

N° d'ordre :.....

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

Peopel's Democratic Republic of Algeria

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministry of Higher Education and Scientific Research



معهد العلوم البيطرية  
Institute of Veterinary  
Siences

جامعة البليدة 1  
University Blida-1



Mémoire de projet de fin d'études en vue de l'obtention du

**Diplôme de Docteur Vétérinaire**

**Analyse de la semence épидidymaire chez le  
hamster Syrien, *Mesocricetus auratus***

Présenté par :

**LAIFAOU Imane Nour el houda  
MEDIGUE Mohamed Akram**

Soutenu le **06/07/2023**

Présenté devant le jury :

<b>Présidente :</b>	OUAKLI N.	MCA	ISV, USD Blida1
<b>Examineur :</b>	DOUIFI M.	MCA	ISV, USD Blida1
<b>Promotrice :</b>	BOUKENAOUI-FERROUK N.	MCA	ISV, USD Blida1
<b>Co-promoteur :</b>	FERROUK M.	MCA	ISV, USD Blida1

Année universitaire : **2022/2023**



N° d'ordre :.....

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

Peopel's Democratic Republic of Algeria

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministry of Higher Education and Scientific Research



معهد العلوم البيطرية  
Institute of Veterinary  
Siences

جامعة البليدة 1  
University Blida-1



Mémoire de projet de fin d'études en vue de l'obtention du

**Diplôme de Docteur Vétérinaire**

**Analyse de la semence épидидymaire chez le  
hamster Syrien, *Mesocricetus auratus***

Présenté par :

**LAIFAOU Imane Nour el houda  
MEDIGUE Mohamed Akram**

Soutenu le **06/07/2023**

Présenté devant le jury :

Présidente :	OUAKLI N.	MCA	ISV, USD Blida1
Examineur :	DOUIFI M.	MCA	ISV, USD Blida1
Promotrice :	BOUKENAOUI-FERROUK N.	MCA	ISV, USD Blida1
Co-promoteur :	FERROUK M.	MCA	ISV, USD Blida1

Année universitaire : **2022/2023**

## **Remerciement**

Chère Madame Boukenaoui,

Nous tenons à vous exprimer notre profonde gratitude pour votre rôle essentiel en tant que promotrice de notre projet de fin d'études. Votre expertise, votre encadrement et votre soutien infailible ont été d'une valeur inestimable pour notre réussite. Votre dévouement et votre patience ont été des moteurs essentiels qui nous ont permis de progresser et de réaliser notre projet avec succès.

Nous souhaitons également remercier chaleureusement Dr Ferrouk M pour son rôle de co-promoteur. Votre contribution et vos précieux conseils ont grandement enrichi notre travail et nous ont poussés à nous dépasser.

Au Président du jury, Madame OUAKLI N., nous exprimons notre reconnaissance pour votre participation, votre expertise et vos éclairages lors de l'évaluation de notre projet. Vos remarques constructives ont été très précieuses pour son amélioration.

À l'examineur, Monsieur DOUIFI M., nous vous remercions sincèrement pour votre investissement et votre évaluation approfondie de notre travail. Vos commentaires et suggestions nous ont permis de prendre du recul et de perfectionner notre projet.

Nous souhaitons également adresser nos remerciements à Madame TARZAALI D, Monsieur ADEL et Monsieur HIOUEL A, les enseignants qui ont contribué à notre formation et qui nous ont prodigué leurs connaissances et leur soutien

Enfin, nous tenons à exprimer notre gratitude envers toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont apporté leur aide, leurs encouragements et leur soutien tout au long de notre parcours. Nous sommes conscients que notre réussite est le fruit d'un travail d'équipe et nous vous sommes profondément reconnaissants d'avoir été présents à chaque étape de notre parcours académique

Akram et nour

## Dédicace

A ma très chère mère, pour ces sacrifices durant toute sa vie, afin de me voir ce que je suis. Pour son encouragement et son amour infini, que le dieu la garde pour moi. Aucun mot me sera assez loquace pour témoigner les sentiments que j'éprouve à son égard : j'espère pouvoir réaliser aujourd'hui l'un de ses rêves et les honorés.

