs de la granulosa, mais aussi les tumeurs des cellules interstitielles. Si le traitement conventionnel serait une simple excision de la tumeur, il est néanmoins recommandé de réaliser une gonadectomie bilatérale ainsi qu'une ovariohystérectomie, de par le risque accru d'hyperplasie glandulo-kystique.

b-Tumeurs utérines : On peut distinguer des tumeurs épithéliales telles que des adénomes et adénocarcinomes, ainsi que des tumeurs mésoenchymateuses telles que des fibromes, fibrosarcomes, léiomyomes, léiomyosarcomes, lipomes et lymphosarcomes. Certaines ont un potentiel métastatique, notamment l'adénocarcinome. Les conséquences cliniques résultent essentiellement de l'effet de masse et des éventuelles métastases. En l'absence de ces dernières, le traitement de choix est l'ovariohystérectomie, avec un bon pronostic de survie (Johnston et al., 2001).

c-pyomètre et hyperplasie glandulo-kystique de l'endomètre: cette affection est la plus courante des désordres de l'appareil reproducteur chez la chatte

III.2.3. Affections mammaire :

Elles représentent 17% des néoplasies de l'espèce féline. Leur importance est surtout liée à leur nature histologique, 80 à 90% étant des adénocarcinomes, donc des tumeurs malignes. Le taux métastatique est important. Les chattes stérilisées avant 6 mois ont une réduction de 91% des risques de développer une tumeur mammaire maligne (des adénocarcinomes) par rapport à des chattes entières (Overley et al., 2005).

a-Mastose : est une masse liquidienne de type kystique au niveau d'une ou plusieurs mamelles. Cette affection est due à des progestagènes, la mastose se résorbe au bout de 6 mois environ après la stérilisation chirurgicale de l'animal.

b- Fibroadénomatose mammaire : Cette affection, rencontrée le plus souvent chez les chattes de 1 à 2 ans, est caractérisée par une grosseur au niveau des mamelles, prenant en masse toute la chaîne mammaire, qui est fibrosée. La fibroadénomatose mammaire étant

hormono-dépendante, la stérilisation de l'animal est la meilleure solution, en l'associant à des antiprogestérones.

III.2.4.Maladies sexuellement transmissibles : Une étude récente a montré que le statut reproducteur est un facteur de risque quant à la contraction de maladies sexuellement transmissibles. En effet, 1,3 fois plus de femelles entières étaient séropositives pour le FIV et le FeLV par rapport aux femelles stérilisées (Burling et al., 2017).

IV. Contre-indications d'ovariectomie :

IV.1.Non spécifique : Liée à l'état général de la chatte Pour réaliser une ovariectomie, l'animal doit pouvoir supporter une anesthésie générale, il ne faut jamais opérer un animal atteint d'une maladie général.

IV.2.Spécifique : en cas de gestation ou lorsque cette dernière est suspectée, il est contre-indiqué de réaliser une ovariectomie ou dans la période d'œstrus :un risque d'hémorragie car les vaisseaux sont congestionnés.

V. Les facteurs de décision d'ovariectomie chez la chatte :

V.1.L'âge il existe deux grands critères pour choisir l'âge de stérilisation d'une chatte : une stérilisation précoce ou non, et une stérilisation avant ou après les premières chaleurs. La stérilisation précoce se pratique entre 6 et 16 mois

V.2.La race : aucune affection spécifique d'une race féline ne semble associée à la stérilisation chez la chatte.

V.3.Le statut reproducteur : La stérilisation peut être réalisée avant ou après les premières chaleurs. A ce propos, on distingue si les chattes peuvent être en contact avec des mâles ou non

V.4.L'état de santé : il est important au préalable d'évaluer le risque anesthésique. Si une anesthésie générale est trop risquée, il est conseillé d'avoir recours à des moyens de stérilisation non chirurgicaux. Cependant. Il est également fortement recommandé d'éviter la reproduction d'un animal présentant une malformation ou une affection transmissible à sa descendance.

VI. Les effets secondaires de la stérilisation :**VI.1. Des anomalies de croissance :**

- Parties génitales externes : Une étude a été réalisée sur des chattes stérilisées a montré des résultats comparables les femelles stérilisées à 7 semaines (précocement) ont eu un développement vulvaire moins important que celles stérilisées tardivement, mêmes avaient des vulves de taille plus petite que les chattes entières (Stubbs et al., 1996). Aucune conséquence sur la santé de ces animaux n'a été mise en évidence.
- Croissance squelettique, il n'a pas été démontré d'effet direct de la stérilisation sur la résistance des os à ce jour (Spain et al., 2004 ; Porters et al., 2015). La stérilisation contribue cependant indirectement à favoriser les fractures, en prédisposant à l'obésité.

VI.2. Une prédisposition à certaines néoplasies :

Il a été émis l'hypothèse que, chez la chatte, les hormones sexuelles auraient un rôle protecteur contre le développement de néoplasie au sein de certains tissus. Cependant, l'étiopathogénie de la majorité de ces affections reste inconnue à ce jour.

- **Lymphome digestif** : Les chattes stérilisées semblent avoir un risque près de 7 fois plus important de développer un lymphome digestif que les chattes entières (Rissetto et al., 2011).

Cependant, l'âge semble être un biais dans cette étude : ces résultats sont à confirmer par des études complémentaires.

VI.3. Une prédisposition à certaines affections non-néoplasiques :

Des effets de la stérilisation ont été rapportés sur des affections non néoplasiques :

VI.3.1. Réactions vaccinales : Les réactions vaccinales sont plus courantes, de l'ordre de 30%, chez les femelles stérilisées que chez les femelles intactes (Moore et al., 2005). Cela peut s'expliquer par l'absence de rétrocontrôle négatif par les hormones sexuelles, influençant la réponse immunitaire vaccinale, sur le système hypothalamo-hypophysaire (Ettinger et al. 2017).

