



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

**L'OVARIECTOMIE CHEZ LA CHATE
ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE**

Présenté par
**LOUALI ISSMA
TOUAMI SOHILA**

Devant le jury :

Président(e) :	DAHMANI ALI	MAA	Institut des sciences vétérinaire blida.
Examineur :	CHARIF TOUFIK	DV	Institut des sciences vétérinaire blida.
Promotrice :	BOUKNINE ASMA	MAB	Institut des sciences vétérinaire blida.

Année : Année
2015-2016

REMERCIEMENT

Au terme de cette étude nous remercions vivement tous ceux qui ont contribué de près ou loin à la réussite de ce travail.

Nous remercions **Dieu** pour sa grâce.

Nous remercions en particulier :

Dr Bouknine Asma , pour ces précieux conseils , sa compréhension et sa patience.

Les membres de jury :

Dr Dahmani Ali , qui nous a fait l'honneur de présider notre jury.

Dr Cherifi Toufik , qui nous remercions d'avoir accepté examiner notre travail.

Nous remercions tous ceux qui participent d'une manière directe ou indirecte pour la réalisation de ce travail.

En fin , à toute la promotio vétérinaire 2015/2016.

DEDICACE

-Je dedie ce mémoire :

En première à deux chères personnes dans ma vie : mon amour **ma mère** et **mon père** ma vie , je leur souhaite longue vie plein de bonheur .

A mes frères Fayçal et Mohamed .

A mes sœurs ; Henifa , Naima ,Yamina ,Hanene ,Imène et ma petite sœur Ferial.

A mes nièces ; Rania ,Loubna ,Aya ,Razane.

A mes neveux ; Ala adine , Khalile ,Hichème.

A mes meilleur amies ; Souisi Fahima , Latamane Imène ,Baknoune Nesrine , Ihamouine Sihame.

En fin je remercie beaucoup ma famille pour l'aide qui elle nous à donné pour devenir Docteur vétérinaire.

LOUALI ISSMA

MERCI.

DEDICACE

-Je dedie ce mémoire

A ma mère,

A mon père,

A mes soeurs ,

A mes frères,

A toute ma famille,

A mes amies Hasiba et Hanene

TOUAMI SOHILA

RESUME :

L'ovariectomie chez la chatte est l'ablation chirurgicale de l'ovaire. Les ovaires, au nombre de deux, sont les organes femelle; ils synthétisent des hormones sexuelles. La principale indication de l'ovariectomie reste le cancer de l'ovaire . L'ovariectomie peut être réalisée par chirurgie classique, sous anesthésie générale par voie haute (laparotomie), ou par les voies naturelles (voie vaginale). La chirurgie coelioscopique ou laparoscopique est également possible dans certains cas ; elle consiste à retirer l'ovaire en introduisant des trocarts par trois ou quatre orifices ne laissant que peu de cicatrices,. On parle d'ovariectomie unilatérale si un seul ovaire est enlevé ou bilatérale si les deux côtés sont concernés.

Mots clé :ablation , La chirurgie coelioscopique ou laparoscopique , L'ovariectomie unilatérale ou bilatérale, ovaire , ovariectomie , chatte .

ABSTRACT :

Ovariectomy of the cat is surgical removal of the ovary. The ovaries, two in number, are the female organs; they also synthesize sex hormones. The main indication of ovariectomy remains ovary L'ovariectomy cancer may be performed by conventional surgery under general anesthesia by high channel (laparotomy), or by natural means (vaginal). Laparoscopic or laparoscopic surgery is also possible in some cases; It involves removing the ovary by introducing trocars through three or four holes, leaving little scarring. There is talk of unilateral oophorectomy if only one ovary is removed or bilateral if both sides are concerned.

Keywords: ablation, Laparoscopic or laparoscopic surgery, Unilateral or bilateral oophorectomy, ovary, ovariectomy,cat .

SOMMAIRE

Remerciement

Dédicace

Résumé

Liste des figures

Introduction.....	01
I. Anatomie de l'appareil génital et physiologie sexuelle de la chatte	02
1. Anatomie de l'appareil génital femelle	02
1.1. Ovaires	02
1.2. Trompes utérines	02
1.3. Utérus	02
1.4. Vagin	02
1.5. Sinus uro-génital	03
2 Echographie de l'appareil génital de la chatte	03
II. Physiologie sexuelle de la chatte	05
1. Cycle oestral	05
1.1. Cycle anovulatoire	06
• Proestrus	06
• Oestrus	06
• Postoestrus.....	07
• Anoestrus	08
2. Cycle ovulatoire	09
2.1. Ovulation	09
2.2. Pseudogestation	09
2.3. Gestation	09
3. Equilibre endocrinien du cycle sexuel	11
3.1. Cycle oestral	11
3.1.1. Profil hormonal du cycle	12

3.1.2. Cycle anovulatoire	12
3.1.3. Cycle ovulatoire	12
3.1.4. Pseudogestation	14
III. LES INDICATIONS DE L'OVARIECTOMI CHEZ LA CHATTE.....	15
a. Indications de convenance.....	15
b. Indications médicales.....	16
c. Contre-indications.....	17
d. Age préconisé.....	17
IV. DESCRIPTION DE LA TECHNIQUE ENSEIGNEE A L'ENVT.....	18
a. Rappels anatomiques.....	18
b. Préparation de l'animal.....	20
c. Les instruments employés.....	23
d. Temps opératoire.....	23
e. Temps post opératoire.....	32
V. LES TECHNIQUES ALTERNATIVES	33
a. Différentes techniques d'hémostase du pédicule vasculaire.....	33
➤ Différentes techniques de ligature.....	34
➤ Les clips vasculaires.....	38
➤ Le collier de serrage en plastique.....	38
b. L'ovariectomie coelioscopique	39
c. L'ovariectomie par les flancs.....	44
conclusio.....	46
Références bibliographiques.....	47

Liste des figures

Figure01 : L'appareil génital de la chatte d'après Getty.....	04
Figure02 : Age moyen des premières chaleurs chez les chattes en fonction de leurs races, d'après R.C. Povey.....	06
Figure03 : Tractus génital de deux chattes pendant différentes étapes du cycle oestral.....	07
Figure04 : Les différentes phases de cycle sexuel chez la chatte.....	08
Figure05 : Les trois cycles possibles chez la chatte.....	10
Figure06 : Régulation neuro-hormonale du cycle sexuel des mammifères.....	11
Figure07 : Profils hormonaux pendant l'oestrus chez la chatte saillie.....	13
Figure08 : Variations de la réponse plasmatique périphérique en LH chez la chatte après un ou plusieurs coïts.....	13
Figure09 : Profils hormonaux pour l'oestradiol et la progestérone plasmatique chez la chatte pendant la gestation, la pseudogestation et le polyoestrus.....	14
Figure 10 : Tumeur ovarienne chez une chatte stérilisée médicalement par progestagènes autopsiée à l'ENVT.....	15
Figure 11 : Anatomie de la cavité abdominale, plan superficiel	18
Figure 12 : Anatomie de la cavité abdominale, plan moyen.....	19
Figure 13 : Anatomie de la cavité abdominale, plan profond sans colôn.....	19
Figure 14 : Identification des structures anatomiques entourant l'ovaire.....	20
Figure 15 : Délimitation de la zone de tonte.....	21
Figure 16 : Désinfection chirurgicale concentrique, du centre vers la périphérie de la zone opératoire.....	22
Figure 17 : Mise en place du champ opératoire avec par transparence les repères anatomiques.....	24
Figure 18 : Incision cutanée médiane à partir de l'ombilic.....	24
Figure 19 : Identification de la ligne blanche.....	25
Figure 20 : Introduction de la sonde cannelée.....	26
Figure 21 : Technique de recherche de l'ovaire à l'aide du crochet : introduction (A) et rotation du crochet (B-C) avec représentation anatomique de l'utérus (D)	26
Figure 22 : Extériorisation de l'utérus, souvent recouvert de tissu adipeux abdominal (représentations schématique et réelle).....	27

Figure 23 : Identification des structures anatomiques entourant l’ovaire.....	28
Figure 24 : Mise en place de la pince en coeur et des pinces limitatives.....	29
Figure 25 : Mise en place des ligatures.....	30
Figure 26 : Ligatures vasculaires d’un ligament large très infiltré de tissu adipeux	30
Figure 27 : Pansement collé	32
Figure 28 : Plaie recouverte par du pansement liquide.....	32
Figure 29 : Port de la collerette.....	33
Figure 30 : Etapes de la réalisation d’un noeud d’hémostase.....	35
Figure 31 : Etapes de la réalisation d’un noeud de Miller	36
Figure 32 : Etapes de la réalisation d’une auto-suture du pédicule ovarien par un noeud de Miller.....	37
Figure 33 : Colliers de serrage en plastique.....	38
Figure 34 : Agrafeuse coupante linéaire laparoscopique MULTIFIRE ENDO GIA™	40
Figure 35 : Système de coagulation bipolaire (bistouri électrique).....	41
Figure 36 : Electrocoagulation du ligament large.....	41
Figure 37 : Vue de l’apex de la corne utérine après exérèse de l’ovaire.....	42
Figure 38 : ENSEAL® tissue sealers	42
Figure 39 : Représentation schématique de l’embout de l’ENSEAL.....	43
Figure 40 : Positionnement de l’animal et identification des repères anatomiques.....	44
Figure 41 : Localisation de la zone de tonte et des 2 types d’incision (i1 : anglecosto-lombaire et i2 : perpendiculaire aux lombes)	45

L'OVARIECTOMIE CHEZ

LA CHATTE

ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

Introduction

L'exérèse des ovaires ou ovariectomie est une intervention dont la pratique remonte à l'Antiquité. Aristote (4ème siècle avant Jésus-Christ) puis Pline (1er siècle avant Jésus-Christ) ont rapporté que cette intervention était pratiquée chez la truie, la vache, la brebis, le jument et la chamelle [Shirhley .D,Jonhston.A(1996)]. Durant des siècles, cette intervention a évolué et, désormais, peut être pratiquée chez toutes les espèces grâce aux moyens actuels de chirurgie.

C'est l'ovariectomie des carnivores domestiques notamment de la chatte qui est la plus couramment pratiquée. En effet, les chats sont des animaux de compagnie très appréciés pour l'indépendance de leur caractère, pour leur esthétique et pour la facilité avec laquelle ils s'accommodent à la vie moderne de leur propriétaire. Beaucoup de personnes estiment, qu'avec leur mode de vie, il est préférable d'adopter un chat plutôt qu'un chien. Cependant, les femelles entrent en chaleurs régulièrement pendant l'année et leur comportement à cette période peut parfois se révéler gênant. En cas d'accès à l'extérieur, elles peuvent, en outre, avoir des portées régulières si une méthode de contraception n'est pas prévue. La stérilisation de convenance est donc un moyen de prévenir ces désagréments et de prévenir le développement de tumeurs mammaires si l'ovariectomie est réalisée précocement. Ce sont des indications dites relatives. Il existe également des indications absolues de l'ovariectomie lorsque l'ovaire ou l'utérus présentent une anomalie du type kystes ovariens, tumeurs ovariennes, infections de l'utérus, etc. L'ovariectomie est devenue un acte chirurgical courant dont la pratique est quasi-quotidienne dans toutes les clientèles vétérinaires urbaines ou rurales. Elle représente donc un geste que l'on pense bien maîtrisé. Malgré cela, des complications peuvent être observées : fortes réactions inflammatoires, déhiscences de sutures, hernie abdominale voire éviscération ... 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.

Au préalable, une étude bibliographique permettra au lecteur de parcourir les données essentielles concernant les différentes techniques chirurgicales décrites de l'ovariectomie, la cicatrisation de la plaie chirurgicale et les complications possibles de cette intervention ainsi que l'apprentissage de l'acte chirurgical.

I. ANATOMIE DE L'APPAREIL GENITAL DE LA CHATTE

1. Anatomie de l'appareil génital femelle :

1.1. Ovaires :

Sont deux glandes d'une couleur rose moins irrégulières en surface, situées en regard de la troisième ou de la quatrième vertèbre lombaire, à un ou deux centimètres du bord caudal du rein correspondant [Shille.Vm(1979)], Mais toujours extérieur par rapport au grand omentum. Placé au contact du péritoine pariétal et moulé sur l'abondant tissu adipeux de la région lombaire, chaque glande se trouve à un centimètre à peine de l'extrémité correspondante de la corne utérine [Barone .R(1978)].

1.2. Trompes utérines :

Sont des conduits mesurant entre 4 et 6 cm, l'infundibulum est beaucoup plus large en proportion situé ventro-médialement à l'ovaire, qu'il peut couvrir en grande partie, l'ostium abdominal se trouve en regard de l'extrémité tubaire de la glande. La muqueuse de l'utérus est épaisse et ferme, à disposition spiroïde chez la chatte [Zambelli.D.Castagnetti.C.Belluzzi(2002)]. L'ampoule s'étend plus loin en proportion crânialement à l'ovaire, mais descend moins ventralement [Barone .R(1978)].

1.3. Utérus :

L'utérus est bipartitus, avec des cornes étroites et longues, les dimensions sont en moyenne de 9 à 11 cm de long sur 3 à 4 mm pour les cornes, de 2 cm pour le corps et 5 à 8 mm pour le col [Barone .R(1978)]. Les cornes de l'utérus ont un calibre uniforme et s'étendent en dessinant une légère courbe à concavité dorsale du voisinage des reins à la surface dorsale de la vessie, crânialement à l'entrée du bassin. La base des deux cornes s'unit à l'angle aigu et le corps constitue avec le col un ensemble cylindroïde de calibre uniforme [Barone .R(1978)].

1.4. Vagin :

Le vagin est deux fois plus long que le vestibule, il mesure 2 à 3 centimètres contre 10 à 15 millimètres pour le vestibule [Zambelli.D.Castagnetti.C(2001)]. Sa muqueuse est légèrement plus pâle et présente des plis ineffaçables nombreux et sinueux, principalement longitudinaux, le fornix est semi-lunaire, incomplet dorsalement mais profond d'une

quinzaine de millimètres en moyenne à sa partie ventrale. L'hymen est en générale rudimentaire [Barone .R(1978)].

1.5. Sinus uro-génital :

Le sinus uro-génital est composé du vestibule du vagin, de la vulve et du clitoris. Mesure 1 à 2 cm chez la chatte, sa muqueuse est lisse et rougeâtre [Zambelli.D.Caneppele.B(2002)]. Il est limité crânialement.

2. Echographie de l'appareil génital de la chatte :

Les ovaires sont recherchés dans l'angle costo-lombaire, après identification des reins, dans les conditions physiologiques normales, ils ne sont pas visibles à l'échographie que lorsqu'ils subissent une augmentation de volume telle qu'un kyste ovarien ou une tumeur ovarienne sans déplacement [Gu Nzel.Ar.Ko,MoHrke(2002)]. Tandis que l'utérus est recherché dans une zone située entre les reins et la vessie, entre la ligne et le creux des flancs et dans un plan superficiel [Zone .Ma ;Andwanke.Mm(2001)]. Il est visible seulement dans le cas d'une gestation, une métrite, un pyomètre ou à une tumeur [Barre.F(1988)].

