

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

UNIVERSITE IBN KHALDOUN DE TIARET
INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES
DEPARTEMENT DE SANTE ANIMALE

PROJET DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLÔME DE
DOCTEUR VETERINAIRE

SOUS LE THEME

*OVARIOHYSTÉRECTOMIE CHEZ
LA CHATTE*

PRESENTE PAR :

Mr. YAHIAOUI MUSTAPHA
Mr. HAMMAMI HOUCINE SID AHMED

ENCADRE PAR :

Dr. HAMDI MOHAMED



REMERCIEMENT

Ce travail n'aurait pu se réaliser sans l'aide d'ALLAH qui nous a donné volonte, courage et surtout patience, puis celle de toutes les personnes qui y ont contribuées de près et de loin.

Puis nous nous permettons de remercier nos parents qui ont consacré leurs vies pour notre réussite pour leur contribution, leur soutien, leur patience leur encouragement.

Nous tenons à remercier sincèrement avec beaucoup de respect au docteur HAMDI MOHAMED tout d'abord pour avoir accepté de nous encadrer et qui a toujours montré son écoute, ainsi à l'aide et le temps qu'il a bien voulu nous consacrer, pour ses conseils et de nous avoir fait bénéficier de son expérience basée sur la rigueur scientifique.

Nos considérations et un remerciement spécial et dédié à tous les professeurs qui nous ont enseigné pendant cinq ans. Nous remercions les personnes qui nous ont apporté leur aide et qui ont contribué à l'élaboration de ce mémoire ainsi qu'à la réussite de cette formidable année universitaire.

Un remerciement spécial pour le directeur de la résidence universitaire Mr. Abdel kader rahwi

Merci à tous et à toutes.

DEDICACES

Je dédie ce travail aux membres de ma famille les plus proches, qui m'ont permis de devenir la personne et le vétérinaire d'aujourd'hui.

*A la perle rare et précieuse, à ma source d'amour et d'affection, qui pense et prie tous les jours pour moi, à toi **maman**.*

*A celui qui a éclairé mon chemin, **mon père**.*

*A tout mes frères, **Hedj Mohamed Karim , Abdel Aziz , Hichem et le petit Moatez Abdel Majid***

*A ma soeur **Anfel***

*Et tout la famille **Yahiaoui***

*A mon cher amis et mon frère **TAHRI YUCEF***

*A mes tantes **ZINEB , KHIERA , BAKHTA ,FATIHA et KHADRA***

*Et aussi a ma tante **AICHA TAHRI***

*A mes cousines **NASSIMA , HANENE et MANNA***

*A tout mes amis : **TAHA , REDA , SALIM , HOUCINE , KAMEL , YUCEF , DJAFFAR, ABDEL KADER , KHALED , SAHRAOUI ,KADA ,SADEK ,ABDEL GHANI , AMIRA et IMENE .***

A tout qui m'ont donne l'aide de près ou de loin pour réaliser ce travail.

MUSTAPHA



DEDICACES

Je dédie ce travail

*A mon PAPA (le dieu à son âme) qui a souhaité partager ma joie.
A toi MAMAN, merci infiniment pour tout.*

*Pour l'éducation que tu m'as donnée, pour l'enseignement
de la vie, pour ton dévouement et pour les sacrifices que tu
t'es imposé pour m'assurer la belle vie et la réussite.*

A ma grand sœur

A tout la famille HAMMAMI et MOULAY

A mon grand père : HADJ MOULAY ABDEL KADER

*A tout mes ami(e)s spécialement : MUSTAPHA, ZAKARIA
ZAABTA ET YUCEF TAHRI*

A tout qui m'ont donne l'aide de près ou de loin pour réaliser ce travail.

HOUICINE

Sommaire

PARTIE BIBLIOGRAPHIE

<i>I. RAPPEL ANATOMO-PHYSIOLOGIQUE DE L'APPAREIL GÉNITAL FEMELLE:</i>	2
I. 1. Topographie après la puberté:	2
I. 1.1. Les ovaires:.....	2
I. 1.2. Les trompes utérines :.....	2
I. 1.3. L'utérus :.....	2
I.1.4. Le vagin:.....	3
I.1.5. Le sinus uro-génital:.....	4
I.1.5. Les mamelles :.....	4
I. 2. Topographie abdominale liée à la gravidité :	4
II. Cycle sexuel de la chatte.....	5
II.1. La puberté :.....	5
II.2. les phases du cycle sexuel:.....	5
II.2.1. Le cycle anovulatoire :.....	6
II.2.1.1. Le pro œstrus :.....	6
II.2.1.2. L'œstrus.....	6
II.2.1.3. Le postœstrus :.....	6
II.2.1.4. L'interœstrus :.....	6
II.2.1.5. Le diœstrus :.....	7
II.2.2. Les modifications liées à l'accouplement et la gestation:	7
II.2.2.1. Le déroulement de l'accouplement :.....	7
II.2.2.2 La pseudogestation :.....	8
II.2.2.3. La gestation.....	8

Sommaire

II.2.3. Endocrinologie du cycle sexuel dans l'espèce féline :	10
II.2.3. 1.Le cycle anovulatoire.....	10
a.Sécrétions hormonales gonadique.....	10
b.Contrôle des sécrétions gonadiques par l'axe hypothalamo-hypophysaire :.....	11
II.2.3. 2.Le cycle ovulatoire:.....	12
II.2.3. 3. Etat de pseudogestation:.....	14
II.2.3. 4. Etat de gestation.....	14
II.2.4.La gestation:	16
II. 2.4.1.De la fécondation à la nidation:.....	17
II. 2.4.2.La parturition :.....	17
III.Ovariectomie	19
III.1.Définition:.....	19
III.2. Décision opératoire.....	20
a.Indications.....	20
b .Contre-indications et effets secondaires.....	21
III.3. Description de la technique :.....	22
III.3.1. Anesthésie.....	22
III.3.2. Prémédication.....	22
III.3.3. Induction:.....	22
III.4.Lieu d'incision :.....	22
III.4.1.La Technique:.....	23

Sommaire

PARTIE EXPERIMENTAL

I. Matériel et méthodes	25
I.1. Lieu et durée de l'étude	25
I.2. Matériel chirurgical et consommable	26
I.3. Méthode	26
I.3.1. Temps préopératoire	26
1. Les préparatifs de l'acte chirurgical.....	26
1.1. Préparation du matériel :.....	26
1.2. Préparation de l'animal.....	26
1.2.1. Anamnèse.....	26
1.2.2. Examen général.....	27
1.3. Préparation du chirurgien.....	28
2. Anesthésie.....	28
I.3.2. Temps opératoire	29
a. Technique chirurgicale.....	29
I.3.3 Temps post-opératoire	38
Conclusion	40
Référence bibliographie	41

Liste des photos

Photo n°1 : Instruments chirurgicaux et consommable médical utilisé pour la réalisation de l'ovariohystérectomie.....	25
Photo n°2 : Animal attaché sur la table opératoire en décubitus dorsal.....	28
Photo n°3 : Mise en place du champ opératoire.....	29
Photo n°4 : Incision cutanée médiane moyenne à partir de l'ombilic.....	30
Photo n°5 : Identification de la ligne blanche.....	30
Photo n°6 : Ouverture de la cavité abdominale.....	31
Photo n°7 : Recherche de l'ovaire au doigt.....	31
Photo n°8 : Extériorisation de la corne utérine.....	32
Photo n°9 : Position des doigts pour étirer le ligament suspenseur de l'ovaire.....	32
Photo n°10 : Mise en place de la pince en cœur et des pinces limitatives.....	33
Photo n°11 : La mise en place des ligatures.....	34
Photo n°12 : Section du pédicule ovarien.....	35
Photo n°13 : Ligatures de l'utérus et des vaisseaux utérins.....	35
Photo n°14 : Section de pédicule utérin.....	36
Photo n°15 : Moignon utérin.....	36
Photo n°16 : Fermeture de la cavité abdominale par un surjet aux points passés.....	37
Photo n°17 : Surjet sous-cutané.....	37
Photo n°18 : Suté la peau avec des points simples séparé.....	38

Liste des figure

<i>Figure 1</i> : Organes lombaires et appareil uro-génital de la chatte.....	3
<i>Figure 2</i> : Les étapes des cycles sexuels chez la chatte	9
<i>Figure 3</i> : Régulation des hormones sexuelles au cours du cycle.....	12
<i>Figure 4</i> : Concentrations sériques moyennes de LH	13
<i>Figure 5</i> : Variations des principales hormones.....	16

Liste des tableaux

<i>Tableau n°1</i> : l'examen générale.....	27
---------------------------------------------	----

Introduction

Introduction

L'ovariohystérectomie, intervention consistant à effectuer l'exérèse des ovaires avec l'utérus, constitue l'acte chirurgical le plus fréquemment réalisé chez la chatte. C'est une opération principalement de convenance ayant pour but de supprimer la fonction de reproduction et les manifestations de l'œstrus. Par ailleurs, elle permet d'éviter la production des animaux porteurs de tares héréditaires, de prévenir toute gestation lorsqu'une dystocie semble inévitable, de prévenir les tumeurs mammaires lorsqu'elle est réalisée précocement. Elle évite la survenue des pyromètres et facilite le traitement de certaines affections. L'ovariohystérectomie peut être pratiquée à tout âge, elle est cependant réalisée communément sur des animaux prépubères âgée de 6-7 mois.

Dans la présente étude, nous exposerons dans une première partie des connaissances générales sur l'appareil génital femelle et une étude détaillée sur l'ovariohystérectomie à travers la bibliographie et dans une seconde partie, nous présenterons l'intervention chirurgicale réalisée.

L'objectif principal de cette étude est d'apprendre la technique de l'ovariohystérectomie chez la chatte.

Partie
Bibliographique

I. RAPPEL ANATOMO-PHYSIOLOGIQUE DE L'APPAREIL GÉNITAL

FEMELLE:

I. 1. Topographie après la puberté:

I. 1.1. Les ovaires:

Les ovaires sont les glandes génitales femelles qui ont deux fonctions: ils produisent les gamètes femelles et sécrètent sous le contrôle de l'hypophyse, les œstrogènes et la progestérone indispensables à la fonction reproductrice. Les ovaires sont pairs, situés à proximité du pôle caudal du rein correspondant et plaqués contre le péritoine pariétal, en région lombaire à l'extérieur du grand omentum (figure N°01). L'ovaire gauche est accolé au pôle caudal du rein gauche et le droit situé à un centimètre en arrière du rein droit.

Les ovaires de la chatte sont ovoïdes et mesurent en moyenne 8-10 mm de long sur 5-6 mm de haut. Ils sont rosés et réguliers en surface, même en période d'activité sexuelle.

Les ovaires sont fixés en région lombaire par le mésovarium (partie la plus crânial du ligament large) qui est renforcé par le tissu conjonctif et des fibres lisses formant le ligament suspenseur de l'ovaire et le ligament propre de l'ovaire respectivement situés au bord libre crânial de l'ovaire et au bord libre distal. L'ovaire est contenu dans la bourse ovarique, largement ouverte chez la chatte, formée par le mésosalpinx qui est lâche et transparent dans cette espèce (**Barone,1990**).