A mon cher père, aucune dédicace ne saurait exprimer l'amour, l'estime et le respect que j'ai toujours eu pour vous. Ce travail est le fruit de tes sacrifices que tu as consentis pour mon éducation et ma formation.

A la mémoire de mon oncle Lyamine, je ne serais exprimée mon grand chagrin, j'aurais aimé que tu sois à mes côtés ce jour. J'espère que tu es fière de ta petite fille, qu'ALLAH t'ouvre grandement les portes du paradis. Je t'aime.

A la mémoire de mon grand-père, tu es toujours dans nos cœurs.

A mes chères sœurs, Alaa, Oumaima et Oumnia et mon frère Abdallah, présents dans tous mes moments fastes et néfastes par leurs soutiens moraux et leurs beaux sourires, je vous souhaite un avenir plain de joie.

A mon grand-père Yahia, qui m'a toujours guidé vers le droit chemin, puisse DIEU lui prêter langue vie et beaucoup de santé et de bonheur.

A mes grands-mères, Aicha et Fatiha.

A ma copine de chambre et ma soeur Gamane Safinez.

Pour mes amis Hiba, Samah.

A mon binôme Akram, merci pour ta patience, ta présence et tout que tu avais donné pour cette mémoire, je vous souhaite pour vous un grand avenir et des bonnes chances dans ta vie.

**NOUR**

## Dédicace

À ma chère grand-mère Mimi, que Dieu lui fasse miséricorde,

Je voudrais commencer cette dédicace en honorant ta mémoire, chère grand-mère Mimi. Même si tu n'es plus parmi nous, ton amour et ta bienveillance continuent de briller dans nos vies. Tes encouragements et ta sagesse ont été des sources d'inspiration pour moi.

À ma famille bien-aimée, à mon père, ma mère, ma sœur Sara et ma tante Karima, je vous suis infiniment reconnaissant pour tout le soutien et l'amour que vous m'avez apportés tout au long de ce parcours.

Papa, tu as été mon pilier, mon mentor et mon modèle de persévérance. Ton dévouement et tes conseils avisés m'ont aidé à surmonter les obstacles et à me surpasser.

Maman, ton amour inconditionnel et ta bienveillance ont été ma source d'inspiration. Ta force et ton soutien inébranlable m'ont permis de croire en moi-même et de poursuivre mes rêves.

Ma chère sœur Sara, tu es ma complice, ma confidente et mon soutien indéfectible. Ton sourire et ton soutien constant ont illuminé mes journées les plus sombres.

À ma tante Karima, ton soutien inconditionnel et tes conseils précieux ont été une bénédiction dans ma vie. Ta présence aimante et ton amour ont été une source de réconfort.

À mes chers amis, vous êtes les étoiles qui ont éclairé mon chemin. Votre amitié, votre soutien et votre présence joyeuse ont rendu cette expérience encore plus spéciale.

Je vous dédie ce projet de fin d'études avec amour et gratitude. Chacun de vous a joué un rôle essentiel dans ma réussite, et je suis honoré de vous avoir dans ma vie.

À ma chère binôme Nour,

Je tiens à te dédier une mention spéciale dans cette dédicace pour ton rôle essentiel dans notre parcours de projet de fin d'études. Notre collaboration a été une source d'inspiration et de motivation tout au long de cette aventure.

Noor, tu as été bien plus qu'un binôme pour moi. Tu as été ma partenaire de travail, ma confidente et mon amie. Ta perspicacité, ta créativité et ta détermination ont été des atouts précieux qui ont enrichi notre projet.

Nous avons traversé ensemble des défis, des moments de doute et des réussites, mais à chaque étape, nous avons su nous soutenir mutuellement. Ta volonté de travailler dur, ta capacité à trouver des solutions et ton esprit d'équipe ont fait de notre collaboration une expérience inoubliable.

Je suis reconnaissant de t'avoir eu à mes côtés tout au long de ce PFE. Notre travail d'équipe a été la clé de notre réussite, et je suis fier du résultat que nous avons accompli ensemble.

