

جمهورية الجزائر الديمقراطية الشعبية  
REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE  
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي  
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA  
RECHERCHE SCIENTIFIQUE



جامعة ابن خلدون  
UNIVERSITE IBN KHALDOUN TIARET  
معهد علوم البيطرة  
INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES  
مصلحة الصحة الحيوانية  
DEPARTEMENT DE SANTE ANIMALE



Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de Master complémentaire

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Vétérinaires

Présenté par :

**CHADLI MARWEN**

**HACHEMI ZOHRA**

Thème

**L'Ovariectomie chez la Chatte**

**Jury:**

**Grade:**

**Président :** Pr. BENALLOU Bouabdellah

Maitre de conférence

**Encadreur :** Pr . KHIATI Baghdad

Maitre de conférence

**Examineur :** Dr. AKERMI Omar

Maitre de conférence

**Année universitaire 2018/2019**

## *Remerciements*

*Tout d'abord, je tiens à remercier **ALLAH** le tout Puissant de m'avoir donné la force et le courage de mener à bien ce modeste travail, également je remercie infiniment mes parents, qui m'ont encouragé et aidé à arriver à ce stade de ma formation.*

*Mes remerciements vont également à mon promoteur **Dr KHIATI Baghdad** qui m'a aidé durant toute la période de mon travail.*

*Un grand merci à **Pr BENALLOU Bouabdellah** et **Dr Amar** qui m'ont fait l'honneur de juger ce travail*

## SOMMAIRE

<b>I. ANATOMIE DE L'APPAREIL GENITAL FEMELLE (CHATTE)</b> .....	03
I.1. Les ovaires .....	04
I.2. Vascularisation des ovaires.....	04
I.3 .L'utérus .....	05
I.4.Le vagin et le vestibule .....	07
I.5. La vulve et le clitoris.....	07
<b>II .PHYSIOLOGIE DU CYCLE SEXUEL DE CHATTE</b> .....	08
II .1. Le cycle reproducteur .....	08
II .1.2.La puberté.....	08
II .1.2. La photopériode et la saisonnalité.....	10
II .1.3 .Les différentes phases du cycle sexuel.....	12
➤ Le pro-estrus.....	14
➤ L'oestrus.....	15
➤ L'inter-oestrus.....	17
➤ Le dioestrus (oumetoestrus) .....	17
➤ L'anoestrus.....	18
II .2. Etat de hypothalamohypophyso –ovarien.....	19
II .2.1. Le cycle ovarien.....	19
➤ Contrôle neuroendocrinien du cycle ovarien.....	19
II .2 .1.1.La phase folliculaire .....	21
II .2 .1 .1.L'ovulation.....	22
➤ Variations de la LH autour du coït et de l'ovulation .....	24
II .2 .1.3.La phase lutéale.....	26
<b>III.COMPORTEMENT D'ACCOUPLEMENT ET GESTATION</b> .....	27
III.1. Accouplement.....	27
III .2. Gestation.....	28
III.2.1.Durée de gestation.....	28

III .2 .2 . Phases de gestation.....	29
III.2 .3.Particularités de la gestation chez la chatte.....	31
➤ Superovulation.....	31
➤ Superfécondation.....	31
➤ Superfétation.....	31
III. 3 .Mise-bas.....	32
<b>IV.L'OVARIECTOMIE.....</b>	<b>35</b>
IV.1 .Indications et contre- indications de l'ovariectomie.....	35
IV.1.1. Indications.....	35
IV.1.2. Contre-indications.....	36
IV.2.Age préconisé et moment de la chirurgie.....	37
IV.3.Technique opératoire.....	37
➤ Laparotomie médiane moyenne.....	38
➤ Recherche des ovaires.....	38
➤ Ligature des pédicules ovariens et utérins.....	40
➤ Incisions et exérèse des ovaires.....	40
➤ Suture de la laparotomie.....	41
IV.3.Techniques alternatives.....	41
IV.3.1. L'ovariectomie par les flancs.....	41
IV.3.2. L'ovariectomie coelioscopique.....	42
IV.4. Complications postopératoires.....	42

## PARTIE EXPERIMENTALE

<b>I .MATERIEL ET METHODES.....</b>	<b>44</b>
I.1.lieu et durée de l étude.....	44
I.2.matériel chirurgical et consommable.....	44
I.3.méthode.....	45
I .3.1.temps préopératoire.....	45
1. anamnèse.....	46
2. examen général.....	46
3. préparation de l acte chirurgical.....	46
3.1. Préparation de matériel .....	46
3.2. Anesthésie.....	46
3.3. Préparation d'animal pour la chirurgie.....	48
I.3.2 .temps opératoire.....	48
a .technique chirurgical.....	48
I.3.3 .temps post –opératoire.....	49
Conclusion	51
Référence bibliographie	52

## Liste des tableaux:

**Tableau 1** : Âge de la puberté chez différentes chattes en fonction de leur race, .....09

**Tableau 2** : Les différentes phases du cycle sexuel de la chatte , ..... 13

## Liste du figures:

**Figure 1** : Anatomie de l'appareil génital de la chatte (Barone, 1990).....03

**Figure 2** : L'appareil génital de la chatte, d'après Getty (1975).....06

**Figure 3** : Schéma de la régulation hormonale par l'axe hypothalamus-hypophyse-ovaire, d'après England (2010).....20

**Figure 4** : Représentation schématique de la relation entre la phase.....22

**Figure 5** : Contrôle neuroendocrinien de la croissance folliculaire et de l'ovulation chez la chatte, d'après Goericke-Pesch (2010).....23

**Figure 6** : Représentation de la concentration plasmatique moyenne de LH chez des chattes ayant ovulé ou non, après un à douze coïts (Tiret, 2009, d'après Concannon et al.,1980).....25

## Listes des photos:

**Photo N °01** : instrument chirurgicaux et consommable médical utilise pour la réalisation d'ovariectomie.....44

**Photo N°02** : Produit anesthésie utilisée dans l'intervention.....46

**Photo N° 3** : Animal attaché sur la table opératoire en décubitus dorsal.....47

**Photo N°4** : Désinfection et mise en place du champ opératoire.....48

**Photo N°5** : incision cutanée médiane moyenne a partir de l'ombilic.....49

**Photo N°6** : identification de la ligne blanche .....49

**Photo N°7** : ouverture de la cavité abdominale .....49

**Photo N°8** : Recherché de l'ovaire au doigt.....50

**Photo N°9** : Extériorisation de la corne utérine.....50

**Photo N°10** : Mise en place de la pince en cœur.....51

**Photo N° 11** : fixation d'ovaire par pinces à hémostase.....51

**Photo N°12** : Ligatures des pédicules ovariens et utérins.....52

**Photo N°12** : Incisions et exérèse des ovaires.....53  
**Photo N°13** :ovaire après Incisions total.....53  
**Photo N°14** : fermeture de la cavité abdominale par un surjet aux points passes.54  
**Photo N°15** : suture la peau avec des points simple.....54  
**Photo N° 16** : Réalisation d'un pansement suturé et application de spray.....55

## INTRODUCTION

L'ovariectomie, est l'ablation chirurgicale des ovaires, une intervention chirurgicale vétérinaire qui se pratique sur les femelles, appelée aussi stérilisation.

La stérilisation de la chatte supprime les nuisances liées aux chaleurs (miaulements, arrivée de tous les matous du quartier), les grossesses non désirées, les infections de l'utérus, les tumeurs mammaires, et aussi en cas de pathologie liée à cet organe comme le cas d'une tumeur.

L'ovario-hystérectomie est une intervention qui consiste à retirer les deux ovaires et l'utérus d'une chienne. L'âge idéal pour la stérilisation d'une chienne se situe avant ses premières chaleurs.

La stérilisation en tant que traitement : Même chez une chatte âgée n'ayant pas été stérilisée l'ovario-hystérectomie peut devenir indispensable pour des raisons médicales comme par exemple :

- Les affections utérines ;
- Tumeur utérine ;
- Polypes ;
- Hémorragie utérine ;
- Pyromètre ;
- Torsion ou de rupture utérine.

# **ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE**

## I. ANATOMIE DE L'APPAREIL GENITAL FEMELLE (CHATTE)

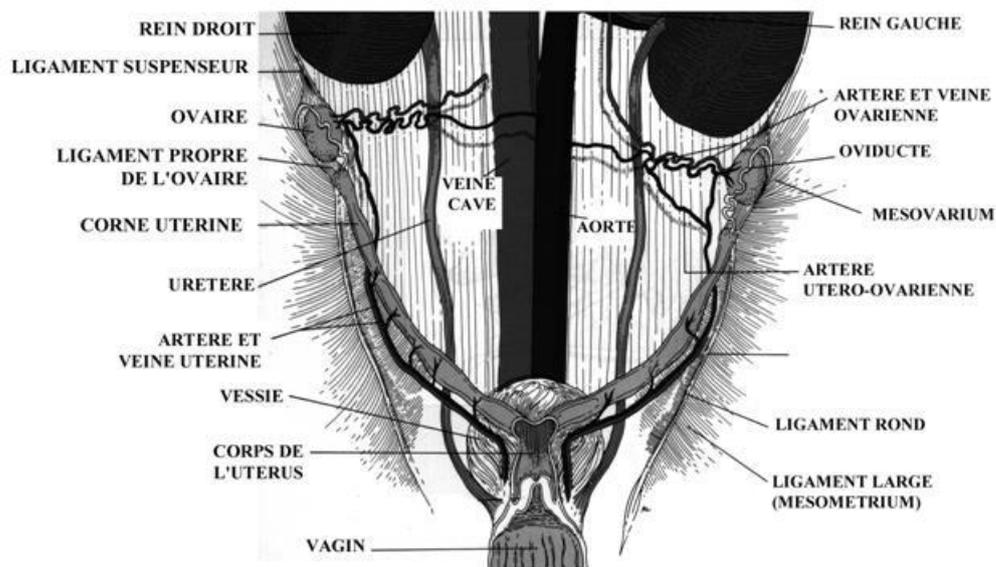
### I.1. Les ovaires :

Les ovaires de la chatte sont de petite taille, leur forme est allongée et aplatie. Ils mesurent 8-10 mm de long sur 5-6 mm de large. Les ovaires se situent à un centimètre du pôle caudal des reins, à hauteur des troisième et quatrième paires de vertèbres lombaires. L'ovaire droit est en position légèrement plus crâniales que l'ovaire gauche (Liège, 1992).

Les ovaires sont entourés d'un repli péritonéal, la bourse ovarique. Celle-ci est fine, peu chargée en graisse, transparente et largement ouverte sur la cavité péritonéale chez la chatte. Elle est en revanche plus épaisse et chargée de graisse chez la chienne, masquant presque totalement l'ovaire.

Les méso de l'ovaire forment la bourse ovarique (Degueurceer al, 2003).

L'anatomie détaillée de l'appareil génital de la chatte est représentée sur la planche anatomique de la **figure 1**.



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

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

Le mésovarium constitue la partie la plus crâniale du ligament large, ou mésométrium. Au bord libre du ligament large, on trouve le ligament rond. Celui-ci s'étend de l'ovaire à la région vulvaire en traversant l'anneau inguinal. Sur la face latérale du mésovarium s'attache le mésosalpinx qui soutient la trompe utérine. Le mésosalpinx sépare le mésovarium proximal du mésovarium distal et forme une partie de la bourse ovarique (Degueurce, 2003).

L'ovaire est relié à l'utérus par le ligament propre de l'ovaire, ce ligament est de taille variable selon les individus (Fayolle, 2011).

### I.2.Vascularisation des ovaires.

L'artère ovarique est une ramification de l'aorte abdominale. Elle est peu flexueuse et se termine par trois branches dorsalement à la bourse ovarique :

- un rameau suit le ligament suspenseur de l'ovaire
- un autre rejoint le hile de l'ovaire
- un rameau utérin traverse caudalement le ligament large et s'anastomose au rameau utérin de l'artère vaginale, formant ainsi une longue arcade vasculaire dans le ligament large.

Les veines provenant de l'ovaire, de l'infundibulum, de l'oviducte, de la bourse ovarique et du ligament large vont fusionner avec une veine provenant de la corne utérine. En suivant le ligament rond, ces structures donneront la

veine marginale de l'utérus, qui va rejoindre la veine cave caudale (Chatelain, 1992).

En période de chaleur, ces vaisseaux sont fortement sollicités et un afflux de sang plus important irrigue les organes génitaux (Fayolle, 2011).

### 1.3 .L'utérus.

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

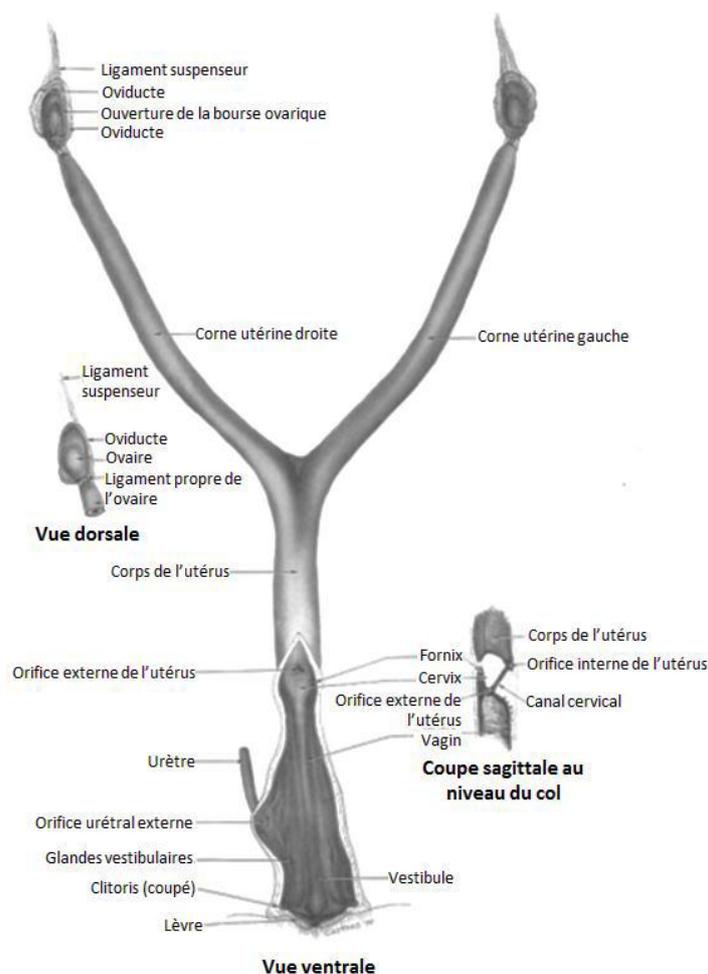
L'utérus est rattaché à la voûte lombaire par le ligament large (ou mésométrium). Comme la bourse ovarienne et le mésovarium, le mésométrium est dépourvu de tissu adipeux chez la chatte (Barone, 1990). Les cornes utérines sont plaquées contre la paroi du flanc, leur apex se situe en regard de la quatrième ou cinquième paire de vertèbres lombaires. Elles cheminent ensuite ventralement, entourant l'intestin. Le corps utérin est dorsal à la vessie. Le col est intra pelvien (Degueurce, 2003).