I. 1.2. Les trompes utérines :

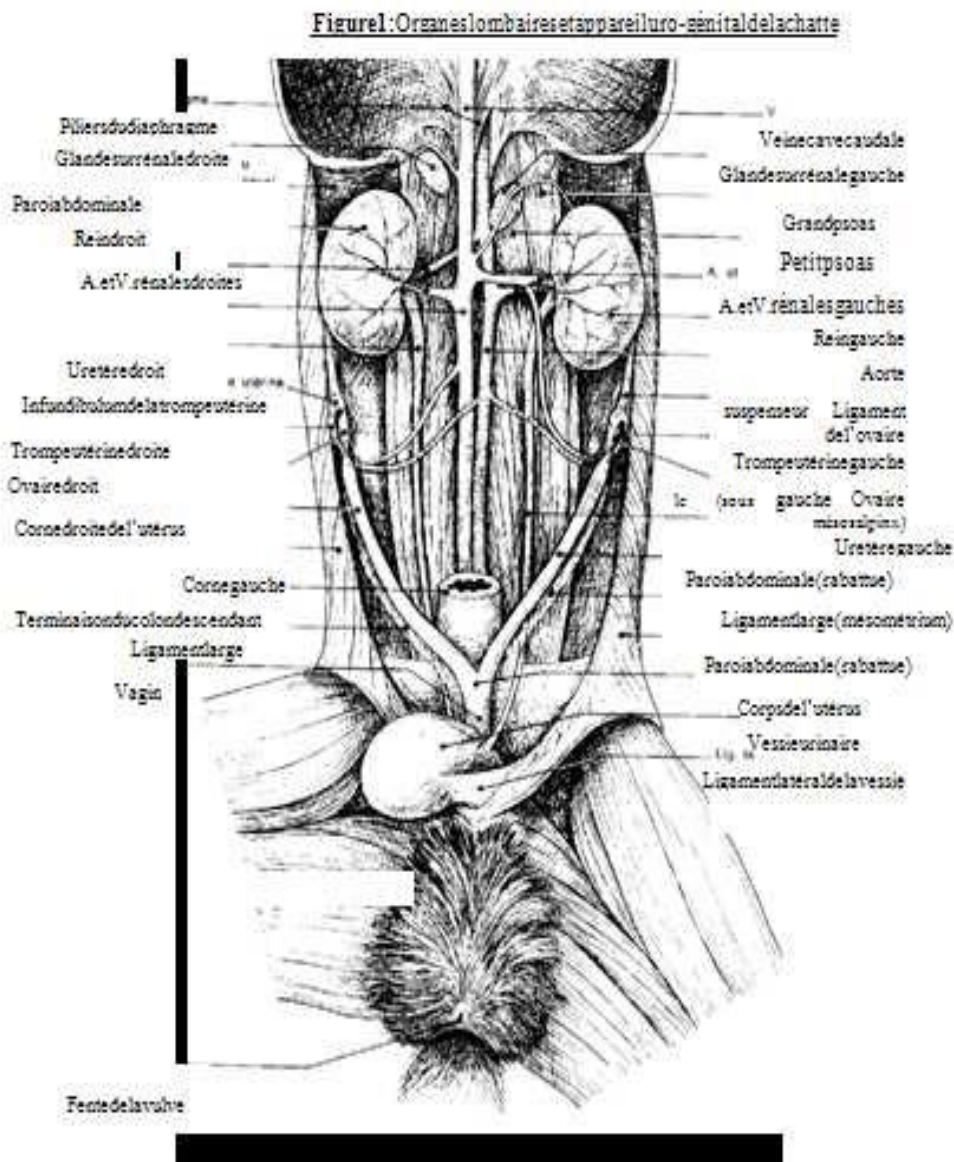
Les trompes utérines sont peu flexueuses et mesurent entre 4 et 6 cm pour un diamètre de 1,5mm au niveau de l'ampoule et 1 mm au niveau de l'isthme. L'infundibulum est très large et ventromédial à l'ovaire (**figure N°01**) (**Barone, 1990**).

I. 1.3. L'utérus :

Les carnivores ont un utérus bipartitus avec de longues cornes (**figure N°1**), dans lesquelles a lieu la nidation puis la gestation. Chez la chatte, les cornes mesurent 9 à 11 cm de long sur 3 à 4 cm de diamètre. Les trompes utérines sont implantées à leurs apex arrondis. Maintenues le long de leur bord dorsal par les ligaments larges, elles présentent une concavité dorsale, à proximité des reins, qui s'accroît chez les femelles qui ont eu plusieurs gestations. Enfin, elles se rejoignent dorsalement à la vessie formant le corps de l'utérus qui mesure environ 2 cm de long. L'utérus se termine par un col de 5 à 8 mm de long et son canal cervical. L'utérus est composé d'une muqueuse : l'endomètre et d'une musculature : le myomètre. Chez la chatte, l'endomètre est épais et possède des glandes et des cryptes utérines qui s'allongent, et se ramifient au cours du cycle sexuel, ainsi que des glandes cervicales (**Barone, 1990**).

I.1.4. Le vagin:

Le vagin est un organe impair, logé dans la cavité pelvienne dans le conjonctif du rétropéritoine. Il est encadré dorsalement par le rectum et ventralement par la vessie. Il reçoit le pénis lors de l'accouplement et permet le passage du fœtus lors de la mise bas. Le vagin mesure 2 à 3 cm de long chez la chatte. Crânialement, il est limité par le fornix du vagin et caudalement par le vestibule du vagin. Sa muqueuse est pâle avec des plis ineffaçables longitudinaux, la structure cellulaire de son épithélium varie au cours du cycle sexuel ce qui permet, à l'aide de frottis, de déterminer la phase du cycle (cette méthode est cependant déconseillée chez la chatte, la stimulation vaginale pouvant conduire à l'ovulation). L'urètre féminin chemine dans l'épaisseur du plancher du vagin (**Barone, 1990**).



I.1.5. Le sinus uro-génital:

Le sinus uro-génital est composé du vestibule du vagin, de la vulve et du clitoris. Il mesure 10 à 15 mm chez la chatte, sa muqueuse est lisse et rougeâtre. Il est limité crânialement par l'ostium du vagin est communique avec l'extérieur par la fente vulvaire. L'urètre s'y abouche en un ostium en forme de fente longitudinale. De part et d'autre de celui-ci, on retrouve les glandes vestibulaires majeures et mineures (**Barone, 1990**).

La vulve représente la partie externe de l'appareil génital féminin . Les lèvres de la vulve sont épaisses et forment la commissure dorsale et la commissure ventrale qui est bien arrondie chez la chatte. Cette dernière abrite le clitoris qui est très développé dans cette espèce: il mesure 1 cm de long pour un diamètre de 2 mm (**Barone, 1990**)

I.1.5. Les mamelles :

La chatte possède quatre paires de glandes mammaires disposées en deux chaînes. Deux paires sont thoraciques, drainées par les ganglions lymphatiques axillaires et les deux autres sont inguinales, drainées par les ganglions inguinaux. Chaque glande est constituée de lobules dans lesquels le lait est produit puis, il est conduit par 4 à 8 canaux recouverts d'un épithélium stratifié jusqu'à l'extrémité d'une tétine. L'ouverture de ces conduits dépend de la contraction des muscles de la tétine. (**Barone, 1990 et Kretz, 1992**).

I. 2. Topographie abdominale liée à la gravidité :

Pendant la gestation, le diamètre de l'utérus est décuplé et sa longueur est triple voire quadruplée. Chez la chatte, dont la gestation est multiple, le développement de chaque conceptus est à l'origine d'une dilation. Confluent enfin de gestation donnant aux cornes un aspect monoliforme. L'utérus devient ventral et peut même s'engager sous les arcs costaux en fin de gestation, du fait de l'augmentation de son volume et de son poids. Les viscères abdominaux sont repoussés en direction crâniale et dorsale. L'utérus entraîne avec lui les ovaires et son col en position crânio-ventrale. Cette position de l'utérus explique donc que sa concavité dorsale est plus importante chez les femelles ayant déjà mis bas et que leurs attaches ovariennes soient plus lâches (**Johnston et al, 2001**).

Les mamelles évoluent au cour de la gestation : vers le 16^{ème} jour, les tétines deviennent roses et plus proéminentes, surtout chez les primipares . Elles ne contiendront du lait que quelques jours avant la mise bas (**Kretz, 1992 et Fontbonne, 1998**).

II. Cycle sexuel de la chatte:

La chatte est une femelle polyoestrienne saisonnière. Sa saison sexuelle commence en Janvier ou Février (1 à 2 mois après le solstice d'hiver) et s'achève vers Octobre ou Novembre, pendant la fin des jours courts (**Feldman et Nelson; 1987, Cupps; 1991 et Johnston et Olson;2001**).Le pic de l'activité sexuelle est atteint vers les mois de Février et Mars (**Feldman et Nelson; 1987, Fontbonne et Garnier; 1998**). L'activité sexuelle des chattes est en étroite relation avec la photopériode mais certains auteurs citent aussi l'humidité et la chaleur comme facteurs influençant la durée de cette saison sexuelle (**Feldman et Nelson; 1987, Liege; 1992**).

Enfin, la saison sexuelle de la chatte dépend aussi de la race: certains auteurs ont noté que les races à poils longs (Persans) connaissent des périodes d'activité sexuelle, comprenant plusieurs cycles, interrompues par deux ou trois périodes d'anoestrus au cours de la saison sexuelle alors que les races à poil court (Siamois) n'ont pas d'interruption (**Cupps; 1991, Fontbonne et Garnier; 1998**).

II.1. La puberté :

La puberté peut s'acquérir entre le 4^{ème} et le 12^{ème} mois et uniquement chez des individus pesant au minimum 2,3 à 2,5kilogrammes (**Cupps.,1991;Liege,1992**).Mais cet âge varie aussi en fonction de la saison de naissance de l'animal. Ainsi, une femelle qui atteint son âge de maturité sexuelle au début de la période d'anoestrus saisonnier n'aura pas d'oestrus avant Janvier. En règle générale, on retiendra que la maturité sexuelle est atteinte entre 6 et 9 mois (**Feldman et Nelson; 1987**). La race joue aussi dans l'âge d'acquisition de la puberté: les races à poils longs peuvent avoir leur premier oestrus au- delà d'un an et demi alors que les races à poils courts sont plus précoces (**Liege, 1992**).

II.2. les phases du cycle sexuel:

Dans l'espèce féline, l'ovulation est provoquée par le coït. Si l'accouplement n'a pas lieu, cela aboutira à un cycle anovulatoire ; si non, il y a ovulation avec ou sans fécondation. Dans le cas où celle-ci se produit, la chatte sera gestante mais s'il n'y a pas de fécondation on parle de pseudogestation(**Liege, 1992**).

II.2.1. Le cycle anovulatoire :

II.2.1.1. Le pro œstrus :

Cette première phase du cycle dure 1 à 2 jours en moyenne avec un minimum de 12 heures et un maximum de 3 jours (**Cupps, 1991, Liege, 1992**). Le comportement de la chatte est alors modifié : celle-ci est très affectueuse, se frotte contre les objets, d'autres animaux, émet des vocalises, se cambre et relève la queue en position de lordose quand on lui gratte la base de la queue. La chatte attire le mâle par l'intermédiaire de ses phéromones vaginales (**Cupps, 1991**).

Elle cherche à sortir et peut accepter le chevauchement du mâle mais refuse l'intromission. Cependant, cette phase du cycle ne semble pas exister chez toutes les chattes (**Cupps, 1991, Liege, 1992**). D'un point de vue anatomique, les follicules mesurent 0,5 mm en début de proestrus et atteignent environ 1,5 mm à la fin.

II.2.1.2. L'œstrus :

La durée de l'œstrus est très variable selon les espèces. En moyenne, l'œstrus dure une semaine, mais il peut durer de 3 à 16 jours (**Feldman et Nelson; 1987**). Au-delà, la persistance de l'œstrus serait due au chevauchement de deux phases folliculaires (**Feldman et Nelson; 1987, Fontbonne et Garnier; 1998**). D'un point de vue comportemental, tous les éléments visibles en proestrus sont présents, à cette différence près que la chatte accepte l'intromission. Le coït pourrait influencer la durée de l'œstrus mais, ce point est toujours très controversé (**Liege, 1992**). En fin d'œstrus, les follicules mesurent entre 2, 5 et 4 mm (**Liege, 1992**).

II.2.1.3. Le postœstrus :

Il dure, tout comme le proestrus, 1 à 3 jours. La chatte accepte le chevauchement mais pas l'intromission (**Fontbonne et Garnier; 1998, Liege., 1992**).

II.2.1.4. L'interœstrus :

C'est la phase de repos sexuel qui sépare deux cycles anovulatoires. Elle varie beaucoup : 2 à 3 semaines en moyenne (**Fontbonne et Garnier; 1998**). 8 à 24 jours (avec 50% des sujets entre 2 et 3 semaines) et même jusqu'à 40 jours (**Cupps, 1991**). La chatte retrouve un comportement normal : les vocalises disparaissent et elle n'attire plus les mâles. Il arrive aussi que certains sujets la phase d'interœstrus entre deux périodes d'œstrus : la chatte conserve un comportement de chaleurs (**Feldman et Nelson; 1987**).

Ainsi, l'interœstrus dure de 8 à 30 jours en moyenne, en fonction des races et du climat (**Fontbonne et Garnier; 1998**).

II.2.1.5. Le diœstrus :

Cette phase est caractérisée par une augmentation du taux de progestérone(**Feldman et Nelson; 1987**).

II.2.2. Les modifications liées à l'accouplement et la gestation:

Si la chatte est en œstrus, l'accouplement permet l'ovulation. L'aptitude à ovuler est encore faible au début de l'œstrus. Elle dépend aussi de l'intensité du stimulus vaginal et de la fréquence des accouplements. L'ovulation qui a lieu après le coït est totale et on compte en moyenne 5 ovules par femelle(**Liege, 1992; Tstustui and Stabenfeldt, 1993**). Les ovocytes ne sont viables que 25 heures après l'ovulation (**Cupps.T.1991**).

II.2.2.1. Le déroulement de l'accouplement :

Un mâle a une activité sexuelle continue: il peut s'accoupler toute l'année mais il ne le fera que dans un milieu familier, portant son odeur (urine, phéromones). La chatte accepte l'accouplement pendant sa phase d'activité sexuelle et, lors d'un changement de milieu, ses chaleurs peuvent être interrompues mais seulement quelques heures à quelques jours. Ainsi, quand les reproducteurs ne vivent pas au même endroit, c'est la femelle qui est emmenée chez le mâle (**Kretz,1992**).