Merci d'avoir partagé cette expérience avec moi, Nour. Ta présence et ton soutien ont été inestimables, et je sais que nos chemins continueront de se croiser dans nos futurs projets.

À ma grand-mère Mimi, je sais que tu es là, veillant sur moi depuis les cieux. Que Dieu te fasse miséricorde et t'accorde la paix éternelle.

Avec une profonde gratitude,

Avec tout mon amour.

Akram

## **Dédicace spéciale**

À notre chère promotrice et encadrante, Docteur Boukenaoui-Ferrouk N.

Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude pour votre accompagnement précieux tout au long de notre projet de fin d'études. Votre expertise, votre soutien et vos conseils avisés ont été déterminants dans notre réussite.

Madame Boukenaoui, vous avez été bien plus qu'une encadrante pour nous. Votre dévouement, votre patience et votre disponibilité ont été une source d'inspiration. Vous avez su guider nos pas, éclairer nos réflexions et nous encourager à donner le meilleur de nous-mêmes.

Votre engagement envers notre travail, votre capacité à susciter notre créativité et votre confiance en nos compétences nous ont permis de dépasser nos limites et d'atteindre des résultats dont nous sommes fiers.

Nous vous sommes reconnaissants pour le temps que vous avez consacré à nous écouter, à nous orienter et à nous soutenir dans les moments les plus difficiles. Votre soutien indéfectible a été un véritable moteur pour nous, nous poussant à aller de l'avant et à surmonter tous les obstacles.

C'est grâce à votre expertise et à vos encouragements que nous avons pu réaliser ce projet avec succès. Nous vous remercions du fond du cœur pour votre précieuse contribution à notre formation et à notre croissance personnelle.

À vous, Madame Boukenaoui, nous dédions cette dédicace spéciale, en témoignage de notre profonde gratitude et de notre respect. Votre mentorat restera gravé dans notre mémoire, et nous espérons pouvoir un jour inspirer les autres comme vous l'avez fait pour nous.

Avec toute notre reconnaissance.

Akram et nour

## Résumé

Le hamster est un rongeur connu depuis longtemps comme un animal de laboratoire, où il a joué un rôle essentiel dans la recherche médicale. En parallèle, par rapport à leur utilisation comme modèle animal en laboratoire, les hamsters sont devenus de plus en plus appréciés comme nouveaux animaux de compagnie (NAC). L'objectif de notre travail est d'utiliser une des méthodes de castration chez le hamster Syrien mâle adulte et d'analyser la semence épидидymaire afin d'explorer les particularités spermatiques propres à cette espèce, *Mesocricetus auratus*. Une castration à testicules découverts unilatérale gauche de 06 hamster Syrien mâle adulte est réalisée pour prélever la semence épидидymaire pour l'analyser macroscopiquement et microscopiquement. Les résultats obtenus, après analyse macroscopique de la semence, sont : une couleur crème et un pH de 7. L'analyse microscopique montre : une mobilité progressive moyenne de  $35,83 \pm 10,24\%$ , une concentration moyenne en spermatozoïde de  $4,01 \pm 0,29 \times 10^6$  spermatozoïde/ml, une vitalité moyenne de  $8,5 \pm 4,2\%$  et une morphologie normal moyenne de  $83,33 \pm 3,48\%$ . En conclusion, les résultats d'analyse macroscopique et microscopique de la semence du hamster doré sont comparables aux autres rongeurs.

**Mots clés :** *Hamster, analyse spermatique, castration, morphologie.*

## ملخص

الهامستر هو قارض يُعرف منذ فترة طويلة باسم حيوان المختبر، حيث لعب دورًا أساسيًا في البحث الطبي. في الوقت نفسه، أصبح الهامستر شائعًا بشكل متزايد كحيوانات اليفة (nac) مقارنة باستخدامها كنماذج حيوانية في المختبر.