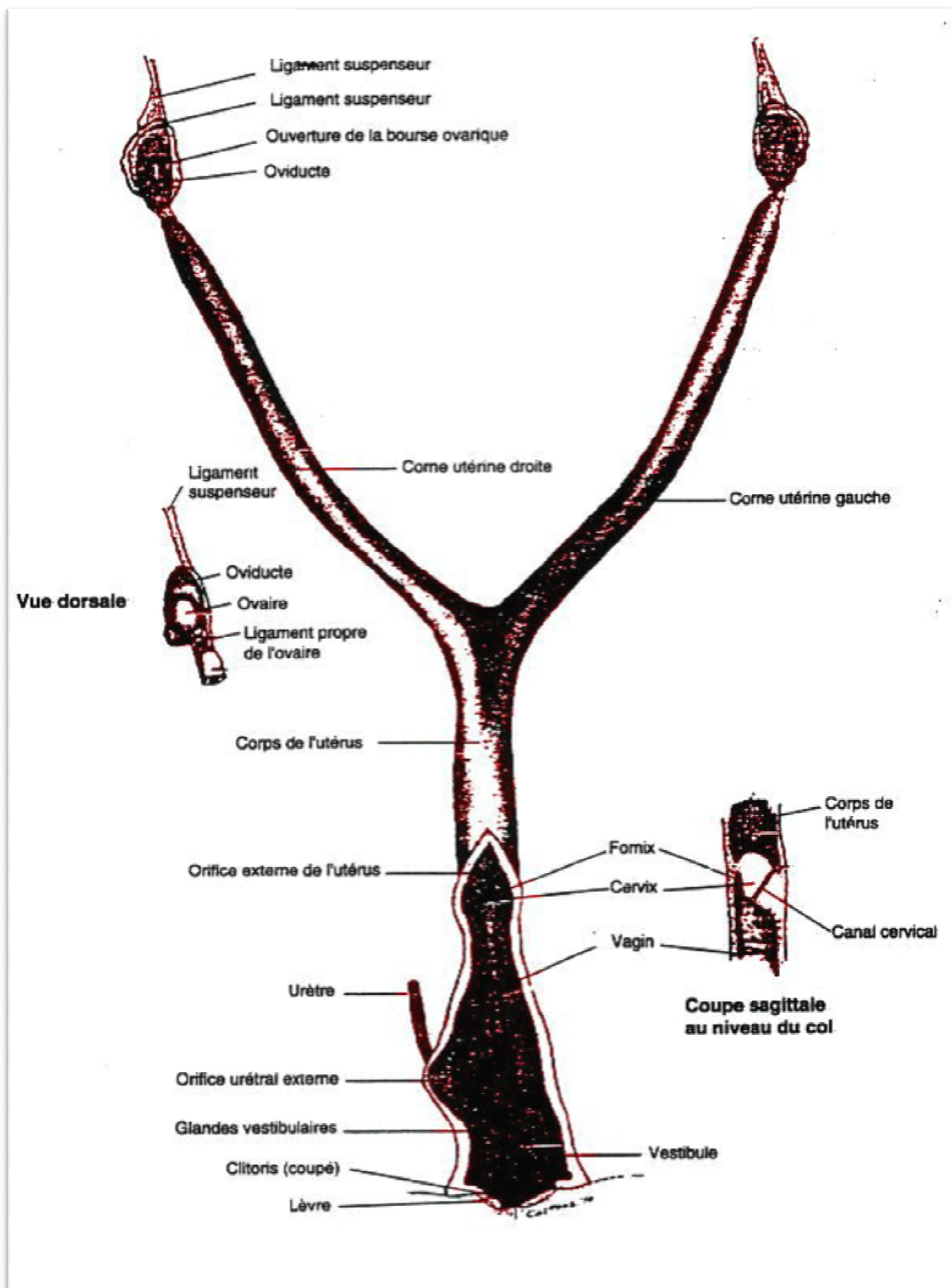


Figure 01 : l'appareil génital de la chatte [Getty.R(1975)].

II. PHYSIOLOGIE SEXUELLE DE LA CHATTE

1. cycleoestral :

La chatte est une espèce polyoestrienne saisonnière [Gagnon.Ac (1995)], présentant généralement deux périodes annuelles de reproduction au printemps et à l'automne. Toutefois, il existe des facteurs climatiques, où la chatte peut présenter un cycle intermédiaire entre les deux périodes ou deux à trois cycles dans la même saison. En dehors de ces facteurs liés à l'environnement, la saison sexuelle chez la chatte est aussi sous la dépendance du type génétique. On peut estimer que si 90% des chattes de race persan sont en anoestrus en hiver, ce pourcentage tombe à environ 40% pour les chattes de race siamois et types proches [Bristol.S, Gould.A(2006)]. L'âge approximatif de la puberté chez les chats est de dix mois, mais le premier cycle peut apparaître entre quatre mois et douze mois au plus tard [Cartee.Re ; AndRawlest(1984)]. Quand la puberté est plus tardive, c'est qu'elle est influencée par le moment de la naissance par rapport à celui de la saison sexuelle, comme pour des chattes atteignant l'âge présumé de la puberté vers les mois d'octobre ou de novembre [Gagnon.Ac (1995)]. L'acquisition de la maturité sexuelle est liée à la croissance des chatons, le poids minimal à la puberté se situe entre 2.3 et 2.5kg [Povey.C(1998)]. L'âge du premier oestrus connaît aussi des variations inter races. Le type Européen peut être considéré comme le type intermédiaire avec une puberté survenant entre six et neuf mois. L'Abyssin et le Birman se rapprochent de ce type Européen [Da Silva(2006)]. Les races Siamois, Oriental et Burmese ont par contre une sexualité précoce avec une puberté entre quatre et six mois, le Persan a une sexualité plus tardive avec une puberté à un an et plus (figure2) [Paillet.I(1992)].

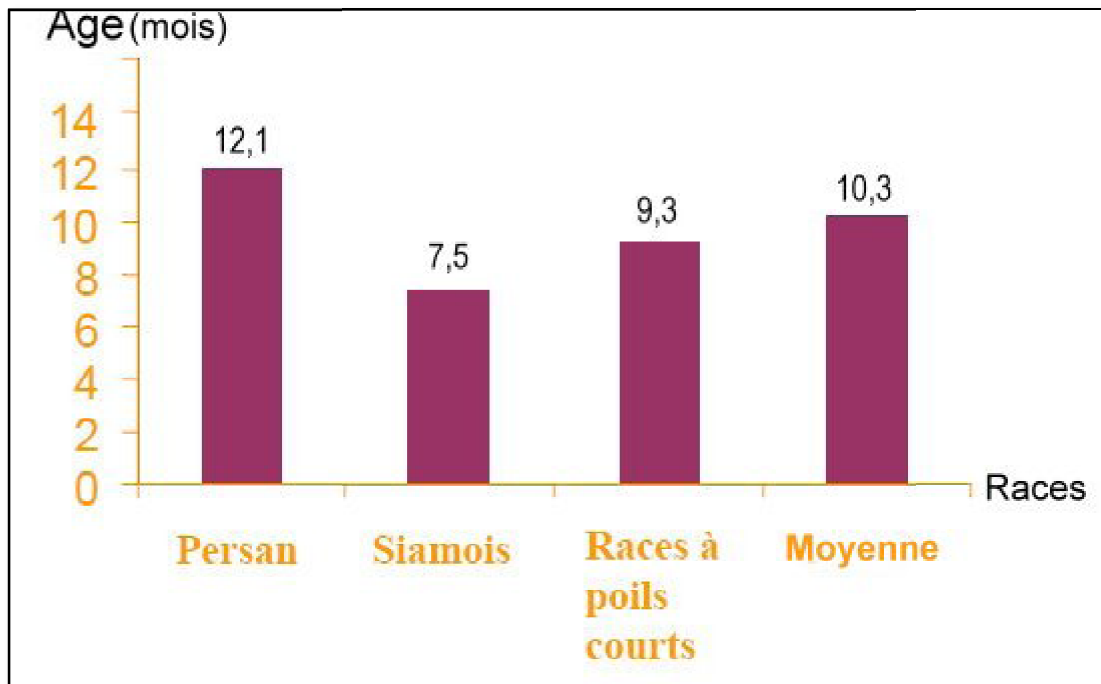


Figure 2 : Age moyen des premières chaleurs chez les chattes en fonction de leur races[Povey.C(1998)].

1. 1. Cycle anovulatoire :

Il est possible de distinguer plusieurs phases dans le cycle sexuel : prooestrus, oestrus, postooestrus, dioestrus et anoestrus[Da Silva(2006)].

- **Prooestrus :**

La chatte présente un comportement de chaleurs (frottements, miaulements) mais refuse l'accouplement; la durée est de 1 à 2 jours au maximum, parfois même le prooestrus est absent [Schmidt.Pm(1983)].

- **L'oestrus :**

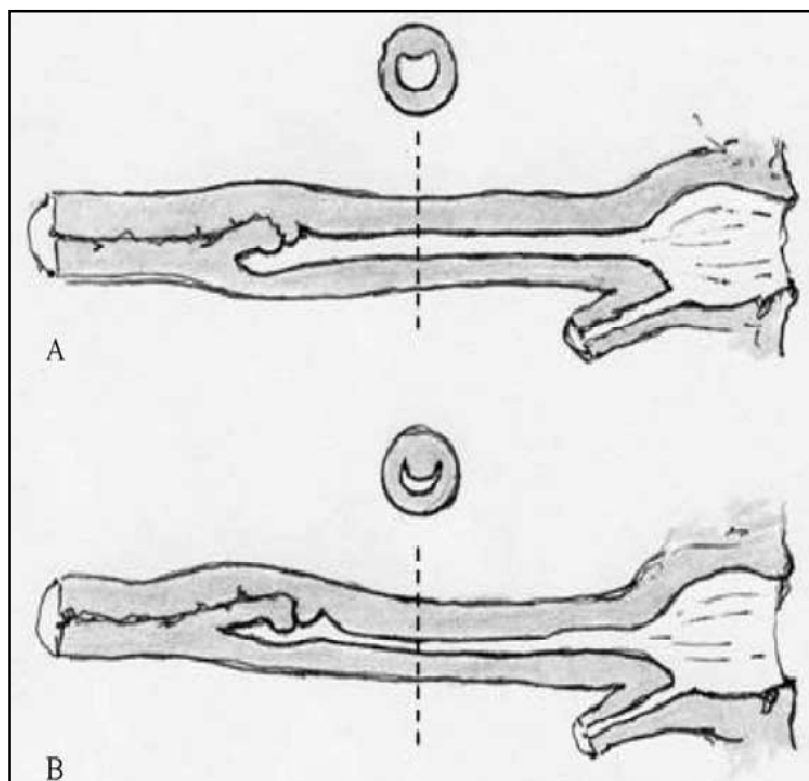
Il est caractérisé par des modifications comportementales:

Les manifestations s'accroissent, la femelle s'aplatit, cambre le dos (lordose) et présente sa vulve, et elle accepte le mâle; la durée est en moyenne de 5 à 6 jours

[Schmidt.Pm(1983)].,D'aprèsBenesch, la durée du rut est plus courte chez la chatte qui a déjà été couverte, par contre l'absence du mâle la prolonge [Christoph.H(1968)]. L'oestrus de la chatte commence au pic d'activité folliculaire. La durée de l'oestrus n'est pas modifiée

par la survenue ou non d'une ovulation [Thibault.Levasseur.Mc(2001)]. Pendant cette phase le tractus génital femelle présente quelques différences anatomiques: le pli médial dorsal est plus en avant et plus long pendant l'oestrus que l'anoestrus; le fornix est plus long et aplati pendant l'oestrus en comparaison de l'anoestrus; l'axe cervical a une plus grande pente dans l'oestrus que dans l'anoestrus [Zambelli.D.Caneppele.B(2002)].

(A) Anoestrus



(B) oestrus

Figure 3: Tractus génital de deux chattes pendant différentes étapes du cycle oestral [Verhage.Hg(1976)].

- **Post oestrus :**

Très court, il correspond au début du refus du mâle, correspond à la phase lutéale avec installation d'un état prégravidique de l'utérus [Vaissaire.Jp(1977)].

- **Anoestrus :**

La chatte non saillie refuse tout contact sexuel avec le male pendant un délai extrêmement variable (moyenne 14-19 jours, extrême 8-30 jours)

[Thibault.Levasseur.Mc(2001)].

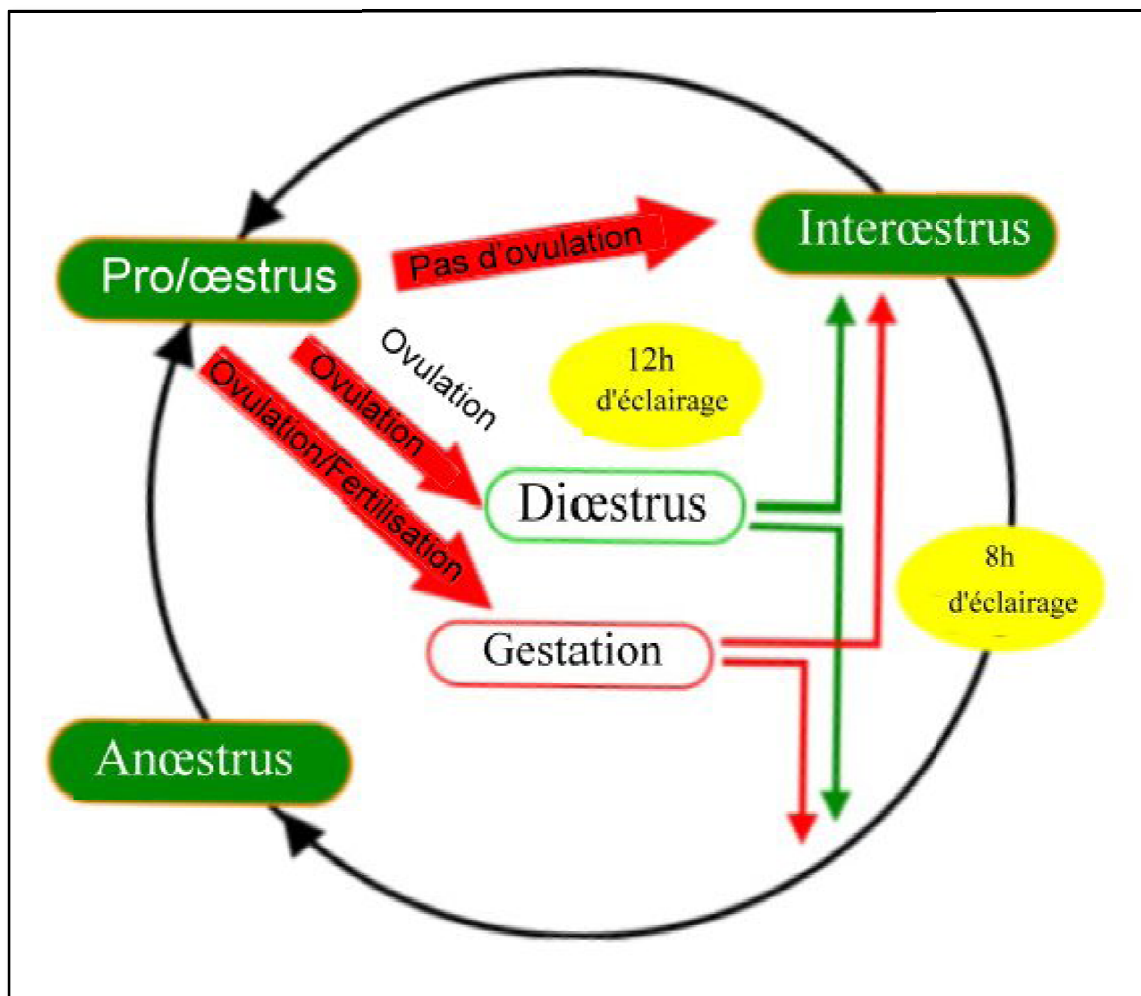


Figure 4 : Les différentes phases de cycle sexuel chez la chatte [Bruce.e(2006à)].

2. Cycle ovariatoire :

- **Ovulation :**

Depuis longtemps, à la suite des travaux de Greulich [**Greulich.Ww(1934)**], et de ceux de Dawson et Friedgood [**Dawson.Ab and Friedgood.Hb(1940)**], on sait que l'ovulation est déclenchée par le coït ou une stimulation vaginale analogue réalisée par exemple à l'aide d'une baguette de plexiglass. La survenue de l'ovulation consécutivement au stimulus est en fait soumise à deux conditions. Il faut que la chatte soit effectivement en œstrus depuis au moins deux jours,

mais cela est très variable en fonction des individus et chez ces individus, en fonction du cycle. La deuxième condition est la relative intensité du stimulus [**Dawson.Ab and Friedgood.Hb(1940)**].

- **Pseudogestation :**

C'est le cycle qui se produit lorsque l'ovulation a lieu, mais pas la fécondation. Ce terme est en fait impropre puisqu'il n'y a aucune manifestation clinique de cet état chez la chatte [**Thibault.Levasseur.Mc(1993)**]. Après l'ovulation, les corps jaunes sont formés rapidement en 24 à 36 heures et produisent de la progestérone dont le taux devient significativement élevé 2 à 5 jours après l'ovulation [**Thibault.Levasseur.Mc(1993)**]. Pendant cette période, les corps jaunes sécrètent donc de la progestérone, le pic de sécrétion se situe entre le seizième et vingt cinquièmes jours après l'ovul d'après Verhage [**Verhage.Hg(1976)**].