La chatte en œstrus se frotte contre les objets et se tient cambrée, la queue relevée sur le côté en position de lordose. Elle accepte d'être chevauchée par le mâle qui lui mord la base du cou afin de s'assurer un maintien ferme de la femelle. Le mâle a besoin de 30 secondes à 8 minutes pour se positionner correctement (**Johnston , Olson , et al, 2001**).

En effet, l'accouplement dans cette espèce est assez rude : il peut se dérouler en quelques secondes sans ennuis ou, durer plus longtemps, avec une femelle qui se débat et se roule sur le côté rendant la tâche difficile au mâle. Le mâle introduit ensuite son pénis dans le vagin de la femelle ce qui se traduit par un grondement de celle-ci. Il faut 1 à 30 sec au mâle pour s'introduire et éjaculer et 1 sec pour la libérer (**Johntson , Olson, et al., 2001**). Cette étape est caractérisée par un voussissement des lombes. Ensuite, la femelle va se rouler frénétiquement contre le sol et se lécher la vulve pendant 1 à 7 min (**Johnston et al., 2001**).avant de retrouver un comportement normal. La femelle peut ensuite accepter un nouvel accouplement environ 20 min après, bien que certaines soient réceptives juste après leur phase d'excitation (**Kretz,1992**).

II.2.2.2 La pseudogestation :

Elle a lieu lors d'ovulation sans fécondation comme lors d'un accouplement avec un mâle vasectomisé. Il est possible de provoquer une ovulation par stimulation mécanique du vagin à l'aide d'un écouvillon ou d'une baguette en verre (**Cupps, 1991, Feldman et Nelson; 1987, Fontbonne et Garnier; 1998, Siliardet Lebreton 1992**). Il y a alors mise en place d'un corps jaune sécrétant de la progestérone et un diœstrus de 30 à 50 jours (**Feldman et Nelson; 1987**).

En fin de , pseudogestation, il y a un interœstrus de 7 à 10 jours puis, une reprise normale des cycle. Si la pseudogestation se produit en fin de saison sexuelle, elle peut être suivie de l'anoœstrus saisonnier et paraître plus longue. Lors de pseudogestation, le taux de progestérone augmente rapidement jusqu'au 21^{ème} jour puis décroît plus rapidement que lors de la gestation jusqu'à atteindre une valeur seuil de 0,3 nmol/mL au-dessous de laquelle les cycles peuvent reprendre. La pseudogestation chez la chatte dure donc moins longtemps que celle de la chienne ce qui pourrait expliquer que dans cette espèce il n'y ait pas de pathologies secondaires à cet état et que la stimulation mécanique du vagin par un mâle vasectomisé ou un écouvillon soit un bon moyen de contraception.

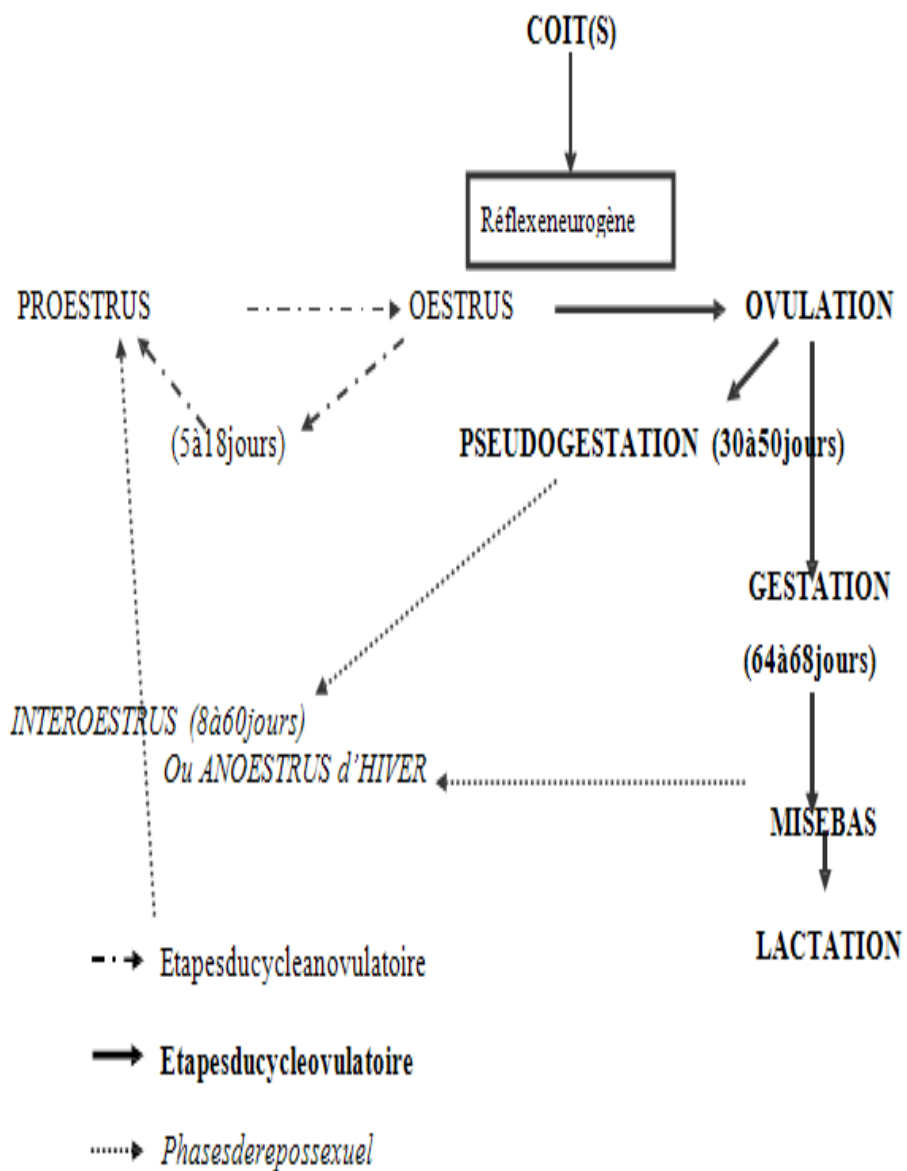
II.2.2.3. La gestation :

Il s'agit d'une ovulation suivie de la fécondation des ovocytes. Elle a donc lieu lors d'un ou plusieurs accouplements avec un mâle entier. Elle dure en moyenne 64 à 68 jours, avec des valeurs extrêmes de 52 à 71 jours. Ces valeurs pourraient s'expliquer par le décalage entre le premier coït observé et celui qui déclenche l'ovulation (**Cupps, 1991**).

Durant la gestation , on observe un pic de progestérone au 21^{ème} jour comme pour la pseudo-gestation mais la décroissance du taux de progestérone est plus lente. Cette décroissance plus lente pourrait s'expliquer par la production complémentaire de progestérone par le placenta. Enfin, on remarque une chute brutale de la progestérone en dessous de 0,3 mol/ml immédiatement après le part. Après une gestation, le retour en chaleur dépend de la durée de lactation.

Le retour en chaleur se fait 2 à 8 semaines après le sevrage des chatons. S'ils sont sevrés plus tard ou plus tôt, la période sera respectivement rallongée ou raccourcie après un avortement, l'œstrus se manifeste après 4 ou 5 jours (**Cupps, 1991**), **Feldman et Nelson; 1987**). Chez la chatte, la taille de la portée tout comme le degré de stimulation des mamelles lors de l'allaitement ont des effets majeurs sur le retour des chaleurs (**Tsitsui. et Stabenfeldt, 1993**)

Figure 2: Les étapes des cycles sexuels chez la chatte d'après Liege



II.2.3. Endocrinologie du cycle sexuel dans l'espèce féline :

II.2.3. 1. Le cycle anovulatoire :

a. Sécrétions hormonales gonadique :

Les hormones ovariennes sont les oestrogènes, sécrétées par la thèque interne des follicules et des corps jaunes, et la progestérone, sécrétée principalement par les corps jaunes. Le cycle anovulatoire est caractérisé par une sécrétion irrégulière de 17- β -oestradiol par les gonades : l'oestradiol sanguin passe d'une valeur basale de 1,4 à 5,5 mol/ml à des pics de 11 à 27 mol/mL entre le proestrus et l'oestrus (**Cupps,1991**) et enfin, il diminue en quelques jours. Ces oestrogènes permettent la maturation folliculaire lors d'une phase qui dure en moyenne 7,5 jours (**Feldman et Nelson; 1987,Fontbonne et Garnier; 1998**). Dans certains cas, on peut même observer une superposition des vagues de croissance folliculaires (**Feldman et Nelson; 1987**). ce qui explique le rallongement de cette période. Les oestrogènes sont aussi responsables de la croissance de l'épithélium vaginal ainsi que de la kératinisation et de la desquamation de sa couche superficielle. Enfin, les oestrogènes sont à l'origine des manifestations comportementales des chaleurs .

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 (**Fontbonne et Garnier;1998**). Ainsi, les dosages de progestérone sont inutiles pour déterminer la période propice à l'accouplement dans cette espèce. Dans l'espèce féline, on note une testostéronémie élevée avec une valeur basale de 15 à 30 nmol/L. La production de testostérone serait d'origine corticosurrénalienne et n'est en aucun cas à considérer comme une sécrétion pathologique (**Fontbonne et Garnier;1998,Siliard et Lebreton, 1992**).

b. Contrôle des sécrétions gonadiques par l'axe hypothalamo-hypophysaire :

Ce contrôle fait intervenir des hormones hypothalamiques, hypophysaires et gonadiques:

La GnRH (Gonadotropin Releasing Hormone):

Elle est sécrétée par l'hypothalamus et agit sur l'hypophyse en activant la sécrétion de LH et FSH. Cette sécrétion de GnRH est sous l'influence de stimulations nerveuses (stimuli sensitifs : vue, odorat, ouïe) et hormonales (feed-back) (Davidson , Nyland, et al.,1986).

Ainsi, lors de la vie en collectivité, il n'est pas rare que la présence d'un mâle influence le cycle sexuel des femelles ou que des ovulations spontanées se produisent chez des chattes en chaleur (Lawler, Johnston, et al, 1993). De même, il est possible de jouer sur l'éclairage pour modifier la cyclicité.

En effet, la photopériode affecte la sécrétion pinéale de mélatonine, le taux plasmatique de mélatonine est inversement proportionnel à la longueur des jours et la mélatonine bloque le développement folliculaire. Ainsi, avec le raccourcissement des jours, il y a plus de mélatonine dans le sang et donc un blocage des cycles: c'est ce phénomène qui se produit lors de l'anoestrus saisonnier (Lawler, Johnston, et al., 1993).

- La FSH (Folliculo Stimulating Hormone):

Elle est sécrétée par l'antéhypophyse et permet la croissance et la maturation des follicules. De plus, elle conditionne la sécrétion des oestrogènes par la thèque interne de ces follicules (Silliard . et Leberton 1992).

-La LH (Luteinizing Hormone):

Elle est aussi sécrétée par l'hypophyse, active la maturation des follicules et provoque l'ovulation et la formation du corps jaune après le coït.

Ces deux hormones ont une sécrétion tonique à un niveau basal faible sauf au moment de l'ovulation où on observe un pic de FSH et LH après l'accouplement (Dumon, 1992). La régulation du cycle dépend donc du rôle direct de ces hormones mais aussi de rétrocontrôles négatifs qu'elles exercent (figure 5). On en distingue deux :

un rétrocontrôle court : qui est négatif, réalisé par FSH et LH sur la production de GnRH. **un rétrocontrôle long** : par les hormones stéroïdiennes sur les neuro-hormones les oestrogènes font un rétrocontrôle positif sur la GnRH et donc FSH et LH à l'origine d'un pic et la progestérone inhibe la sécrétion de GnRH, et donc de LH et FSH (Dumon,1992).