Les cornes utérines sont soutenues par le ligament large (mésométrium), dont la longueur permet une grande mobilité des cornes utérines. A proximité de l'insertion du ligament large sur la corne, on retrouve l'arcade vasculaire résultant de l'anastomose du rameau utérin de l'artère ovarique et du rameau utérin de l'artère vaginale. Le ligament large comporte sur sa face latérale un méso secondaire, le ligament rond de l'utérus. Ce ligament rond se sépare du ligament large en regard de l'extrémité tubaire de la corne utérine et se poursuit dans l'espace inguinal.

Le ligament rond est accompagné par une portion vaginale du péritoine et par les vaisseaux honteux externes, qui se projettent généralement loin de l'espace inguinal, souvent jusqu'aux lèvres de la vulve (Degueurce, 2003).

La **figure 2**, réalisée d'après l'illustration originale de Getty (1975), illustre les différentes parties de l'utérus de la chatte

L'utérus est vascularisé par l'artère et la veine utérines qui s'anastomosent avec la vascularisation ovarienne (Fayolle, 2011).



**Figure 2** : L'appareil génital de la chatte, d'après Getty (1975)

Cette figure illustre les différentes parties de l'appareil génital de la chatte, elle montre bien l'utérus bipartite ainsi qu'une vue détaillée dorsale de l'ovaire et son ligament propre. Elle présente également une coupe sagittale détaillée du col utérin.

### I.3 .Le vagin et le vestibule.

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

La portion vaginale du col utérin est bordée par le cul-de-sac vaginal ou fornix très profond ventralement. Ce fornix est interrompu par un repli muqueux dorsalement, qui relie le col utérin au plafond du vagin (**figure 2**).

La paroi du vestibule est entourée d'un muscle constricteur et contient deux glandes vestibulaires importantes en position ventro-latérale. L'orifice urétral entouré d'une petite dépression, est localisé sur le plancher du vestibule (Liège, 1992).

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

Le vagin est vascularisé par l'artère vaginale provenant de l'artère honteuse interne (Degueurce, 2013).

### I.4.La vulve et le clitoris.

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

Le clitoris mesure 2 mm d'épaisseur de 10 mm de longueur. Il se situe, au repos, dans la fosse clitoridienne, qui est étroite et profonde. Son gland est peu développé (Liège, 1992).

## II .PHYSIOLOGIE DU CYCLE SEXUEL DE CHATTE

### II .1.Le cycle reproducteur

#### II. 1.2.La puberté :

La puberté est la période où l'animal devient apte à se reproduire. Chez la chatte, l'apparition des premières chaleurs est le signe du début de la puberté. La puberté se produit lorsque la chatte atteint un poids minimal, correspondant à 80 % de son poids adulte, soit 2,3 à 2,5 kg, voire 3,2 kg (Banks, 1986 ; Feldman et Nelson, 1996).

L'âge moyen de la puberté est variable chez la chatte : de 3,5 à 18 mois, mais la majorité présentent leurs premières chaleurs autour de 5 à 9 mois (Verstegen, 1998 ; Griffin, 2001).

De nombreux facteurs peuvent influencer la puberté du chat : l'âge, la race, la saison (ou photopériode), l'environnement social, la santé, l'état corporel et l'alimentation (Beaver, 1992 ; Feldman et Nelson, 1996).

La race est l'un des facteurs majeurs influençant l'âge de la survenue de la puberté : certaines races ont des chaleurs précoces et d'autres des chaleurs tardives (Jemmet et Evans, 1977).

**Le tableau 1**, issu de l'étude de Jemmet et Evans (1977) présente 121 femelles appartenant à huit types raciaux.

**Tableau 1** : Âge de la puberté chez différentes chattes en fonction de leur race, d'après Jemmett et Evans (1977)

Race	Nombre de femelles	Variations (mois)	Âge moyen (mois)
Abyssin	8	7-14	11,3
Birman	7	10-18	11,3
Burmese	23	4,5-15	7,7
Colourpoint	6	9-18	13,0
Persan	9	8,5-14	10,4
Siamois	41	4,5-15	8,9
Autres races à poils longs	17	6-8	11,0

Certaines races étant moins représentées que d'autres, les auteurs n'ont pas voulu tirer de conclusion générale, mais ils ont pu tout de même montrer que les chattes Burmese, Siamoises et autres chattes de race à poils courts atteignent la puberté à un âge moyen de 7,7 à 9,4 mois, soit plus tôt que les autres races à poils longs (Persans, Birmans, autres races à poils longs) qui atteignent la puberté à un âge moyen de 10,4 à 11,3 mois.

La classification des races de cette étude est partiellement inexacte aujourd'hui ; par exemple, *colourpoint* n'est plus une race mais une couleur caractérisée par une robe blanc crème avec les extrémités noires, ce qui est vrai pour les *Birmans* et les *Siamois*. Elle montre cependant les tendances. Ainsi, les races à poils courts comme le *Siamois* ou le *Burmese* et particulièrement les races orientales atteignent la puberté précocement et souvent à un poids plus faible que les races à poils longs, comme les Persans, qui ne sont parfois matures sexuellement qu'à l'âge de deux ou trois ans. (Feldman et Nelson, 1996 ; Verstegen, 1998).

### II.1.2. La photopériode et la saisonnalité

#### A. La photopériode.

La photopériode est la durée quotidienne pendant laquelle un organisme reçoit de la lumière. A l'extérieur, elle correspond à la durée de la

période diurne. La photopériode augmente après le solstice d'hiver (21 décembre) et diminue après le solstice d'été (21 juin). Le cycle sexuel de la chatte et son accouplement saisonnier sont tous deux liés à la photopériode (Reiter, 1980).

Une étude de Fayaet *al.* (2011) en Argentine a montré que les chattes vivant sous une photopériode naturelle tempérée, avec très peu de variations de cette photopériode (4 heures), présentaient un cycle oestral tout au long de l'année, sans période d'anoestrus, mais avec néanmoins un pic d'activité sexuelle qui coïncidait avec les mois d'augmentation de la photopériode. D'après Griffin (2001), les chattes vivant en intérieur peuvent être influencées par l'éclairage artificiel.

Shille et Sojka (1995) ont montré que dans un environnement contrôlé, 10 heures ou plus de luminosité par 24 heures sont nécessaires pour que les chattes puissent avoir un cycle de reproduction normal. Selon ces auteurs, si l'on maintient une photopériode de 14 heures, en reproduisant artificiellement la lumière naturelle du jour, on obtiendra une fertilité maximale et un cycle oestral.

L'oestrus se produit environ sept à dix semaines après la mise en place d'un protocole lumineux de ce type, mais cette durée d'apparition de l'oestrus peut-être raccourcie si on la précède d'une période de 8 heures de luminosité par 24 heures, ou si l'on introduit un mâle ou une femelle en oestrus au moment où l'on augmente la durée de luminosité. Bien que la réponse à l'éclairement soit prévisible en condition de laboratoire, cela est plus difficile à réaliser en maison, où les variations lumineuses sont nombreuses du fait de l'éclairage artificiel utilisé par les propriétaires de chats. On observe que la plupart des chattes domestiques ont un anoestrus hivernal.

D'après l'étude de Hurni (1981), la durée de la phase reproductrice est conditionnée par la latitude géographique. Dans l'hémisphère Nord, chez des chats vivant dans des conditions d'éclairement naturel, l'allongement de la durée d'éclairement permet d'induire l'oestrus. La durée d'éclairement est

allongée à plus de 12 heures de luminosité par 24 heures, après une période de jours courts, avec une intensité moyenne de 150 lux. Plus on aura eu une longue période de jours courts au préalable, plus l'induction de l'oestrus sera marquée. Le passage à 15 heures de luminosité sur 24 heures a un effet très rapide et spectaculaire, induisant l'oestrus en trois à quatre semaines chez les femelles étudiées.

Le retour à une période de jours courts diminue rapidement le nombre de femelles entrant en chaleur. On peut modifier artificiellement la photopériode circadienne au moins six fois par an.

De même, l'étude de Michel (1993), a montré qu'en appliquant une période de 12 heures de luminosité sur 24 heures pendant un mois, puis 14 heures de luminosité sur 24 heures, 85 % des femelles de l'étude entraient en oestrus dans les 15 jours suivant le passage à 14 heures de luminosité sur 24 heures.

La durée de 14 heures de luminosité sur 24 heures semble donc être optimale pour induire l'oestrus chez les femelles, permettant ainsi qu'elles aient des chaleurs en continu, sans tenir compte de la saison.

Beaver (1992) a suggéré que les femelles Siamoises moins sensibles à la photopériode que les autres races et ont tendance à avoir un cycle qui dure toute l'année. A contrario, Shille et Sojka (1995) ont montré que les chattes de races à poils longs demeurent plus sensibles à la photopériode et ont rarement des oestrus en hiver

#### B. La saisonnalité :

Dans l'hémisphère Nord, la période de reprise d'activité sexuelle de la chatte coïncide avec la période de l'année d'augmentation de la photopériode, soit vers fin janvier-début février (Griffin, 2001 ; Little, 2012). La saison sexuelle dure de février à fin septembre.

Le pic d'activité sexuelle se produit de février à mars et de mai à juin (voire juillet-août dans l'hémisphère nord, dans les régions où le climat est tempéré). La période de repos sexuel, l'anoestrus, dure d'octobre à décembre (Griffin, 2001).

Le mois de naissance est également important, par exemple une femelle qui devient mature sexuellement à la fin de l'été (lorsque les jours sont longs), aura une puberté précoce. Elle montrera des signes d'oestrus plus tôt qu'une femelle qui sera mature sexuellement en automne ou en hiver ; en effet celle-ci n'aura ses premières chaleurs que le printemps suivant, lorsque les jours se mettront à rallonger (Verstegen, 1998).

### II.1.3 .Les différentes phases du cycle sexuel

Le cycle de la chatte est défini comme poly-oestrus saisonnier (Michel, 1993 ; Griffin, 2001 ; Little, 2012), ce qui signifie que la chatte enchaîne plusieurs phases de chaleur répétées, séparées d'une dizaine de jours lors d'une même période d'activité sexuelle. L'influence de la saison est importante : le cycle ne dure généralement de février à septembre.

Le cycle sexuel de la chatte se découpe en cinq phases : pro-estrus, oestrus, inter-oestrus, meto-estrus/di-oestrus, anoestrus. Le tableau 2 présente ces différentes phases, leur durée, les signes comportementaux spécifiques et l'activité ovarienne et hormonale associés à chacune des phases.

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

**Tableau 2** : Les différentes phases du cycle sexuel de la chatte, d'après Griffin (2001)

	Proestrus	Oestrus	Interoestrus	Dioestrus	Anoestrus
Durée	0,5 - 3 jours	Moyenne : 4-7 j  Amplitude: 1-21 jours	- Moyenne : 1-3 semaines  - Amplitude : 3 jours - 7 semaines	- Moyenne : 35 jours - Amplitude : 30-50 jours (fonction lutéale)	Octobre/ Novembre à Janvier/Février (chats d'extérieur)
Signes comportementaux spécifiques	-Frottâmes et roulades -Comportement affectueux - Lordose - Piétinements - Absence de réceptivité aux mâles -Vocalisations	Réceptivité aux mâles Piétinements  - Déflexion de la queue - Vocalisations	Aucuns	- Aucuns  - Arrêt de l'activité sexuelle pendant 30 à 100 jours (moyenne : 45 à 50 J)	Aucuns
Activité ovarienne et hormonale	- Croissance des follicules ovariens  - Synthèse de 17 $\beta$ -oestradiol	- Phase folliculaire - Brusque augmentation des concentrations plasmatique de 17 $\beta$ -oestradiol	- Concentration plasmatique de 17 $\beta$ -oestradiol basse  - Progestéronémie basse	- Formation du corps jaune - Progestéronémie élevée	- Concentration plasmatique de 17 $\beta$ -oestradiol basse  - Progestéronémie basse

### ➤ **Le pro-estrus**

Cette phase du cycle correspond à la première phase des chaleurs au cours de laquelle débute la maturation folliculaire. Elle dure un à trois jours, sa durée minimale est de douze heures (Griffin, 2001).

La chatte va se mettre à vocaliser, se frotter contre les objets, les autres chats ou ses propriétaires et elle devient plus affectueuse avec ses congénères ou les humains. Elle se roule fréquemment sur le sol et s'étire en entrouvrant et fermant les pattes avant de nombreuses fois. (Griffin, 2001).

Elle attire les mâles par ses miaulements, prend des positions de lordose où elle abaisse son corps contre le sol, relève l'arrière-train, dévie sa queue sur le côté et piétine le sol avec ses pattes arrière.

La femelle se laisse approcher par les mâles, parfois même accepte le chevauchement, mais refuse vigoureusement l'accouplement en agressant le mâle s'il tente une intromission

Chez la chatte le proestrus tel quel peut être difficile à détecter car les signes extérieurs sont parfois peu marqués. Le plus souvent les chattes entrent en phase d'oestrus avec des chaleurs bien marquées sans que l'on ait eu le temps de percevoir le proestrus (Verstegen, 1998). Au contraire, chez la chienne, le proestrus est facilement détecté car celle-ci présente des écoulements vulvaires et un gonflement de la vulve et du périnée.