En conclusion, on peut noter que la pseudogestation n'est accompagnée ni du comportement maternel, ni de la montée laiteuse [**Thibault.Levasseur.Mc(2001)**].

- **Gestation :**

La gestation est la période qui sépare la rencontre d'un ovule et d'un spermatozoïde de la production de chatons. Le développement des fœtus à partir d'une cellule unique jusqu'à un individu viable dans le milieu extérieur s'accompagne de modifications de l'organisme maternel. Chez la chatte, la gestation dure en moyenne 63 jours à 65 jours (neuf semaines et demi) avec des extrêmes allant de 58 à 72 jours (plus la portée est importante, plus le temps de gestation sera court) [**Margret.V(2006)**].

Donc, Chez la chatte l'ovulation est dans la majorité des cas déclenchée par le coït et cela peut déboucher sur l'apparition de trois types de cycles :

- Un cycle anovulatoire, lorsque la chatte n'a pas été saillie ou que le coït n'a pas déclenché l'ovulation.

- Une pseudogestation, si l'ovulation s'est produite mais que la chatte n'a pas été fécondée.

- Une gestation si l'ovulation s'est produite et que la fécondation a eu lieu
(Figure 5) [Paragon.M(2001)].

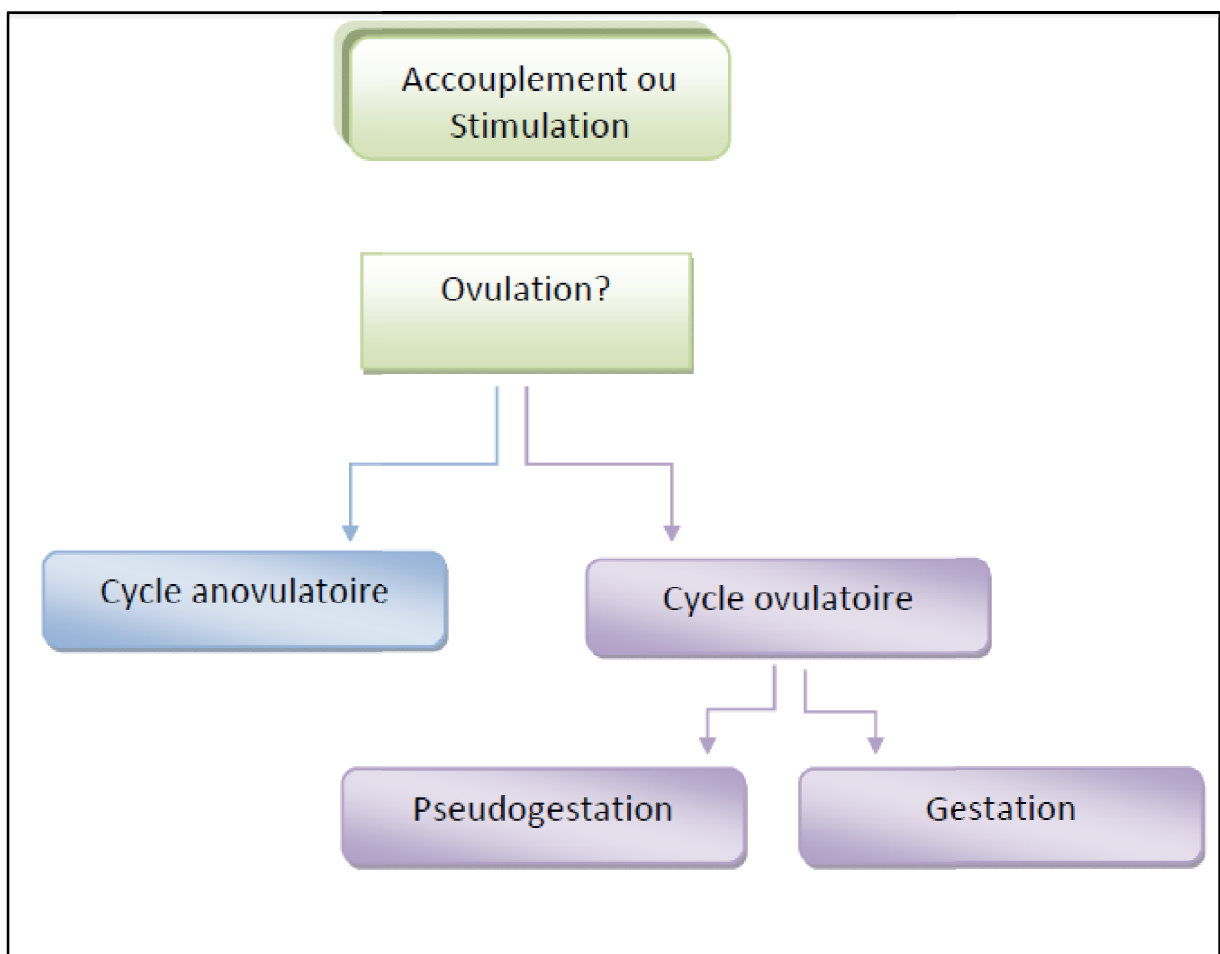


Figure 5 : Les trois cycles possibles chez la chatte [paragon.m(2001)].

3 . Equilibre endocrinien du cycle sexuel :

3.1. Cycle oestral :

Le contrôle de l'activité gonadique fait intervenir le système neuroendocrinien.

Par l'intermédiaire de neurotransmetteurs, le système nerveux régule le complexe Hypothalamohypophysaire, qui lui-même oriente l'activité gonadique (Figure 6)

[Barre.F(1988)].

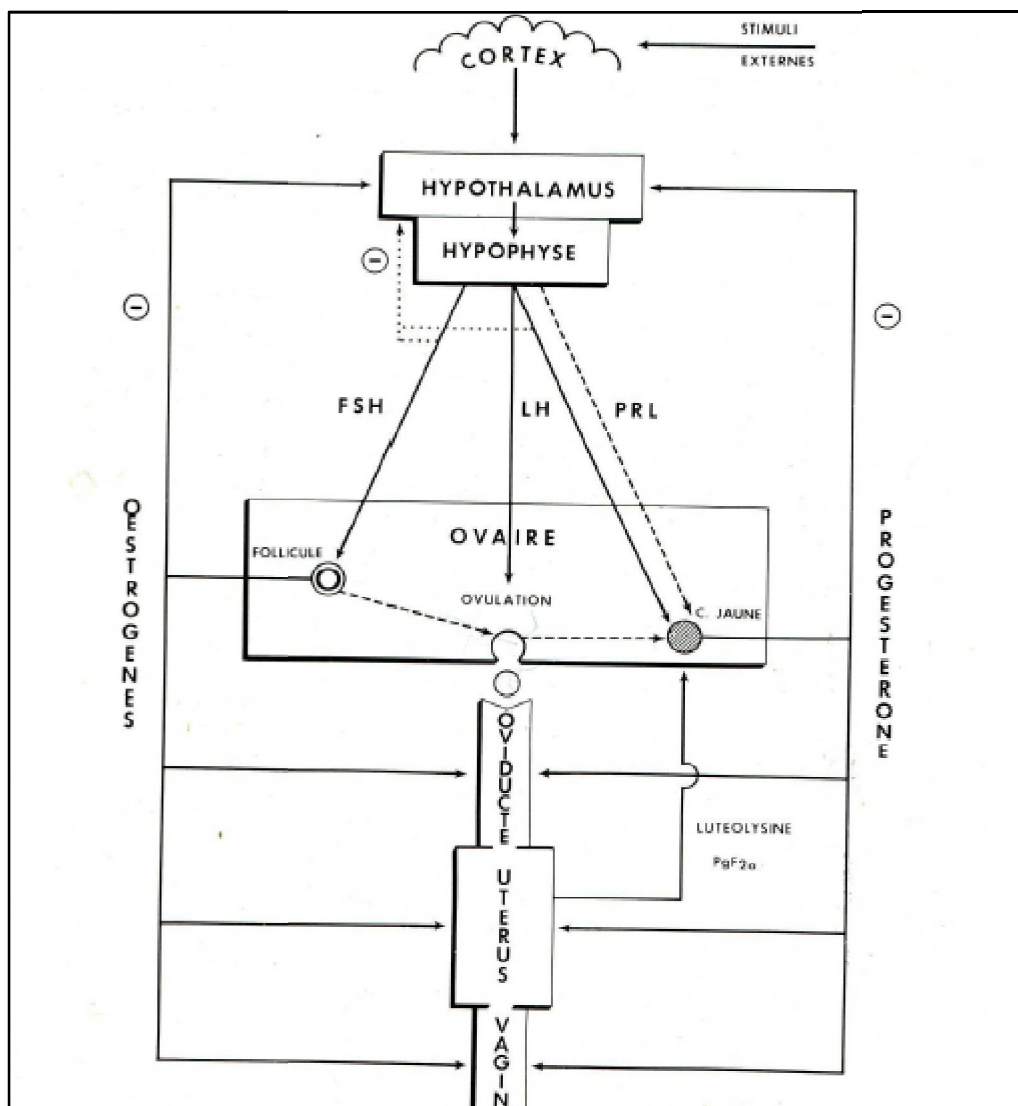


Figure 6 : Régulation neuro-hormonale du cycle sexuel des mammifères [Vaissaire.Jp(1977)].

3.1.1. Profil hormonal du cycle :

3.1.2. Cycle anovulatoire :

Le cycle anovulatoire est caractérisé par une sécrétion irrégulière des stéroïdes notamment les oestrogènes sous forme de $17\text{-}\beta\text{-oestradiol}$. L'oestradiol sanguin passe d'une valeur basale de 1,4 à 5,5 p mol/ml à des pics de 11 à 27 p mol/ml entre le prooestrus et l'oestrus, et enfin, il diminue en quelques jours [Katharine.M(2007)]. La sécrétion de progestérone chez la chatte ne se produit que s'il y a eu ovulation, et donc saillie, 24 à 72 heures après [Shirley.D,Johnston.A(1996)].

3.1.3. Cycle ovulatoire :

Chez la chatte l'ovulation est provoquée. Elle survient 24 à 30 heures après le stimulus déclenchant, parfois plus tardivement 40 à 52 heures (figure 7). En fait, 50% des chattes nécessitent un seul coït, les autres 3 voire 4. La stimulation vaginale engendre une libération de GnRH de l'hypothalamus par l'intermédiaire de la stimulation des récepteurs sensitifs du vagin et du col de l'utérus [Gary.F,Palen(1966)]. Au niveau de l'hypophyse, celle-ci déclenche une libération massive de LH et donc la rupture des follicules préovulatoires [Neubauer.K(2006)]. Le pic d'hormone lutéotrope (LH) survient 5 minutes à 2 heures après la copulation. Il atteint son maximum 1 heure après le début de la décharge et chute à la quatrième heure. Ce phénomène est illustré par la figure 8 [Thibault.Levasseur.Mc(1993)]. Les corps jaunes se forment 24 à 36 heures après l'ovulation, la progestéronémie commence à s'élever 48 heures après l'ovulation, soit trois jours après le coït déclenchant et chute au moment du terme [Chetboul.V ,Pouchelen.GI(2009)]. Figure 7. Profils hormonaux pendant l'oestrus chez la chatte saillie [Thibault.Levasseur.Mc(1993)].

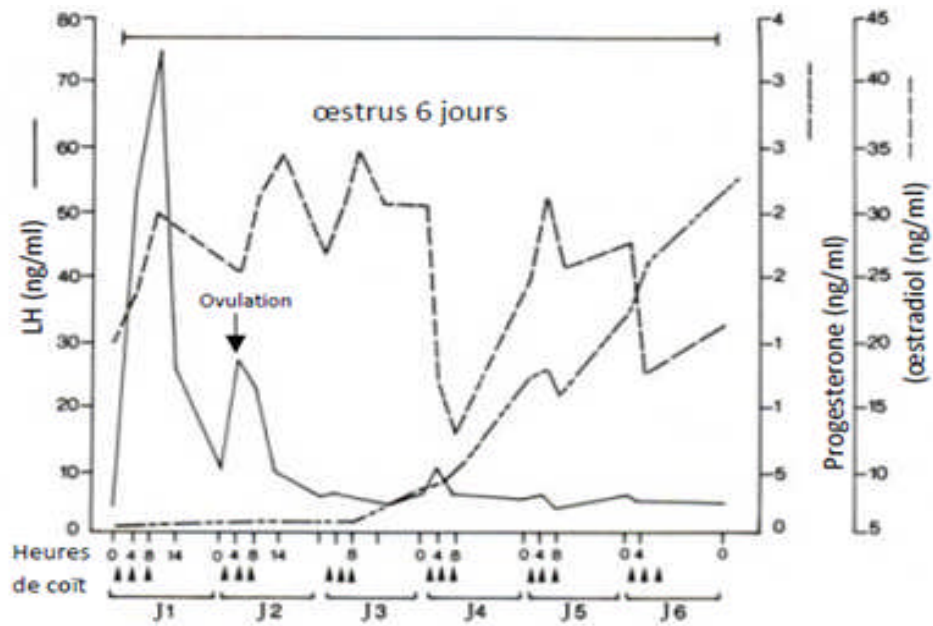


Figure 7 : Profils hormonaux pendant l'œstrus chez la chatte saillie [Thibault.Levasseur.Mc(1993)].

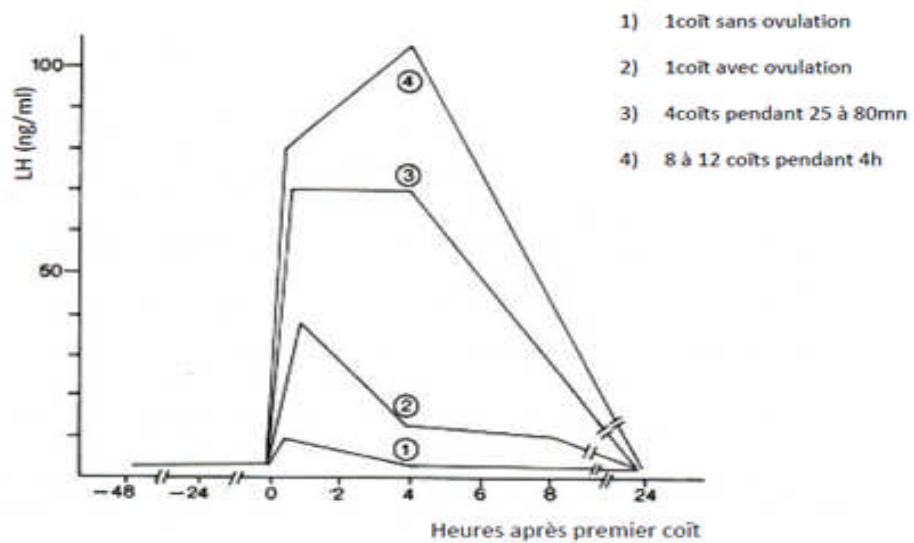


Figure 8 : Variations de la réponse plasmatique périphérique en LH chez la chatte après un ou plusieurs coïts [Thibault.Levasseur.Mc(1993)].

3.1.4. Pseudogestation :

Pas de différence dans les taux circulants de progestérone entre une pseudogestation et une gestation jusqu'aux 25- 30ème jours post ovulatoire [Malandin.E(2003)]. Pendant les 40 premiers jours les concentrations d'oestradiol étaient semblables ou inférieurs légèrement à ceux observés pendant la gestation puis, ils réaugmentent après 40 jours [Verhage.Hg(1976)].