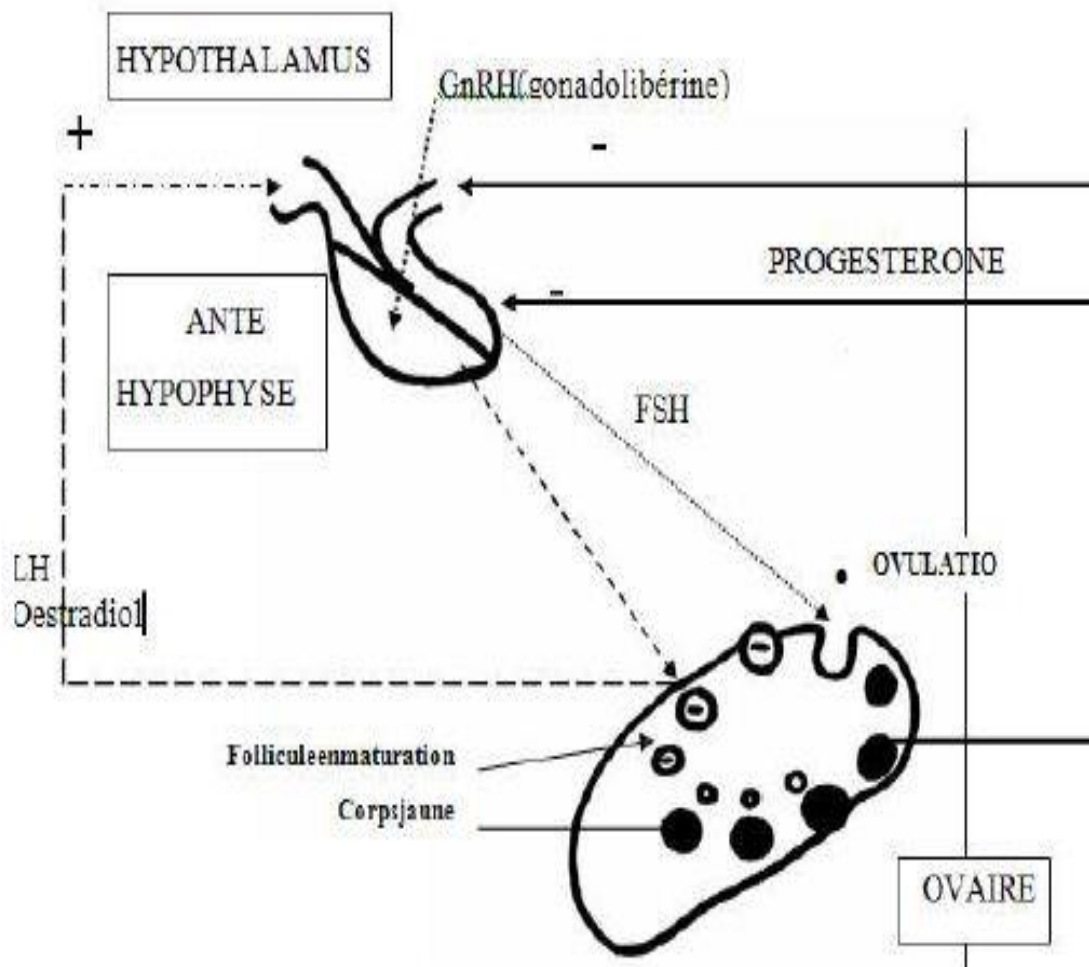


Figure 3 :régulation des hormones sexuelles au cours du cycle d'après DUMONT

II.2.3. 2.Le cycle ovulatoire:

L'ovulation n'est possible que chez une chatte en oestrus et si la stimulation vaginale est adaptée: dans la majorité des cas, un seul coït ne suffit pas. En début d'oestrus, les follicules ne sont pas toujours assez matures pour permettre une bonne ovulation, ce phénomène est très variable selon les individus et les cycles. En effet, l'aptitude à réaliser un pic de LH dépend du taux d'oestradiol sanguin (Siliard. et Libairton, 1992; Tsutsui.et Stabenfeldt ,1993).

Physiologiquement, 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. Au niveau de l'hypophyse, celle-ci déclenche une libération massive de LH et donc la rupture des follicules préovulatoires. L'ovulation aurait lieu 24 à 36 heures (Cupps, 1991).

Après l'accouplement qui permet une décharge suffisante de LH ce qui coïncide avec le temps nécessaire à la maturation des follicules (Tsutsui. et Stabenfeldt,1993). Ce phénomène est illustré(figureN°4)

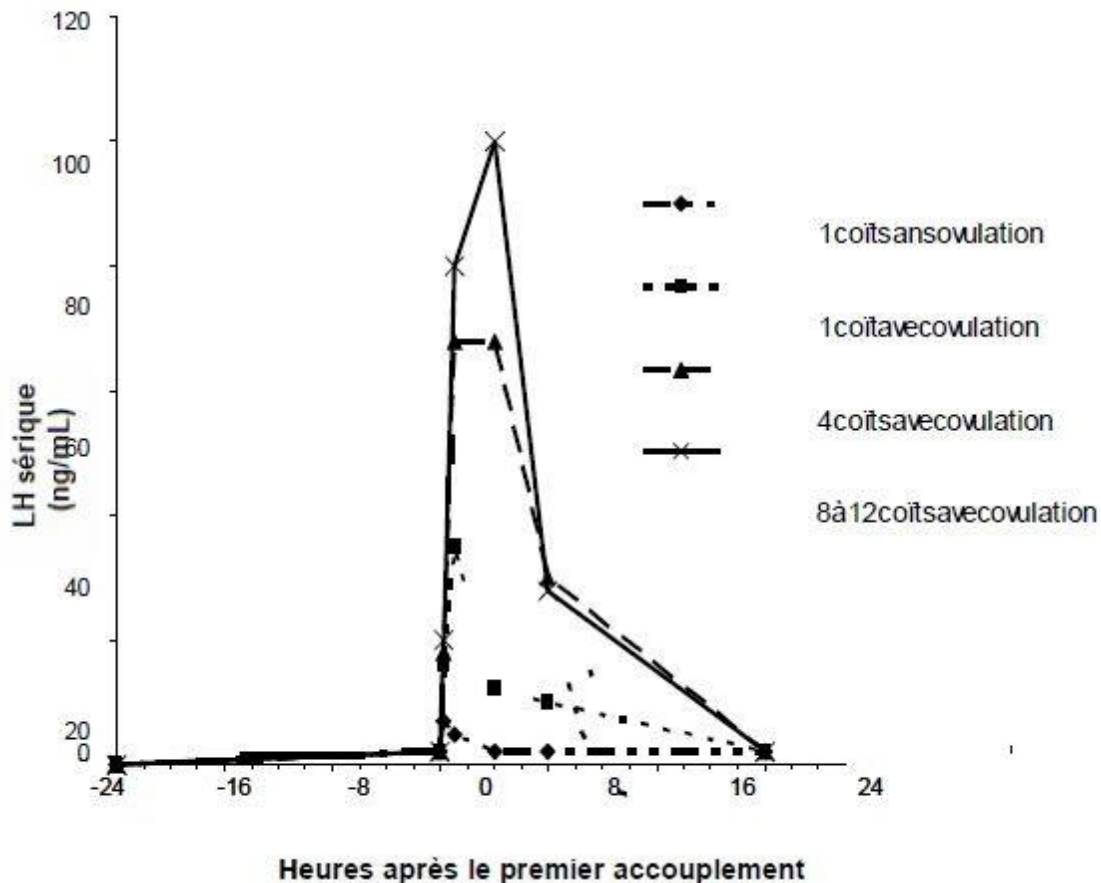


Figure4: Concentrations sériques moyennes de LH chez des chattes en fonction du nombre de copulations

Sur ce graphique, les 4 copulations sont réparties sur 26 à 81 min, et les 8 à 12 copulations sur 4 heures.

D'après CUPPS [11, 16, 36], le taux de LH augmente 10 minutes après le coït. Après une seule copulation, il est maximal à 10 g/ml, 1 heure après et chute 4 heures après le coït : dans ce cas, l'ovulation n'aura pas lieu. Seules 50% des femelles ovulent après un seul coït (Feldman and Nelson,1987). Après plusieurs accouplements proches (4 à 12 en 26 min à 4 heures), il y a une

potentialisation des effets avec une décharge de LH 3 à 6 fois Plus importante. Elle est maximale 4 heures après le coït puis chute et redevient basale 24 heures après. Dans ce cas, il y aura une ovulation. Cependant, il est impossible de déterminer une concentration seuil en LH qui soit suffisante pour ovuler. Nous remarquons aussi que cette potentialisation n'est possible que lors de la phase ascendante du pic de LH et que celle-ci est limitée dans le temps à 1 à 2 heures.

Dans la nature, la fréquence des accouplements pendant la période de réceptivité de la femelle permet une ovulation quasi-systématique mais en chatterie, les accouplements sont, parfois, programmés à des intervalles trop longs pour permettre un pic de LH suffisant. Il est donc recommandé d'augmenter la fréquence des accouplements.

II.2.3. 3. Etat de pseudogestation:

Le taux d'oestradiol chute rapidement pendant la première semaine, reste faible aux alentours de 2, 5 pmol/mL pendant 40 jours puis, il réaugmente (**Feldman et Nelson; 1987**).

Le corps jaune se met en place 1 à 2 jours après l'ovulation (soit 4 jours après la première copulation). On observe alors une sécrétion de progestérone qui augmente rapidement jusqu'au 21^{ème} jour post-coïtal avec des valeurs supérieures à 6,5 mol/mL/ ensuite, elle décline pour atteindre un niveau assez bas vers le 35^{ème} jour d'activité lutéale(**Feldman et Nelson; 1987**).

II.2.3. 4. Etat de gestation :

Le taux d'oestradiol est identique au taux mesuré lors de la pseudogestation sauf la dernière semaine de gestation où il augmente rapidement jusqu'à 11-22 mol/mL (**Cupps, 1991**).

Cette augmentation s'explique par le rôle des oestrogènes dans le déclenchement du travail, la sensibilisation du myomètre à l'ocytocine la libération de prostaglandines qui engendrent les contractions (**Siliard. et Leberton,1992**). Ensuite, la concentration en oestradiol diminue lors de la parturition puis réaugmente après les evrage (**Cupps. 1991**) Certaines chattes peuvent présenter un comportement d'oestrus pendant la gestation mais les mesures hormonales d'oestrogène et de LH suggèrent que les oestrus se produisant au cours de la gestation ne s'accompagnent pas de croissance folliculaire (**Tsutsui et Stabenfeldt ,1993**)(figure 8). La progestéronémie de gestation évolue tout comme celle de la pseudogestation pendant les 20 premiers jours après l'ovulation mais, par la suite le taux de progestérone sanguin est plus élevé que lors de pseudogestation(**Cupps, 1991, Feldman et Nelson; 1987**)(figure 1).

Les corps jaunes seraient sécrétants jusqu'à 40-50 jours de gestation puis, seule la sécrétion placentaire permettrait de maintenir la gestation : une ovariectomie réalisée à ce stade ne causerait pas d'avortement. Mais, d'après Verstegen et ses collaborateurs ; aucune sécrétion de progestérone

produite par les placentas n'a été mise en évidence et s'il en existe une, elle n'aurait qu'un rôle de glande paracrine.

Après une ovariectomie, l'avortement prendrait plusieurs jours et c'est pourquoi il passe pour une mise bas normale ou une naissance prématurée en fin de gestation. La différence de sécrétion de progestérone entre une femelle en gestation et une femelle en pseudogestation s'expliquerait par l'intervention de facteurs spécifiques de la gestation sous forme d'hormones lutéotrophiques d'origine placentaire ou pituitaire comme la prolactine. La prolactine est produite dès le 35^{ème} jour de gestation. Dans le dernier tiers de la gestation, la concentration en prolactine augmente de manière significative puis elle se maintient jusqu'au 50^{ème} jour. Deux à trois jours avant le part, elle augmente brusquement puis, diminue. Elle reste élevée pendant les 4 premières semaines de lactation et elle décroît plus rapidement 2 semaines après le sevrage (**Cupps., 1991**).

La prolactine est une hormone lutéotrope majeure dans cette espèce : une substance anti-prolactine (cabergoline) provoquerait un avortement après le 30^{ème} jour de gestation (**Fotbonne et Garnier;1998**). De plus, elle permet le développement des glandes mammaires pendant la gestation, ainsi que l'initiation et le maintien de la lactation [38]. Les œstrogènes et la relaxine influencent la sécrétion de prolactine par un effet sur les lactotrophes de l'antéhypophyse (**Tsutsui et Stabenfeldt, 1993**).

La relaxine est produite par le conceptus dès le 20^{ème} jour de gestation puis, sa sécrétion s'arrête brutalement 24 heures avant le part (**Fotbonne et Garnier;1998**). Cette hormone agirait avec la progestérone pour maintenir l'utérus dans un état de quiescence jusqu'à la mise bas et permettrait un relâchement des muscles de la filière pelvienne facilitant le passage des conceptus (**Tsutsui. Et Stabenfeldt, 1993**).

Les prostaglandins (PGF₂α) sont sécrétés par le conceptus et l'endomètre dès le 30^{ème} jour pour atteindre un plateau vers le 45^{ème} jour de gestation. Elles augmentent fortement avant le part pour diminuer quelques jours après (**Fotbonne et Garnier;1998**).

L'ocytocine permet les contractions utérines lors du part. Associée aux mouvements des pattes des chatons contre la mamelle, elle permet la contraction des cellules myoépithéliales des glandes mammaires et donc la sortie du lait (**Siliard. et Lebertonne, 1992**).