VI.3.2. Diabète sucré Selon l'étude McCann (2007), il n'y a pas d'effet direct de la stérilisation sur l'apparition de diabète chez la chatte. Cependant, la stérilisation prédispose indirectement au diabète, en favorisant l'obésité ainsi qu'en diminuant la sensibilité à l'insuline (McCann et al., 2007).

VI.3.3. Hypersensibilité : Il a été montré récemment dans une étude menée sur des chatons stérilisés de façon précoce, qu'ils semblaient moins atteints de troubles du spectre de l'hypersensibilité ; cela reste cependant à explorer plus amplement (Porters et al., 2015).

VI.3.4. Un risque accru de prise de poids : La stérilisation est un des premiers facteurs d'obésité (German, 2006). Il a été démontré qu'en l'absence de modification du régime alimentaire après une ovariectomie, l'animal prend du poids, avec une augmentation de l'ordre d'un point de note d'état corporel, ou 16% du poids corporel, en l'espace de 11 semaines. Si l'obésité est une des conséquences les plus courantes de la stérilisation, c'est aussi une des plus néfastes. Elle est liée à de nombreuses maladies telles que le diabète sucré, la lipidose hépatique, l'arthrose, et les troubles musculo-squelettiques (German, 2006). Sa prévention est donc nécessaire en postopératoire, et doit être expliquée systématiquement par le vétérinaire ; Une étude récente montre que la stérilisation précoce permettrait une meilleure gestion du poids (Allaway et al., 2017).

VI.3.5. Changements de comportement : peu d'études se sont intéressées aux changements comportementaux chez la femelle. Il a été montré que les chats stérilisés (mâles et femelles) présentent moins de comportements agonistes inter-espèce, et moins d'affection envers leurs propriétaires. Cette même étude n'avait pas noté de différence entre une stérilisation à 7 semaines ou à 7 mois sur le comportement (Stubbs et al., 1996). On peut cependant noter une étude récente montrant que la stérilisation des chattes avant 5 mois et demi les rend plus timides, et prévient l'hyperactivité (Spain et al., 2004).

VII.- Les techniques employées lors d'une ovariectomie :

VII.1. La laparotomie médiane : réalisation d'une ovariectomie réclame l'ouverture de l'abdomen (coeliotomie) mais le geste le plus spécifique est la « recherche et la préhension de l'ovaire » afin d'extérioriser cet organe et d'en réaliser l'exérèse par ligature. Ce temps opératoire peut se réaliser selon trois techniques différentes.

VII.1.1. Au doigt : la première technique consiste à chercher l'utérus à l'aide de l'index. Il faut longer la cavité abdominale avec le doigt jusqu'à sentir les reins, puis se décaler caudalement pour sentir les ovaires puis l'utérus. Après avoir saisi l'utérus, le chirurgien extériorise de la cavité abdominale la corne utérine et l'ovaire associé (Fossum et al., 2013). Ce geste est relativement aisé chez la chatte compte tenu de la longueur du ligament suspenseur de l'ovaire chez la chatte. La technique « au doigt » présente l'inconvénient de nécessiter une ouverture suffisamment large de la paroi abdominale pour permettre l'introduction de l'index à travers l'incision.

VII.1.2. Au crochet : la technique au crochet consiste à extérioriser la corne utérine et l'ovaire « en aveugle ». Le principe est de faire glisser le crochet le long de la paroi abdominale, et d'effectuer une rotation à 90° médialement pour remonter l'utérus grâce au crochet qui s'est

logé dans le ligament large de l'utérus (Fossum et al., 2013). Cette technique, entièrement à l'aveugle, nécessite une connaissance précise de la topographie abdominale et une plus grande dextérité que la technique au doigt. Elle présente l'avantage d'une incision chirurgicale réduite.

VII.1.3. En inclinant la table de 45° : cette dernière technique consiste à incliner la table chirurgicale à 45°, de sorte que la masse viscérale soit poussée crânialement par gravité. Ceci facilite le travail du chirurgien qui peut visualiser plus facilement l'appareil génital. Quelle que soit la technique employée, une parfaite connaissance de la topographie abdominale est nécessaire.

VII.2. La laparotomie par le flanc :

La technique d'exérèse des ovaires est la même que lors de laparotomie médiane, les seules différences étant la voie d'abord et les techniques de recherche des ovaires.

La laparotomie par le flanc est réalisée sur le côté droit, ce qui permet de réduire les risques de lésion de la rate, située à la gauche de l'animal. Une fois anesthésié, l'animal est placé en décubitus latéral sur son côté gauche, les membres étirés vers l'avant et vers l'arrière.

Les différents points de repères délimitant la future incision cutanée sont : le cercle de l'hypochondre et la masse des muscles lombaires forment un angle (Figure 3).