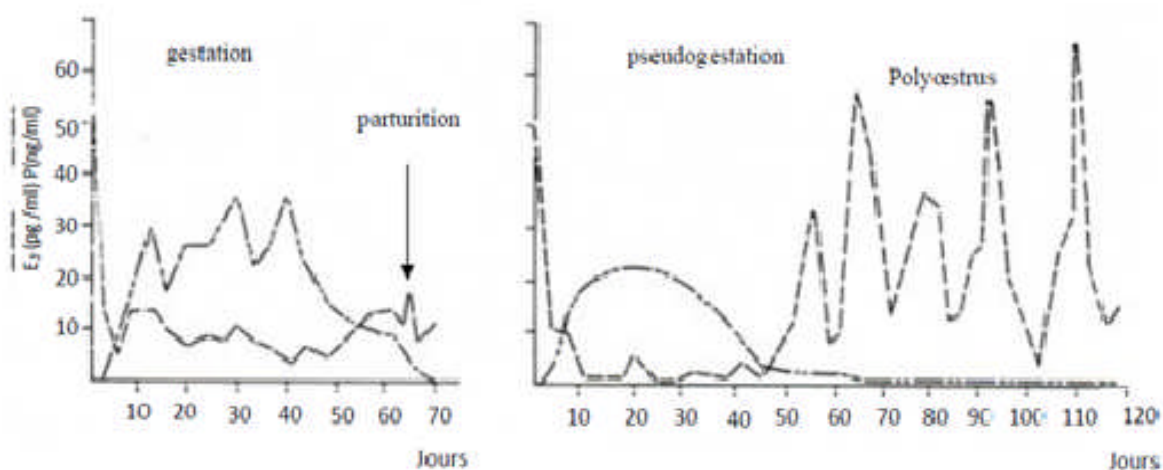


Figure 9 :Profils hormonaux pour l'oestradiol et la progestérone plasmatique chez la chatte pendant la gestation, la pseudogestation et le polyœstrus[Verhage.Hg(1976)].

III. LES INDICATIONS DE L'OVARIECTOMIE CHEZ LA CHATTE

a. INDICATIONS DE CONVENANCE [Berthelot.X(2010b)] :

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. Une chatte stérilisée sera également moins impliquée dans des bagarres, donc moins sujette aux plaies et abcès, 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 (Figure 10) mais aussi des pathologies utérines.

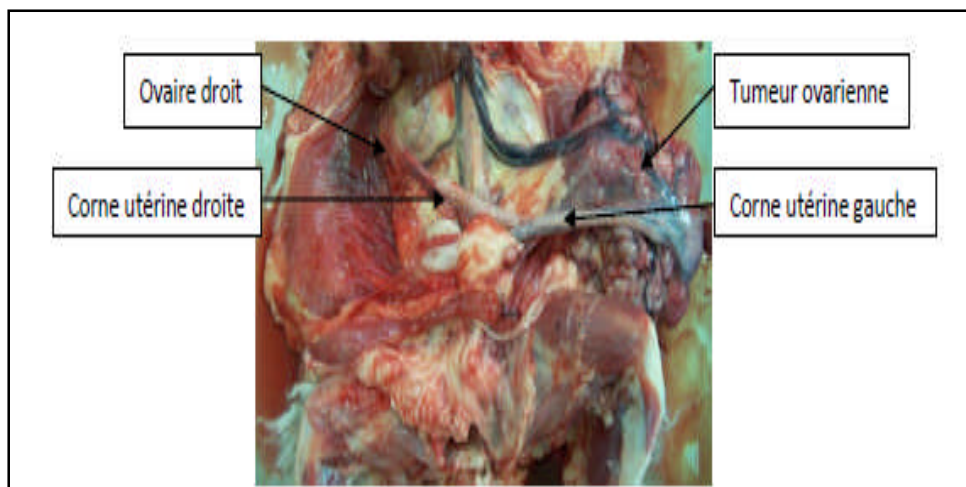


Figure 10: Tumeur ovarienne chez une chatte stérilisée médicalement par progestagènes autopsiée [Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

b. INDICATIONS MÉDICALES [Crowe.Dt(2009)] :

L'ovariectomie permet en premier lieu de traiter les affections ovariennes telles que les tumeurs (rares chez la chatte) ou les kystes. Pour les kystes, l'exérèse est curative. En ce qui concerne les tumeurs, il en existe trois types selon les cellules concernées au sein de l'ovaire : Cellules somatiques, cellules germinales ou cellules de la granulosa.

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. Dans ce cas l'intervention peut être palliative et apporter plus de confort à l'animal pour ses derniers mois de vie.

Certaines masses mammaires peuvent être traitées par ovariectomie, comme en particulier chez la jeune chatte de moins de cinq ans, chez qui il s'agit le plus souvent de fibroadénomatose mammaire [Levyx(2008a)]. Il s'agit alors d'une prolifération généralisée du tissu mammaire qui est la plupart du temps bénigne. Le développement est en outre influencé par les hormones sexuelles. La chatte est alors souvent opérée par les flancs, le tissu mammaire étant trop développé pour permettre un abord par la ligne blanche. Le tissu mammaire régresse alors dans les quelques semaines suivant l'intervention.

L'ovariectomie permet de prévenir l'apparition d'affections mammaires telles que les tumeurs ou la mastose (kystes et nodules mammaires). Des études ont montré que l'opération des chattes avant l'âge de six mois divisait le risque d'apparition de tumeurs par sept [Levyx Mimouni.P(2008b)].

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

Enfin, l'efficacité du traitement de certaines maladies métaboliques, telles que le diabète [Siliart.B(2011)] peut être mal influencée par la présence d'hormones sexuelles. Ainsi, après ovariectomie, l'absence d'hormones sexuelles simplifie la stabilisation de la maladie.

c. CONTRE-INDICATIONS :

Pour réaliser une ovariectomie, l'animal doit pouvoir supporter une anesthésie générale. Il est donc important de considérer la balance bénéfice / risque pour prendre la décision d'intervention. 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. Il est alors indiqué soit de réaliser une ovariohystérectomie dans les phases précoces de gestation, sinon de préférer la mise-bas avant d'effectuer une ovariohystérectomie après involution utérine.

Lorsqu'une anomalie de l'utérus est observée, l'ovariectomie seule est à proscrire, il faut alors également réaliser une ovario-hystérectomie.

En outre, la stérilisation 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 18% chez la femelle [La-Marche.M,Bent(2006)]). 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, il est donc primordial de diminuer l'apport énergétique de la ration après stérilisation et de bien surveiller la courbe de poids de l'animal.

d. AGE PRECONISE :

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. Il règne encore une incertitude quant aux conséquences de cette intervention si jeune sur le métabolisme et la croissance. 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 [Olson.Pn,Kustritz.Mv(2001)]. En outre, les effets sur le comportement, la croissance et les caractères sexuels secondaires ne semblent pas différents d'une stérilisation plus tardive à l'âge de sept mois [Stubbs.Wp(1996)].

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.

IV. DESCRIPTION DE LA TECHNIQUE [Fossum.Tw et Al(2012)]

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

a. RAPPELS ANATOMIQUES :

Il est important de bien connaître l'anatomie de la cavité abdominale avant de réaliser l'intervention chirurgicale. Cela permet de bien pouvoir se repérer dans la cavité, de reconnaître les différents organes ainsi que les rapports qu'ils ont entre eux. Cela évite des erreurs telles que des manipulations intempestives de la rate ou du foie dont les lésions peuvent mettre en jeu la survie de l'animal. Les Figures 11 à 13 montrent donc schématiquement les organes de la cavité abdominale par plan successifs.

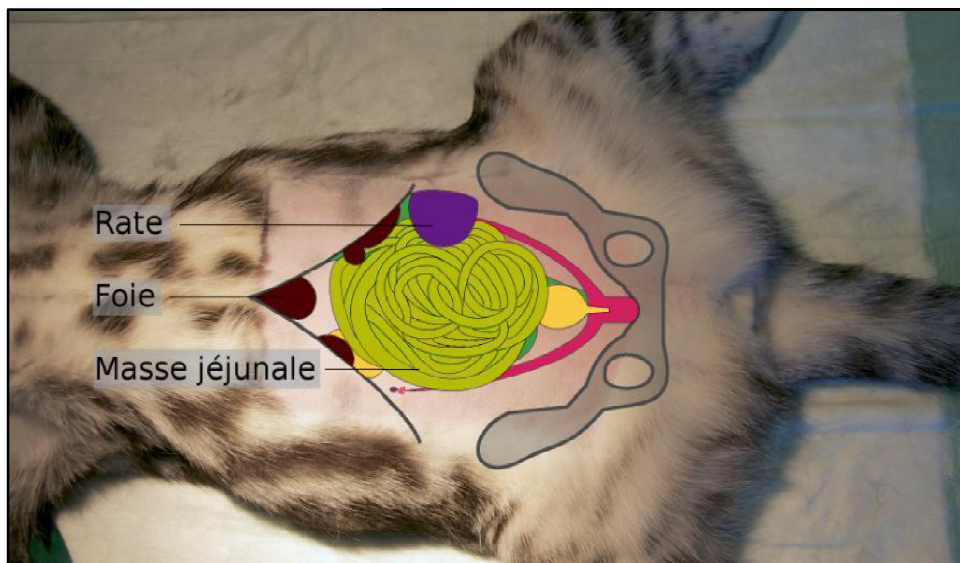


Figure 11 : Anatomie de la cavité abdominale, plan superficiel.

[Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

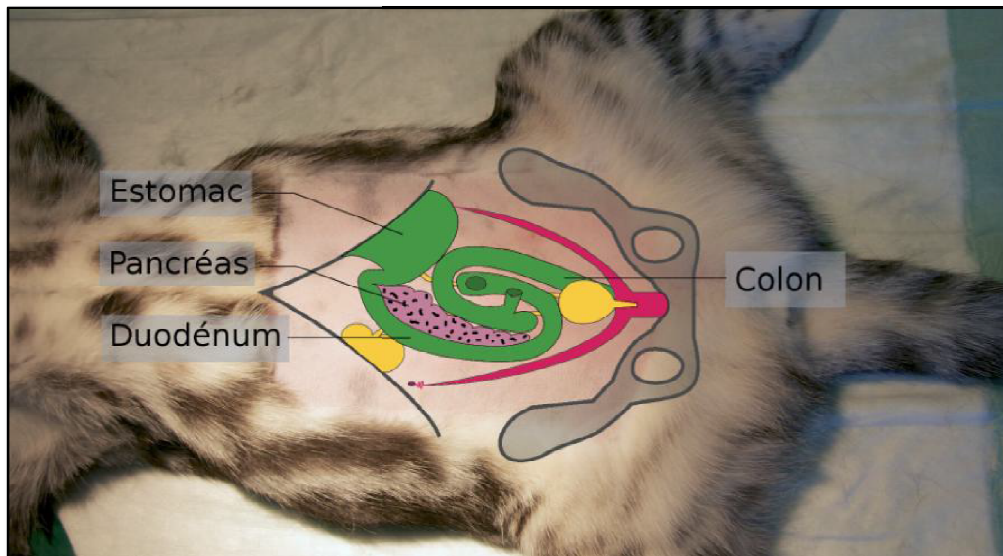


Figure 12 :

Anatomie de la cavité abdominale, plan moyen [Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

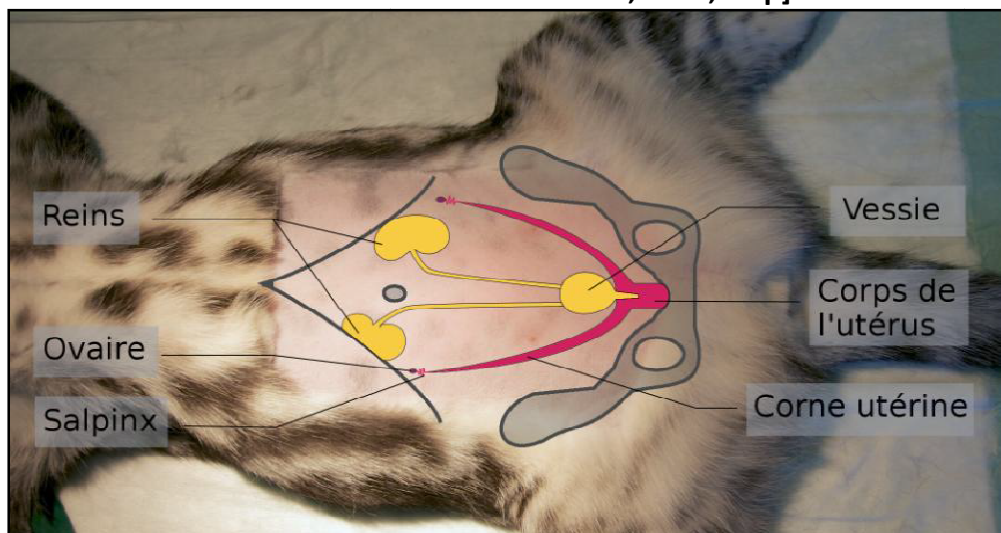


Figure 13 : Anatomie de la cavité abdominale, plan profond sans côlon [Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

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 (Figure 14).

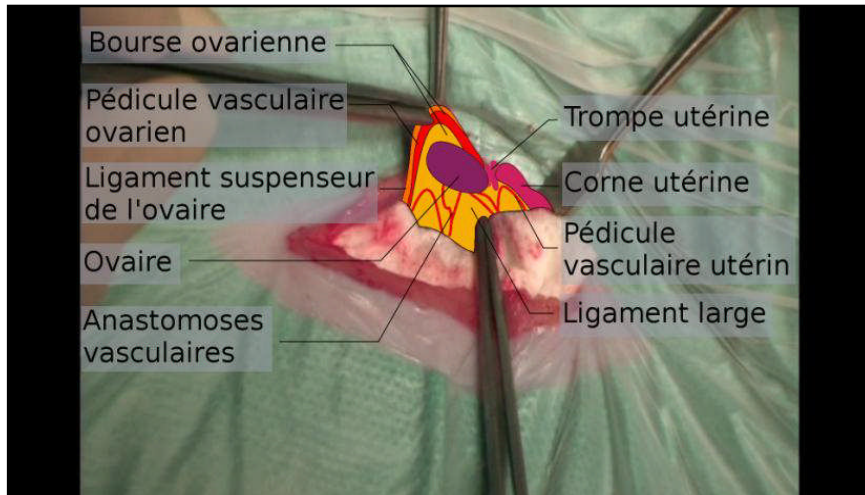


Figure 14 : Identification des structures anatomiques entourant l’ovaire [Thèsed'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

b. PREPARATION DE L'ANIMAL :

Comme pour toute intervention chirurgicale, il faut s’assurer que l’état de santé de l’animal permet l’intervention. Un examen clinique de la patiente est donc réalisé, et si nécessaire un bilan sanguin et une analyse d’urine. Ces examens permettront de prendre ou non la décision de réaliser l’ovariectomie en fonction de la balance bénéfice / risque pour l’animal et d’élaborer un protocole d’anesthésie adapté au mieux à l’animal.

Une fois la décision d’intervention prise, l’animal doit observer une diète hydrique de douze heures avant l’intervention afin de limiter le risque de fausse déglutition lors de l’anesthésie. L’imagerie médicale (échographie notamment) permet d’inspecter les ovaires ainsi que l’utérus afin d’obtenir des informations sur le statut de chaque organe, mettre en évidence d’éventuelles anomalies, ou pour faire un bilan d’extension dans le cas de tumeurs. Cela permettra de choisir la voie d’abord et le type d’intervention que le chirurgien pratiquera (ovariectomie ou ovario-hystérectomie).

Chez la chatte, classiquement, l’ovariectomie est réalisée par laparotomie au niveau de la ligne blanche, mais certains vétérinaires préfèrent une laparotomie par le flanc. Chacune de ces voies d’abord offre ses avantages et ses inconvénients :

- la laparotomie médiane assure une bonne visualisation de l’ensemble de la cavité abdominale et en particulier de l’utérus, ce qui permet de confirmer les

observations échographiques. Le cas échéant, une ovario-hystérectomie peut au final être réalisée sans difficultés, juste en prolongeant la longueur de l'incision.

En revanche, la recherche des ovaires peut poser quelques difficultés, car ils sont souvent masqués par l'ensemble de la masse intestinale, la rate, ...

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

Une fois anesthésié, l'animal est placé en décubitus dorsal et tondu largement en prévision d'une éventuelle ovario-hystérectomie. Le rectangle de tonte s'étendra de l'appendice xiphoïde jusqu'en arrière du pubis et latéralement au-delà des mamelles (Figure 15).