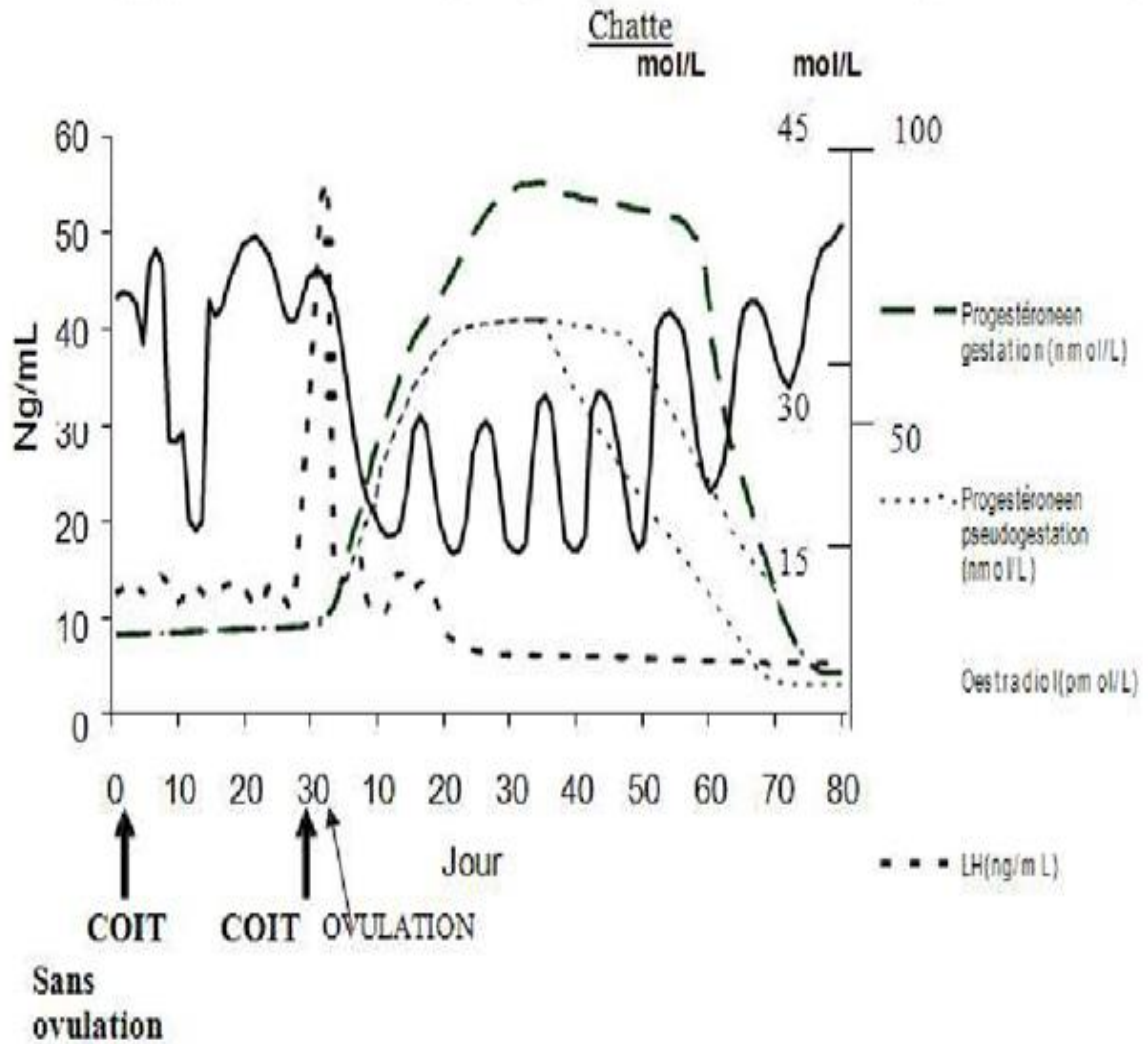


Figure 5 : variation des hormones au cours du cycle sexuel de la chatte

Le second coït se déroule à 29 jours environ et provoque une ovulation à 30 jours (24 à 36) heures après qui est compté comme le premier jour de gestation (J0).

La concentration en progesterone lors d'une pseudo-gestation peut varier, c'est pourquoi il y a deux tracés (un avec les concentrations maximales, l'autre avec les concentrations minimales) pour cette hormone.

II.2.4.La gestation:

La vésicule germinale se rompt 12 heures environ après le coït qui permet l'ovulation et après 22 heures, le premier globule polaire est formé(Cupps., 1991).L'ovulation a lieu 24 à 36 heures après l'accouplement, et dès lors, les oocytes ne sont viables que 24 heures (Cupps., 1991). C'est pendant ce laps de temps que doit avoir lieu la fécondation.

II. 2.4.1.De la fécondation à la nidation:

La fécondation se déroule dans le tiers proximal de l'utérus. L'œuf des mammifères euthériens est oligolécithe et holoblastique : il possède peu de vitellus et Segmentation est complète bien que légèrement inégale. En fin de période tubaire, il a atteint le stade de morula. La zone pellucide qui l'entourait s'amincit et disparaît au fur et à mesure que sa croissance se poursuit pour disparaître alors que le trophoblaste se développe, en fin du stade de morula(Barone,1990). Les œufs fécondés atteignent l'utérus5 à 6 jours après l'ovulation (Johnston *et al.*, 2001 Kretz,1992) et l'embryon, libre, commence alors son développement dans l'utérus. Il est alors souvent au stade de blastocyste unilaminaire mesurant 500-600 μ m de diamètre (Johntson ,Olson, *et al.*, 2001,Tsutsui. *et Stabenfeldt* ,1993).

puis, à 9 jours, il devient trilaminaire avec un sac vitellin complet et un disque embryonnaire bien délimité (Barone, 1990).Chez la chatte, l'implantation débute 5 à 7 jours après l'arrivée du blastocyste dans l'utérus (Barone,1990).on remarque une érosion de l'endomètre par le syncytiotrophoblaste, son épithélium est détruit et il y aura la formation d'une ébauche de caduque autour de l'embryon. La nidation se produit vers le 13ème jour, elle est achevée à J14

(Barone, 1990; Kretz, 1992) en même temps qu'apparaissent les premier somites. Les conceptus sont disposés en chapelet le long des deux cornes utérines. Le nombre de conceptus par corne semble corrélé au nombre d'ovules émis par chaque ovaire (Johnston, Olson., *et al.*, 2001)et quand il existe une grande différence entre le nombre d'ovulation de chaque ovaire, les conceptus migrent de la corne en contenant le plus grand nombre celle où il y en a le moins (Tsutsui. *et Stabenfeldt* ,1993).

En fin de gestation, ils sont en contact, bout à bout et finissent même par s'accoler. Dès la nidation, la croissance du conceptus n'est pas égale : les régions polaires s'allongent et lui donnent une forme en citron. On y distingue trois régions: une bande intermédiaire villeuse formant un placenta zonaire encadrée par deux régions lisses qui vont croître au cours de la gestation (figure3).

II. 2.4.2. La parturition :

Durant la gestation, la chatte a subi des changements physiques progressifs: prise de poids, développement des glandes mammaires et des changements comportementaux.

Quelques jours avant le part, la chatte recherche la compagnie, ronronne puis, quand les contractions commencent, elle se met en décubitus sternal, en appui sur ses pattes arrière avec les jarrets écartés. Elle peut aussi se coucher sur le flanc quand les contractions se font plus rapprochées et plus longues. Juste avant de mettre bas, la chatte semble se faire un « nid » : elle cherche à se cacher dans un placard ou un carton.

Se frotte la tête contre les parois et y fait ses griffes pour l'imprégner de phéromones.

Les contractions des muscles abdominaux, l'expulsion des chatons et celle des placentas peuvent se dérouler selon un ordre et une durée variables (**Johnston, Olson et al., 2001**).

Avant la délivrance du premier chaton, du mucus sort par la vulve, les petits peuvent se présenter par la tête ou par le siège sans créer de problème de dystocie.

Celles-ci résultent le plus souvent d'une filière pelvienne trop étroite (angustie pelvienne, fracture du bassin), d'un problème utérin (torsion utérine, rupture utérine, atonie utérine), d'un fœtus de taille inadaptée (gros fœtus dans les petites portées, malposition, malformations) ou mort (**HOUDET-SEGOND .1998; JOHNSTON ;OLSON et al., 2001**). Quand le fœtus apparaît à la commissure vulvaire, les contractions se font plus longues mais aussi plus fortes, il faut alors 3 à 5 min pour expulser un chaton (**Johnston ., Olson., et al., 2001**). La mère peut faire des pauses entre chaque expulsion de chaton pendant lesquelles elle lèche le petit vigoureusement pour le débarrasser des liquides fœtaux et du reste des enveloppes. Elle coupe aussi le cordon et mange le placenta (**Johnston., Olson, et al., 2001**). La mise bas dure en moyenne 14.3 et 16.1 heures du fait des pauses entre les expulsions des chatons mais aussi du stress qui peut interrompre la mise bas. La chatte cherche alors un autre endroit où poursuivre la parturition.

Les portées vont de 1 à 10 chatons avec une moyenne de 4 et 27,3% de mortalité dans les 8 premières semaines. Ce taux de mortalité peut diminuer si la chatte est en bonne santé, sans surpoids et avec une portée de taille moyenne (**Johnston, Olson., et al., 2001**).

A leur naissance, les chatons pèsent 80 à 120 g (**Kretz, 1992**) pour une taille de 140 mm environ. Le sexe ratio est d'environ 50% [19, 38]. Les chatons naissent avec une fourrure mais leurs mâchoires sont inermes, leurs yeux sont fermés, leurs oreilles ne sont pas fonctionnelles et ils ne sont pas capables de se déplacer (**Barone, 1990**).

Le léchage de la mère permet de les stimuler et de les protéger du froid en les séchant car, ils ne sont pas capables d'assurer leurs thermorégulations si jeunes. De plus, ils dépendent de leur mère pour leur alimentation et leurs déjections. Dans les 24 premières heures, ils tètent le colostrum maternel. Leurs paupières s'ouvriront en moyenne au bout d'une semaine et leurs dents pousseront

avant qu'ils aient 3 semaines. Ils sont très vulnérables pendant toute cette période car leur métabolisme n'est pas encore performant comme celui de l'adulte. On note surtout une mortalité des mâles qui modifie le sexe ratio. La chatte gestante nécessite des soins particuliers (médicaments contre-indiqués, alimentation adaptée, ...) pour optimiser sa gestation. En effet, le bon déroulement de la gestation et de la parturition minore la mortalité des chatons c'est pourquoi, le diagnostic de gestation peut être très import.

III.Ovariohystérectomie :

III.1.Définition:

L'ovariohystérectomie (ou ovario-hystérectomie) consiste en l'ablation chirurgicale des ovaires et de l'utérus.

Cette opération s'avère nécessaire lors de la présence d'une tumeur dans l'ovaire et/ou dans l'utérus.

III.2. Décision opératoire :

a. Indications:

Elles sont à la fois médicales et comportementales:

1. Suppression du comportement de chaleurs, du au pic de sécrétion ovarienne d'œstradiol.
2. Suppression des troubles liés à la gestation et à la parturition : même si les chats en présentent moins que les chiens il a été décrit chez cette espèce des avortements spontanés, des torsions utérines, des dystocies, des rétentions de fœtus et de placenta à la mise-bas, des prolapsus utérins, des métrites post-partum, des mammites.
3. Suppression des affections ovariennes et éventuellement utérines(en cas d'ovariohystérectomie). Le pyomètre est une infection de l'utérus apparaissant lors du diœstrus, sous l'influence de la progestérone et de bactéries vaginales ascendantes. Même si les chattes sont des animaux à ovulations provoquée, il existe des preuves (détection de la présence de corps jaunes à l'histologie du tractus génital des chattes à pyomètre) que les chattes sans aucun contact avec les mâles peuvent parfois ovuler spontanément et courir alors le risque d'apparition d'un pyomètre.
4. Suppression des hypertrophies mammaires d'origine hormonale et diminution du risque d'apparition des tumeurs mammaires. Chez la chatte, les tumeurs mammaires sont fréquemment rencontrées, présentent un caractère de malignité très élevé : 90% sont souvent diagnostiquées tardivement : le bilan d'extension met fréquemment en évidence des métastases (**Buff, 2001**). Les chattes non stérilisées ont 7 fois plus de risque d'être atteintes de carcinoma mammaire que les chattes stérilisées.
5. Chez la chatte qui sort, l'indication principale est la maîtrise de la reproduction. Son moyen de contraception, en effet, une chatte ayant des contacts avec des mâles a jusqu'à 3 portées par saison.

b .Contre-indications et effets secondaires:

- 1.** La stérilisation étant un moyen de contraception irréversible le souhait d'une portée future est une contre-indication absolue!
- 2.** La stérilisation entraîne un retard de fermeture des cartilages de croissance : en effet, la testostérone et les oestrogènes jouent un rôle dans la croissance, la maintenance et le vieillissement du squelette. Ce retard se traduit par une augmentation significative de la longueur des os chez les individus stérilisés précocement (à 7 semaines par rapport aux individus stérilisés à 7 mois) **(Salmeri et coll,1991)**.
- 3.** La stérilisation a pour conséquence métabolique une diminution du métabolisme de base, dans les deux sexes, que la gonadectomie ait été pratiquée à 7 semaines ou à 7 mois. Ainsi, pour le même chat, le besoin énergétique d'entretien diminue de 20% après la stérilisation **(Flynn et al,1996)**.
- 4.** Une autre conséquence de la stérilisation du chat est moins bien expliquée mais bien réelle : il s'agit d'une dérégulation de la satiété. L'appétit augmente après la stérilisation. Si le chat dispose d'aliment à volonté, il en consomme plus, ingérant ainsi plus de calories **(Fettman ;1997)**
- 5.** La conséquence de ces deux modifications métaboliques est une augmentation rapide du poids chez les chats stérilisés nourris à volonté, avec une augmentation de la masse grasse. Le chat peut alors rapidement devenir obèse. L'obésité diminue l'espérance de vie. Elle multiplie par 4 le risque de diabète sucré, par 2 le risqué d'affections cutanées non allergiques, par 1.8 le risque de diarrhée. Elle augmente le risque de lipidose hépatique. D'où l'importance de la prévenir dès la consultation préopératoire.