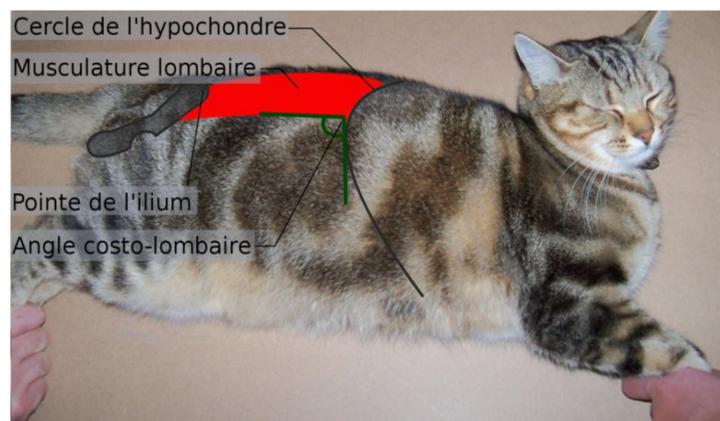


Figure n°3: Positionnement de l'animal et identification des repères anatomiques (GENDARME T L F, 2011)

Il existe deux techniques d'incision :

- L'incision cutanée effectuée sur la bissectrice de cet angle : Elle débute à environ un centimètre de l'angle et s'étire sur trois centimètres (Figure 3) (GENDARME T L F, 2011).

- L'incision réalisée perpendiculairement aux lombes, à mi-distance entre le bord antérieur de la cuisse à l'aplomb de la pointe de l'ilium en position physiologique et la dernière côte (Figure 4) (RAVANAT, 2004).

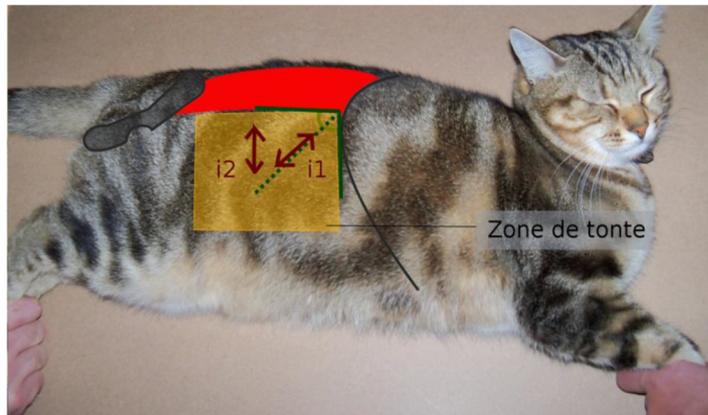


Figure n°4 : Localisation de la zone de tonte et des 2 types d'incision (i1 : angle costo-lombaire et i2 perpendiculaire aux lombes)(RAVANAT, 2004).

La zone chirurgicale et sa périphérie sont largement tondues. Une désinfection chirurgicale classique est réalisée. Une fois le champ stérile mis en place, l'une des deux techniques d'incision est mise en œuvre.

Le tissu sous-cutané est incisé ou dilacéré à l'aide de ciseaux, puis les plans musculaires sont ponctionnés et dilacérés un à un dans le sens des fibres, et enfin le péritoine.

L'ovaire est alors recherché. Il est situé juste caudalement à l'incision cutanée i1, ou juste, ventralement à l'incision i2 (c'est pourquoi cette seconde position est souvent préférée). L'ovaire est alors traité de la même façon que par laparotomie médiane. Le second ovaire est recherché grâce à la corne utérine : c'est également plus facile si l'incision est réalisée en i2, surtout si l'animal présente de l'embonpoint. L'ovaire gauche est traité de même.

Après vérification de l'hémostase et de l'intégrité des ovaires, les pédicules sont réintégrés délicatement dans la cavité abdominale et la plaie de laparotomie suturée. Les plans musculaires sont suturés plan par plan ou les deux plans les plus profonds sont suturés ensemble, en incluant le péritoine, par un ou deux points en U ou un surjet, puis le plan musculaire le plus externe est suturé de la même façon. Un surjet sous-cutané est ensuite réalisé afin de rapprocher les marges de la plaie, et enfin deux ou trois points cutanés (points simples ou surjet).

VII.3. Les étapes de la technique de la laparotomie médiane :

Il existe de multiples méthodes d'ovariectomie chez la chatte. Nous présenterons ici la méthode la plus pratiquée, qui est l'ovariectomie par laparotomie par la ligne blanche.

- **1er temps** : Laparotomie par la ligne blanche Une incision sous-ombilicale dans l'axe de la ligne blanche, d'une longueur de 2 à 4 cm est réalisée à l'aide d'une lame de scalpel. Le tissu sous-cutané est disséqué aux ciseaux de Metzenbaum dans l'axe de l'ouverture. A l'aide d'une pince d'Adson à dents de souris, la ligne blanche est décollée du contenu de la cavité abdominale, afin de ne léser aucun organe. La ligne blanche est ensuite ainsi ponctionnée au bistouri, lame orientée vers le haut, ou aux ciseaux de Metzenbaum. L'incision est ensuite élargie caudalement, avec l'aide éventuelle d'un guide. Des écarteurs sont placés du côté homolatéral à l'ovaire recherché.
- **2e temps** : Recherche de la corne utérine Au doigt ou au crochet à ovariectomie, on longe la paroi abdominale jusqu'à la paroi dorsale. Le crochet s'utilise à plat le long de la paroi avec une légère inclinaison crâniale, suivie d'une rotation à 90° afin que l'extrémité boutonnée soit contre la paroi. L'aide opératoire peut soulever le plan musculaire homolatéral à l'aide d'un écarteur de Senn-Miller pour faciliter l'exploration. La corne utérine est ainsi extériorisée, et palpée afin de la différencier d'une anse intestinale (moins ferme, présence de mésentère).
- **3e temps** : Exérèse de l'ovaire Afin de faciliter la visualisation de la corne, l'aide opératoire peut abaisser la paroi musculaire avec des écarteurs de Senn-Miller. A l'aide d'un clamp hémostatique droit maintenu fermé, le mésovarium est perforé délicatement en zone avasculaire. Le premier clamp est posé à quelques millimètres caudalement à l'ovaire, afin d'assurer l'hémostase de la veine et de l'artère utérine. Le deuxième clamp est posé crânialement à l'ovaire au niveau du pédicule ovarien, à une distance similaire. Une ligature hémostatique est posée à l'extérieur de ces deux clamps, à l'aide d'un fil résorbable tressé (Lactomer déc.3 (2-0) type POLYSORB®).
- **4e temps** : Vérification de l'hémostase et réintégration du pédicule ovarien A l'aide d'un bistouri, on coupe au ras des deux clamps du côté de l'ovaire, en veillant à ne pas le léser. Il est important de vérifier son intégrité après son exérèse, pour prévenir tout risque de rémanence ovarienne. A l'aide d'une compresse, l'hémostase de chacune des parties ligaturées est vérifiée avec attention. Tout saignement anormal nécessitera la pose d'une ligature supplémentaire. Le clamp de la corne utérine est ensuite enlevé, la laissant retourner à sa place spontanément. Le pédicule ovarien doit être replacé délicatement en soulevant la