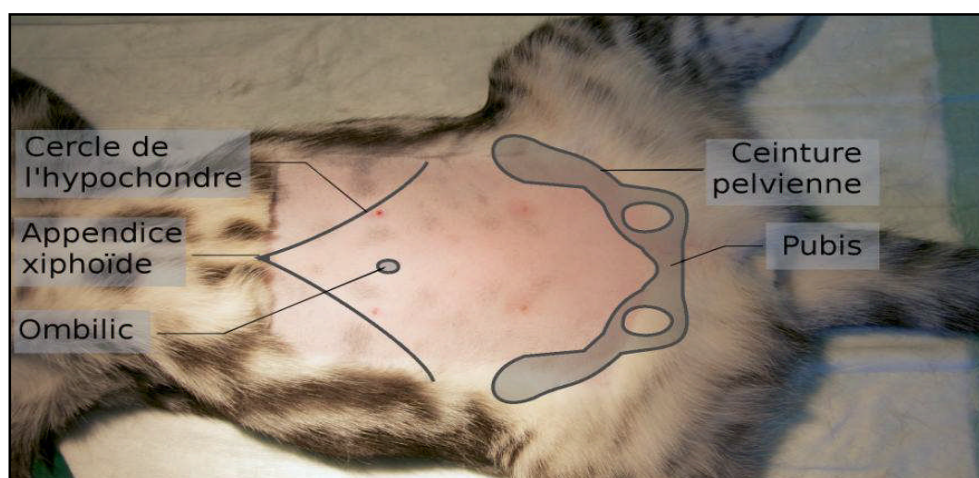


Figure 15 : Délimitation de la zone de tonte [Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

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 16). Cinq lavages successifs seront réalisés avec un savon à la chlorhexidine ou à la povidone iodée, avec un rinçage au chlorure de sodium 0,9% stérile entre chaque application. Il est important d'avoir un temps de contact entre le savon et la peau d'au moins une minute à chaque lavage. L'étape de lavage s'achève par l'application de la solution coordonnée au savon (chlorhexidine ou povidone iodée), il est primordial de ne pas mélanger les deux molécules car leurs effets se neutralisent.

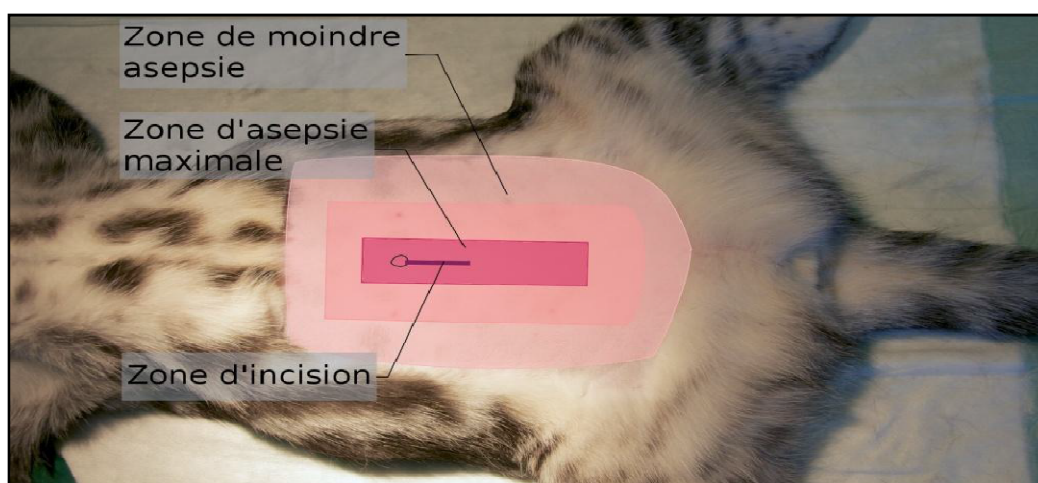


Figure 16 : Désinfection chirurgicale concentrique, du centre vers la périphérie de la zone Opératoire [Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

C. LES INSTRUMENTS EMPLOYES :

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



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



Ciseaux de Metzenbaum : dissection du tissu sous-cutané [www.ess.com]



Sonde cannelée : ouverture de la cavité abdominale [Zone.Ma;and Wanke.Mm(2001)]



Pince en cœur : préhension de l'ovaire [www.medicaexpo.com]



Crochet à ovariectomie : recherche de l'ovaire [www.instrument-rotatifs.com]



Pince hémostatique [www.instrument-dantaire.com]

d. TEMPS OPERATOIRE :

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 (Figure 17).

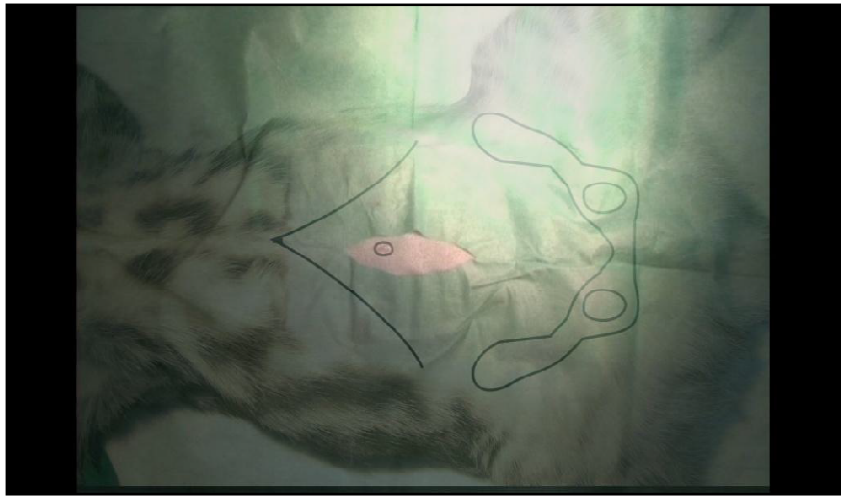


Figure 17 : Mise en place du champ opératoire avec par transparence
Les repères anatomiques [Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale
Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

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 18). L'objectif est de créer la plus petite cicatrice possible, l'incision sera donc la plus courte possible, en fonction de la technique de recherche réalisée : pour la technique du crochet, une incision d'un centimètre peut suffire. Une hémostase soignée doit être faite à l'aide d'une compresse ou d'un bistouri électrique au furet à mesure de l'observation de saignements. Cette étape a pour objectif de limiter les pertes sanguines mais également d'éviter de colorer les tissus environnants qui, lorsqu'ils sont tous rouges, sont difficiles à différencier les uns des autres.



Figure 18: Incision cutanée médiane moyenne à partir de l'ombilic [Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

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 19). 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 20). 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.

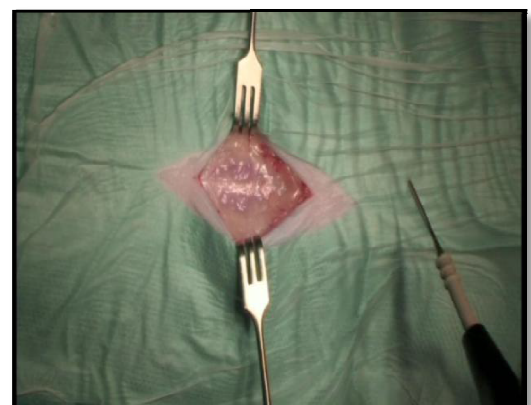


Figure 19 : Identification de la ligne blanche [Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

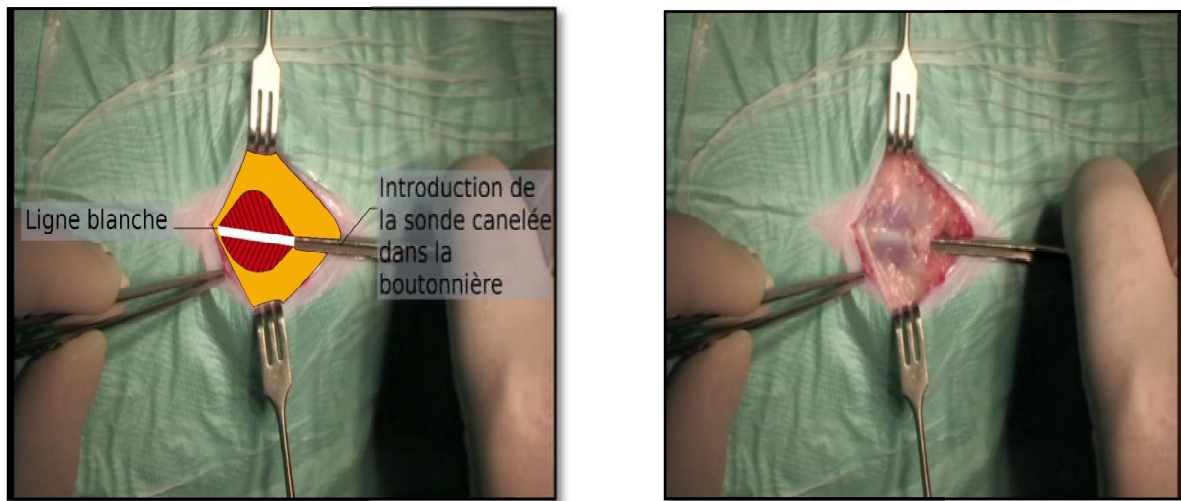


Figure 20 : Introduction de la sonde canelée [Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

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

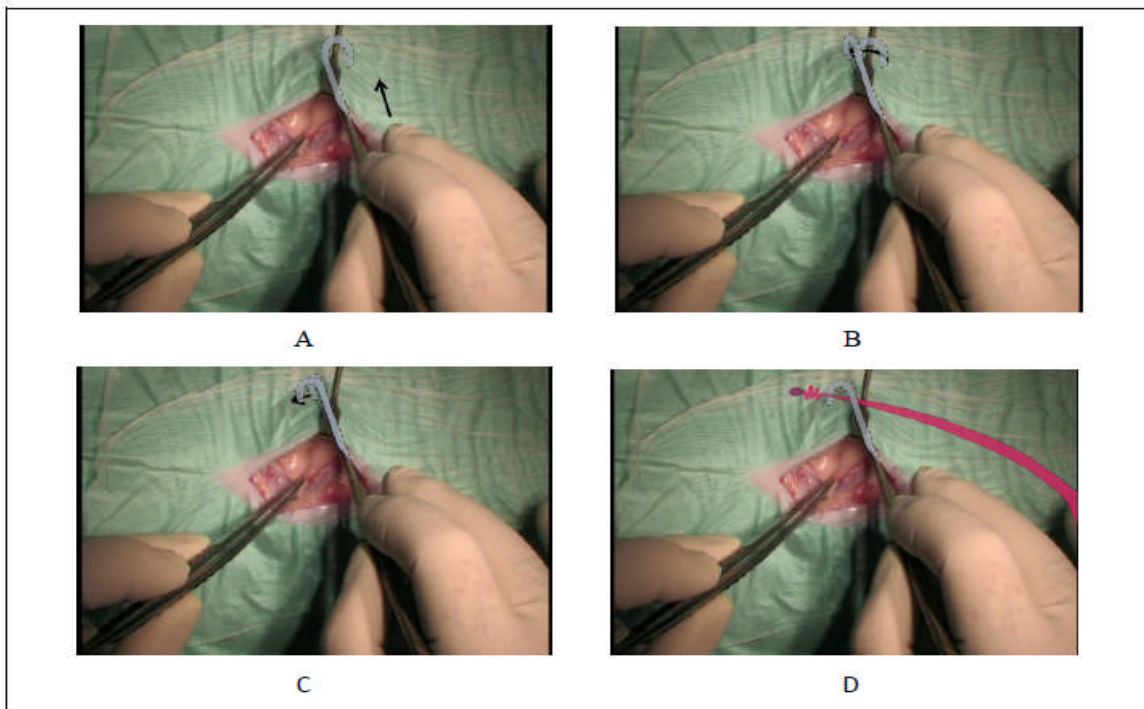


Figure 21 : Technique de recherche de l'ovaire à l'aide du crochet : introduction (A) et rotation du crochet (B-C) avec représentation anatomique de l'utérus (D) [Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

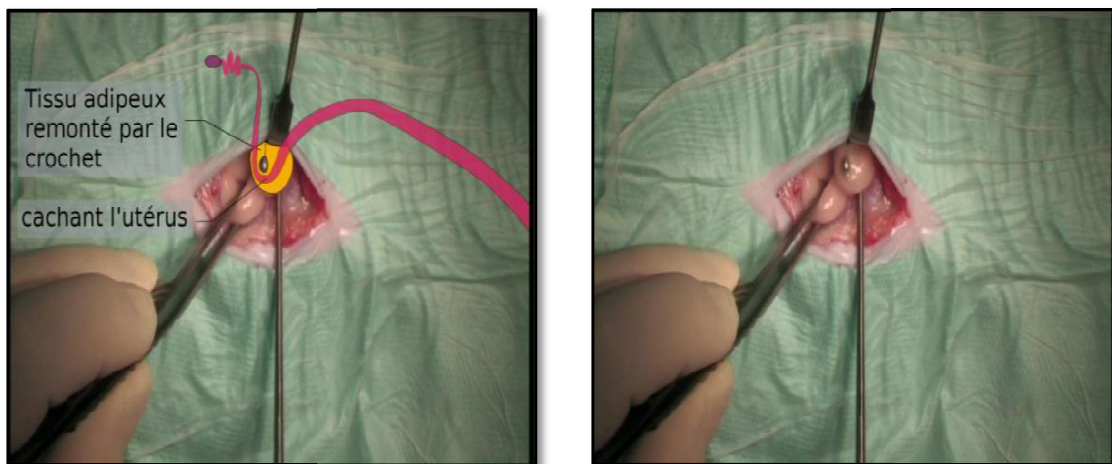


Figure 22 : Extériorisation de l'utérus, souvent recouvert de tissu adipeux abdominal (représentations schématisée et réelle) [Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

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

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

La dernière technique consiste à visualiser directement l'ovaire ou une corne utérine. La paroi abdominale située en face du chirurgien est alors soulevée à l'aide d'écarteurs et la cavité abdominale inspectée. La taille de l'incision nécessite d'être un peu plus importante que les précédentes. Si l'utérus est visualisé, il est pris en charge à l'aide d'une pince mousse et extériorisé. Dans le cas contraire, l'omentum est récliné afin de visualiser les structures

sous-jacentes. Si l'utérus n'est toujours pas visible, le chirurgien peut se servir d'écarteurs biologiques tels que le côlon descendant pour dégager la zone contenant l'ovaire gauche. Ainsi, le côlon descendant situé à gauche de l'animal est remonté puis récliné à droite de l'animal. Il emmène avec lui toute la masse intestinale, dégageant ainsi le rein et l'ovaire gauches. La recherche de l'ovaire droit peut être facilitée en procédant de la même façon avec le duodénum descendant, situé à droite de l'animal et récliné à gauche, laissant apparaître le foie, le rein et l'ovaire droits.

L'ovaire est extériorisé à son tour en remontant délicatement l'utérus. Il est alors important de bien identifier toutes les structures anatomiques (Figure 23).

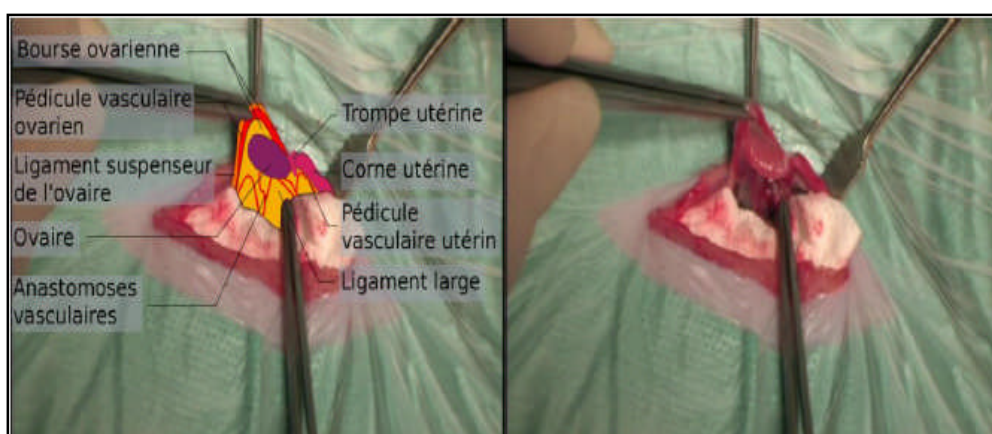


Figure 23 : Identification des structures anatomiques entourant l'ovaire [Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

La pince en cœur est alors mise en place en veillant à ce qu'elle emprisonne la totalité de l'ovaire (Figure 24). Ce dernier point est très important pour éviter le phénomène de rémanence ovarienne suite à la fragmentation de l'ovaire.