III.3. Description de la technique :

III.3.1. Anesthésie

Comme pour la stérilisation de la chienne, la stérilisation de la chatte est une intervention dont le degré de douleur est estimé entre modéré et sévère. L'analgésie préventive est réalisée par la prémédication avec des alpha-2-agonistes et/ou des morphiniques (**Salmeri et coll,1991**).

III.3.2.Prémédication:

1. La Médétomidine (30-40µm/kg) en IM,
2. La morphine (0.1-0.2 mg/kg) en IM (ou du Butorphanol 0.1-0.4mg/kg ou encore de la Pentazocine 1 mg/kg)
3. La Kétamine(11-22mg/kg)en IM (ou l'association Tilétamine-Zolazépam à la dose de 10-15mg/kg).

III.3.3. Induction:

Elle est réalisée en IV 15 minutes après la prémédication par l'association de Kétamine (3-7 mg/kg) et de Diazépam (0.2mg/kg) ou l'association de Tilétamine et de Zolépam (5 mg/kg). L'entretien de l'anesthésie est réalisé par un relais gazeux à l'halothane ou à l'Isoflurane .A la fin de la l'intervention, de la morphine est injectée en IM (0.1mg/kg) et éventuellement des Anti inflammatoires non stéroïdiens (AINS) puis un relais par voie orale est réalisé pendant 2-3 jours à l'aide d'AINS.

III.4.Lieu d'incision :

L'animal est placé en décubitus dorsal après avoir été rasé, puis préparé stérilement. Le champ stérile est fixé à l'aide de fines pinces à champs ou par des points de suture, moins traumatiques (Monofilament 5.0). L'incision cutanée, de 2 à 3cm, est réalisé sur l'axe médian à mi-chemin entre l'ombilic et le pubis. La paroi musculaire est ensuite maintenue au niveau de la ligne blanche, avec une pince atraumatique (type Adson sans dents de souris). L'ouverture de la paroi s'effectue à l'aide de la lame de scalpel. La proximité du caecum et de la vessie implique une attention particulière lors de cette action pour éviter les lésions de ces organes. L'utilisation d'une sonde cannelée s'avère sécuritaire pour l'ouverture de cette paroi. Dans un premier temps, localiser l'utérus entre le colon et la vessie, afin de trouver plus facilement les ovaires se trouvant sous la masse digestive.

III.4.1.La Technique:

L'ovaire et la corne utérine gauches sont le plus accessibles et sont éliminés en premier, quel que soit le motif de l'opération. Il faut maintenir un contact permanent du doigt avec l'ovaire pour s'assurer de son ablation. Des difficultés peuvent apparaître en particulier chez les animaux atteints d'affection de l'appareil génital. La technique à trois pinces décrite antérieurement a été modifiée pour éviter les complications résultant de la ligature en masse du ligament suspenseur déchiré et du complexe artério-veineux.

Entre le ligament suspenseur et le bord antérieur du complexe artérioveineux ovarien, on perfore le ligament large en un point dépourvu de vaisseaux. On applique une pince sur le ligament suspenseur isolé qu'on sectionne et qu'on renvoie le ligament suspenseur et ses vaisseaux ligaturés dans l'abdomen sur le côté du rein. Cette manœuvre libère le complexe artérioveineux ovarien davantage que ne le fait la rupture du ligament suspenseur de l'ovaire. On peut ligaturer spécialement et de façon sûre le complexe artérioveineux. Cette technique supprime la ligature en masse du ligament suspenseur et du complexe vasculaire ovarien et surtout réduit le risque de laisser échapper le complexe vasculaire ovarien. On commence par étirer le ligament large sur les doigts pour repérer le complexe artérioveineux ovarien en arrière duquel on perfore ensuite le ligament au moyen d'une pince en une région dépourvue de vaisseaux. On applique deux pinces sur le complexe artérioveineux ovarien proximale à l'ovaire et une troisième pince entre l'ovaire et la corne utérine. On sectionne le complexe entre les deux pinces proximales et l'ovaire. On récline vers l'arrière l'ovaire isolé et la corne utérine. On ligature le complexe artérioveineux ovarien proximale à la pince la plus proximale.

On desserre cette pince après avoir fait le premier enlacement du nœud pour permettre aux vaisseaux sanguins déformés par la pince de reprendre leur disposition normale. Ce temps de relâchement de la pince est essentiel pour que la ligature tienne sur les tissus ligamentaires. Si la pince n'est pas desserrée, la ligature sera lâche et aura toute chance de glisser des vaisseaux d'où une hémorragie. Une ligature par un nœud plat simple suffit, si les tissus du complexe artérioveineux ovarien sont convenablement manipulés. On pince et on ligature les ligaments ronds et larges plutôt que de les sectionner ou de les déchirer. Cette ligature peut paraître inutile mais, si on observe les gouttières lombaires après déchirure des ligaments, on constate une hémorragie. On suit la corne gauche jusqu'au corps de l'utérus pour repérer la corne droite qu'on suit vers l'avant pour trouver l'ovaire et le ligament droits, qu'on traite comme précédemment décrit. Il faut alors contrôler les ligatures placées sur les ligaments suspenseurs, les ligaments larges et les complexes artérioveineux ovariens. Les moignons des ligaments suspenseurs ligaturés se trouvent sur le dehors du rein correspondant, le complexe artérioveineux ligaturé est situé au niveau du pôle postérieur du rein et les ligaments ronds et larges se trouvent au niveau du canal inguinal et de l'entrée du bassin.

Nous n'appliquons pas de pinces hémostatiques sur le corps de l'utérus, car elles le déforment, le coupent parfois mais ne l'écrasent pas. Le myomètre est résistant ou élastique et les artères du corps de l'utérus ont des parois épaisses et élastiques, elles se rétractent hors des pinces et une hémorragie grave se produit. Elle peut ne pas être apparente au cours de l'opération à cause de la déformation des tissus du corps de l'utérus, elle devient importante quand le corps de l'utérus reprend sa position normale entre le colon et la vessie. C'est pourquoi nous préférons une technique de ligature du corps de l'utérus et de ses vaisseaux.

Chez les chiennes et les chattes jeunes on applique une ligature traversant le corps de l'utérus et faisant le tour des vaisseaux utérins.

Chez les animaux plus âgés ou atteints d'affection de l'appareil génital, on ligature individuellement les vaisseaux du ligament du corps de l'utérus. On commence par ligature les vaisseaux dans les ligaments parallèles au corps de l'utérus et on laisse longues les extrémités des fils. On pince ces vaisseaux proximement aux ligatures et on les sectionne. On applique une ligature traversant le corps de l'utérus et en faisant le tour, dont on laisse également longues les extrémités. On sectionne le corps de l'utérus proximement à cette ligature. Le moignon utérin et les vaisseaux sont renvoyés en position normale avec leurs ligatures. Si on constate une hémorragie, on récupère le moignon et on réalise l'hémostase. Si aucune hémorragie ne se produit le corps de l'utérus étant en position normale, on sectionne les extrémités longues des ligatures.

En cas de pyomètre, la technique précédente est modifiée : on place deux ligatures sur le corps de l'utérus et on le sectionne entre elles. L'application de pinces sur le corps de l'utérus rempli de pus peut le rompre et souiller ainsi le péritoine. En cas de pyomètre, il est également recommandé de retourner le moignon d'utérus à l'intérieur du vagin. Cela est impossible si le corps de l'utérus est ligaturé au cours de l'ovariohystérectomie. De façon plus importante, une hémorragie grave se produit si le moignon d'utérus est retourné à l'intérieur du vagin sans ligature des vaisseaux utérins intrapariétaux.

Partie
Expérimentale

I. Matériel et méthodes

I.1.Lieu et durée de l'étude :

Notre expérimentation était réalisée au niveau du service de la chirurgie durant le moi d'avril 2016. Elle a porté sur la réalisation d'une ovariohystérectomie sur une chatte ne présentant aucun motif pathologique .

I.2.Matériel chirurgical et consommable:

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

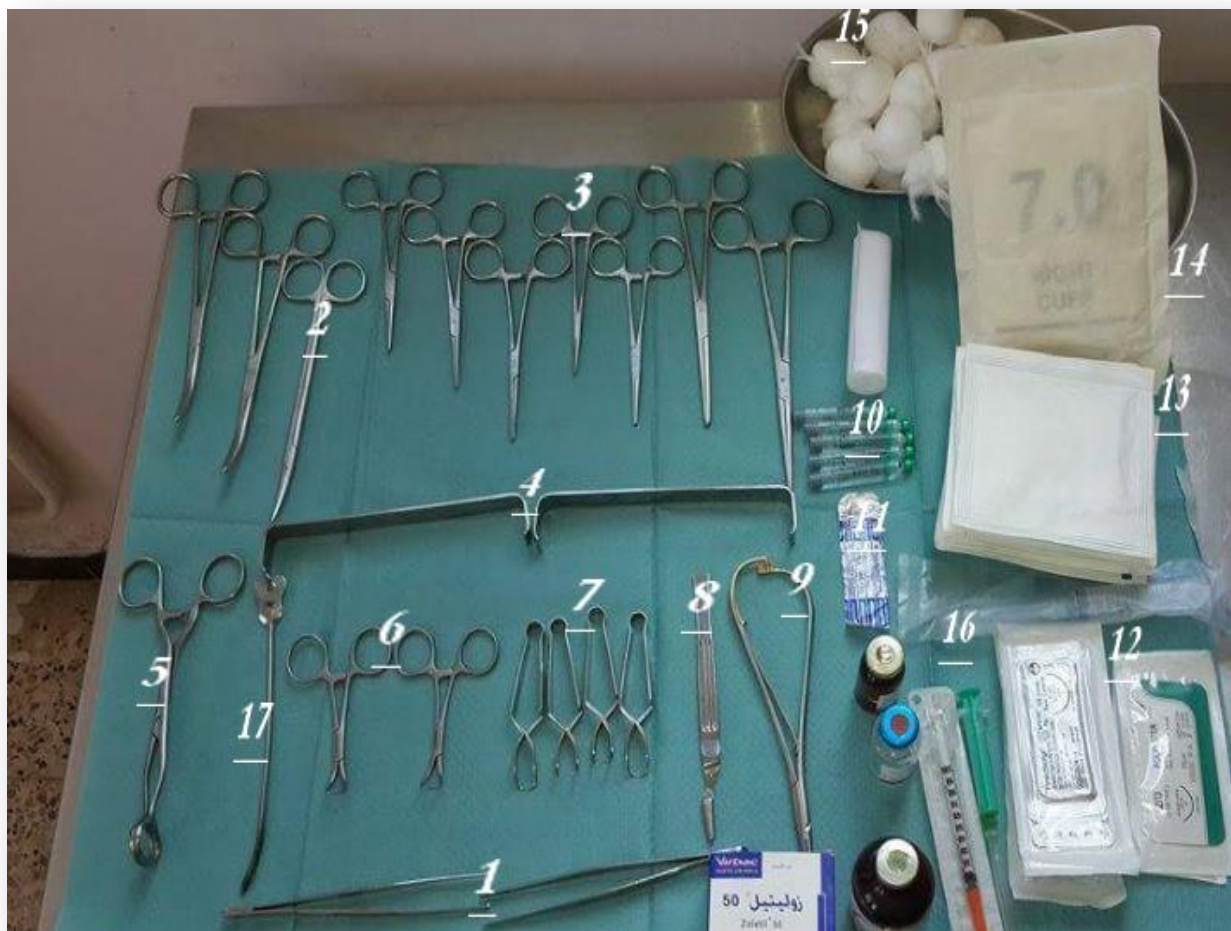


Photo N°01 : Instruments chirurgicaux et consommable médical utilisé pour la réalisation de l'ovariohystérectomie

1.Pince à préhension. 2.Ciseaux de Metzenbaum. 3. Pinces hémostatiques. 4.Ecarteur de Farabeuf 5. pince en cœur. 6 et 7. Pince à champ. 8. Porte lame. 9. Pince porte aiguille. 10. Anesthésie locale (lidocaine). 11. Lame de bistouri N°15. 12. Fils de sutures résorbable et non résorbable décimal0.3. 13. Compresses stériles. 14. Gants chirurgicaux 15. Tampons 16. Seringues. 17. Sonde de cannelée.