paroi abdominale. On vérifie l'absence de saignement à l'aide d'une compresse enroulée sur un clamp ou sur un doigt. En cas de saignement, toutes les ligatures doivent être vérifiées.

Le même processus est réalisé sur le deuxième ovaire. Il est possible de suivre la première corne utérine pour trouver la seconde avec plus de facilité.

- **5e temps** : Nettoyage de la cavité abdominale et fermeture de l'incision La cavité abdominale n'est pas rincée, sauf en cas de faute d'asepsie (50mL de NaCl0,9% par kilogramme en cas de faute légère, 150mL par kilogramme en cas de faute grave), afin d'éviter une hypoalbuminémie retardant la cicatrisation. Le plan musculaire est refermé par des points simples ou un surjet simple à l'aide de fil tressé résorbable, en veillant à prendre le péritoine dans chaque point. Ce plan est ensuite rincé à l'aide de NaCl 0,9%. Une suture sous-cutanée est ensuite réalisée à l'aide de fil tressé résorbable, en surjet simple. Les points sont régulièrement ancrés dans le plan musculaire afin de limiter l'espace mort.

Enfin, le plan cutané est suturé par des points simples à l'aide d'un fil monobrin irrésorbable. Dans certains cas, une suture intradermique à l'aide de fil résorbable pourra être réalisée. Cela est fait systématiquement chez les chats féraux, les chats agressifs, ou parfois sur demande du propriétaire. La plaie est nettoyée à la Chlorhexidine, et un pansement est posé.

VIII. Complications de l'ovariectomie

VIII.1. En peropératoire :

VIII.1.1.Saignements et hémorragie

Des saignements voire une hémorragie peuvent représenter de graves complications.

Ces saignements peuvent survenir en per- ou post-opératoire. Ils sont principalement observés au niveau du pédicule ovarien (ligature de la vascularisation ovarienne insuffisamment serrée, mal placée ...), de l'utérus, du ligament large, de la rate lors de ponction accidentelle...

Lors de saignements ou d'hémorragie per-opératoire, il convient de trouver l'origine et de réaliser une hémostase adaptée. Les différentes structures doivent être manipulées délicatement afin d'éviter les arrachements, les ligatures posées et serrées avec soin et précaution pour prévenir le risque d'hémorragie.(Dupau, Julie,2012)

VIII.1.2.Choc hypovolémique :

Choc apparaît lors de la manipulation brutale des viscères, ou lors d'une anesthésie insuffisante, anémie, asthénie et douleur abdominal.

VIII.2. En post opératoire :**VIII.2.1. Complications bénignes lors du retrait des points :**

Au retrait des points, deux légères complications sont fréquemment observées .La première est la difficulté à retirer les points. Elle intervient lorsque la suture cutanée a été trop serrée. Cette complication n'est pas grave mais peut rendre difficile le retrait des points, notamment quand le seuil de patience de l'animal est dépassé. La seconde est la présence en surface d'un fil ou d'un nœud de la suture sous-cutanée. Cela est bien souvent à l'origine d'une inflammation locale et d'un retard de cicatrisation. Cette inflammation régressera dans les jours qui suivent le retrait des points (Dupau, Julie,2012).

VIII.2.2. Inflammation pariétale, sous-cutanée ou cutanée :

L'acte chirurgical ou les fils source de corps étranger peuvent générer une plus ou moins forte réaction inflammatoire des différents plans. Cette inflammation se caractérise par plusieurs phénomènes : rougeur, chaleur, grosseur et douleur. L'inflammation peut être gérée en post-opératoire par l'administration per os d'anti-inflammatoire non stéroïdien pendant 3 à 5 jours. C'est la complication la plus fréquente mais qui reste relativement bénigne surtout si elle n'est pas associée à une réaction inflammatoire cutanée. Elle sera traitée par la poursuite du traitement anti-inflammatoire quelques jours de plus (Dupau J,2012).

VIII.2.3. Douleur :

La sévérité de la douleur et l'inconfort peuvent varier selon le degré de traumatisme des tissus (forte traction sur les pédicules ovariens, fort écartement de la paroi abdominale...) et le seuil de perception de la douleur de l'animal.

L'administration d'analgésiques avant l'intervention chirurgicale permet de réduire l'anxiété de l'animal, de procurer une analgésie correcte avant de commencer l'acte douloureux et de diminuer les besoins en produits anesthésiques per-opératoire.

VIII.2.4.Déhiscence des sutures :

Lors de la suture de la plaie d'ovariectomie, trois plans sont suturés. Une désunion des sutures n'aura pas la même conséquence selon le plan concerné. Une désunion des sutures du plan profond (LB) aura plus de conséquence qu'une désunion des sutures du plan sous-cutané. Lors de déhiscence de suture ou lors de suture non étanche de la LB associée au péritoine, la complication la plus importante est la hernie abdominale ou éventration. Elle peut être :

- Simple : seul du tissu adipeux abdominal ou de l'omentum passe par la hernie ;
- Compliquée : passage d'anses intestinales ou autre organe.