Le ligament large est ensuite ponctionné le plus loin possible de l'ovaire, approximativement à mi-distance entre le ligament suspenseur de l'ovaire et la corne utérine à l'aide d'une pince à hémostase ou du porte-aiguille. Cette ponction est agrandie afin d'être facilement identifiée. En passant au travers de la ponction, deux pinces limitatives (pinces hémostatiques) sont mises en place de part et d'autre de la pince en cœur (Figure 21). Ces pinces emprisonnent d'une part le ligament ovarien et le pédicule vasculaire ovarien (artère + veine) rostralement à l'ovaire et d'autre part la corne utérine caudalement à l'ovaire.

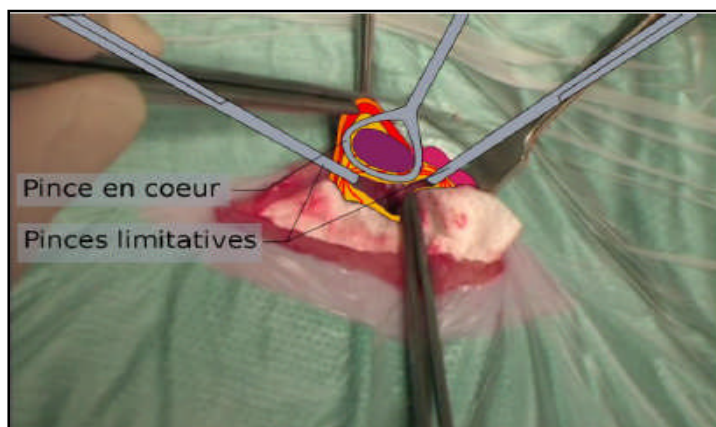


Figure 24 : Mise en place de la pince en cœur et des pincés limitatives [Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

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

Les ligatures vasculaires sont alors réalisées : ligature des artère-veine ovariennes ainsi que des artère-veine utérines. En raison des anastomoses existant entre les deux pédicules ovarien et utérin, les ligatures vasculaires doivent être positionnées le plus éloignées possible de l'ovaire et des pincés limitatives. La méthode la plus communément employée consiste à poser des ligatures, réalisées à l'aide de fil résorbable tressé, noué à l'aide d'un nœud d'hémostase soit deux demi-nœuds inversés. Ces ligatures sont placées sous les pincés limitatives en passant à chaque fois par le trou de ponction du ligament large (Figure 25). Ainsi, il n'est pas possible d'oublier l'hémostase de petits vaisseaux. Chez une patiente dont le ligament large est très infiltré de graisse, il arrive que l'épaisseur du tissu amène à réaliser deux trous de ponction, et une troisième ligature est alors mise en place entre les deux ponctions (Figure 26).

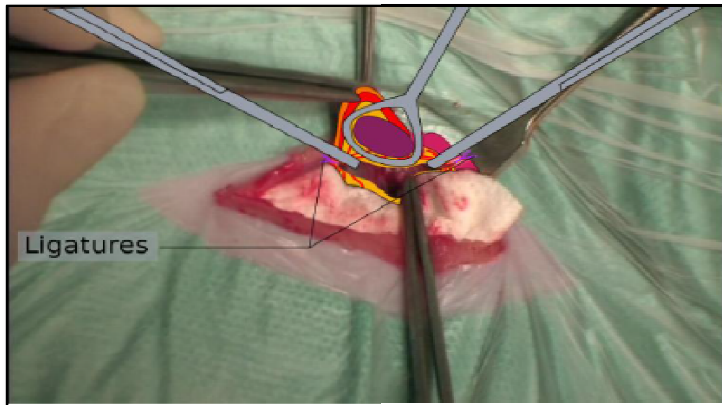


Figure 25 : Mise en place des ligatures [Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

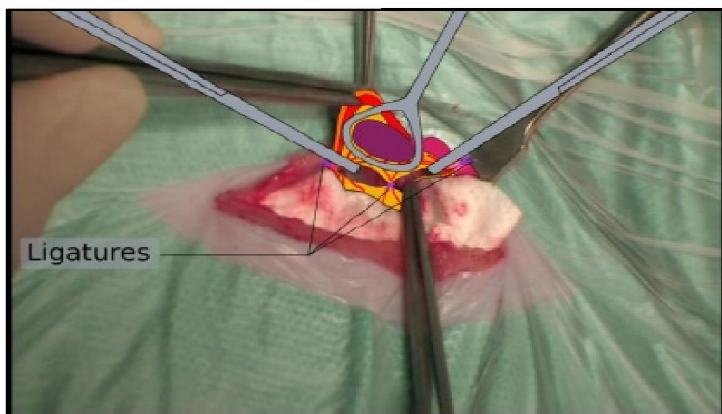


Figure 26 : Ligatures vasculaires

d'un ligament large très infiltré de tissu adipeux [Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

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

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

limitatives les plus rostrales. Si aucun saignement ne persiste, le pédicule et le ligament suspenseur de l'ovaire sont réintégrés délicatement dans la cavité abdominale.

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

Immédiatement après l'exérèse du premier ovaire, il est impératif de vérifier son intégrité, c'est-à-dire que l'exérèse complète de l'ovaire a bien été réalisée.

La recherche du second ovaire peut alors débiter à l'aide de la méthode mise en œuvre pour le premier ou en s'aidant de l'utérus. Le second ovaire extériorisé, il est appliqué la même procédure que pour le premier.

Une fois l'exérèse des deux ovaires réalisée, le chirurgien procédera à la suture de la plaie de laparotomie.

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

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

Enfin, la suture cutanée est effectuée à l'aide d'un surjet ou de points simples, avec un fil monobrin, moins inflammatoire, non résorbable. Dans le cas d'animaux difficiles, il pourra être utilisé un fil monobrin résorbable.

e. TEMPS POST OPERATOIRE :

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 27):

une compresse est placée sur la plaie chirurgicale puis est recouverte à l'aide d'un morceau de bande collante dont les angles auront été arrondis au préalable pour limiter le risque de décollement. La présence de ce type de pansement dérange souvent l'animal et l'incite donc à se lécher ou se gratter. La colle est irritante pour certains individus, voire allergène. L'autre alternative est l'utilisation d'un pansement liquide, déjà très développée en médecine humaine (Figure 28). 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 A. (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.

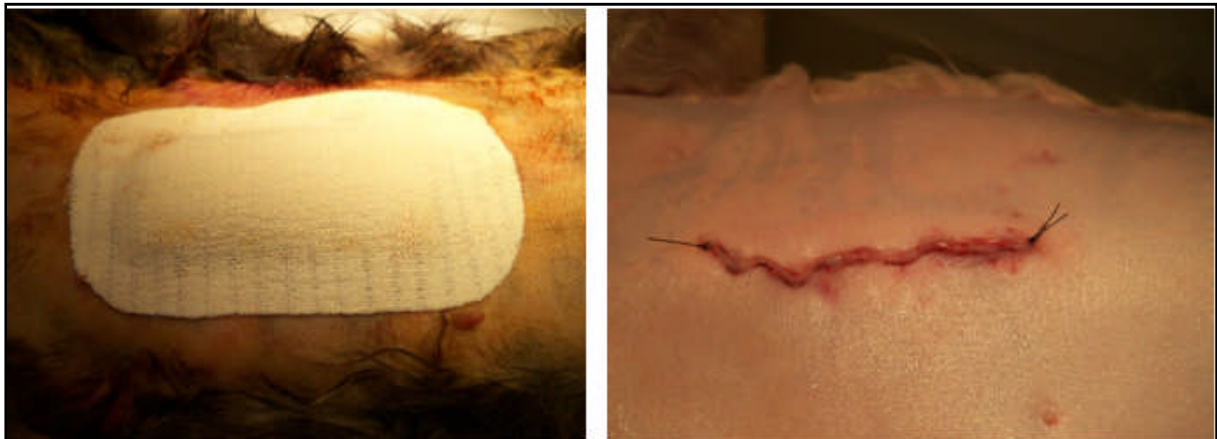


Figure 27: Pansement collé **Figure 28 :** Plaie recouverte par du pansement liquide

[Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

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

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

Le port d'une collerette est recommandé jusqu'au retrait des points, si l'animal semble obnubilé par sa plaie et passe son temps à la lécher (Figure 29). Néanmoins, il a été observé qu'une plaie protégée par un pansement liquide ne s'infectait que très rarement malgré un léchage intempestif [Dupau.J(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.



Figure 29 : Port de la collerette [Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

V. LES TECHNIQUES ALTERNATIVES

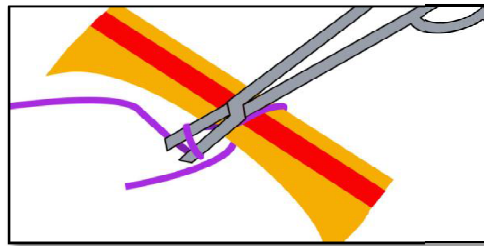
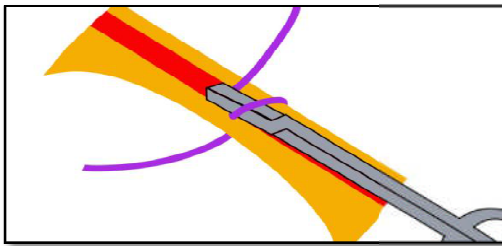
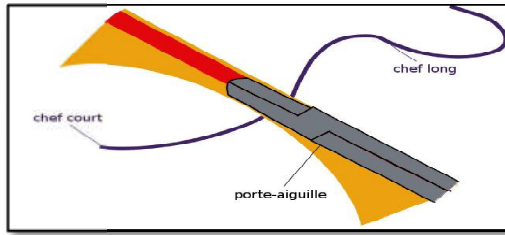
a. DIFFERENTES TECHNIQUES D'HEMOSTASE DU PEDICULE VASCULAIRE :

Dans la partie précédente, il a été décrit la technique d'hémostase classique, par ligature réalisée avec un nœud de d'hémostase. Il existe cependant plusieurs autres techniques :

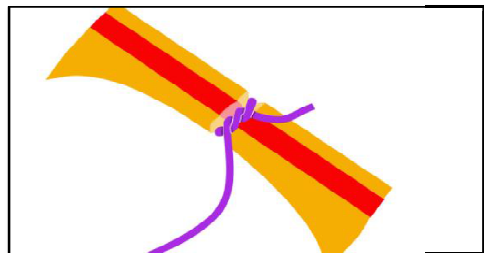
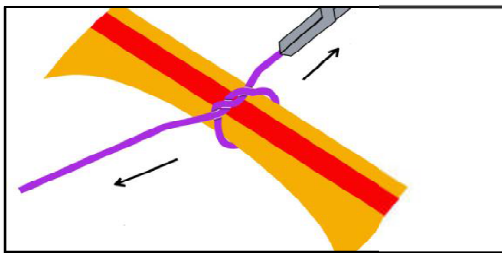
d'autres types de suture (nœud de Miller...), des clips vasculaires, l'électrocoagulation ou la thermofusion.

➤ **Différentes techniques de ligature :**

Le nœud d'hémostase est un nœud plat constitué de deux demi-nœuds inversés (Figure 30). Un nœud est placé sur le pédicule ovarien (ligament suspenseur de l'ovaire + artère et veine ovariennes) et un sur le pédicule utérin (trompe utérine + artère et veine utérines), chacun passant par la ponction du ligament large.

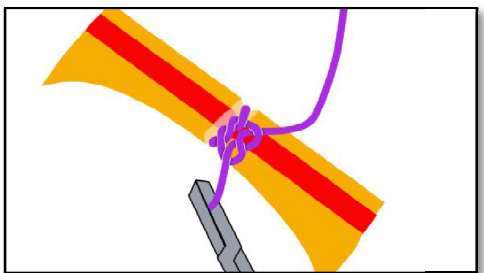
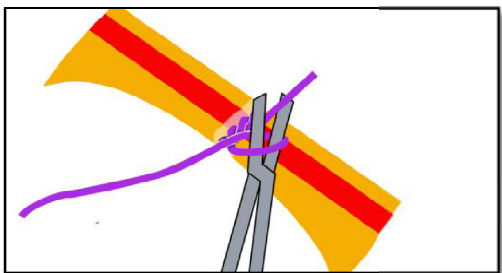


12



3

4



5

6

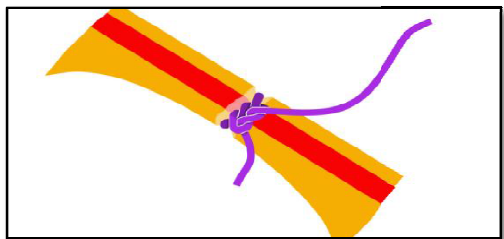
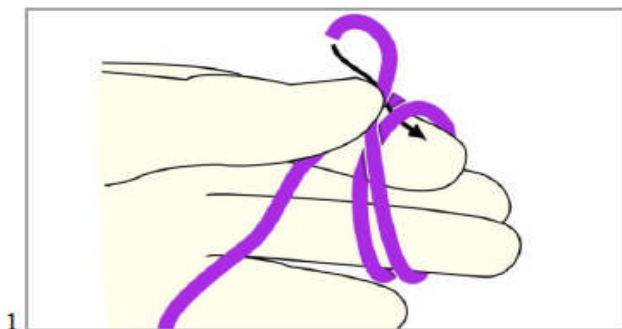


Figure 30 : Etapes de la réalisation d'un nœud d'hémostase [Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

Le second nœud est le nœud de Miller [Hardie.Rj(2008)]. A l'origine, ce nœud était utilisé pour fermer des sacs de grains. En chirurgie vétérinaire, il est plus employé pour ligaturer les pédicules vasculaires chez la chienne de grande taille, surtout lorsque ces derniers se trouvent dans une grande quantité de tissu adipeux, mais il est également indiqué chez la chatte grasse. Ce nœud offre en effet une meilleure tenue et une meilleure hémostase en augmentant la surface de compression (par rapport au nœud d'hémostase).

Le nœud de Miller est réalisé de préférence sur le pédicule ovarien clampé, après que ce dernier ait été sectionné près de l'ovaire (Figure 31) [Crowe.Dt(2009)]. C'est un nœud qui peut être préformé puis placé autour de la pince clamps pour atteindre un pédicule situé en profondeur.



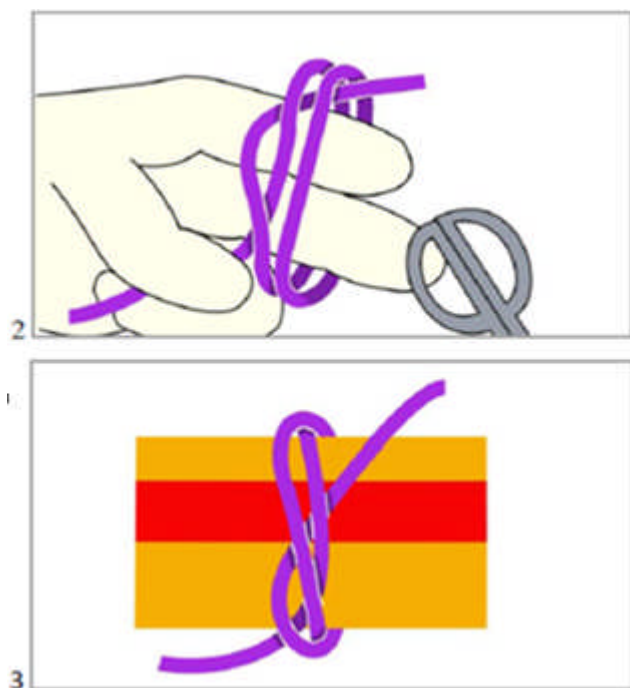
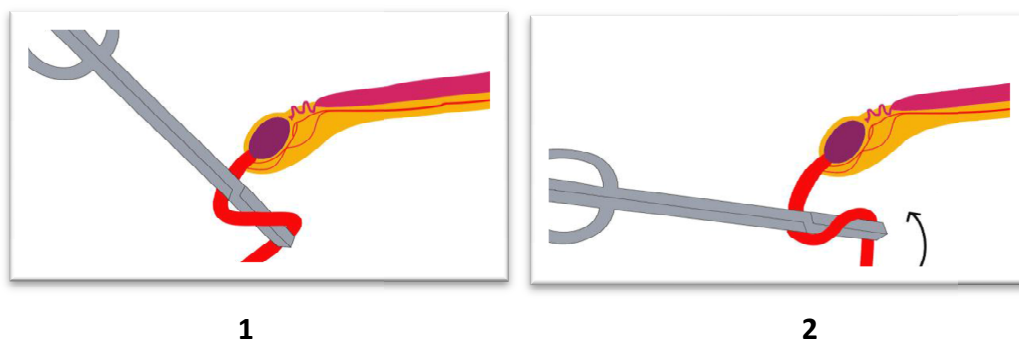


Figure 31 : Etapes de la réalisation d'un noeud de Miller [Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

Il existe une variante de ce noeud n'utilisant pas de fil mais directement le pédicule ovarien, c'est une auto-suture (Figure 32). Une ligature au fil est placée sur le pédicule utérin. Ensuite, une pince à hémostase est placée le long du pédicule ovarien, extrémité orientée vers l'attache du pédicule sur la paroi abdominale. L'extrémité de la pince tourne autour du pédicule afin de former une boucle de pédicule sur la pince. La pince est alors basculée vers l'ovaire puis ouverte afin d'attraper le pédicule ovarien près de l'ovaire. Le pédicule ovarien est incisé entre la pince et l'ovaire. L'extrémité incisée du pédicule ovarien est glissée dans la boucle formée sur la pince. Le noeud ainsi formé est serré.