الهدف من عملنا هو استخدام احدى طرق الاخضاء في ذكر الهامستر السوري البالغ وتحليل السائل *Mesocricetus auratus* المنوي من اجل استكشاف الخصوصيات المنوية لهذا النوع. يتم اجراء اخضاء ايسر من جانب واحد لذكور الهامستر السوري البالغ لجمع السائل المنوية. بعد التحليل العياني للسائل المنوي هي لون كريمي و درجة حموضة 7.

يُظهر التحليل المجهرى: متوسط حركة تدريجية 35.83 10.24%، ومتوسط تركيز الحيوانات المنوية 4.01 0.29 10 حيوانات منوية/مل، ومتوسط حيوية 8.5 4.2% ومتوسط التشكل الطبيعي 83.33 3.48%. في الختام، فإن نتائج التحليل العياني والمجهرى لسائل الهامستر الذهبي يمكن مقارنتها بالفوارض الأخرى

**الكلمات المفتاحية:** هامستر، تحليل الحيوانات المنوية، الإخصاء، الشكل

## Abstract

The hamster is a rodent long known as a laboratory animal, where it has played an essential role in medical research. At the same time, hamsters have become increasingly popular as new pets (NAC) compared to their use as animal models in the laboratory. The objective of our work is to use one of the methods of castration in the adult male Syrian hamster and to analyze the epididymis seed in order to explore the spermatic peculiarities of this species, *Mesocricetus auratus*. One-sided left testicular castration of 06 adult male Syrian hamster is performed to collect epididymal semen for macroscopic and microscopic analysis. The results obtained, after macroscopic analysis of the semen, are: a cream colour and a pH of 7. The microscopic analysis shows: an average progressive mobility of  $35.83 \pm 10.24\%$ , an average sperm concentration of  $4.01 \pm 0.29 \times 10^6$  sperm/ml, an average vitality of  $8.5 \pm 4.2\%$  and an average normal morphology of  $83.33 \pm 3.48\%$ . In conclusion, the results of macroscopic and microscopic analysis of the golden hamster seed are comparable to other rodents.

**Keywords:** *Hamster, spermatic analysis, castration, morphology.*

## Sommaire

Remerciement	
Dédicace	
Dédicace	
Dédicace spéciale	
Résumé	
ملخص	
Abstract	
Liste des tableaux	
Liste des figures	
Liste des abréviations	
Introduction.....	2
Partie bibliographique.....	2
CHAPITRE I : BIOLOGIE DE HAMSTER SYRIEN .....	3
1. Taxonomie du hamster .....	3
2. Morphologie.....	3
3. Milieu et mode de vie.....	5
3.1. A l'état sauvage.....	5
3.2. En captivité .....	5
4. Alimentation.....	6
5. Hibernation.....	7
6. Sexage .....	7
7. Utilisation en recherche scientifique.....	8
8. Zoonoses .....	8
CHAPITRE II : ANATOMIE ET PHYSIOLOGIE DE L'APPAREIL GENITAL MALE DE HAMSTER SYRIEN.....	10
II.1. Anatomie de l'appareil génital mâle du hamster.....	10

1.1. Testicules .....	11
1.2. Epididyme.....	12
1.3. Canal déférent.....	12
1.4. Urètre .....	13
1.5. Glandes annexes.....	13
1.6. Pénis.....	14
2. Physiologie de l'appareil génital mâle .....	14
2.1. Développement des gonades .....	15
2.2. Puberté .....	15
2.3. Maturité sexuelle .....	15
2.4. Comportement sexuelle .....	15
2.5. Accouplement .....	15
2.6. Fonction physiologique du testicule .....	16
2.7. Fonction physiologique de l'épididyme .....	17
2.8. Régulation hormonale de la fonction de reproduction.....	18
CHAPITRE III : METHODES DE CASTRATION ET D'ANALYSES DE LA SEMENCE .....	20
CHAPITRE III : METHODES DE CASTRATION ET ANALYSES DE LA SEMENCE.....	21
1. Etapes de castration.....	21
1.1. Gestion préopératoire des hamsters.....	21
1.1.1. Examen clinique .....	21
1.2. Castration chirurgicale .....	22
1.3. Castration chimique.....	29
1.4. Gestion postopératoire.....	29
2. Analyse de la semence .....	29
PARTIE EXPERIMENTALE .....	33
MATERIEL ET METHODES.....	34
1. Objectif .....	34
2. Lieu et période .....	34