I.3. Méthode :

I.3.1. Temps préopératoire :

1. Les préparatifs de l'acte chirurgical :

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

1. Préparation du matériel tel que champs, vêtements, gants et instruments.
2. Préparation de l'animal.
3. Préparation du chirurgien.

1.1. Préparation du matériel :

On stérilise les champs, la tenue et la boîte à instruments à l'aide de l'autoclave. Ils n'y seront retirés que quelques minutes avant l'intervention puis on nettoie minutieusement la table chirurgicale par un désinfectant (Bétadine) efficace.

1.2. 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'ovariohystérectomie en fonction de la balance bénéfice / risque pour l'animal et d'élaborer un protocole d'anesthésie adapté au mieux à l'animal

1.2.1. Anamnèse :

- Motif de consultation : ovariohystérectomie.
- Âge de la chatte : 28 mois
- Phase du cycle œstral : anoestrus
- Absence de problème de santé.
- Poids de la chatte : 2 kg.
- Vaccination : la chatte est vaccinée contre la rage.

1.2.2.Examen général :

Tableau n°1 : l'examen général

<u>EXAMEN GENERALE</u>	
<i>Appareil Respiratoire</i>	➤ Respiration régulière
<i>Appareil cardiovasculaire</i>	➤ Tachycardie due au stress
<i>Appreil digestif</i>	➤ Rien à signaler
<i>Appreil génital</i>	➤ Chatte en anoestrus muqueuse vulvaire rose
<i>Température</i>	➤ Non prise, la chatte était stressée

- D'après les paramètres physiologiques mentionnés ci-dessus, l'état général de la chatte est jugé bon.
- Une fois anesthésié, 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°2**).

Enfin, la préparation s'achève par la désinfection chirurgicale de la zone opératoire



Photo N°2 : Animal attaché sur la table opératoire en décubitus dorsal

Source : Service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret ,2015-2016

1.3.Préparation du chirurgien :

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

2. Anesthésie :

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

Le protocole anesthésique débute par une prémédication avec 0,2mg/Kg d'acépromazine et une antibioprofylaxie à base d'amoxiciline injectée en intramusculaire.

L'induction est assurée par une injection intramusculaire d'un mélange de télitamine et de zolazepam à raison de 10 mg/Kg .

Juste avant de commencer l'opération la moitié d'un mélange de télitamine et de zolazepam à raison de 15mg/Kg est injectée pour assurer le maintien de l'anesthésie durant l'acte chirurgical.

I.3.2. Temps opératoire :

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

a .Technique chirurgicale :

Une fois la préparation de l'animal est achevée, on installe le champ opératoire (**photo n°3**).

1. 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 (**Photo N°4**) ;
2. Le tissu sous-cutané est dilacéré à l'aide des ciseaux de Metzenbaum , pour mettre en évidence la ligne blanche (**Photo N°05**) ;
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 (**Photo N°06**) ;

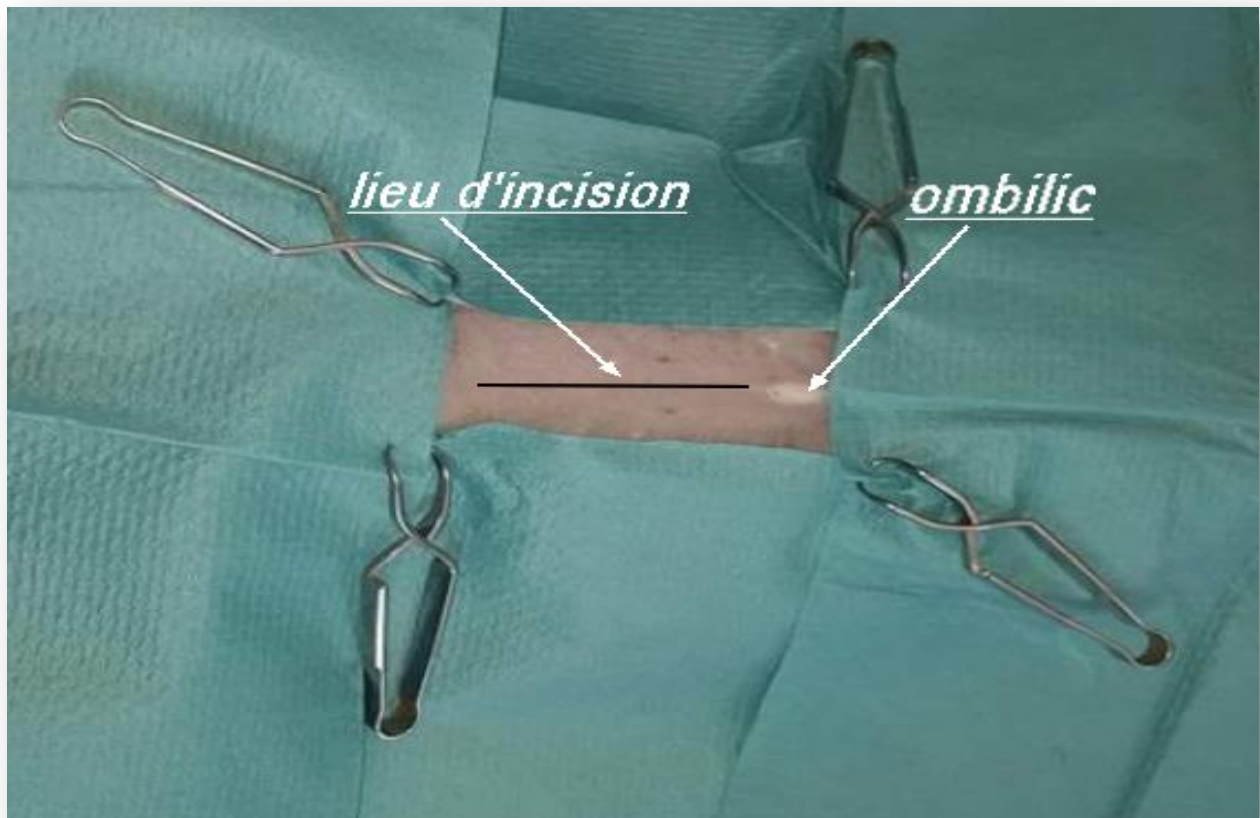


Photo N°3 : Mise en place du champ opératoire

Source : Service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret ,2015-2016

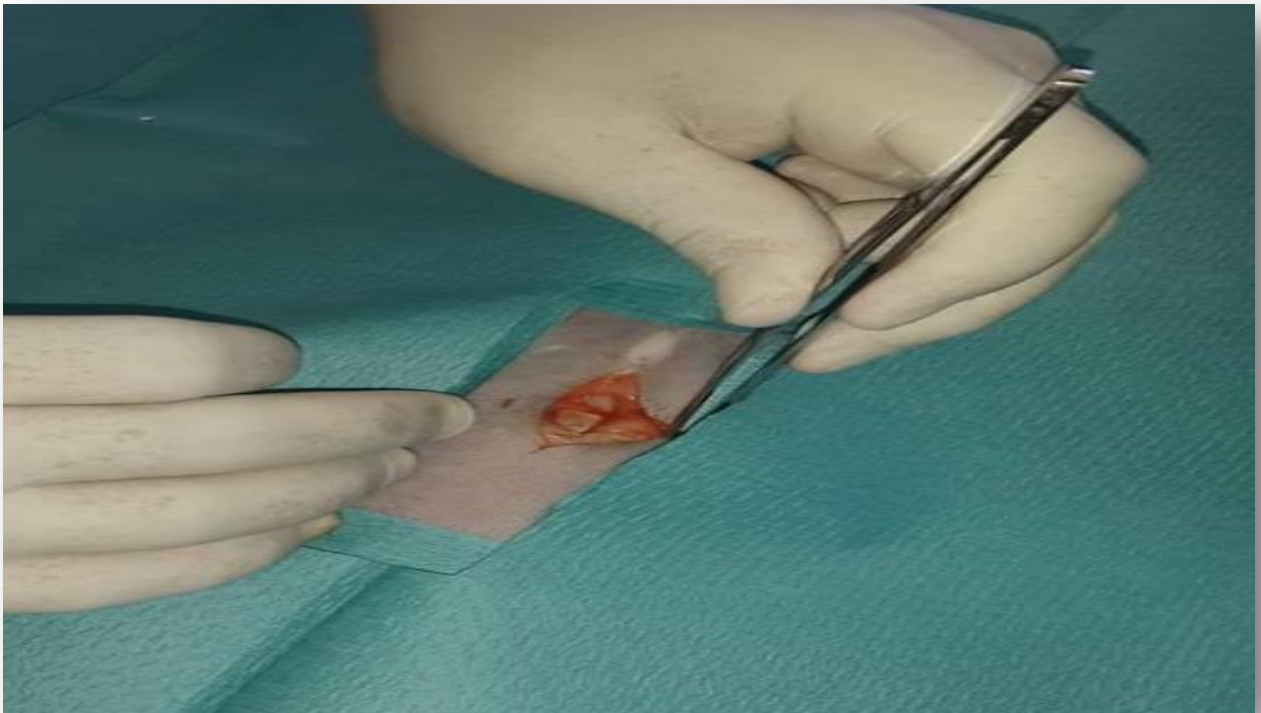


Photo N°4 : Incision cutanée médiane moyenne à partir de l'ombilic

Source : Service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret ,2015-2016



Photo N°5 : Identification de la ligne blanche

Source : Service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret ,2015-2016



Photo N°6 : Ouverture de la cavité abdominale
Source : Service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret ,2015-2016

4. Recherche de l'ovaire au doigt, en introduisant l'index dans la cavité abdominale et en remontant l'index contre la paroi abdominale (**Photo N°7**) ;



Photo N°7 : Recherche de l'ovaire au doigt
Source : Service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret ,2015-2016

5. Localisation de la bifurcation utérine située au dessous de la vessie en utilisant l'index (Photo N°8) ;

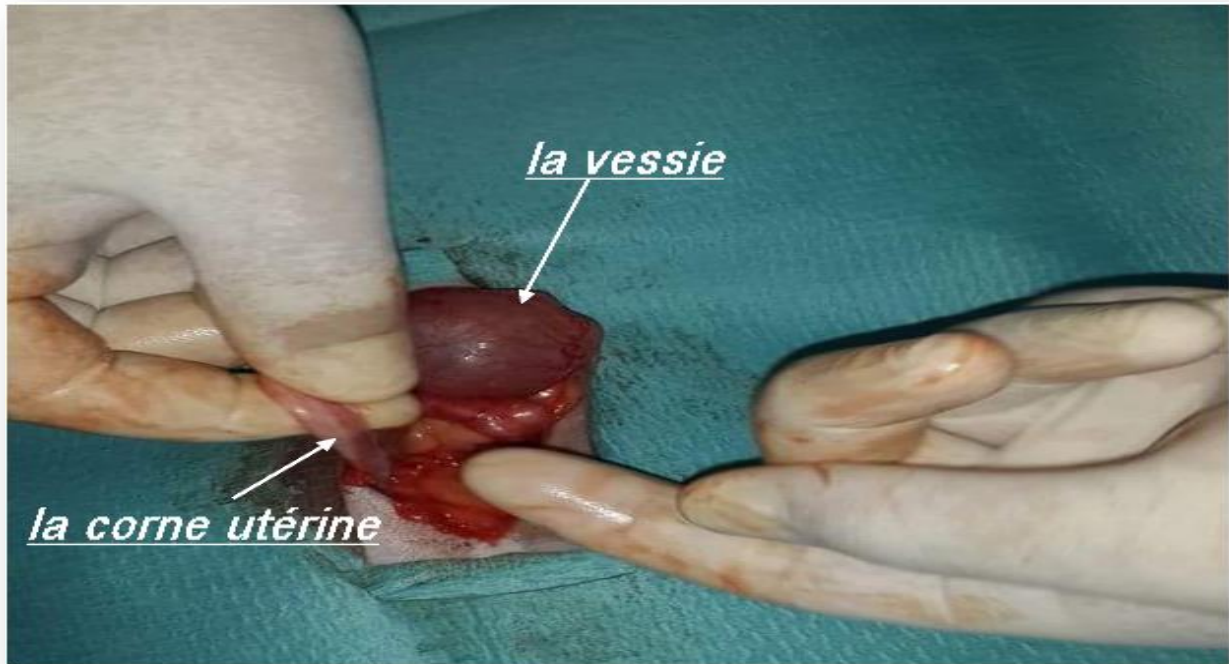


Photo N°8 : Extériorisation de la corne utérine
Source : Service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret ,2015-2016

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 (Photo N°9);



Photo N°9 : Position des doigts pour étirer le ligament suspenseur de l'ovaire
Source : Service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret ,2015-2016



Photo N°10 : Mise en place de la pince en cœur et des pincettes limitatives

Source : Service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret ,2015-2016

6. Puis on ponctionne le ligament large 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, ensuite on passant au travers de la ponction, deux pincettes limitatives (pincettes hémostatiques) sont mises en place de part et d'autre de la pince en cœur (**Photo N°10**). Ces pincettes 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.