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

## ➤ L'oestrus.

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

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

- Miaulements répétés et monotones, certains pouvant durer jusqu'à trois minutes sans interruption ;
- Agitation : la chatte est agitée, elle parcourt souvent la pièce d'un bout à l'autre - frottements : elle se frotte le cou contre les objets ou les jambes des personnes qu'elle croise ;
- Piétinements : La femelle se met à piétiner sur place avec ses postérieurs de façon caractéristique. Elle relève l'arrière train, en déviant sa queue sur le côté, pour présenter son périnée au mâle.
- Roulements : la femelle se couche sur le flanc puis roule spontanément sur le sol, se retournant sur un flanc puis l'autre, de façon plus ou moins rapide ;
- Etirements au sol : la femelle s'étire, ses membres antérieurs sont détendus, elle les étend et les replie. Elle rétracte et ressort ses griffes de nombreuses fois.
- Lordose : la femelle relève l'arrière train, en déviant sa queue sur le côté, pour présenter ainsi son périnée au mâle ;
- Lordose induite : les caresses sur la croupe ou les frottements sur le dos déclenchent la position de lordose ;
- Perte d'appétit : il n'est pas rare que les femelles perdent l'appétit lors des chaleurs. Prises dans la chatterie du CERCA, illustrent les différents comportements de chaleur observés au cours de cette étude.

L'oestrus dure de quatre à sept jours en moyenne. Chez certaines chattes, il peut être très court et ne pas durer plus qu'une journée, chez d'autres il peut

durer jusqu'à 21 jours (Griffin, 2001). Cette durée dépend de la race : les femelles européennes sont en chaleur pendant environ dix jours (Liège, 1992), les persanes ont une durée de chaleur plus courte et les races orientales comme les Siamoises ont des chaleurs généralement plus longues (Little, 2012).

Certaines femelles peuvent également avoir une période d'oestrus prolongé, voire plusieurs périodes, qui peuvent durer de 20 jours à quelques mois (Liège, 1992). Une des explications à cet oestrus prolongé pourrait être la maturation de plusieurs vagues chevauchantes de croissance folliculaires, avec une concentration plasmatique d'oestrogènes qui reste élevée toute cette durée.

Ce phénomène est souvent observé chez les femelle de race orientales comme les Siamoises. Mais on observe aussi des femelles présentant un oestrus prolongé et avec une croissance folliculaire normale. L'oestrus prolongé pourrait également être dû à des kystes folliculaires ovariens, détectables par échographie abdominale. Ceux-ci induisent une concentration plasmatique continue et élevée d'oestrogène (>20 pg/mL).

L'état actuel des connaissances ne permet pas de comprendre pourquoi certaines femelles sans kystes folliculaires ont aussi des oestrus prolongés (Little, 2012). Nous reviendrons sur ce phénomène d'oestrus prolongé dans la partie dans le paragraphe I.4.2.

Certaines chattes peuvent entrer en oestrus lors de leur gestation. C'est le cas chez 10 % des chattes, qui ont un oestrus entre la troisième et la sixième semaine de gestation. Il est rare qu'elles soient fertiles à ce moment-là. Cependant, le développement de foeti d'âges différents, probablement résultant de fécondation et d'implantation d'embryons générés pendant un oestrus gestationnel est documenté ; on parle alors de superfétation (Beaver, 1992). Cette rareté physiologique demeure parfois controversée.

### ➤ **L'inter-oestrus.**

L'inter-oestrus correspond à la phase de repos sexuel pendant la période de reproduction. Il suit l'oestrus. L'activité reproductrice est interrompue durant toute cette période, la chatte n'a pas d'ovulation, elle ne montre pas de comportement sexuel particulier et on ne peut ainsi pas distinguer l'inter-oestrus de l'anoestrus. Lors de cette période, la concentration plasmatique en oestrogènes et en progestérone est basse. L'inter-oestrus dure en moyenne une à trois semaines mais peut varier de trois jours à sept semaines selon les chattes. Chez les chattes de races orientales, l'inter-oestrus est généralement plus court (Griffin, 2001).

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

### ➤ **Le dioestrus (ou metoestrus)**

Le dioestrus (ou méto-estrus) ne se produit que s'il y a eu ovulation ; il correspond au début de la gestation ou de la pseudo-gestation. Si une ovulation a été déclenchée par l'accouplement, la chatte sera potentiellement gestante. Si la chatte a ovulé spontanément sans accouplement, on parlera alors de pseudo-gestation (voir paragraphe V.5.) (Griffin, 2001).

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

## ➤ **L'anoestrus.**

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

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

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

Dans un second temps, on constate qu'une large proportion de femelles revient en chaleur dans les deux à quatre semaines suivant le début de la lactation surtout si la période correspond au milieu de la saison de reproduction. La seconde phase de la lactation ne supprime donc pas systématiquement l'oestrus et une nouvelle gestation peut donc potentiellement débiter, tandis que la chatte allaite encore sa portée précédente. Il n'y a donc pas de période de repos sexuel obligatoire comme dans le cas de la chienne (England, 2010).

## II .2. AXE HYPOTHALAMO –HYPOPHYSO -OVARIEN

### II .2.1.Le cycle ovarien.

Le cycle ovarien se compose d'une phase folliculaire et d'une phase lutéale, ces phases étant séparées par l'ovulation. Au cours de ce cycle, des modifications vont permettre la maturation des ovocytes et des follicules ovariens.

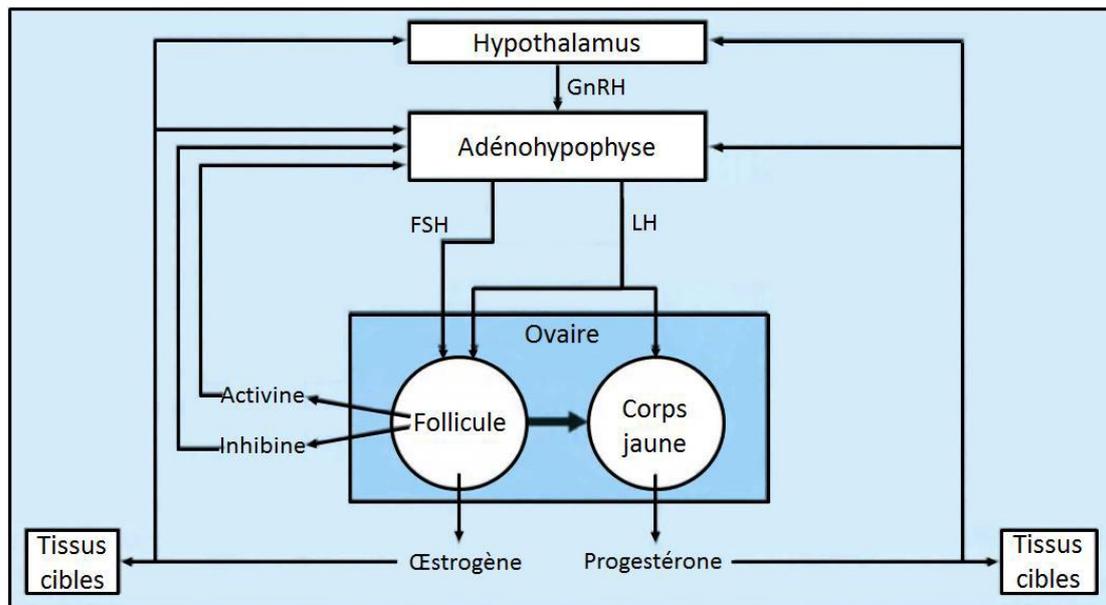
La phase folliculaire dure de cinq à seize jours. Elle s'échelonne de la fin de l'anoestrus jusqu'au début de l'ovulation. L'ovulation va ensuite survenir consécutivement au coït ou sous l'influence d'autres facteurs comme nous l'avons vu précédemment. La phase lutéale va commencer après l'ovulation. Elle dure 30 à 60 jours selon si la chatte est gestante ou pseudogestante. Elle se déroule lors du diestrus (ou métoestrus) et de l'anoestrus (Liège, 1992).

#### ➤ **Contrôle neuro-endocrinien du cycle ovarien.**

Chez tous les carnivores domestiques, le contrôle primaire de la fonction de reproduction passe par l'interaction de l'environnement et du cerveau avec l'hypothalamus et l'hypophyse.

Le cycle ovarien débute par la libération de GnRH par l'hypothalamus, comme le montre la figure 4 ci-dessous. Cette synthèse fait intervenir des systèmes complexes qui mettent en jeu des neurotransmetteurs, des opiacées, la mélatonine (hormone associée à la durée d'éclaircissement journalier, voir paragraphe I.6.2) ainsi que des boucles de régulations neuronales et hormonales (England, 2010).

La GnRH est synthétisée par les neurones sécrétoires hypothalamiques et libérée à partir des nerfs situés à l'extrémité de l'éminence médiane. La GnRH est ensuite transférée via le système porte-hypophysaire vers l'adénohypophyse.



**Figure 3** : Schéma de la régulation hormonale par l'axe hypothalamus-adénohypophyse-ovaire, d'après England (2010)

La GnRH va favoriser la sécrétion des gonadotrophines par l'adénohypophyse : l'hormone folliculostimulante (FSH) et l'hormone lutéinisante (LH), en faible quantité. Ces hormones FSH et LH vont agir sur les ovaires pour permettre la croissance et la sélection folliculaires puis la mise en place et le maintien du corps jaune lors de la phase lutéale.

La LH doit son nom à son action sur les corps jaunes, également appelés corporalutea en raison de l'accumulation du pigment jaune, la lutéine. Les cellules des follicules en croissance vont ainsi commencer à sécréter les oestrogènes. En l'absence d'activité aromatasé stimulée par la FSH, les cellules lutéales du corps jaune stimulées par la LH sécréteront la progestérone (England, 2010).

Les hormones stéroïdes vont agir sur des tissus spécifiques, comme le tractus génital (ici les ovaires) et les centres comportementaux du cerveau. Des mécanismes de rétrocontrôles négatifs et positifs, impliquant l'activine et l'inhibine entrent en jeu pour réguler la sécrétion des hormones. Les facteurs environnementaux comme la lumière, les interactions sociales, la durée de la lactation et la richesse en nourriture peuvent également avoir un effet modificateur sur les la sécrétion hormonale (England, 2010).

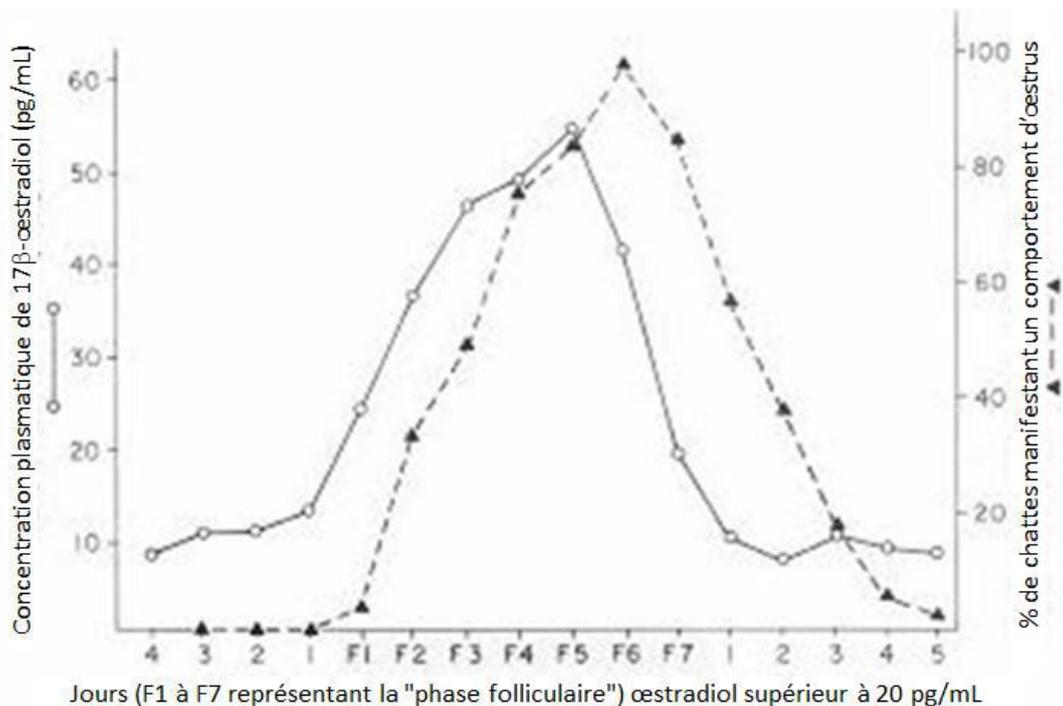
### II .2 .1.1.La phase folliculaire

La phase folliculaire est la phase où la concentration plasmatique en  $17\beta$ -oestradiol dépasse le seuil de 20 pg/mL. Elle commence à la fin de l'anoestrus, continue pendant le proestrus et le début de l'oestrus jusqu'à l'ovulation. Lors de la maturation folliculaire, en phase de proestrus, la concentration plasmatique en  $17\beta$ -oestradiol augmente (Liège, 1992).

La figure 5 illustre la relation entre la phase folliculaire représentée par la concentration plasmatique de  $17\beta$ -oestradiol et le comportement d'oestrus. Les oestrogènes folliculaires sont sécrétés pendant cinq à vingt jours et vont induire le proestrus. Les follicules ovariens mesurent 0,5 mm de diamètre en début de proestrus et vont mesurer jusqu'à trois fois cette taille, soit 1,5 mm en début d'oestrus (Liège, 1992).

L'étude de Malandainet *al.* (2006) a montré qu'un suivi échographique de la croissance folliculaire chez la chatte est possible et permet de dénombrer les follicules en croissance, de mesurer leur diamètre et de diagnostiquer l'ovulation. La régulation neuroendocrinienne de la croissance folliculaire est détaillée dans la figure 6.

Les phases folliculaires sont successives, elles ne se chevauchent pas comme c'est le cas dans d'autres espèces. La maturation folliculaire se produit par vagues, distinctes les unes des autres (Liège, 1992). Chez certaines chattes, des vagues folliculaires peuvent se suivre les unes les autres de façon tellement rapprochée que la phase folliculaire et par conséquent le comportement d'oestrus, semble permanent. Ce phénomène est souvent observé dans certaines races, en particulier chez le Siamois (Verstegen, 1998).