Cette complication nécessite obligatoirement une réintervention chirurgicale afin de réduire la hernie.

Les désunions de suture du plan sous-cutané sont moins graves. Elles peuvent être asymptomatiques, engendrer une collection de liquide dans le plan sous-cutané ou entraîner la désunion de la suture du plan cutané par augmentation des sollicitations (augmentation des tensions sur les points cutanés). En cas de suspicion de désunion de la suture du plan sous cutané sans complication visible, il sera conseillé de garder l'animal au repos strict pour éviter que la suture du plan cutané ne cède. En cas de collection liquidienne, il faudra être très attentif, garder l'animal au repos en attendant que la collection se résorbe.

En cas de désunion de la suture cutané, plusieurs possibilités sont à envisager suivant le stade de cicatrisation : la pose d'agrafes, la mise en place d'un pansement spécifique ou ne rien faire si la cicatrisation est déjà bien avancée (tout en gardant l'animal au calme avec le port d'une collerette). Cette désunion survient lorsque les nœuds de suture n'ont pas été assez serrés ou lorsque le fil a été coupé trop près du nœud. Elle peut arriver spontanément ou lorsque l'animal arrache ses points.

Dans les cas les plus graves, la déhiscence touche les 3 plans. La contention des organes abdominaux n'est plus assurée, c'est l'éviscération qu'il convient de traiter dans les plus brefs délais (Dupau, Julie,2012).

VIII.2.5. Saignements et hémorragie :

Les saignements ou hémorragie post-opératoires sont mis en évidence grâce à la surveillance clinique de l'animal. Avant de rendre un animal à son propriétaire, il faut toujours s'assurer qu'il soit bien réveillé et vérifier la couleur de ses muqueuses. Si une hémorragie est détectée,

Une ré-intervention chirurgicale d'urgence est nécessaire. Néanmoins, cette complication est relativement rare chez la chatte après ovariectomie (Dupau, Julie,2012).

VIII.2.6. Sepsis :

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

VIII.2.7. Rémanence ovarienne :

La rémanence ovarienne est une complication de l'ovariectomie caractérisée par la persistance de signes cliniques de pro-œstrus, d'œstrus, de pseudo-gestation, voire exceptionnellement de gestation. Elle se traduit par des manifestations de chaleur chez l'animal ovariectomisé (vulvœdématisée, saignements vaginaux et changement de comportement comme les vocalises).

La rémanence ovarienne résulte de la persistance d'un fragment d'ovaire dans l'abdomen.

Une étude a montré que, dans 88,9%, ce morceau d'ovaire restait fonctionnel, c'est-à-dire capable de sécréter des hormones voire de produire des ovocytes.

Dans la majorité des cas, la rémanence ovarienne peut être attribuée à une erreur technique correspondant à une exérèse incomplète de l'ovaire (mauvaise position des pinces, des ligatures, ...).

La rémanence ovarienne est une complication relativement rare. L'unique traitement consiste à réopérer afin de procéder à l'exérèse de tout le tissu ovarien resté dans l'abdomen. Il est donc très important au cours de l'ovariectomie de vérifier systématiquement l'intégrité de chaque ovaire (Dupau, Julie, 2012).

Partie expérimentale

Matériel et méthodes

I. Lieu et durée de l'étude :

Notre expérimentation était réalisée au niveau du service de chirurgie de l'institut des sciences vétérinaires durant le mois de décembre 2019. Elle a porté sur la réalisation d'une ovariectomie sur une chatte ne présentant aucun motif pathologique.

II. Temps préopératoire :

Les préparatifs de l'acte chirurgical :

Les préparatifs d'un acte chirurgical aseptique, sont répartis en trois étapes :

1. Préparation du matériel.
2. Préparation de l'animal.
3. Préparation du chirurgien.

II.1.Préparation du matériel :

A l'aide d'un four Pasteur, On stérilise les instruments chirurgicaux. Ils n'y seront retirés que quelques minutes avant l'intervention puis on nettoie minutieusement la table chirurgicale par un désinfectant (Alcool).

II.1.1. Matériel chirurgical et consommable :

Les différentes étapes de l'ovariectomie nécessitent plusieurs instruments chirurgicaux, stérilisés au préalable (figure n °5):

- Pince à dissection
- Ciseaux de Metzenbaum.
- Pinces hémostatiques.
- Pince en cœur.
- Pince à champ.
- Porte lame.
- Pince porte aiguille.
- Anesthésie locale (lidocaine 2%).
- Lame de bistouri N °15.
- Fils de sutures résorbable et non résorbable décimal 0.3.
- Compresses stériles
- Gants chirurgicaux
- Seringues.
- Sonde cannelée.



Figure n°05 : Instruments chirurgicaux et consommable médical utilisé pour la réalisation de l'ovariectomie

II.2. Préparation de l'animal :

Comme pour toute intervention chirurgicale, il faut s'assurer que l'état de santé de l'animal permet l'intervention. Un examen clinique de la patiente est donc réalisé.