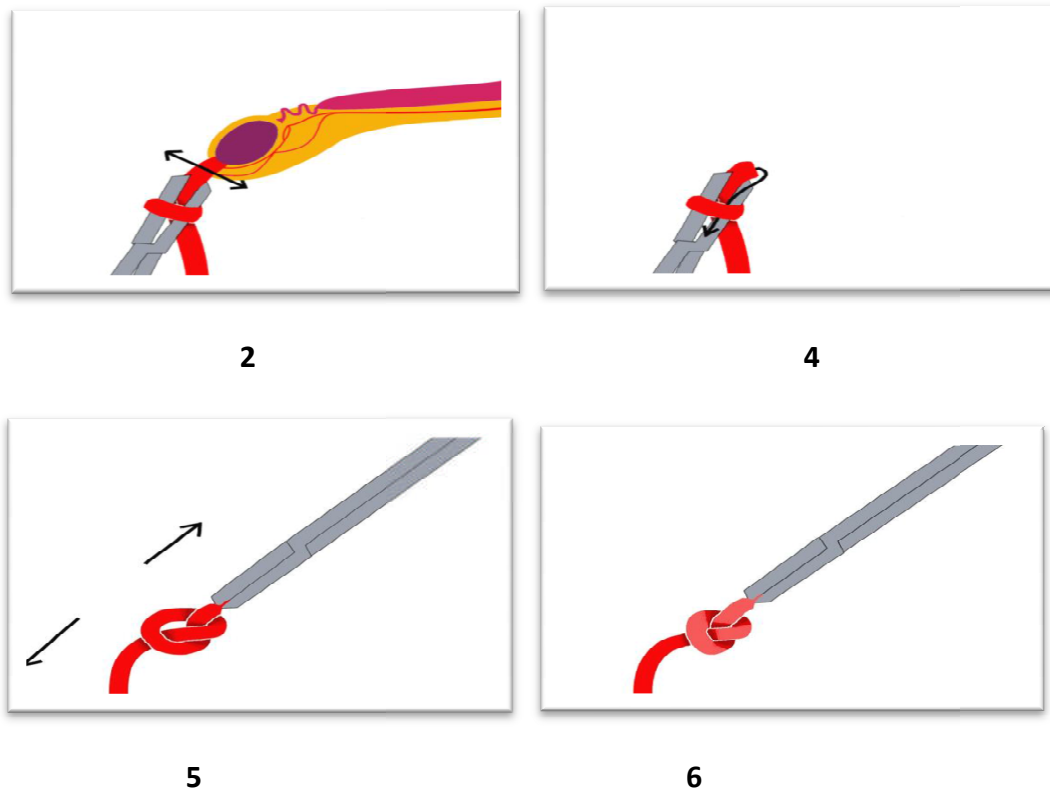


Figure 32 : Etapes de la réalisation d'une auto-suture du pédicule ovarien Par un nœud de Mille [Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

➤ **Les clips vasculaires :**

Les ligatures réalisées à l'aide d'un fil peuvent être remplacées par des clips vasculaires. La technique consiste à occlure la vascularisation en posant un clip métallique. Les clips sont posés à l'aide d'une pince dédiée. Le clip est serré sur le pédicule vasculaire. En général, deux clips sont placés sur la partie rostrale du pédicule ovarien qui resteront dans la patiente et un près de l'ovaire qui restera avec ce dernier. Le pédicule ovarien est incisé rostralement à ce dernier clip. Le pédicule utérin est soit traité de la même façon soit est ligaturé lorsque son diamètre est trop important pour permettre la pose d'un clip vasculaire.

➤ **Le collier de serrage en plastique :**

Certains confrères utilisent des colliers de serrage en plastique (Figure 33) au lieu de réaliser une ligature. Cet élément est alors placé en lieu et place des ligatures décrites dans la technique classique.



Figure 33 : Colliers de serrage en plastique

[www.medicaexpo.fr].

Le principal inconvénient avec cette technique est l'introduction d'un corps étranger dans l'organisme de l'animal, le collier de serrage crée ainsi une inflammation forte et durable car il n'est pas dégradé par l'organisme. En outre, ce matériel est difficile :

- à manipuler car souvent de taille trop importante par rapport à la

Taille des pédicules ;

- à serrer lors de sa mise en place ;

- à stériliser car il n'est pas prévu pour cette utilisation ; il est donc

Souvent simplement trempé dans une solution antiseptique avant

d'être mis en place, ce qui le fragilise.

C'est pourquoi la pratique de cette technique est fortement déconseillée de nos jours.

b. L'OVARIECTOMIE COELIOSCOPIQUE :

La technique d'ovariectomie par coelioscopie est de plus en plus utilisée en médecine vétérinaire chez les grands animaux, comme la jument et maintenant chez le chien. Cette technique est encore très peu utilisée chez la chatte compte tenu de son format, mais une étude a montré sa faisabilité dans cette espèce grâce à l'utilisation du matériel de pédiatrie [Vanimwegens.A(2007)].

L'ovariectomie par coelioscopie offre une meilleure récupération post opératoire que la laparotomie, grâce à des plaies d'incision plus petites. Il y a moins de complications d'éventration, de déhiscence de plaie ou de formations d'adhérences, mais

également moins de douleur après l'opération. Les animaux retrouvent ainsi une activité et un appétit normaux beaucoup plus vite après l'intervention **[Gendarme TLF(2011)]**.

Il faut cependant noter que certaines techniques de ligature des pédicules exploitent du matériel de coelioscopie. Trois techniques sont principalement mises en application : les clips vasculaires associés à une pince coupante, l'électrocoagulation et la thermofusion. Des pinces-agrafeuses permettent de poser deux à trois rangées de clips sur le pédicule ovarien (M/L-10 Multi-Fire 10mm Clip Applier (Microline Surgical) ou Multifire EndoGIA® Stappler (Covidien®)). Le pédicule est alors incisé entre les rangées d'agrafes soit à l'aide de ciseaux, soit à l'aide de la lame coupante dont sont munies certaines pinces.

Une étude a comparé chez trente chiennes, différentes techniques d'hémostase lors d'ovariectomie par coelioscopie : pose de clips vasculaires à l'aide d'une pince Multifire EndoGIA® Stappler (Covidien®) (Figure 33), ligature par fil ou thermofusion **[Mayew.Pd.Brown.Dc(2007)]**.



Figure 34 : Agrafeuse coupante linéaire laparoscopique MULTIFIRE ENDO

GIA™ [www.medicaexpo.fr].

Cette étude a révélé que des saignements avaient été observés chez toutes les chiennes du groupe traité par clips vasculaires. Comme aucun n'a modifié l'hémodynamique (aucune laparotomie correctrice n'a été nécessaire), cette technique a donc été considérée comme sûre. La pose de clips à hémostase permet de réduire le temps opératoire par rapport à la pose de ligatures.

Le système d'électrocoagulation est beaucoup utilisé dans le cadre de l'ovariectomie par coelioscopie.

Il existe deux méthodes d'électrocoagulation : l'électrocoagulation bipolaire et la monopolaire [Stavrakiss, Fourez. M (2009)]. Seule l'électrocoagulation bipolaire peut être utilisée dans le cadre d'une ovariectomie par laparotomie (Figure 35)

[Stavrakiss, Fourez. M (2009)]. L'animal est alors posé sur l'anode : c'est une plaque de caoutchouc reliée au générateur, recouverte d'une compresse humide et placée directement au contact de la peau. Il n'est pas nécessaire de tondre l'animal.



Figure 35 : système de coagulation bipolaire (bistouri électrique) [www.medicaexpo.fr].

Lorsque l'ovaire est extériorisé, une compresse est placée sous la bourse ovarique puis une anesthésie locale est réalisée (chlorhydrate de lidocaïne versé directement sur le pédicule). Le pédicule ovarien est alors mis sous tension et électrocoagulé par des pincements successifs sur une épaisseur de cinq millimètres à l'aide de la pince bipolaire, la coagulation sera plus efficace après dissection des vaisseaux. Des pinces à hémostase peuvent alors être posées pour tenir le pédicule avant de sectionner au plus près de l'ovaire pour faciliter les manipulations, conserver une marge suffisante de tissu coagulé et éviter ainsi les hémorragies post-opératoires.

Le ligament large est alors électrocoagulé de proche en proche jusqu'à atteindre la trompe utérine, qui est électrocoagulée à son tour en évitant d'appliquer la pince sur le sommet de la corne (Figures 37-38). On peut alors procéder à l'exérèse de l'ovaire.



Figure 36 : électrocoagulation du ligament large [Stavrakiss,Fourez.M(2009)].



Figure 37 : Vue de l'apex de la corne utérine après exérèse de l'ovaire [Stavrakiss,Fourez.M(2009)].

L'emploi de cette technique lors d'ovariectomie par laparotomie permet au chirurgien d'opérer seul et de gagner du temps .

Enfin, la dernière technique est la thermofusion. Elle est mise en oeuvre grâce à la pince ENSEAL® (ETHICON) (Figure 38). Elle permet à la fois l'hémostase et la section du pédicule.

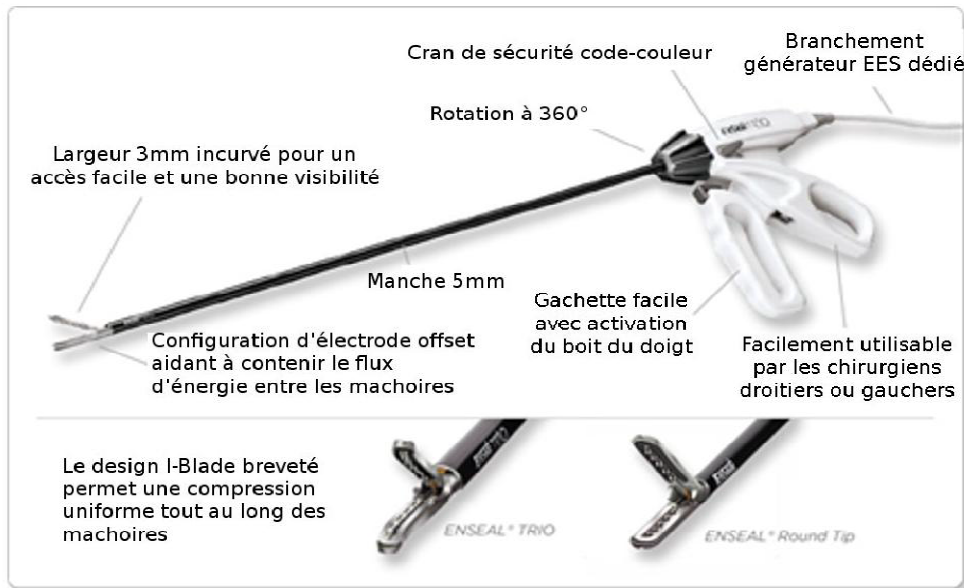


Figure 38: ENSEAL® tissue sealers[www.ees.com].

L'ENSEAL® est un instrument développé pour la coelioscopie. Il s'agit d'une pinceatraumatique, possédant sur sa mâchoire inférieure une plaque conductrice en U (Figure 39). Le tissu est comprimé entre les mâchoires de la pince et l'hémostase se fait alors par thermofusion homogène des tissus. Une lame permet ensuite de sectionner le pédicule entre les deux bords latéraux de la pince grâce au système I-BLADE™ [Albert.M.Bists(2011)].

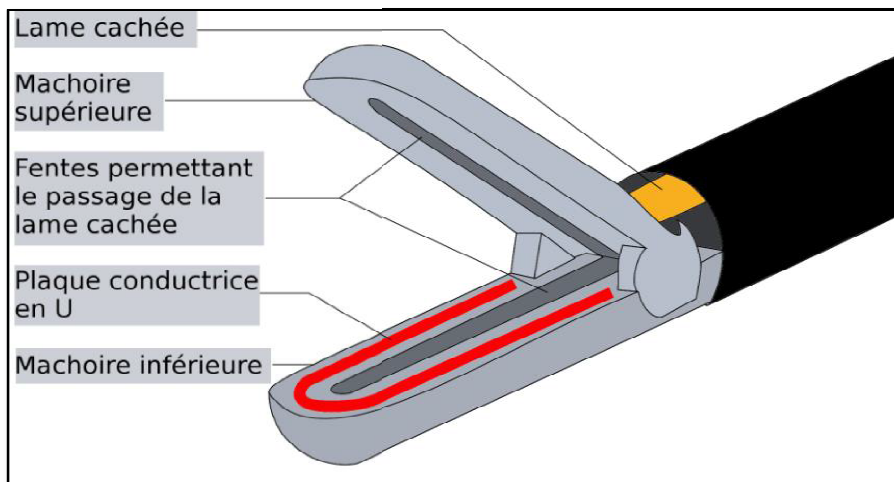


Figure 39 : Représentation schématique de l'embout de l'ENSEAL® [Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

La thermofusion est une évolution de l'électrocoagulation bipolaire incluant un système de régulation thermique permettant de délivrer une énergie homogène aux différentes structures composant le tissu, bien que leur densité soit différente. La thermofusion permet ainsi l'hémostase de vaisseaux jusqu'à sept millimètres de diamètre à faible température (inférieure à cent degrés Celsius [Albert.M.Bists(2011)]), sans carbonisation et en limitant la quantité de fumée émise, ce qui permet de garder une bonne visibilité du champ opératoire. L'ENSEAL® a de plus une diffusion thermique latérale de 1,1 millimètre [Mayew.PdBrown.Dc(2007)] (inférieure aux outils d'électrocoagulation) ce qui limite ainsi le risque de cautérisation iatrogène sur les organes voisins. Une étude comparant différentes techniques d'hémostase du pédicule vasculaire [Mayew.PdBrown.Dc(2007)] a montré que c'était une technique très sûre car aucun des animaux opérés à l'aide de cette technique n'a présenté de saignement lors de l'intervention. C'est la technique qui permet de réduire le temps opératoire d'une ovariectomie au minimum.

C . L'OVARIECTOMIE PAR LES FLANCS :

Certains confrères préfèrent réaliser l'ovariectomie de la chatte par le flanc. En effet, l'ovaire est directement accessible, en raison de la taille de l'animal et de la laxité du ligament suspenseur permettant d'atteindre les deux ovaires en ne réalisant qu'une seule incision. Ce bord chirurgical est recommandé lors de fibroadénomatose mammaire.

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 40).