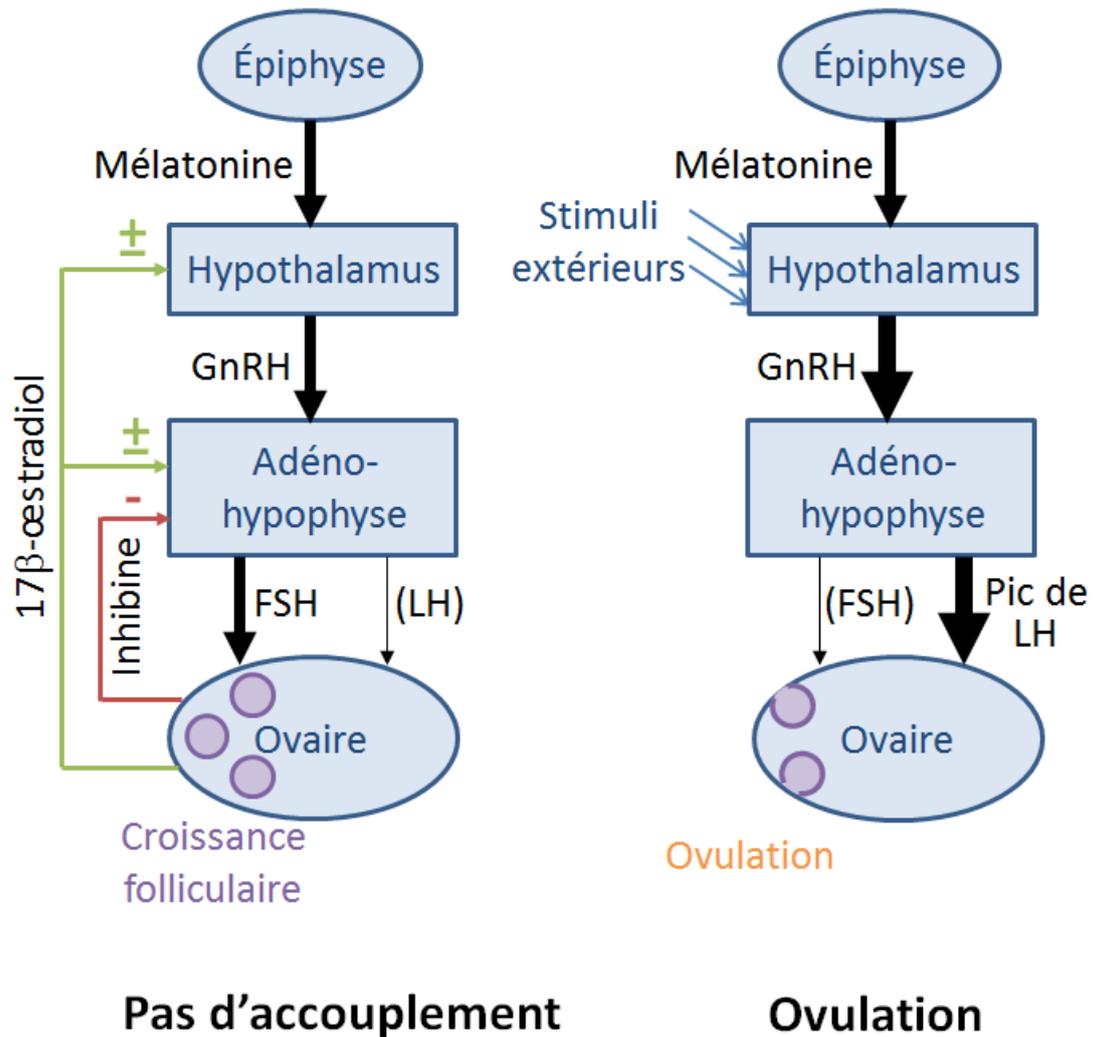
**Figure 4** : Représentation schématique de la relation entre la phase folliculaire, symbolisée par la concentration plasmatique de 17β-oestradiol (trait continu) et le comportement d'oestrus de la chatte (trait en pointillé), d'après Feldman et Nelson (1987)

Le pourcentage de chattes en chaleur (trait en pointillé) augmente un à deux jours après le début de la phase folliculaire et se termine quatre à cinq jours après. La concentration plasmatique de 17β-oestradiol diminue de façon marquée après la décharge ovulante de LH (pic d'oestradiol).

### II .2 .1 .1.L'ovulation.

En début d'oestrus, la concentration plasmatique en oestrogènes augmente considérablement. Cela va déclencher un pic de LH par rétrocontrôle positif sur l'hypothalamus et l'hypophyse comme montré sur la figure 6. L'ovulation se produit pendant cette phase, dans les 30 à 50 heures après le coït s'il y a eu accouplement. Au moment de l'ovulation, les follicules ont atteint une taille de 2,5 à 4 mm de diamètre (Liège, 1992).

La progestérone va augmenter significativement 72 heures après le coït. L'ovulation ne supprime pas immédiatement le comportement d'oestrus. En effet, les femelles peuvent encore accepter le coït plusieurs jours après une décharge ovulante de LH, même si la progestéronémie a déjà atteint une valeur supérieure au seuil de 1,5 ng/mL (Liège, 1992).



**Figure 5 :** Contrôle neuroendocrinien de la croissance folliculaire et de l'ovulation chez la chatte, d'après Goericke-Pesch (2010)

Sur le schéma de gauche, lorsqu'il n'y pas d'accouplement la FSH agit sur la croissance folliculaire et la production de 17β-oestradiol. Celui-ci exerce un rétrocontrôle positif sur l'hypothalamus et l'hypophyse antérieure, induisant la sécrétion de GnRH et de FSH. En parallèle, l'inhibine limite la production de FSH au cours de la sélection folliculaire. Sur le schéma de droite, les stimuli extérieurs (mécaniques ou environnementaux) se projettent sur l'hypothalamus et déclenchent la libération massive de GnRH puis de LH, induisant l'ovulation

➤ **Variations de la LH autour du coït et de l'ovulation :**

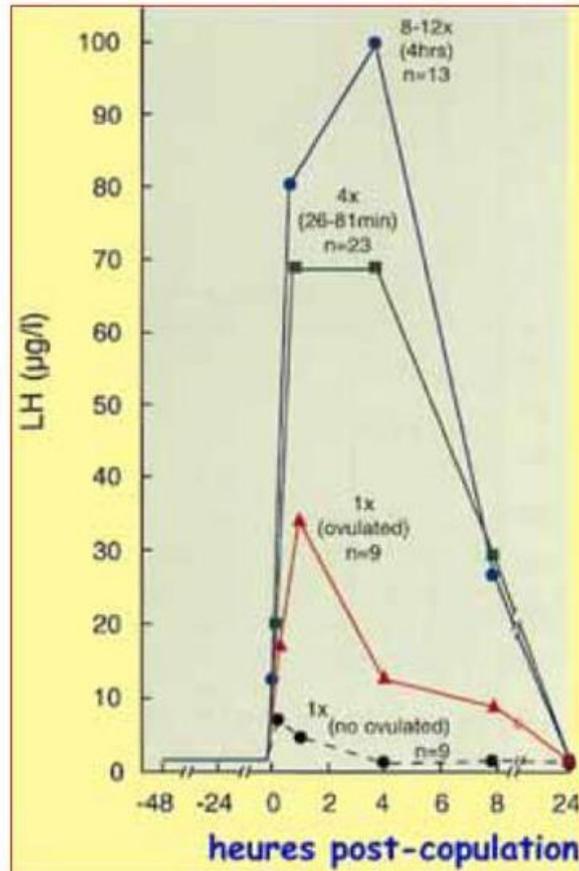
Glover *et al.* (1985) ont montré que la femelle a une meilleure fertilité et qu'elle synthétise une quantité d'hormone lutéinisante (LH) plus importante s'il y a plusieurs accouplements avec le mâle que s'il n'y en a qu'un seul.

Les accouplements multiples induisent un effet de potentialisation qui donne des décharges ovulatoires élevées et durables. L'explication à ce phénomène serait que la GnRH libérée lors de l'accouplement précédent a un effet préparateur pour les coïts suivants, ou encore que la sécrétion de GnRH augmente du fait des stimuli répétés et engendre des décharges de LH plus élevées. Mais cet effet potentialisateur ne dure que tant que la LH est en phase ascendante, dans les 90 à 120 minutes suivant le coït précédent. Pour cette raison, les accouplements programmés à une ou quelques heures d'intervalle n'ont pas le même résultat sur la fertilité que les accouplements libres, lorsque les chats sont laissés ensemble plusieurs jours (Verstegen, 1998).

Tsutsui *et al.* (2009) ont montré qu'une femelle a plus de chance d'être gestante si l'accouplement se produit lorsqu'elle est en milieu d'oestrus, soit au pic de son activité sexuelle. En effet, un accouplement trop précoce, en début d'oestrus, n'est pas toujours suivi par une ovulation.

Les études de Lawler *et al.* (1993) et de Concannon *et al.* (1980), ont montré que la libération de la LH par l'adénohypophyse survient dans les quelques minutes suivant l'accouplement (en moyenne dix minutes). La concentration plasmatique de LH atteint son maximum environ une heure après l'accouplement et l'ovulation survient 30 à 50 heures après.

**Figure 6** illustre la relation linéaire entre le nombre d'accouplements, l'amplitude et la durée de libération de LH et la probabilité de survenue de l'ovulation.



**Figure 6** : Représentation de la concentration plasmatique moyenne de LH chez des chattes ayant ovulé ou non, après un à douze coïts (Tiret, 2009, d'après Concannon et al., 1980)

En bleu, concentration plasmatique de LH en µg/L, pour un groupe de treize chattes après huit à douze coïts répartis sur une durée de quatre heures. Ces chattes ont ovulé.

En vert, concentration plasmatique de LH en µg/L, pour un groupe de 23 chattes, après quatre coïts répartis sur une durée de 26 à 81 minutes. Ces chattes ont ovulé.

En rouge, concentration plasmatique de LH en µg/L, pour un groupe de neuf chattes, après un coït. Ces chattes ont ovulé.

En noir, concentration plasmatique de LH en µg/L, pour un groupe de neuf chattes, après un coït. Ces chattes n'ont pas ovulé.

La concentration plasmatique de LH atteint une valeur maximale de  $38 \pm 8$  ng/mL (il peut varier de 16 à 64 ng/mL) chez les chattes qui ovulent. Cette concentration ne sera que de  $8 \pm 2$  ng/mL (variant de 3 à 29 ng/mL) chez les chattes qui n'ont pas d'ovulation (Liège, 1992)

### II .2 .1.3.La phase lutéale.

La phase lutéale est la période pendant laquelle la progestéronémie est supérieure à 1 ng/mL (Verstegen, 1998). Généralement, l'oestrus se termine rapidement après l'ovulation et le début de la phase lutéale coïncide avec la fin de l'oestrus (England, 2010).

Après l'ovulation, la LH va déclencher la modification de la structure des tissus folliculaires restés à l'intérieur de l'ovaire : ces tissus vont former les corps jaunes. Le corps jaune (ou corpus luteum) est une structure glandulaire qui est soumise à l'action lutéotrope de la LH tout au long de cette phase lutéale. Sous l'effet stimulant de la LH, le corps jaune va sécréter de la progestérone et, dans une moindre mesure, des oestrogènes.

Ces hormones vont agir de façon combinée pour exercer un rétrocontrôle négatif sur l'hypothalamus et l'adénohypophyse. Cette rétroaction va inhiber la production de FSH et de LH (Campbell et Reece, 2007).

A la fin de la phase lutéale, le corps jaune va dégénérer et régresser. Aussi, les concentrations plasmatiques de progestérone et d'oestrogènes vont fortement diminuer. L'effet d'inhibition exercé par ces hormones sur l'hypothalamus et l'hypophyse va ainsi être levé, l'adénohypophyse pourra à nouveau sécréter de la LH et de la FSH. Lorsqu'une quantité suffisante de FSH sera produite, la croissance de nouveaux follicules ovariens pourra à nouveau être déclenchée et un nouveau cycle ovarien pourra débuter (Campbell et Reece, 2007)

### **III. COMPORTEMENT D' ACCOUPLEMENT ET GESTATION**

Les femelles reproductrices sont polygames et entretiennent rarement un lien avec un seul partenaire mâle, bien qu'elles puissent avoir une préférence pour un partenaire sexuel particulier. La femelle peut donc accepter de s'accoupler avec plusieurs partenaires pendant sa phase d'oestrus. Par conséquent, il est possible que les chatons d'une même portée aient des géniteurs différents : on parle de superfécondation (Griffin, 2001).

La parade entre le mâle et la femelle se produit le plus souvent la nuit. En période d'oestrus, les femelles réceptives vont se placer à distance des mâles qui les courtisent, s'accroupir, se rouler et piétiner le sol. Il peut y avoir des combats entre les mâles compétiteurs lorsqu'ils marquent le territoire entourant les femelles. Les vocalisations ne sont pas limitées aux combats, elles sont aussi associées à la parade de séduction et à l'accouplement (Griffin, 2001 ; RootKusturitz, 2005).

Les femelles émettent des miaulements bas et monotones désignés sous le nom de « miaulements de chaleur » et les mâles miaulent en retour, signifiant aux femelles qu'ils sont prêts à s'accoupler. La parade de séduction dure entre dix secondes et cinq minutes, sa durée décroît tandis que les accouplements se répètent (Beaver, 1992).

#### **III.1. ACCOUPLEMENT**

Les femelles peuvent avoir deux portées par an dans des conditions optimales. La période la plus fertile se situe entre deux et cinq ans, mais on peut les mettre à la reproduction dès leurs premières chaleurs jusqu'à huit ou dix ans.

Cependant, après sept ans, les femelles ont des cycles sexuels moins réguliers, des portées moins nombreuses, plus de chatons malformés ou d'avortements. Les femelles, avant un an, présentent des chaleurs moins régulières et peuvent avoir un comportement maternel insuffisant.