Cet examen permet de prendre ou non la décision de réaliser l'ovariectomie en fonction de la balance bénéfique / risque pour l'animal et d'élaborer un protocole d'anesthésie adapté au mieux à l'animal

Fiche d'examen clinique :

Age 18 mois
Espèce : Féline
Sexe : Femelle

Motif de consultation : Ovariectomie

Examen clinique	
Etat générale	Bon état général
Poids	2 kg
Peau et pelage	Propre
Muqueuses oculaire	Humide
Muqueuses buccales	Humide de couleur rose
Température	38°C
Sys Respiratoire	RAS
Sys cardiovasculaire	Tachycardie
Ganglion explorable	Non palpables
Sys Génitale	En phase d'anoestrus

Tableau n°02 : Examen clinique de la chatte.

D'après les paramètres physiologiques mentionnés ci-dessus, l'état général de la chatte est jugé bon, classé en ASAI.

Une fois prémédiqué, l'animal est placé en décubitus dorsal et tondu largement. Le rectangle de tonte s'étendra de l'appendice xiphoïde jusqu'en arrière du pubis et latéralement au-delà des mamelles (**Photo n°06**).



Figure n°06 : la tonte de la région abdominale.

Enfin, la préparation s'achève par l'attachement de l'animal sur la table opératoire en décubitus dorsal et la désinfection chirurgicale de la zone opératoire (**figure 07 et 08**)



Figure n°08 : Désinfection de la zone chirurgicale

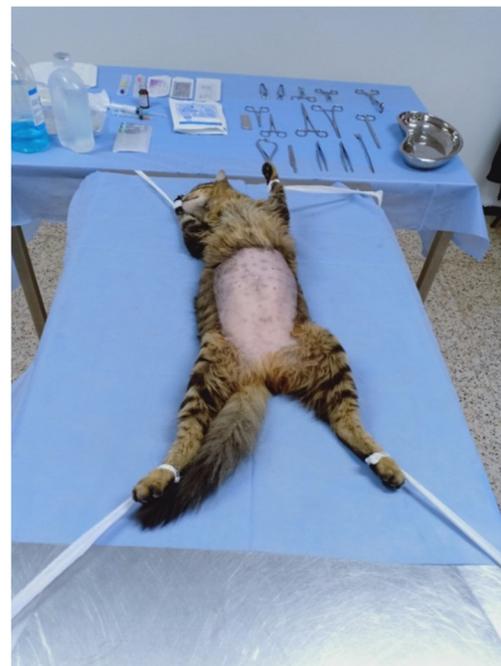


Figure n°07 : Animal attaché sur la table opératoire en décubitus dorsal.

II.3. Préparation du chirurgien :

L'opération débute par un lavage rigoureux des mains et des avant bras puis on enfle la tenue de bloc, le masque et la calotte. En dernier lieu on met des gants chirurgicaux stériles et de taille adéquate.

II.4. Anesthésie :

En vue de préparer l'animal à l'anesthésie, une diète hydrique de 12 heures est nécessaire, celle-ci sera suivie d'une diète totale de 12 heures ; afin d'éviter tout vomissement per-opératoire.

Le protocole anesthésique débute par :

- ▀ **Une prémédication** avec 0,2mg/Kg/IM d'acépromazine et 0.2mg/kg/IM de Buprénorphine et une antibioprophylaxie à base d'amoxiciline injectée en intramusculaire.
- ▀ **L'induction** est assurée par un mélange de Kétamine et de Diazépam en intraveineuse à raison de 11mg/Kg et 0.5mg/kg respectivement.
- ▀ **Le maintien** : Juste avant de commencer l'opération la moitié d'un mélange de kétamine/Diazépam est injectée pour assurer le maintien de l'anesthésie durant l'acte chirurgical.
- ▀ **Une infiltration** d'anesthésique local au niveau de l'incision et du pédicule ovarien pour renforcer l'analgésie.

III. Temps opératoire :

Le temps opératoire est mesuré de la pose des champs jusqu'au dernier point cutané.

III.1. Technique chirurgicale :

Une fois la préparation de l'animal est achevée, on installe le champ opératoire (**photo n°9**).

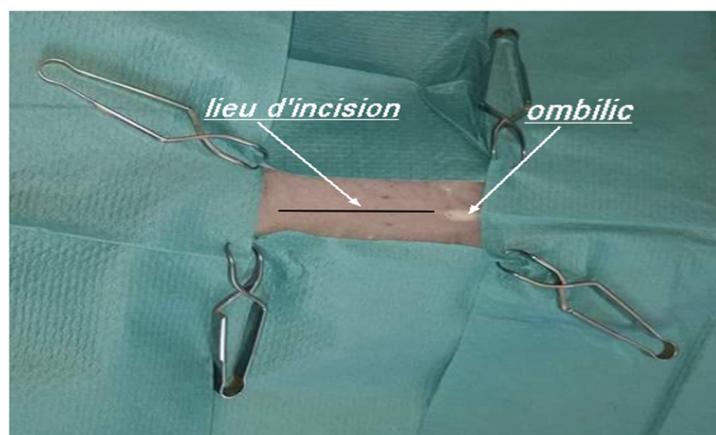


Figure N°09 : Mise en place du champ opératoire

1. Voie d'abord : Incision de la peau à l'aide d'un bistouri à lame froide, sur la ligne médiane, à partir de l'ombilic, sur trois centimètres environ (**Figure N°10**).