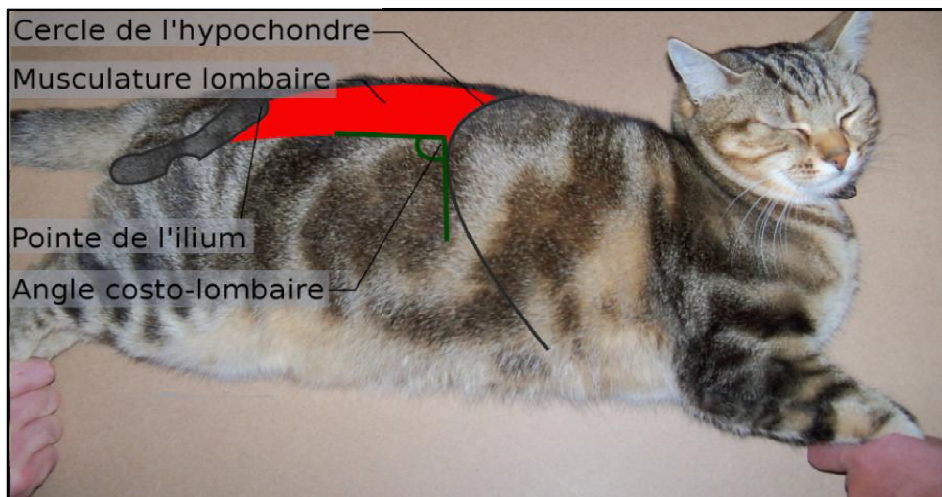


Figure 40 : Positionnement de l'animal et identification des repères anatomiques [Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

Il existe deux techniques d'incision :

- l'incision cutanée effectuée sur la bissectrice de cet angle : elle

Début à environ un centimètre de l'angle et s'étire sur trois ;

Centimètres (Figure 41) [Gendarme TLF(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 41) [Ravanat.S(2004)] ;

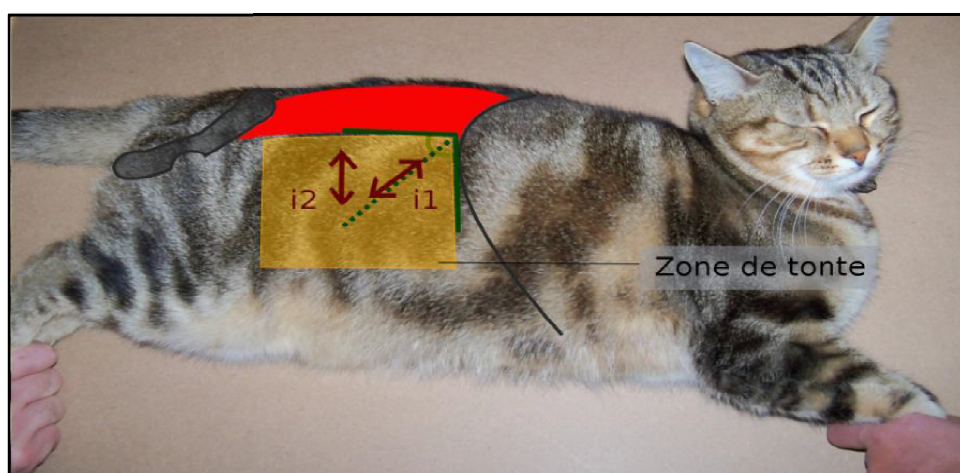


Figure 41 : Localisation de la zone de tonte et des 2 types d'incision (i1 : angle costo-lombaire et i2 : perpendiculaire aux lombes) [Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p].

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).

Conclusion :

L'ovariectomie de la chatte est une intervention chirurgicale très largement répandue en médecine vétérinaire. Elle est considérée comme un acte de routine. Cependant, des complications post-chirurgicales peuvent être observées allant de la simple inflammation cutanée à la déhiscence de suture, en passant par des saignements voire des hémorragies.

La technique chirurgicale est plutôt simple, la mortalité est rare. L'ovariectomie et la castration du chat représentent les 1ères interventions chirurgicales qu'apprennent puis réalisent les étudiants. L'enseignement est important car il doit apporter aux étudiants toutes les clés permettant la réalisation de l'intervention.

Il a pu être mis en évidence un certain nombre de points techniques pouvant entraîner des complications. A l'exception de l'éventration qui a nécessité une réintervention et des trois déhiscences de la suture cutanée qui ont nécessité des pansements, toutes ces

complications étaient bénignes. En effet, toutes les réactions inflammatoires même les plus intenses ont fini par disparaître et n'ont pas eu de répercussions sur l'état général des animaux. Or, ces complications, principalement physiques, inquiètent en grande majorité les propriétaires. Il convient donc de proposer aux étudiants des techniques permettant de limiter au maximum les complications :

- d'inciser le tissu sous-cutané au lieu de le dilacérer ;
- d'utiliser un fil sous-cutané de décimale inférieur à 3 ;
- ne pas laisser le fil sous-cutané visible à la surface de la plaie ;
- utiliser un fil cutané du type monobrin non résorbable
- réaliser des nœuds de suture cutanée avec précaution tout en évitant de ne pas trop Serrer la suture, laisser les fils des nœuds assez longs après les avoir coupés
- préférer un pansement de type liquide vétérinaire qu'humain.

En prenant soin de réaliser cela convenablement, l'animal sera moins gêné et par conséquent moins intéressé par sa plaie d'ovariectomie. En outre, le port de la collerette sera moins nécessaire .

Références bibliographiques :

[1] : ALBERT M, BIEST S, ELLIS C N JR, ESPAT N J, LEE T, SINGER M, WATKINS K T (2011). Clinical Advancements With ENSEAL® Energy Delivery Device. General surgery news : special report [en ligne]. Disponiblesur :

http://www.ethicon.com/sites/default/files/Product/Energy/Group%20landing%20page/ENSEALclinical-advancements-special-report-DSL.11-0608.GSN_.SR_.pdf (consulté le 20/02/2013)

[2] : Barone, R.; (1978). Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome III. Ed: Vigot frères, lyon 1851.

[3] :Barre, F.; (1988). Diagnostic ultrasound in small animals. In Practice. 10(1): 17-25.

[4] : BERTHELOT X (2010a). Cours de reproduction à l'ENVT : Maitrise de la reproduction chez les carnivores domestiques.

- [5] :BERTHELOT X (2010b). Cours de reproduction à l'ENVT : Pathologie de l'appareil génital femelle chez les carnivores domestiques
- [6] : Bristol, S.; Gould, A.; Teresa, K.; and Woodruff.; (2006). Folliculogenesis in the domestic cat (*Feliscatus*). *Theriogenology*.66 : 5–
- [7] : Bruce, E.; (2006). Feline Estrous Cycle.LSU.School of Veterinary.Medicine. 81: 396-403.
- [8]: Cartee, RE.; and Rowlest.; (1984). Preliminary study of the ultrasonographic diagnosis of pregnancy and fetal development in the dog.J. VetReprod. 45(7): 1259-1265.
- [9] :Chetboul, V.; Pouchelon, JL. ; Bureau, AS. ; et Tessier, D. ; (2001). Echocardiographie et écho-doppler de chien et de chat ATLAS EN Couleur.
- [10] Christoph, H.; (1968). Précis de clinique féline. Ed: Vigot frères, 1962.
- [11] :CROWE D T (2009). Applying a Miller's knot.DVM newsmagazine [en ligne]. Disponible sur : <http://veterinarynews.dvm360.com/dvm/Medicine/Applying-a-Millers-knot-step-1/ArticleStandard/Article/detail/614983> (consulté le 23/11/2015).
- [12] : Da Silva, TFP. ; Da Silva, LDM.;Uchoa, DC. ; and Thomaz, LDT., (2006). Sexual characteristics of domestic queens kept in a natural equatorial photoperiod. *Theriogenology*. 66:1476–1481.
- [13] : Dawson, AB.; and Friedgood, HB.; (1940). The time and sequence of preovulatory changes in the cat alter mating or mechanical stimulation of the cervix. *AnatReprod*. 76: 411-429
- [14] : DUPAU J (2012). Contribution à l'apprentissage de l'ovariectomie : étude des complications chez 73 chattes. Thèse de doctorat vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 143 p.
- [15] : FOSSUM T W et al. (2012). Surgery of the reproductive and genital systems.Small Animal Surgery, 4th Edition, 26, 702.
- [16] : Gagnon, AC.; Chaurant, JP.; et Larue, JF.; (1995). Comportement du chat et ses troubles. *Point vétérinaire*. 286.
- [17] :Gary, F.; Palen.; and Graham, V.; Goddard.; (1966). Catnip and oestrousbehaviour in the cat.*AnimBehav*. 14: 372-377.
- [18]: 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, 154 p.

[19] : Getty, R.; (1975).The anatomy of domestic animals. WB.Saunders . 18

[20] :Greulich, WW.; (1934). Artificial ovulation in the cat (felisdomestica). Anat. Reprod. 58 (3): 21-224.

[21] :Gu"nzell, AR.; Ko"ster, K.; Mo"hrke, C.; and Poulsen, NC.; (2002). The use of Doppler sonography for the canine genital tract. Evvssae European Congress : 72–73.

[22] : HARDIE R J (2008). Surgery STAT: Don't forget the Miller's knot. DVM newsmagazine [en ligne]. Disponible sur :

<http://veterinarynews.dvm360.com/dvm/article/articleDetail.jsp?id=529584> (consulté le 23/11/2015)

[23] : Katharine, M.; Pelican, AB.; David, E.; Wildt, A.; and al.; (2007). Priming with progestin, but not GnRH antagonist, induces a consistent endocrine response to exogenous gonadotropins in induced and spontaneously ovulating cats.

DomesticAnimEndocrinology: 1-16.

[24] : LAMARCHE M, BENET JJ (2006). Etude comparative rétrospective de deux régimes alimentaires de chats stérilisés et leur état de santé. Epidémiologie et santé animale, 50, 113-126.

[25] : LEVY X (2008a). Fibroadénomatose féline. Pathologie de la reproduction canine et féline [en ligne]. Disponible sur :

http://www.vetreproduction.com/vetup_articleDisplay.php?articleId=21 (consulté le 23/11/2011)

[26] : LEVY X, MIMOUNI P (2008b). Les tumeurs mammaires chez la chatte. Pathologie de la reproduction canine et féline [en ligne]. Disponible sur :

http://www.vetreproduction.com/vetup_articleDisplay.php?articleId=45&categoryMainId=1 (consulté le 23/11/2011).

[27] :Malandin, E. ; (2003). Physiologie de la reproduction feline. Aniwa.SAS : 1- 48.

[28]: Margaret, V.; and Root , K.; (2006). Clinical management of pregnancy in cats. Theriogenology.66 :145–150.

- [29]: MAYHEW P D, BROWN D C (2007). Comparison of Three Techniques for Ovarian Pedicle Hemostasis During Laparoscopic-Assisted Ovariohysterectomy. *Veterinary Surgery* [en ligne], 36. 541–547. <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/17686127>(consulté le 23/11/2015) .
- [30] : MEYNAUD P (2010a). Cours de chirurgie à l'ENVT : Ovariectomie et ovariohystérectomie chez les carnivores domestiques
- [31] : Miglino, MA.; Ambro´sio, CE.; Martins, DS.; and al.; (2006). The carnivore pregnancy: The development of the embryo and fetal membranes. *Theriogenology*.66 :1699–1702 .
- [32] :Neubauer, k.; Jewgenow, k.; and Fickel, J.; (2006). Follicle-stimulating hormonereceptor in felids: Intra- and interspecies variation. *Theriogenology*.66 : 1737–1742.
- [33] : OLSON PN, KUSTRITZ MV, JOHNSTON SD (2001). Early-age neutering of dogs and cats in the United States (a review).*Journal of reproduction and fertility. Supplement*, 57, 223-232.
- [34] : P aillet, I.; (1992). Echographieféline.Th .Med Vet. Lyon: 181-192.
- [35] : PAPILLON A (2011). Intérêt de l'utilisation d'un pansement liquide vétérinaire sur des plaies d'ovariectomie : étude clinique sur 100 chattes. Thèse de doctorat vétérinaire, Toulouse, 115 p.
- [36] : Paragon, M. ; (2001). Actualité sur le comportement du chat. *Aniwa* . SAS: 1-5.
- [37]Povey,C.; (1998). Reproduction in the pedigree female cat.*Vet. J.* 19(8): 207-213.
- [38] : Prélaud, P., Rosenberg, D., De fornél .; (2002). Tests hormonaux exploration fonctionnelles en endocrinologie des carnivores domestiques. Ed: Masson , Paris, 2002.
- [39] : RAVANAT S (2004). La première consultation du chaton. Thèse de doctorat vétérinaire, Lyon 1, 191p
- [40]: Schmidt, PM.; Chakraborty, PK.; and Wildt, DE.; (1983). Ovarian activity,circulating hormones and sexual behaviour in the cat. *Bio.Reprod.* 28:657-671.
- [41]: Shille, VM.;Lundstrom, KE.; and Stabenfeld, GJ.; (1979). Follicular function in the domestic cat as determined by estradiol-17 β concentrations in plasma.*Bio.Reprod.* 21:953-963.

- [42]: Shirley, D.; Johnston, A.; Margaret, V.; and Root, A.; (1996). Ovarian and testicular function in the domestic cat: clinical management of spontaneous reproductive disease. *Anim.Reprod. Science.* 42: 261-274.
- [43] : STAVRAKIS S, FOUREZ M (2009). Electrocoagulation bipolaire des pédicules vasculaires (ECBPV) : Ne plus craindre les hémorragies per opératoires. *L'Essentiel*, N°136, 16 - 20.
- [44]: SILIART B, BURGER M, JAILLARDON L (2011). Mesures complémentaires et suivi chez le chien et le chat diabétique. *Le point vétérinaire*, N°319, 28-30.
- [45]: STUBBS WP, BLOOMBERG MS, SCRUGGS SL, SHILLE VM, LANE TJ (1996). Effects of prepubertalgonadectomy on physical and behavioral development in cats. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 209(11), 1864-1871.
- [46]: Thibault.;Levasseur, MC.; and Hunter, RHF.; (1993). Reproduction in mammals and man. *Ellipses Marketing S A*: 800 .
- [47] :Thibault. ; Levasseur, MC. ; and Hunter, RHF. ; (2001). La reproduction chez les mammifères et l'homme. *Ellipses Marketing S A*: 800.
- [48]:TOBIAS K M, JOHNSTON S A (2011). Urogenital System. *Veterinary Surgery: Small Animal*, vol2, 1st Edition, 11 (7), 109-112.
- [49] :Vaissaire, J-P., (1977). Sexualité et reproduction des mammifères domestiques. *Ed ,Maloine S A* ; 1977.
- [50] : VAN NIMWEGEN S A, KIRPENSTEIJN J (2007). Laparoscopic ovariectomy in cats:
- [51]:Verhage, HG.; Beamer, NB.; and Brenner, RM.; (1976). Plasma Levels of Estradiol and Progesterone in the Cat during Polyestrus, pregnancy and Pseudopregnancy. *Bio.Reprod.* 14: 579-585.
- [52] :Zambelli, D.; and Castagnetti, C.; (2001). Transcervical insemination with fresh or frozen semen in the domestic cat: new technique and preliminary results. *Reprod. V* : 34.
- [53] : Zambelli, D.; Caneppele, B.; Bassi, S.; and Paladini, C.; (2002). Ultrasound aspects of fetal and extrafetal structures in pregnant cats. *J. Feline Medicine and Surgery.* 4:95–106.
- [54] :Zambelli, D.; Castagnetti, C.; Belluzzi, C.; and Paladini, C., (2002). Correlation between fetal age and ultrasonographic measurements during the first 30 days of pregnancy in domestic cats (*Feliscatus*).*Theriogenology.* 57: 1981–1987.

[55] : Zone, MA.; and Wanke, MM.; (2001) . Diagnosis of canine fetal health by ultrasonographie.J.ReprodFertil . 57:215-219

Sources des illustrations :

[56] :www.bastideleconfortmedical.com consulté le 11/01/2016

[57]: www.ees.com consulté le 03/02/2016

[58]:www.instrument-dentaire.com consulté le 17/04/2016

[59] :www.instruments-rotatifs.com consulté le 12/03/2016

[60] :www.labelvage.com consulté le 26/02/2016

[61]: www.medicalexpo.fr consulté le 26/02/2016

[62]: www.socimed.com consulté le 23/04/2016

[63] :www.twenga.fr consulté le 03/01/2016