Le choix des reproducteurs apparies est important : on évite deux jeunes ou inexpérimentés ensemble, un timide avec une agressive par exemple. C'est en général la femelle qui est amenée au male car le male peut avoir des troubles du comportement sexuel s'il est perturbé par le déplacement et l'environnement. Le male tente d'approcher la femelle en chaleurs pendant plusieurs minutes, puis la monte en lui agrippant la peau du cou avec les dents. La copulation dure une dizaine de secondes. La femelle pousse un cri caractéristique et se dégage alors violemment du male. Après le coït, la femelle se roule frénétiquement, s'étire et réalise un toilettage génital pendant quelques minutes. Il doit y avoir plusieurs saillies consécutives pour déclencher l'ovulation

### III .2, Gestation

#### III.2.1. Durée de gestation

La durée de gestation est en moyenne de 63 à 66 jours post-ovulation, avec des extrêmes allant de 52 à 74 jours (Fontbonne, Garnier, 1994). Mais souvent, pour les chattes d'apparence européenne, la date de saillie n'est pas connue de manière exacte, soit parce que l'accouplement n'est pas souhaité, soit parce qu'il y a de multiples accouplements et qu'on ne sait pas exactement lequel a été fécondant. Pour les chats de race, les éleveurs prennent plus le soin de connaître la date exacte de saillie pour connaître le plus précisément possible la date de parturition. L'ovulation dans cette espèce est provoquée par la saillie. Elle suit cet accouplement de 48 à 72 heures selon Schmidt (1986), ce qui permet de prédire la date de mise-bas à quelques heures près. Les facteurs de variation de cette durée de gestation sont encore mal définis. La race ne semble pas avoir d'effet. Par contre, pour une même chatte, la longueur de la gestation est remarquablement inconstante,

Différents paramètres influencent la durée de gestation pour un même animal, d'après Schmidt (1986) :

- L'exercice de la femelle pendant la gestation semble raccourcir la durée de gestation au contraire de la claustration qui l'allonge,

- Une chatte obèse ou suralimentée aura une gestation plus longue,
- Une portée nombreuse (7 chatons ou plus) diminue le temps de gestation alors que les chatons uniques bénéficient en général d'une gestation prolongée.

### III .2 .2 . Phases de gestation

#### *(1) Fécondation, implantation et placentation de l'œuf*

La fécondation a lieu dans le tiers proximal de l'oviducte. Le moment où les œufs fécondés arrivent dans l'utérus varie selon les auteurs : 5 à 6 jours après l'ovulation (Kretz, 1992), 5 jours après l'accouplement (Tsutsui, Stabenfeldt, 1993), 5 jours après la fécondation (Fontbonne, Garnier, 1994).

Au cinquième jour, l'embryon est au stade morula et commence sa vie libre dans l'utérus. Au huitième jour, le blastocyste mesure environ 500-600 micromètres de diamètre. Au dixième jour, certains ont fini leur développement et mesurent 1000x2300 micromètres. L'implantation dans l'utérus se produit, selon les auteurs, 12 à 13 jours après l'accouplement (Tsutsui, Stabenfeldt, 1993), 13 à 14 jours après l'accouplement (Kretz, 1992), ou 13 à 14 jours après l'ovulation (Mialot, 1984).

Il existe des liens étroits entre les tissus maternels et fœtaux lors de la gestation puisque la placentation est de type endotheliochorial zonière chez le chat.

#### *(2) Développement embryonnaire et fœtal*

Le développement prénatal est la période qui s'étend de la fécondation à la naissance. Il s'y produit une série de modifications morphologiques internes et externes.

Le jour de l'accouplement est considéré comme J0 de la gestation. On distingue une période embryonnaire de J0 à J25 chez le chat, suivie de la période fœtale de J25 à la naissance. L'organogenèse s'effectue au cours de la première période, l'apparition des caractères spécifiques de l'espèce et la

majeure partie de la croissance se font au cours de la deuxième période. Les trois quarts du poids du chaton a la naissance sont acquis après le 40ème jour de gestation (Fontbonne, Garnier, 1994).

### *(2) Nombre d'embryons et implantation*

La taille des portées varie en fonction des races, de la parité, de l'alimentation, de la santé de la femelle. Les chattes produisent entre 1 et 8 chatons par portées avec une moyenne variable selon les auteurs : de 1,8 à 4,8 (Munday, Davidson, 1993) et de 3,1 à 5,9 (Tsutsui, Stabenfeldt, 1993), 3,2 à 4,2 (Hall, Pierce, 1934 ; Scott, Lloyd-Jacob, 1955 ; Adams et Co, 1966, Lamotte,

Short, 1966 ; Reinert, Schmith, 1966). 70 % des chattes ont des portées de 4 à 6 chatons. La taille des portées des primipares est plus petite : 2,8 chatons en moyenne. Puis le nombre de chatons augmente jusqu'à la quatrième portée, diminue ensuite jusqu'à la septième pour augmenter jusqu'à un maximum à la neuvième portée. Les chatons pèsent environ 100 à 120 grammes à la naissance. Il y a environ 50,7% de mâles et 49,3% de femelles qui naissent (Tiedmann, Hensehel, 1973).

On observe une migration des embryons avant l'implantation, surtout si les deux ovaires ont libéré un nombre très différent d'ovules. Suite à cette migration, on observe environ le même nombre de fœtus dans les deux cornes (Tiedmann, Hensehel, 1973).

## III.2 .3. Particularités de la gestation chez la chatte

### **(a) Superovulation**

La superovulation dans l'espèce féline est la production et la fécondation d'un nombre anormalement élevé d'ovocytes (supérieure à 7). Les fœtus, alors trop nombreux, meurent en général à différents stades de la gestation. Ces fœtus sont résorbés si le développement s'arrête tôt, momifiés et éliminés lors de la mise-bas sinon (Kretz, 1992).

### **(b) Superfécondation**

La superfécondation est la fécondation des différents ovocytes émis pendant la même ovulation par des spermatozoïdes de males différents. Ce phénomène est fréquent chez les chattes d'apparence européen, beaucoup moins chez les chattes de race ou la mise à la reproduction est surveillée et contrôlée. Les chatons de la portée sont donc issus de pères différents. Ceci s'explique par le fait que l'ovocyte est viable et fécond durant environ 24 heures dans les voies génitales femelles (Kretz, 1992).

### **(c) Superfétation**

La superfétation est le développement de fœtus d'âges différents au sein de la même portée.

Ceci est dû au fait qu'une chatte gestante peut présenter des chaleurs et accepter la saillie pendant la gravidité. Ce phénomène s'explique par le fait que l'ovaire de la chatte pendant la gestation n'est pas réfractaire aux stimulations par des gonadotropines hypothalamiques (Colby 1970). Des phases de croissance folliculaire et d'atrésie sont observées durant toute la phase lutéale. Cette activité œstrale est incriminée dans de nombreux avortements non infectieux dans cette espèce.

Environ 10% des chattes présentent des chaleurs et acceptent la saillie durant la gestation. Ces chaleurs interviennent généralement entre J21 et J24 après ovulation, parfois plus tardivement vers la sixième semaine.

Il s'ensuit la mise-bas de portées comportant des chatons vivants, des mort-nés, des prématurés ou éventuellement, beaucoup plus rarement, la naissance à quelques jours d'intervalle de deux demi-portées. Il est difficile de distinguer ce phénomène des arrêts de développement d'une partie de la portée (Doak, 1962 ; Hoogewec, Folkers, 1970).

### III. 3 .Mise-bas

L'activité de la chatte diminue progressivement pendant les 9 semaines de gestation puis elle recherche un endroit tranquille, chaud et sombre pour faire ses petits. La température rectale de la femelle chute durant les 12 heures précédant le début du travail, ou même parfois durant les premières phases de la mise-bas.

La région périnéale de la chatte se relâche. Les mamelles sont hyperplasiées et les tétines turgescentes et rose foncé à l'approche de la parturition. Il peut parfois y avoir du lait dans les mamelles, mais ce signe est peu constant. Durant les deux derniers jours de la gestation, la chatte devient plus nerveuse, particulièrement la primipare. Ceci se manifeste par des miaulements et de l'agitation principalement. Certaines femelles deviennent anorexiques les 24 dernières heures. Vient ensuite le comportement de nidation de la chatte. Elle laboure à coups de griffes et aménage sa couche, tourne en cercle dans sa boîte et fait sa toilette de manière quasi-continue.

Elle présente une tachypnée. Il s'agit du stade 1 de la parturition.

La chatte se couche au début du travail, elle ronronne faiblement de façon continue. Les contractions utérines initiales sont intermittentes et difficiles à détecter. Des pertes claires et fluides peuvent être observées à la vulve, très relâchée. Le début du travail, correspondant à une période pendant laquelle les contractions utérines commencent et le col se relâche, varie de une heure à une journée. Commence alors le stade 2 de la parturition, celui de l'expulsion des fœtus. Les contractions sont tout d'abord irrégulières, espacées et peu puissantes, la femelle est sur le côté. Puis, les contractions deviennent plus intenses et plus fréquentes et la chatte se soulève en position accroupie. Ces contractions plus fortes correspondent à l'entrée du fœtus dans la filière pelvienne, elles sont irrégulières et sont accompagnées de fortes contractions abdominales.

Lors de l'expulsion du premier chaton, la femelle émet généralement un cri perçant. Ce début de phase deux demande entre 3 à 5 minutes normalement mais il est possible que cela prenne plus de temps, jusqu'à 30 voire même 60 minutes.

La présentation longitudinale postérieure n'est pas dystocique dans cette espèce. Les présentations antérieure et postérieure sont aussi fréquentes l'une que l'autre. Il faut cependant une surveillance attentive de l'éleveur en cas d'expulsion longue (atonie utérine primaire ou fœtus volumineux) pour éviter le risque d'asphyxie ou d'inhalation de liquide amniotique par le fœtus. L'allant chorion se rompt en général lors de l'avancée du fœtus dans la filière pelvienne. Après l'expulsion, la chatte déchire la membrane amniotique, rompt le cordon ombilical et lèche vigoureusement le chaton, ce qui a pour effet de stimuler la circulation ainsi que la respiration. Cinq à quinze minutes après l'expulsion du premier chaton, le placenta est délivré grâce à des contractions rapides et d'intensité moyenne. La chatte ingère ensuite l'enveloppe fœtale de manière totale ou partielle.

Parfois, la femelle ne s'occupe pas du nouveau-né et préfère faire sa propre toilette. Il faut alors rompre la membrane et le cordon à 4 à 5 cm de l'ombilic. Le cannibalisme est rare dans l'espèce féline.

Dans le cas d'une répartition inégale du nombre de chatons dans les deux cornes utérines, le premier chaton provient de la corne qui contient le plus de fœtus.

L'intervalle entre deux expulsions varie de 5 minutes à 1 voire 2 heures. Souvent, les deux premiers chatons sont expulsés l'un après l'autre rapidement. Une pause de 10 à 90 minutes les sépare du ou des suivants.

Cette deuxième partie de la parturition est en général achevée en 2 à 6 heures (Mosier, 1986 ; Peplow *et al.*, 1974).

De manière physiologique, une interruption de 12 à 24 heures peut survenir chez certaines chattes entre le ou les premiers chatons et les suivants. Les contractions cessent alors, la chatte retrouve un comportement

normal, comme si elle avait achevé la mise-bas, et s'occupe normalement de ses chatons nouveau-nés. La parturition reprend alors pour l'expulsion des derniers chatons. Ce phénomène est bien différencié du phénomène de dystocie ou la chatte continue d'avoir des contractions sans rien expulser (Joshua, 1971).

Il faut faire attention à la bonne expulsion de tous les placentas, qui constitue le stade 3 de la mise-bas. Ils peuvent, soit sortir un à un après chaque chaton expulsé, soit sortir à plusieurs si plusieurs chatons sont nés de manière rapprochée, soit sortir tous après la naissance du dernier chaton. Il est préférable de ne pas laisser la chatte manger tous les placentas pour une raison digestive, ceci pouvant entraîner des vomissements et de la diarrhée.

L'environnement de la mise-bas est capital pour le bon déroulement de la mise-bas. Le lieu d'accouchement doit convenir à la chatte, sinon il existe des risques de stress qui peuvent inciter la mère à délaisser ses chatons, voire à pratiquer le cannibalisme. Il est idéal de placer la mère dans le lieu où elle va mettre bas quelques jours avant la date prévue pour le terme.

Dans la maternité, on cherche à optimiser la température entre 20 et 25 degrés pour le confort de la mère, les chatons trouvent un complément de chaleur en cherchant le contact avec la mère et leurs frères et sœurs. Lampes ou plaques chauffantes peuvent également être utilisées (Mosier, 1986).

## IV.L'OVARIECTOMIE

L'ovariectomie est l'intervention chirurgicale qui permet de stériliser définitivement une chatte .Comme son nom l'indique, on pratique le retrait des deux ovaires (le suffixe "-ectomise" donne l'idée de retirer quelque chose). L'ovariectomie est à envisager chaque fois que l'on veut contrôler les chaleurs de sa chatte pour éviter des comportements gênants et des saillies non désirées.

Suivant l'âge de votre chatte au moment de l'opération, elle permet aussi de contrôler l'apparition d'éventuelles tumeurs mammaires et des inflammations de l'utérus.

Le diaporama ci-dessous vous expliquera en dessins les détails de cette intervention chirurgicale. Pour les curieux amateurs de "vrai", nous tenons à votre disposition à la clinique le même diaporama réalisé en photographies prises au cours d'une opération...

### IV.1 .Indications et contre- indications de l'ovariectomie

#### IV.1.1. Indications

La stérilisation chirurgicale (par ovariectomie ou ovariohystérectomie) est la méthode la plus utilisée et recommandée dans de nombreux pays pour prévenir des chaleurs et des gestations non désirées chez la chatte. 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 par morsure et griffures (Denbvmfvdvr *et al.*,2009).

Une justification importante associée est la prévention de maladies du tractus génital (pyomètre, tumeurs ovariennes). Une stérilisation précoce avant le premier oestrus prévient du développement de tumeurs mammaires (réduction du risque de 99.5%) (Levy, 2008).

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 (Siliart *et al.*, 2011).