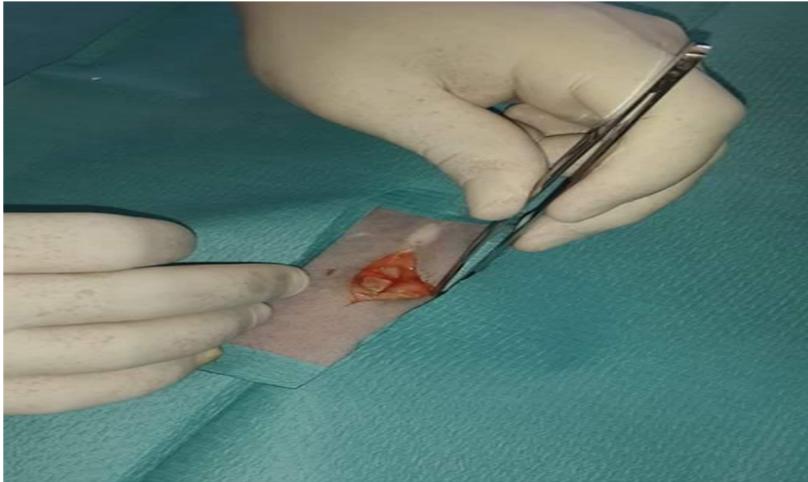


Figure N°10 : Incision cutanée médiane moyenne à partir de l'ombilic

2. Le tissu sous-cutané est dilacéré à l'aide des ciseaux de Metzenbaum, pour mettre en évidence la ligne blanche (**Figure N°11**).



FigureN°11: Identification de la ligne blanche

3. 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 N°12**)



Figure N°12 : Ouverture de la cavité abdominale

4. **Repérage de l'ovaire :** on introduisant l'index dans la cavité abdominale et en remontant l'index contre la paroi abdominale (**Figure N°13**)



Figure N°13: Repérage de l'ovaire.

5. Localisation de la bifurcation utérine située au-dessous de la vessie en utilisant l'index (**Figure N°14**)

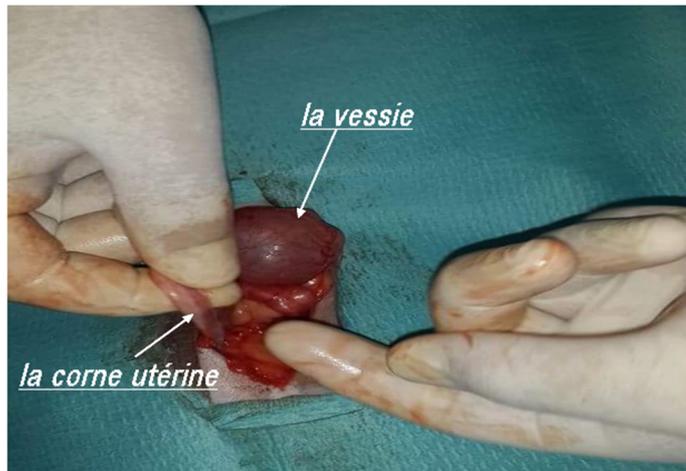


Figure N°14 : Extériorisation de la corne utérine

6. En tire caudalement sur le ligament propre en même temps en exerce une pression avec l'index sur la partie la plus crâniale du ligament suspenseur de l'ovaire pour l'étirer (**Figure n°15**)



Figure N°15 : Position des doigts pour étirer le ligament suspenseur de l'ovaire

7- A l'aide d'une pince hémostatique, on ponctionne le ligament large le plus loin possible de l'ovaire à mi-distance entre le ligament suspenseur de l'ovaire et la corne utérine , ensuite on passant au travers de la ponction, deux pinces hémostatiques sont mises en place de part et d'autre de la pince en cœur (**Figure n°16**). Ces pinces emprisonnent d'une part le pédicule vasculaire ovarien (artère + veine) et d'autre part la corne utérine caudalement à l'ovaire.



Figure N°16 : Mise en place de la pince en cœur et des pinces hémostatiques.

8 - Les ligatures sont réalisées à l'aide d'un fil résorbable tressé, ces ligatures sont placées sous les pinces limitatives en passant à chaque fois par le trou de ponction du ligament large (**Figure N°17**)



Figure N°17 : la mise en place des ligatures

9- On sectionne le pédicule ovarien à l'aide du bistouri à lame froide, entre la pince en cœur et la pince limitative (**Figure N°18**).



Figure N°18 : Section du pédicule ovarien

10- Vérification de l'hémostase et réintégration du pédicule ovarien.

Le même processus est réalisé sur le deuxième ovaire.

11-En ferme la cavité abdominale à l'aide d'un surjet aux points passés (**Figure N°19**)



Figure N°19 : Fermeture de la cavité abdominale par un surjet aux points passés



Figure N°20 : Surjet sous-cutané.



Figure N°21: Suture la peau.

12- En fin on réalise un surjet sous-cutané (**figure n°20**) et en ferme la peau avec des points simples (**figure n°21**).

IV. Temps post-opératoire :

- Orientation de l'animal vers la sale d'hospitalisation afin de surveiller son réveil.
- Une injection d'un antibiotique et un anti-inflammatoire en intra musculaire.
- Rétablissement complet de l'état général : reprise de l'appétit constatée 12 heures après l'acte opératoire. Introduction de l'alimentation habituelle solide 24 heures après l'acte opératoire.
- Aucunes complications constatées au cours du suivi de la chatte sauf l'ouverture de quelques points cutané due au léchage de la plaie.

Conclusion

Conclusion

La stérilisation chirurgicale ou bien ovariectomie reste aujourd'hui la solution la plus efficace, durable et facile à mettre en place pour contrôler la reproduction, Cette méthode, connue et maîtrisée par la plupart des vétérinaires, est cependant aujourd'hui remise en cause car des moyens non-chirurgicaux moins invasifs et réversibles existent. De plus, l'ovariectomie supprime le risque d'apparition de maladies hormono-dépendantes telles que le pyomètre et elle permet d'améliorer la gestion des populations félines

Référence bibliographiques

Référence bibliographiques

A

[01] **Allaway D.**, Gilham M., Colyer A., Morris P.J., et al. (2017) The impact of time of neutering on weight gain and energy intake in female kittens.p 6-19.