7. 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 (**Photo N°11**)



Photo N°11 : La mise en place des ligatures

Source : Service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret ,2015-2016

8. On sectionne le pédicule ovarien à l'aide du bistouri à lame froide, entre la pince en cœur et la pince limitative (**Photo N°12**) ;



Photo N°12 : Section du pédicule ovarien

Source : Service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret ,2015-2016

9. La mise en place de deux ligatures utérines, une transfixante et l'autre non transfixante, en les plaçant 0.5 à 1 cm en dessous de la bifurcation utérine (**Photo N°13**) ;



Photo N° 13 : Ligatures de l'utérus et des vaisseaux utérins

Source : Service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret ,2015-2016

10. On coupe le corps utérin, puis on vérifiant que le moignon utérin ne saigne pas avant de le réintroduire dans la cavité abdominale (Photo N° 14 et Photo N° 15) ;

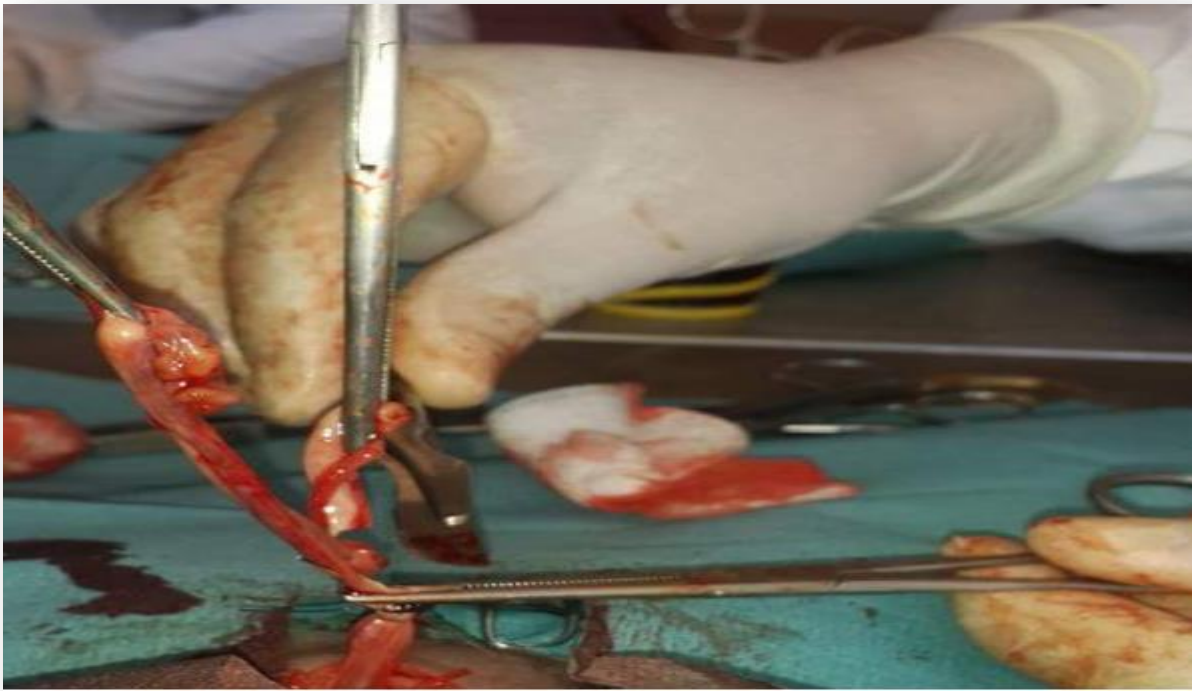


Photo N°14 : Section de pédicule utérin

Source : Service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret ,2015-2016

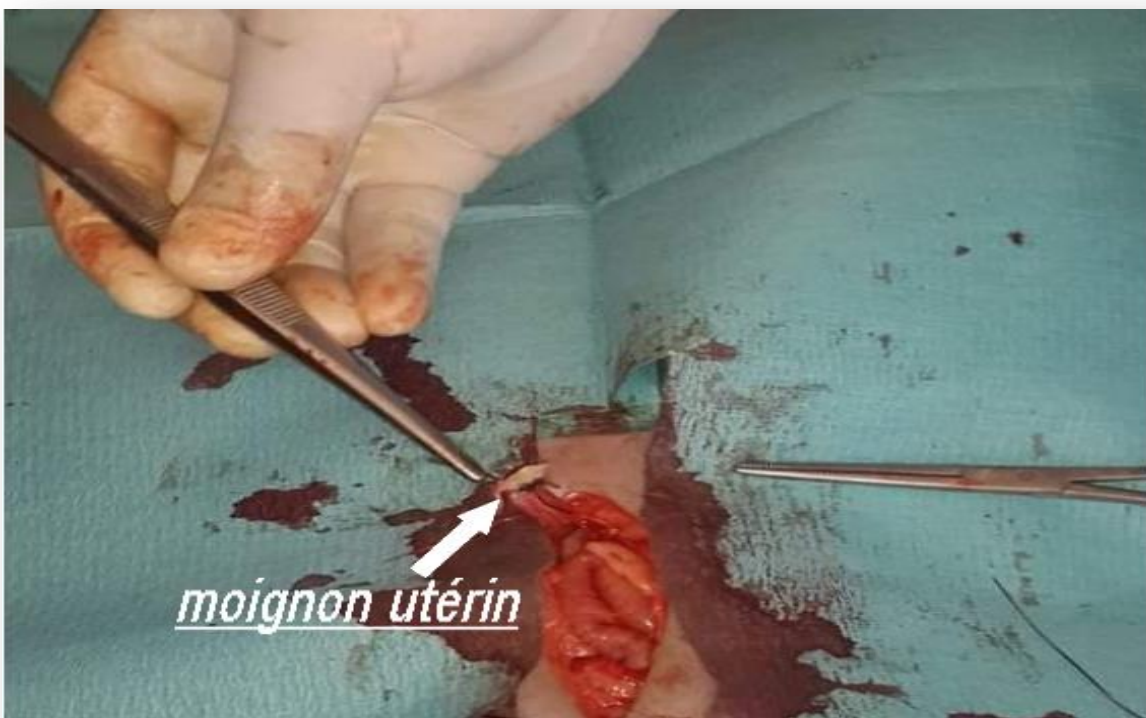


Photo N°15 : Moignon utérin

Source : Service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret ,2015-2016



Photo N°16 : Fermeture de la cavité abdominale par un surjet aux points passés

Source : Service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret ,2015-2016

11. En ferme la cavité abdominale à l'aide d'un surjet aux points passés (Photo N°16) ;



Photo N°17 : Surjet sous-cutané

Source : Service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret ,2015-2016



Photo N°18 : Suté la peau avec des points simples séparé

Source : Service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret ,2015-2016

12.En fin on réalise un surjet sous-cutané (**Photo N°17**) et en ferme la peau avec des points simples (**Photo N°18**).

I.3.3 Temps post-opératoire :

- Orientation de l'animal vers la sale d'hospitalisation afin de surveiller son réveil.
- Aucunes complications constatées au cour du suivi de la chatte sauf l'ouverture de quelques points cutané due au léchage de la plaie.
- 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.

Conclusion

Conclusion

L'ovariohystérectomie demeure la solution de choix pour supprimer les problèmes liés à la gestation et la parturition notamment les dystocies, les affections ovariennes et utérines en particulier le pyomètre. En outre, elle permet de prévenir les tumeurs mammaires et de maîtriser la reproduction chez la chatte.

*Références
bibliographique*

1.BARONE R., (1990)

Appareil uro-génital du fœtus et ses annexes. Péritoine et topographie abdominale. Tome 4. Splanchnologie II. 2nd ed. Anatomie comparée des mammifères domestiques. Paris: Vigot951.

2.BUFFS.:

Stérilisation très précoce : de nombreux avantages. Le Point Vétérinaire,2001 ; 32 (221), 52-54.

3.CUPPS P.T., (1991)

Reproduction in domestic animals. 4th ed. San Diego: Academic Press.

4.DAVIDSON A.P., NYLAND T.G., et al., (1986)

Pregnancy diagnosis with ultrasound in the domestic cat. Vet. Rad., **27(4)**: p. 109-114.

5.DUMON C., (1992)

Physiologie sexuelle de la chienne. Les indispensables de l'animal de compagnie. PMCAC:Paris.p.13-15.

6.FELDMAN E.C. and NELSON R.W., (1987)

Canine and Feline Endocrinology and Reproduction. 2nd ed. Philadelphia: W.B. SaundersCompany. 564.

7.FETTMAN M. J. ; STANTON C. A. ; BANKS L. L. et coll. : Effects of neutering on bodyweight, metabolic rate and glucose tolerance of domestic cats. Res Vet Sci. , 1997; 62 : 131-136.

8.FONTBONNE A. and GARNIER F., (1998)

Données récentes en physiologie et endocrinologie sexuelles dans l'espèce féline. Point Vét.,**29(195)**: p. 11-16.

9.FLYNN M. F. , HARDIE E. M. ,ARMSTRONG P. J. : Effects of ovariohysterectomy on maintenance energy requirements in cats, Journal of the American Veterinary Medical Association, 1996 ; 209: 1572-1581.

10.HOUDET-SEGOND A., (1998)

Diagnostic de gestation chez la chatte. Point vét., **29(195)**: p. 17-22.

11.JOHNSTON S.D., OLSON P.N.S., et al., (2001)

Canine and feline Theriogenology. 1st ed. Philadelphia: W.B. Saunders Company. 592.

12.KRUSTRITZ M.V.R. :

Elective gonadectomy in the cat. Feline Practice, 1996, 24 (6), 36-39

13.KRETZ C., (1992)

Accouplement dans l'espèce féline. Les indispensables de l'animal de compagnie. PMCAC:Paris.p.73-76.

14.KRETZ C., (1992)

La gestation chez la chatte. Les indispensables de l'animal de compagnie. PMCAC: Paris. p.83-86.

15. LAWLER D.F., JOHNSTON S.D., et al., (1993)

Ovulation without cervical stimulation in domestic cats.

Fertility and infertility in dogs cats and other carnivores, ed. P.W. Concannon, et al.

Vol. suppl. 47. J. Reprod. Fert.: Cambridge. p. 57-61.

16.LIEGE P., (1992)

Physiologie sexuelle du chat et de la chatte. Les indispensables de l'animal de compagnie.

PMCAC: Paris. p. 27-36.

17.SALMERI K. R. et coll. Gonadectomy in immature dogs : effects on skeletal, physical, and behavioral development. JAVMA 1991; 198(7):1193-1203

18.SILIARD B. and LEBRETON A., (1992)

Endocrinologie de la reproduction 2ième partie: dans l'espèce féline. Les indispensables de l'animal de compagnie. PMCAC: Paris. p. 43-45.

19.TSUTSUI T. and STABENFELDT G.H., (1993)

Biology of ovarian cycles, pregnancy and pseudopregnancy in the domestic cat. Fertility and infertility in dogs, cats and other carnivores, ed. P.W. Concannon, et al. Vol. suppl. 47. J. Reprod. Fert.: Cambridge. p. 29-35.

20.VERSTEGEN J.P., ONCLIN K., et al., (1993)

Regulation of progesterone during pregnancy in the cat: studies on the role of corpora lutea, placenta and prolactin secretion. Fertility and infertility in dogs, cats and other carnivores, ed. P.W. Concannon, et al. Vol. Suppl. 47. J. Reprod. Fert.: Cambridge. p. 165-173.

21.<http://www.looksante.fr/dictionnaire-medical/ovariohysterecto>