Enfin lors de stabilisation d'un diabète sucré il est recommandé de stériliser la femelle afin d'éviter les rechutes lors des chaleurs

#### IV.1.2. Contre-indications

Elles tiennent parfois à l'état de santé de la patiente : mauvais état général, âge trop avancé, maladies intercurrentes. L'animal doit pouvoir supporter une anesthésie générale. Il est donc important de considérer la balance bénéfique / risque pour prendre la décision d'intervention

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 ovario-hystérectomie dans les phases précoces de gestation, sinon de préférer la mise-bas avant d'effectuer une ovario- hystérectomie après involution utérine.

L'oestrus également est une contre indication ; il est préférable de reporter la chirurgie ou encore tout simplement il faudrait réaliser de bonnes ligatures (Sevestre, 1979a ; Lamarche *et al.*, 2006).

#### IV.2. Age préconisé et moment de la chirurgie

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 *et al.*, 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 *et al.*, 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.

Dans un contexte d'une intervention de convenance, sans aucun contexte d'urgence, l'opération est réalisée de préférence pendant l'anoestrus, soit généralement de novembre à janvier. Elle peut aussi être réalisée entre les chaleurs c'est-à-dire en inter-oestrus. L'oestrus est habituellement une période non recommandée car la vascularisation du tissu sous cutané, utérin et ovarien augmente, associée à une plus grande friabilité de l'appareil génital. Il s'agit cependant d'une contre-indication relative (Sevestre, 1979a).

#### IV.3. Technique opératoire

La technique chirurgicale la plus répandue en pratique vétérinaire pour réaliser l'ovariectomie est la laparotomie par la ligne blanche.

Il est important de bien connaître l'anatomie de la cavité abdominale et de l'appareil génital 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

#### **.A .Laparotomie médiane moyenne**

L'abord des ovaires s'effectue par laparotomie longitudinale médiane moyenne, centrée sur la ligne blanche (LB) de l'ombilic vers le pubis (Karen *et al.*, 2010 ; Sevestre, 1979c). La taille de l'incision peut varier de 2 à 8 cm. L'incision cutanée est réalisée à l'aide d'un bistouri à lame froide de 11 ou de

23. Elle doit être rigoureusement médiane. L'hémostase par compression à l'aide d'une compresse stérile peut être effectuée à cet instant.

Le plan sous-cutané (SC) est ensuite soit dilacéré à l'aide de ciseaux droits, soit incisé au bistouri à lame froide. La dilacération peut créer des cavités mais va limiter les saignements tandis que l'incision au bistouri induit l'inverse.

L'étape suivante consiste à identifier la LB, la saisir à l'aide de pinces à dents de souris et la ponctionner avec la lame du bistouri placée si possible parallèlement à la LB. Une sonde cannelée est ensuite introduite dans le trou de ponction et est placée sous la LB afin de permettre son incision au bistouri avec le tranchant de la lame positionné vers le haut. Cette étape permet d'éviter de ponctionner accidentellement des organes (intestins, vessie ...).

Des écarteurs peuvent être placés pour maintenir écartées les marges de la laparotomie et favoriser la suite de l'ovariectomie. Il faut savoir que la traction exercée sur la paroi abdominale par les écarteurs tend à diminuer la tension artérielle et à favoriser une hypoxie tissulaire qui pourrait entraîner un choc. Il faut donc limiter cette action mécanique.

### **B. Recherche des ovaires** (Karen *et al.*, 2010)

Plusieurs techniques de recherche des ovaires peuvent être utilisées : au crochet, au doigt ou à la vue. La technique du crochet consiste à utiliser un instrument dont une extrémité présente une courbure atraumatique. Les ovaires étant difficiles d'accès, l'objectif est d'attraper l'extrémité crâniale d'une corne utérine et de l'extérioriser hors de la cavité abdominale.

A hauteur de l'ovaire, la corne utérine est située très latéralement dans l'abdomen, ce qui en théorie facilite sa capture. Ainsi, l'instrument est introduit crânialement à la vessie et glissé à plat le long de la paroi abdominale, la partie crochet étant plaquée contre la paroi. Une fois au fond de la cavité abdominale, l'instrument subit une rotation de 90° amenant l'extrémité du crochet vers les organes abdominaux. Il est ensuite remonté délicatement hors de la cavité abdominale, permettant l'extériorisation de la corne utérine. Si cette dernière n'a pas été capturée lors de la manœuvre, alors, il faut

répéter l'étape. La corne est alors remontée rostral ment et étirée délicatement afin de visualiser l'ovaire. La technique du doigt consiste à aller rechercher au touché soit l'ovaire soit la corne utérine.

La technique de recherche reprend les directives de la technique du crochet, le doigt remplaçant l'instrument. A la vue, l'écartement de la plaie de laparotomie doit être topographie abdominale. La masse intestinale est réclinée du côté opposé à l'ovaire recherché afin d'identifier la corne utérine et la saisir soit au doigt soit à l'aide d'une pince atraumatique.

L'ovaire est ensuite placé dans une pince en cœur. Il doit être bien positionné au centre de la pince afin de s'assurer que la totalité de l'ovaire sera excisée et de pouvoir poser les ligatures vasculaires de part et d'autre. En remplacement de la pince en cœur, deux pinces à hémostase peuvent être utilisées.

### **C. Ligature des pédicules ovariens et utérins**

Le ligament large est 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. 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

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 les plus éloignées possibles de l'ovaire et des pinces 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 noeud d'hémostase soit deux demi-noeuds inversés. Ces ligatures sont placées sous les pinces limitatives en passant à chaque fois par le trou de ponction du ligament large. 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 soit alors mise en place entre les deux ponctions.

#### **D. Incisions et exérèse des ovaires** (Karen *et al.*, 2010a)

La section de l'ovaire se fait au-dessus de la pince en prenant le temps de vérifier l'hémostase avant que les vaisseaux ligaturés ne regagnent la cavité abdominale. L'exérèse du second ovaire se fait de la même manière mais pour sa localisation il suffit de suivre l'utérus jusqu'à la bifurcation utérine et de remonter le long de la deuxième corne.

#### **E. Suture de la laparotomie** (Karen *et al.*, 2010b)

La suture de la plaie de laparotomie consiste à suturer 3 plans : le plan LB + péritoine, le plan sous-cutané et le plan cutané. La suture de la LB peut être réalisée à l'aide d'un surjet ou de points séparés (simples, en U, en X) avec un fil polyglyconate résorbable (ex : Vicryl ND) décimal 2 ou 3 (Sevestre, 1979c). C'est un fil chirurgical synthétique, tressé, résorbable et stérile. Une fois la suture réalisée, son étanchéité doit être vérifiée afin d'éviter tout risque de hernie abdominale

La suture du plan sous-cutané s'effectue par un surjet (simple ou en U) ou des points séparés (simples, en U ou en X), à l'aide d'un fil tressé polyglyconate résorbable décimal 2 ou 3. Le surjet peut être sous-cutané simple, intradermique ou l'association des 2 lorsque le tissu adipeux est très

Abondant. La suture du plan cutané est réalisée à l'aide d'un fil non résorbable type polyamide (ex : EthilonND) décimale 2 ou 3. Dans le cas d'animaux difficiles, il pourra être utilisé un fil monobrin résorbable.

#### IV.3. Techniques alternatives

##### IV.3.1. L'ovariectomie par les flancs (Gendarme, 2011)

Certains vétérinaires 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. Cet abord 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.

##### IV.3.2. 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 (Van Nimwegeet *al.*, 2007).

Cette technique 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, 2011).

Néanmoins, la coelioscopie est encore une technique réservée aux chirurgiens spécialisés en raison de la technicité et du coût du matériel.

#### IV.4.Complications postopératoires

Les complications les plus fréquentes d'une ovariectomie sont : (Gower *et al.*, 2008 ;Kustritz, 2007 ; Simpson *et al.*, 1998)

➤ **Hémorragie**

L'hémorragie est la principale cause de mortalité à la suite d'une ovariectomie par rupture des ligatures ovariennes ou utérines.

➤ **Lésion du tractus urinaire**

L'inclusion d'un uretère proximale dans les ligatures vasculaires est une complication peu commune d'une ovariectomie. Dans le cas dramatique où les deux uretères seraient impliqués, cela entraînerait une anurie associée à une insuffisance rénale post rénale.

➤ **Pyomètre**

Le développement d'un pyomètre suite à une ovariectomie nécessite la présence de progestérone endogène (cas d'une rémanence ovarienne) ou exogène (par administration de progestatifs). Les signes cliniques sont les mêmes que ceux d'un pyomètre sur animal entier

➤ **Rémanence ovarienne** (Goericke-Pesch, 2010 ; Miller, 1995 ; Rubion *et al.*, 2009 ; Shille *et al.*, 1979) La rémanence ovarienne est principalement due à une erreur chirurgicale. L'ovaire droit est le plus souvent touché par cette erreur, peut être à cause de la relative difficulté d'accès par rapport à l'ovaire gauche.

# **PARTIE EXPERIMENTALE**

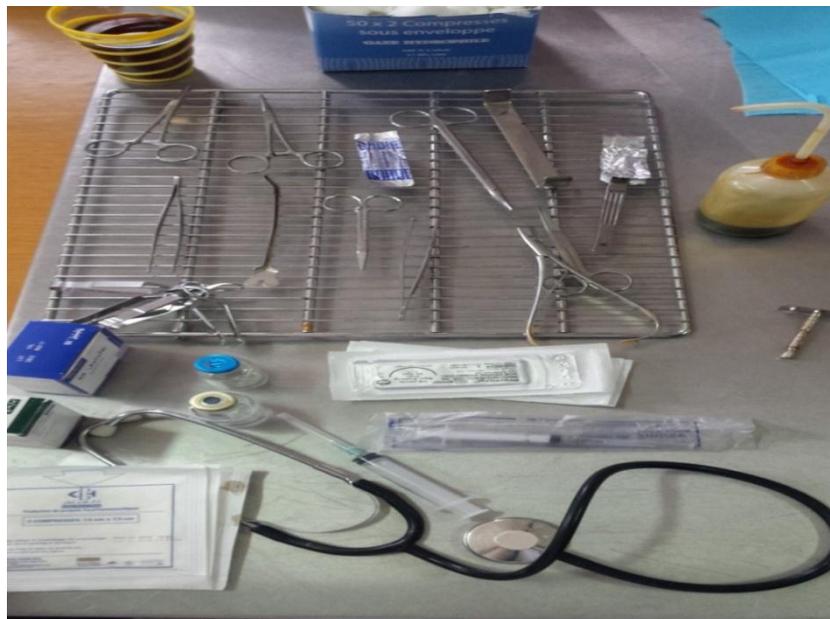
## **I. MATERIEL ET METHODE**

### I.1. Lieu et durée de l'étude

Notre expérimentation était réalisée au niveau du service de la chirurgie à porte sur la réalisation d'une ovariectomie sur une chatte ne présentant aucun motif pathologique.

### I.2. Matériel de chirurgie et consommable

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



**Photo N °01** : instrument chirurgicaux et consommable médical utilisé pour la réalisation d'ovariectomie

Source ; service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret (Khiati , 2018-2019)

- Pince à préhension
- Ciseaux de metzenbaum
- Pincettes hémostatiques
- Ecarteur de farabeuf
- Pince en cœur
- Pince à champ
- Porte lame

- Pince porte aiguille
- Anesthésie locale
- Lame de bistouri N °5
- Fils de sutures résorbable et non résorbable
- Compresses stériles
- Gants chirurgicaux
- Tampons
- Seringues
- Sonde de cannelée

### I.3. METHODE :

#### I.3.1. Temps préopératoire :

##### a) Anamnèse:

- Motif de consultation : ovariectomie
- Age de la chatte : 6 mois
- Bon état général,
- Poids de la chatte : 1.5kg
- Vaccination: vaccinée.

##### b) Examen général :

<b>Appareil respiratoire</b>	<u>Respiration régulière</u>
• <b><u>Appareil cardiovasculaire</u></b>	<u>tachycardie due au stress</u>
• <b><u>Appareil digestif</u></b>	<u>Normal</u>
• <b><u>Appareil génital</u></b>	<u>Normal avec muqueuse rose</u>
• <b><u>Température</u></b>	<u>38</u>

D'après les paramètres physiologiques ci dessus l'état général de la chatte est jugé bon

### 3. Préparatifs de l'acte chirurgical :

#### 3.1 .Préparation de matériel

Pendant ce temps, l'assistant du vétérinaire prépare les instruments chirurgicaux qui ont été stérilisés après la précédente opération.

La stérilisation des instruments se déroule en plusieurs étapes. D'abord un nettoyage avec du désinfectant liquide, ensuite un séchage et enfin la stérilisation proprement dite. Deux techniques existent pour cela, la chaleur sèche ou la chaleur humide

#### 3.2.Anesthésie

- Préparation de la dose d'**anesthésique** en fonction du poids de l'animal



**Photo N°02 :**Produit anesthésie utilisée dans l'intervention

Source ;service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret (Khiati , 2018-2019)

En vue de préparer l' animal à l'anesthésie et afin d'éviter tout vomissement ,une diète hydrique de 12h est nécessaire , celle-ci sera suivie d' une diète totale de 12h. Le protocole anesthésique :débuté par une plusieurs étapes :

- Injection de la Kétamine à la dose de 15 mg/kg

Pour une chatte de 2,5 kg, nécessite une dose de 1,6 ml.

- Anesthésie locale à base de Xylocaïne 2% par infiltration indirecte.

### 3.3.Préparation de l'animal pour la chirurgie

La chatte est mise à la diète hydrique pendant 12 heures. Un examen clinique est effectué le matin de l'intervention afin d'évaluer l'état général. Les chattes gestantes ou en chaleurs sont exclues de l'expérimentation. Ensuite, elle est pesée et le protocole anesthésique est préparée en vue de l'intervention.

Une évaluation comportementale, classant l'animal entre docile, prostré ou agressif ou autre. Ces informations sont consignées dans l'annexe 1.

L'étape suivante est la tonte. Afin de travailler proprement, il ne faut laisser aucun poil dans la zone opératoire. L'animal passe ensuite au bloc opératoire. Il sera installé dans position décubitus dorsal. La zone opératoire est nettoyée et désinfectée pour la rendre stérile.