B

[02] **BARONE R.**(1990) Appareil uro-génital, fœtus et ses annexes, péritoine et topographie abdominale. In : Anatomie comparée des mammifères domestiques 4, Splanchnologie 2, 2d ed., Paris, Vigot.

[03] **Burling A.N.**, Levy J.K., Scott H.M., et al. (2017) Seroprevalences of feline leukemia virus and feline immunodeficiency virus infection in cats in the United States and Canada and risk factors for seropositivity. J. Am. Vet. Med. Assoc. P 187-194.

C

[04] **CHATELAIN E.**(1992) Disposition générale des vaisseaux sanguins. Irrigation du tronc. Polycopié. École Nationale Vétérinaire de Lyon. Laboratoire d'anatomie de l'ENVL.

D

[05] **Dabritz H.A.**, Atwill E.R., Gardner I.A., Miller M.A., Conrad P.A. (2006) Outdoor fecal deposition by free-roaming cats and attitudes of cat owners and nonowners toward stray pets, wildlife, and water pollution.

[06] **DEGUEURCE C**(2003). Dissection de l'abdomen et du bassin des carnivores domestiques. Polycopié. École Nationale Vétérinaire d'Alfort. Unité Pédagogique d'Anatomie des animaux domestiques.

. **Dupau, Julie** ; (2013) Contribution à l'apprentissage de l'ovariectomie : étude des complications chez 73 chattes. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 143 p.

E

[07] **ENGLAND GCW.** Physiology and endocrinology of the female. In : ENGLAND G, VON HEIMENDAHL A. Manual of Canine and Feline Reproduction and Neonatology.

[08] **Ettinger S.J.**, Feldman E.C., et al. (2017) Textbook of veterinary internal medicine: diseases of the dog and the cat. St Louis (Mo.), Etats-Unis d'Amérique, Elsevier.

F

[09] **FAYOLLE P** (2013). Technique de castration des femelles chez les carnivores domestiques. Polycopié. École Nationale Vétérinaire d'Alfort. Unité Pédagogique de Chirurgie.

Référence bibliographiques

[10] **FOSSUM T W** et al. (2012). Surgery of the reproductive and genital systems. Small Animal Surgery, 4th Edition, 26, 702.

J

[10] **Johnston S.D.**, Root Kustritz M.V., Olson P.S., et al. (2001) Canine and feline theriogenology. Philadelphia, PA, Saunders.

G

[11] **GRIFFIN B** (2001). Prolific Cats: The Estrous Cycle. Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian, P 1049-1055.

[12] **German A.J.** (2006) The growing problem of obesity in dogs and cats. J. Nutr. P 1940-1946.

[13] **GENDARME T L F** (2011).L'ovariectomie de la chatte et douleur per et post opératoire : coelioscopie versus laparotomie par la ligne blanche versus laparotomie par un flanc : étude comparative. Thèse de doctorat vétérinaire, Faculté de Médecine de Nantes, p 154 .

L

[14] **LIEGE P.** Physiologie sexuelle du chat et de la chatte. In : Les indispensables de l'animal de compagnie : Reproduction du chien et du chat. PMCAC editors, Paris, 1992.

M

[15] **Mccann T.M.**, Simpson K.E., Shaw D.J., Butt J.A., Gunn-Moore D.A ; Et al. (2007) Feline diabetes mellitus in the UK: the prevalence within an insured cat population and a questionnaire-based putative risk factor analysis. J. Feline Med. Surg. 9(4),p 289-299

[16] **MOORE G.E.**, GUPTILL L.F., WARD M.P., et al. (2005) Adverse events diagnosed within three days of vaccine administration in dogs. P 1102 · 1108.

N

[17] **Nutter F.B.**, Dubey J.P., Levine J.F., et al. (2004) Seroprevalences of antibodies against Bartonella henselae and Toxoplasma gondii and fecal shedding of Cryptosporidium spp, p 1394 · 1398. Giardia spp, and Toxocara cati in feral and pet domestic cats.

O

[18] **Overley B.**, Shofer F.S., Goldschmidt M.H., Sherer D., Sorenmo K.U ; et al. (2005) association between Ovarihysterectomy and Feline Mammary Carcinoma. P 560 · 563.

Référence bibliographiques

P

[19] **Porters N.**, Polis I., Moons C.P.H., et al. (2015) Relationship between age at gonadectomy and health problems in kittens adopted from shelters. P 176- 572

R

[20] **RAVANAT S (2004)**. La première consultation du chaton. Thèse de doctorat vétérinaire, Lyon 1,P 191.

[21] **Rissetto K.**, Villamil J.A., Selting K.A., Tyler J., Henry C.J ;et al. (2011) Recent trends in feline intestinal neoplasia: an epidemiologic study of 1,129 cases in the veterinary medical database from 1964 to 2004. Anim. Hosp. Assoc. P 28□36.

S

[22] **SPAIN C.V.**, SCARLETT J.M. et HOUPPT K.A (.2004) Long-term risks and benefits of early age gonadectomy in cats. Journal of the American Veterinary Medical Association. Med. Assoc. P 372□379 .

[23] **Stubbs Wp**, Bloomberg Ms, Scruggs Sl, Shille Vm, Lane Tj (1996). Effects of prepubertal gonadectomy on physical and behavior.Med. Assoc. p 1864□1871

V

[24] **Verstegen-Onclin K.** Et Verstegen J.2006 Surgical neutering and the external reproductive system in the dog. 2006. 3rd international symposium on non-surgical contraceptive methods for pet population control, Alliance for Contraception in Cats & Dogs, Alexandria, VA USA, November. p 9-12.