**Photo N° 3 :** Animal attaché sur la table opératoire en décubitus dorsal

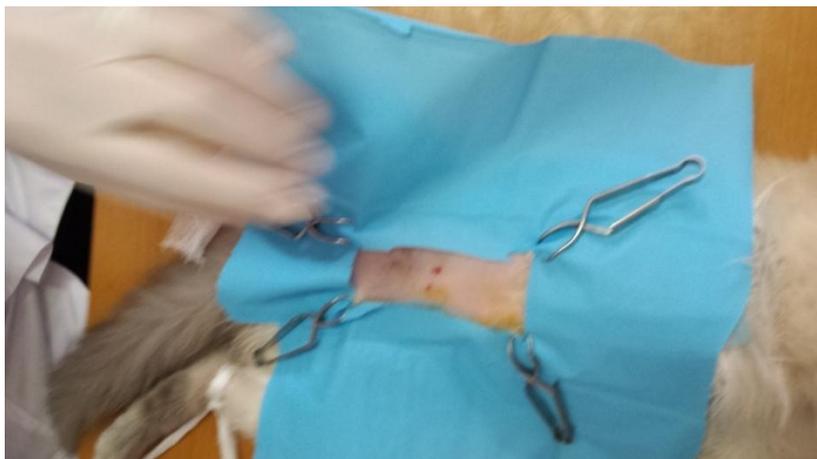
Source ;service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret (Khiati , 2018-2019)

### 3.2. Temps opératoire

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

#### **a) Technique chirurgicale :**

- Les chattes sont abordées par la ligne blanche. Une fois anesthésiée, la chatte est mise en décubitus dorsal, les membres attachés à la table. La chatte est tondu de l'appendice xiphoïde au pubis et latéralement jusqu'au bas du flanc (latéralement aux mamelles), la région est ensuite désinfectée. Un champ opératoire est mis en place.
- La taille de l'incision peut varier de 2 à 8 cm. L'incision cutanée est réalisée à l'aide d'un bistouri à lame froide de 11 ou de 23. Elle doit être rigoureusement médiane.
- L'hémostase par compression à l'aide d'une compresse stérile peut être effectuée à cet instant
- Le plan sous-cutané (SC) est ensuite soit dilacéré à l'aide de ciseaux droits, soit incisé au bistouri à lame froide



**Photo N°4** : Désinfection et mise en place du champ opératoire(Khiati , 2018-2019)

Source ;service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret 2018-2019



**Photo N°5** : incision cutanée médiane moyenne a partir de l'ombilic  
Source ;service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret (Khiati , 2018-2019)

- Puis on dégage la **ligne blanche**, et on l'incise qui permet de pénétrer dans la cavité abdominale sans saignements (photo N°6)



**Photo N°6** : identification de la ligne blanche  
Source ;service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret (Khiati , 2018-2019)



**Photo N°7** : ouverture de la cavité abdominale  
Source ;service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret (Khiati , 2018-2019)

- 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°8**)



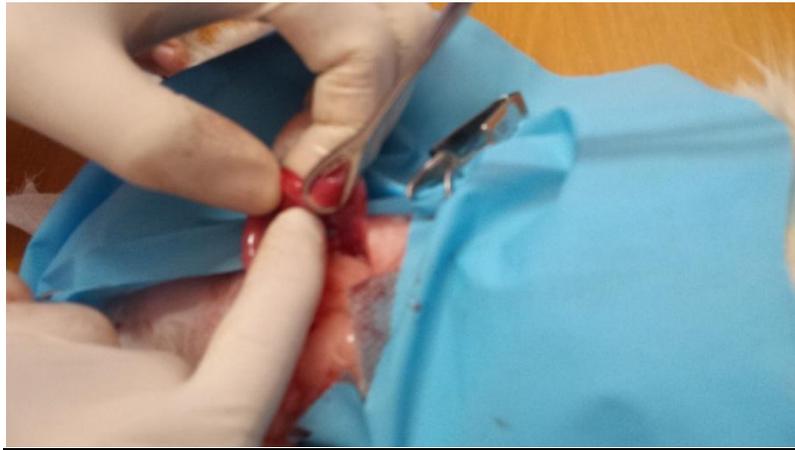
**Photo N°8 : Recherche de l'ovaire au doigt**  
Source ;service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret (Khiati , 2018-2019)

- Localisation de la bifurcation utérine située au dessous de la vessie en utilisant l'index(**photo N° 9**)



**Photo N°9 : Extériorisation de la corne utérine**  
Source ;service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret (Khiati , 2018-2019)

- on extériorise et fixation de l'ovaire par pince en cœur (**photo N°10**)



**Photo N°10** : Mise en place de la pince en cœur

Source ;service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret (Khiati , 2018-2019)

L'ovaire est ensuite placé dans une pince en cœur. Il doit être bien positionné au centre de la pince afin de s'assurer que la totalité de l'ovaire sera excisée et de pouvoir poser les ligatures vasculaires de part et d'autre. En remplacement de la pince en cœur, deux pinces à hémostase peuvent être utilisées. (**Photo N° 11**)



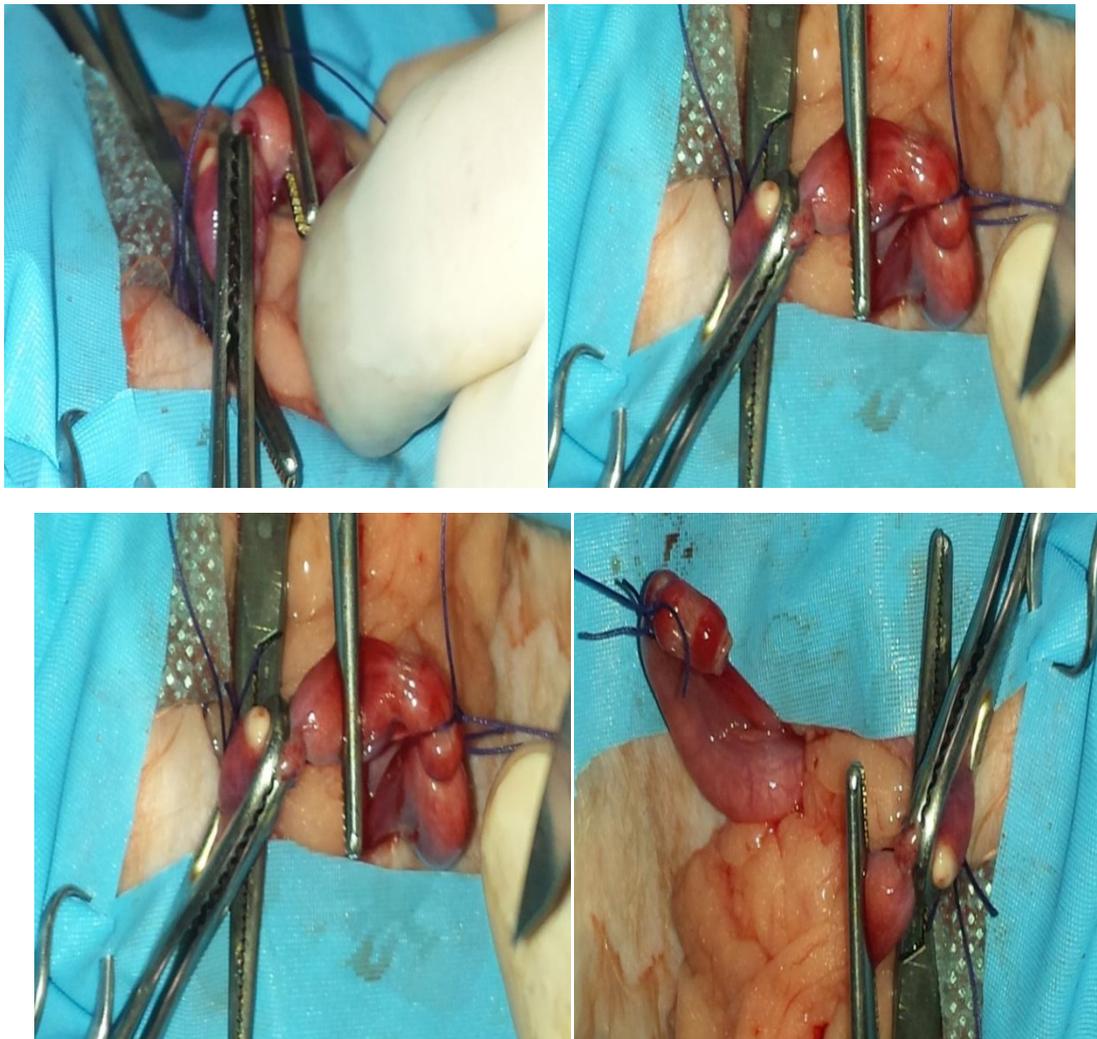
**Photo N° 11** : fixation d'ovaire par pinces à hémostase

Source ;service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret (Khiati , 2018-2019)

- L'exérèse de l'ovaire dans de bonnes conditions implique de ligaturer sa vascularisation : le pédicule ovarien d'une part constitué d'une artère et d'une veine ovariennes et le pédicule utérin d'autre part, lui-même constitué d'une artère et d'une veine utérines. Le pédicule ovarien suit le ligament suspenseur de l'ovaire et le pédicule utérin longe la cornue puis la trompe utérine avant de présenter des anastomoses avec le pédicule ovarien. C'est lors de cette étape que des écartements et des étirements intempestifs de la paroi abdominale ou un étirement du

pédicule ovarien peuvent être observés. Il faut les limiter au maximum afin d'éviter des complications du type choc. Lors de cette étape, il arrive que des saignements apparaissent. Avant de poursuivre, une hémostase soignée doit être effectuée.

Le ligament large est ponctionné puis 1 à 2 ligatures sont placées sur le pédicule ovarien d'une part et sur le pédicule utérin d'autre part. Deux types de nœuds peuvent être réalisés pour les ligatures : soit un nœud d'hémostase simple, soit un nœud de chirurgien. Le fil utilisé est un fil tressé résorbable du type polyglyconate résorbable décimal 2 (**PhotoN° :12**)



**Photo N°12 : Ligatures des pédicules ovariens et utérins**

Source ;service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret (Khiati , 2018-2019)

Afin de retirer l'ovaire, il convient d'inciser entre les ligatures et la pince en cœur. Au niveau du pédicule ovarien, la technique consiste à saisir le ligament suspenseur au dessus de sa ligature à l'aide d'une pince anatomique ou d'une pince à hémostase et raccompagner délicatement le pédicule au fond de l'abdomen.



**Photo N°12 : Incisions et exérèse des ovaires**

Source ;service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret (Khiati , 2018-2019)

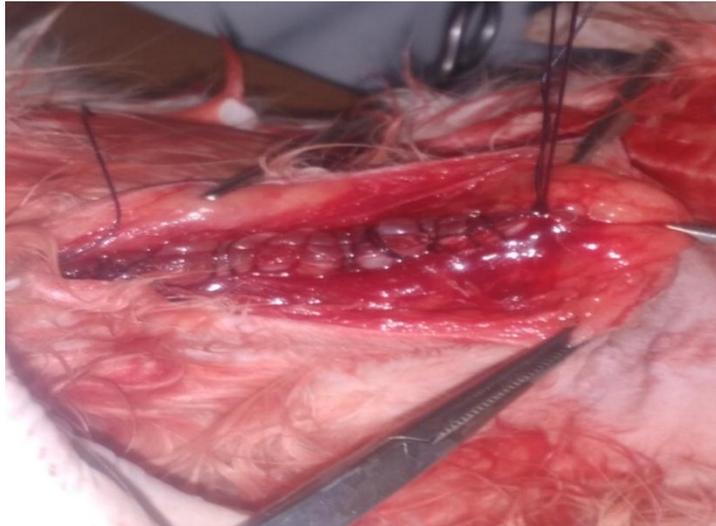


**Photo N°13 :ovaire après Incisions total**

Source ;service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret (Khiati , 2018-2019)

- Le déroulement est le même pour le deuxième ovaire.
- Un surjet simple est réalisé avec du fil tressé résorbable sur la paroi musculaire.
- On passe ensuite aux différents plans de **sutures**,

Le plan musculaire, plan sous-cutané et plan cutané



**Photo N°14** : fermeture de la cavité abdominale par un surjet aux points passes

Source ;service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret (Khiati , 2018-2019)

- En ferme la cavité abdominale a l'aide d un surjet aux points passés **(PhotoN°15)**



**Photo N°15** : suture la peau avec des points simple

Source ;service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret (Khiati , 2018-2019)



**Photo N° 16 :** Réalisation d'un pansement suturé et application de spray

Source ;service de la chirurgie institut vétérinaire de Tiaret (Khiati , 2018-2019)

Après la fin de la chirurgie l'AINS est administré. La chatte est suivie comme il est décrit précédemment.

### **SOINS POST-OPERATOIRES**

L'intervention est ensuite terminée : on nettoie la plaie chirurgicale et on applique un spray cicatrisant, on met en place la collerette (ou carcan) et on injecte à la minette un produit antagoniste du tranquillisant, qui permet un réveil rapide et de bonne qualité dans son box .

#### **→ Temps post-opératoires**

La plaie chirurgicale doit être protégée afin de cicatriser dans les meilleures conditions. Traditionnellement, un pansement collé est mis en place sur la plaie : 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. 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. 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. Néanmoins, il a été observé qu'une plaie protégée par un pansement liquide ne s'infectait que très rarement malgré un léchage intempestif.

Des anti-inflammatoires sont prescrit pendant les premiers jours après la chirurgie afin de limiter l'inflammation et la douleur post-opératoires.

## CONCLUSION

Beaucoup de propriétaires d'animaux considèrent encore que la stérilisation d'un animal est un acte "contre nature". Il faut néanmoins savoir que l'ovariectomie de la chatte n'a pas pour seul intérêt de faire disparaître les comportements de chaleurs parfois difficiles à supporter mais qu'elle a également d'inestimables avantages en ce qui concerne l'état de santé futur de votre minette.

L'ovariectomie de la chatte (retrait des deux ovaires) a de nombreux avantages :

- Elle fait **disparaître les comportements de chaleurs** parfois pénibles (contrairement à la chienne, la chatte n'a pas de pertes sanguines lors des chaleurs mais elle se frotte partout, demande sans cesse des caresses, émet des miaulements répétitifs, insistants,...)
- Elle diminue le risque de contamination par des **maladies sexuellement transmissibles**
- Elle est souvent indispensable pour **permettre d'équilibrer un diabète** (en effet, les variations hormonales agissent sur la glycémie et rendent l'équilibrage d'un diabète par un traitement à l'insuline très difficile)
- Elle permet de **traiter les tumeurs ovariennes et utérines** (dans ce dernier cas, les ovaires **et l'utérus** sont retirés lors de l'intervention).

Enfin, l'ovariectomie **limite le risque d'apparition de tumeurs mammaires** (cancer d'origine souvent hormonale chez la chatte). Sachant que les tumeurs mammaires sont très fréquentes chez la chatte (14% de l'ensemble des cancers) et que ces tumeurs sont la plupart du temps malignes (dans 80% des cas), la stérilisation est très vivement recommandée.

L'âge auquel est effectuée l'opération influe sur le risque ultérieur de développer des masses mammaires. Ainsi, une stérilisation avant les premières chaleurs (vers 6 mois) diminue de 91% le risque d'apparition de tumeurs mammaires. Cette diminution passe à 86% pour une chatte stérilisée entre ses premières et ses secondes chaleurs (entre 7 et 12 mois), à 11% seulement entre 13 et 24 mois et une stérilisation pratiquée après les deux ans de l'animal n'a plus aucun effet sur le risque de développer un cancer mammaire.

L'**âge idéal** de stérilisation de la chatte se situe donc **juste avant les premières chaleurs** (vers 6 mois).

## Références bibliographiques

- 1- ADAMS S.S., COX E.M.: Establishing a cat breeding colony. *Journal of the Institute of Animal Technicians*, 1966, 17, 97
- 2- BANKS DR. Physiology and endocrinology of the feline estrous cycle. *In : Morrow D.A. editor. Current therapy in theriogenology*. 2d ed. Philadelphia, WB Saunders, 1986, 795-800.
- 3- BARONE R. Appareil uro-génital, fœtus et ses annexes, péritoine et topographie abdominale. *In : Anatomie comparée des mammifères domestiques 4, Splanchnologie 2*, 2d ed., Paris, Vigot, 1990.
- 4- BEAVER BV. Female feline sexual behavior. *In : Beaver BV (ed) : Feline behavior. A Guide for Veterinarians*. Philadelphia, WB Saunders Co, 1992, 141-169.
- 5- CAMPBELL N, REECE JB. La reproduction chez les Animaux. *In : Biologie*, 7th Ed. Pearson Education France, Paris. 2007, 1049-1074.
- 6- CHATELAIN E. *Disposition générale des vaisseaux sanguins. Irrigation du tronc*. Polycopié. École Nationale Vétérinaire de Lyon. Laboratoire d'anatomie de l'ENVL. 1992. 56p.
- 7- COLBY E.D: Induced estrus and time pregnancies in cats. *Laboratory Animal Care*. 1970,20 (6), 1075-1080
- 8- CONCANNON P, HODGSON B, LEIN D. Reflex LH release in estrous cats following single and multiple copulations. *Biol. Reprod.*, 1980, **23**, (1), 111-117.
- 9- DEGUEURCE C. Dissection de l'abdomen et du bassin des carnivores domestiques. Polycopié. École Nationale Vétérinaire d'Alfort. Unité Pédagogique d'Anatomie des animaux domestiques. 2003.73p.
- 10- DOAK J.B.: A case of superfetation in the cat. *Veterinary Medicine*. 1962, 57 (3), 242
- 11- ENGLAND GCW. Physiology and endocrinology of the female. *In : ENGLAND G, VON HEIMENDAHL A. Manual of Canine and Feline Reproduction and Neonatology*. British Small Animal Veterinary Association. 2d ed., 2010, 1-12.
- 12- FAYA M, CARRANZA A, PRIOTTO M, ABEYA M, DIAZ JD, GOBELLO C. Domestic queens under natural temperate photoperiod do not

- manifest seasonal anestrus. *Animal Reproduction Science*, 2011, **129**, (1–2), 78-81.
- 13- FAYOLLE P. Technique de castration des femelles chez les carnivores domestiques. Polycopié. École Nationale Vétérinaire d'Alfort. Unité Pédagogique de Chirurgie. 2011.
- 14- FELDMAN EC, NELSON RW. Feline Reproduction. In : *Canine and Feline Endocrinology and Reproduction*. 2d ed. Philadelphia, WB Saunders ed., 1996, 741-768.
- 15- FONTBONNE A., GARNIER F.: Actualisation des connaissances en physiologie et endocrinologie sexuelles dans l'espèce féline. Congrès Européen CNVSPA-FECAVA, Paris, 1994.
- 16- GENDARME T. L. F. L'ovariectomie de la chatte et douleur per et post opératoire : cœlioscopie versus laparotomie par la ligne blanche versus laparotomie par un flanc : étude comparative. Thèse de doctorat vétérinaire, Faculté de Médecine de Nantes, 2011, p154
- 17- GETTY R. The anatomy of domestic animals. WB Saunders ed. 5<sup>th</sup> edition. 1975.
- 18- GRIFFIN B. Prolific Cats: The Estrous Cycle. Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian. 2001, **23**, (12), 1049-1055.
- 19- GLOVER TE, WATSON PF, BONNEY RC. Observations on variability in LH release and fertility during œstrus in the domestic cat (*Felis catus*). *J. Reprod. Fertil.*, 1985. **75**, (1), 145-152.
- 20- GOERICKE-PESCH S. Reproduction control in cats : New developments in non-surgical methods. *Journal of Feline Medicine & Surgery*, 2010, **12**, (7), 539-546.
- 21- GOWER S, MAYHEW P. Canine laparoscopic and laparoscopic-assisted ovariohysterectomy and ovariectomy. *Compend Contin Educ Vet*, 2008, **30**, 430-432, 434, 436, 438, 440
- 22- HALL V.E, PIERCE G.N.: Litter size, birth weight and growth to weaning in the cat. *Anatomy record*, 1934, **60**, 111-123.

- 23- HURNI H. Daylength and breeding in the domestic cat. *Lab. Anim.*, 1981, **15**, (3), 229-233.
- 24- JEMMETT JE, EVANS JM. A survey of sexual behaviour and reproduction of female cats. *Journal of Small Animal Practice*, 1977, **18**, (1), 31-37.
- 25- JOSHUA J.O: Some conditions seen in the feline practice attributable to the hormonal causes. *Veterinary Record*, 1971, 88 (20), 511-514
- 26- KAREN M, TOBIAS. *Manual of Small Animal Soft Tissue Surgery*. Edition WILEYBLACKWELL, 2010, 73 -80.
- 27- KAREN M, TOBIAS. *Manual of Small Animal Soft Tissue Surgery*. Edition WILEYBLACKWELL, 2010, 241 -252.
- 29- KRETZ C.: Gestation chez la chatte. Les indispensables de l'animal de compagnie. *Reproduction*, Paris, PMCAC Ed, 1992, 83-86.
- 30- KUSTRITZ M.V.R.  
Determining the optimal age for gonadectomy of dogs and cats. *J. Am. Vet. Med. Assoc*, 2007, 231, 1665-1675.
- 31- LAMARCHE M, BENET J.J. Etude comparative rétrospective de deux régimes alimentaires de chats stérilisés et leur état de santé. *Epidémiologie et santé animale*, 2006, 50, 113-126.
- 32- LAMONT L.A. Feline perioperative pain management. *Vet Clin North Am Small Anim Pract*, 2002 Jul , 32 (4), 747-763.
- 33- LAWLER DF, EVANS RH, REIMERS TJ, COLBY ED, MONTI KL. Histopathologic features, environmental factors, and serum estrogen, progesterone, and prolactin values associated with ovarian phase and inflammatory uterine disease in cats. *Am. J. Vet. Res.*, 1991, **52**, (10), 1747-1753.
- LAWLER DF, JOHNSTON SD, HEGSTAD RL, KELTNER DG, OWENS SF.

- Ovulation without cervical stimulation in domestic cats. *J. Reprod. Fertil. Suppl.*, 1993, **47**, 57-61.
- 34- LIEGE P. Physiologie sexuelle du chat et de la chatte. In : *Les indispensables de l'animal de compagnie : Reproduction du chien et du chat*. PMCAC editors, Paris, 1992, 27-36.
- 35- LITTLE SE. Chapter 40 - Female Reproduction. In : *The Cat*. Saint Louis, WB. Saunders, 2012, 1195-1227.
- 36- MALANDAIN E, RAULT D, FROMENT E, BAUDON S, BEGON D, CHASTANT-MAILLARD S. Croissance folliculaire et ovulation chez la chatte. In : *Bull. Acad. Vét. France*, 2006, **159**, (2), 113-120.
- 37- MIALOT J.P.: Pathologie de la reproduction chez les carnivores domestiques. Paris, Eddu Point Vétérinaire, 1984.
- 38- MICHEL C. Induction of œstrus in cats by photoperiodic anipulations and social stimuli. *Lab. Anim.*, 1993, **27**, (3), 278-280.
- 39- MILLER D.M. Ovarian remnant syndrome in dogs and cats: 46 cases (1988-1992). *J. Vet. Diagn. Invest*, 1995, 7, 572-574.
- 40- MORELAND R, BROWN J, WILT DE, HOWARD JG. Basic reproductive biology of the Fishing cat (*Prionailurus viverrinus*). In : *Society for Study of Reproduction's 2002 Annual Meeting*. Baltimore, Maryland, 2002.
- 41- MOSIER J.E.: Normal and abnormal parturition. In *Small Animal Reproduction and Infertility*. Edition T.J. Burke, Lea et Febiger, Philadelphia, 1986, 335-345.
- 42- OLSON P.N, KUSTRITZ M.V, JOHNSTON S.D . Early-age neutering of dogs and cats in the United States (a review). *Journal of reproduction and fertility. Supplement*, 2001, 57, 223-232.
- 43- PELICAN KM, WILDT DE, PUKAZHENTHI B, HOWARD J. Ovarian control for assisted reproduction in the domestic cat and wild felids. *Theriogenology*, 2006. **66**, (1), 37-48.
- 44- PELOW A.M., PELOW P.V., HAFEZ E.S.E.: Parameters of reproduction. In *Handbook of Laboratory Animal Science*, Vol. 1. Ed. CRC Press. 1974, 107-116
- 45- REITER R.J. The pineal and its hormones in the control of reproduction in mammals. *Endocr. Rev.*, 1980, **1**, (2), 109-131.
- 46- ROOT KUSTRITZ MV. Reproductive behavior of small animals. *Theriogenology*, 2005, **64**, (3), 734-746.

- 47- RUBION S, DRIANCOURT M.A. Controlled delivery of a GnRH agonist by a silastic implant (Gonazon) results in long-term contraception in queens. *Reprod. Domest. Anim*, 2009, 44 Suppl 2, 79-82.
- 48- SANTOS N, MAENHOUDT C *et al.* Spontaneous ovulation observed in a population of group- housed queens in two different light programs. Personal communication.
- 49- SCHMIDT AM, HESS DL, SCHMIDT MJ, SMITH RC, LEWIS CR. Serum concentrations of œstradiol and progesterone, and sexual behaviour during the normal œstrous cycle in the leopard (*Panthera pardus*). *J. Reprod. Fertil.*, 1988, **82**, (1), 43-49.
- 50- SCOTT P.P., LLOYD-JACOB M.A.: Some interesting features en the reproductive cycle of the cat, *Stud. Fert.*, 1955, 7, 123.
- 51- SEVESTRE J. *Eléments de chirurgie animale, Chirurgie abdominale, tome 2.* Edition du point vétérinaire, 1979a, p 91et92.
- 52- SILIART B, BURGER M, JAILLARDON L. Mesures complémentaires et suivi chez le chien et le chat diabétique. *Le point vétérinaire*, 2011, 319, 28-30.
- 53- SHILLE VM, LUNDSTRÖM KE, STABENFELDT GH. Follicular function in the domestic cat as determined by estradiol-17 beta concentrations in plasma : relation to estrous behavior and cornification of exfoliated vaginal epithelium. *Biol. Reprod.*, 1979, **21**, (4), 953-963.
- 54- SHILLE VM, SOJKA NJ. Feline reproduction. *In* : Ettinger SJ, Feldman EC (editors). *Textbook of Veterinary Internal Medicine, 4th edition.* W.B. Saunders, Philadelphia, 1995, 1690-1698.
- 55- SIMPSON G.M, ENGLAND G.C.W, HARVEY M.J. *Manual of Small Animal Reproduction and Neonatology.* 1er éd. BSAVA, 1998
- 56- STOVER DG, SOKOLOWSKI JH. Estrous behavior of domestic cat. *Feline Practice*, 1978, **8**, (4), 54-58.
- 57- STUBBS W.P, BLOOMBERG M.S, SCRUGGS S.L, SHILLE V.M, LANE T.J. Effects of prepubertal gonadectomy on physical and behavioral development in cats. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 1996, 209(11), 1864-1871.
- 58- TIEDEMANN K., HENSEHEL E.: Early radiographic diagnosis of pregnancy in the cat. *Journal of Small Animal Practice.* 1973, 14, 567-572.

- 59- TIRET L. Physiologie de la reproduction. Polycopié. École Nationale Vétérinaire d'Alfort. Unité Pédagogique de Physiologie et thérapeutique. 2009.
- 60- TSUTSUI T., STABENFELDT G.H.: Biology of ovarian cycles, pregnancy and pseudopregnancy in the domestic cat. *Journal of Reproduction and Fertility*. 1993, Suppl.47,29-35.
- 61- TSUTSUI T, HIGUCHI C, SOETA M, OBA H, MIZUTANI T, HORI T. Plasma LH, ovulation and conception rates in cats mated once or three times on different days of oestrus. *Reprod. Domest. Anim.*, 2009, **44**, (2), 76-78.
- 62- VERSTEGEN JP. Physiology and endocrinology of reproductive in female cats. *In: SIMPSON G, ENGLAND G, HARVEY M (editors). Manual of small animal reproduction and neonatology. British Small Animal Veterinary Association, 1998, 11-17.*