3. Matériel et méthodes.....	34
3.1. Modèle animal.....	34
3.2. Alimentation et abreuvement.....	35
3.3. Protocole expérimental.....	36
4. Méthodes de castration et de prélèvement de la semence épидидymaire .....	37
4.1. Préparation des animaux pour la castration.....	37
4.2. Etapes de castration à testicule découvert par abord scrotal .....	37
4.3. Prélèvement de l'épididyme.....	39
4.4. Récolte du sperme épидидymaire.....	40
6. Analyse statistique des résultats.....	46
RESULTATS ET DUSCUSSION .....	47
1. Poids testiculaires et épидидymaires.....	47
2. Paramètres de l'analyse de la semence épидидymaire .....	47
CONCLUSION.....	53
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES .....	54
ANNEXE A.....	58
ANNEXE B.....	61

## Liste des tableaux

<b>Tableau 1:</b> Systématique des hamsters.....	4
<b>Tableau 2 :</b> Données physiologiques des hamsters Syrien.....	5
<b>Tableau 3 :</b> Dimensions du testicule chez les hamsters.....	11
<b>Tableau 4 :</b> Quelques protocoles des anesthésiques injectables chez le hamster .....	22
<b>Tableau 5 :</b> Détermination de la note de motilité individuelle des spermatozoïdes.....	31
<b>Tableau 6 :</b> Poids testiculaires et poids de l'épididyme chez différents rongeurs. ....	47
<b>Tableau 7:</b> Mobilité individuelle des spermatozoides chez quelques rongeurs.....	49
<b>Tableau 8:</b> Discussion du pourcentage des spermatozoides vivants chez le hamster adulte, la souris et le rat.....	50
<b>Tableau 9:</b> Concentration des spermatozoïdes chez les hamsters adultes et différents espèces de rongeurs.....	51
<b>Tableau 10:</b> Pourcentage des spermatozoides normaux chez les hamsters adultes et différents espèces de rongeurs. ....	52

## Liste des figures

Figure 1 : Terrier souterrain de hamster .....	5
<b>Figure 2</b> : Schémas des principaux éléments du sexage chez le hamster doré .....	7
<b>Figure 3</b> : Schéma de l'appareil reproducteur mâle du hamster doré.....	10
<b>Figure 4</b> : Représentation schématique d'une coupe longitudinale du testicule .....	11
<b>Figure 5</b> : Vue d'ensemble de système reproducteur mâle chez un hamster. ....	13
<b>Figure 6</b> : Etapes de la spermatogénèse .....	17
<b>Figure 7</b> : Contrôle endocrinien de la reproduction chez le mâle .....	19
<b>Figure 8</b> : Technique de castration à testicules couverts chez un rat.....	23
<b>Figure 9</b> : technique de castration à testicule découverts chez un chinchilla.....	26
<b>Figure 10</b> : technique de castration par voie abdominale chez un rat .....	28
<b>Figure 11</b> : Structure anatomique de spermatozoïde chez le rat .....	32
<b>Figure 12</b> : Hamsters Syrien .....	34
<b>Figure 13</b> : Aliments distribués aux hamsters .....	35
<b>Figure 14</b> : Tétine en plastique .....	35
<b>Figure 15</b> : Etapes de l'expérimentation .....	36
<b>Figure 16</b> : Mesure du poids corporel des hamsters .....	37
<b>Figure 17</b> : Etapes de castration latéral gauche .....	38
<b>Figure 18</b> : Prélèvement de l'épididyme et pesé des organes prélevés .....	39
<b>Figure 19</b> : boîte de bandelettes pH.....	40
<b>Figure 20</b> : lame Léja 20 à 4 chambres .....	41
<b>Figure 21</b> : système CASA .....	41
<b>Figure 22</b> : Paramètres de la motilité individuelle analysés par logiciel CASA.....	42
<b>Figure 23</b> : Cellule de Thoma.....	42
<b>Figure 24</b> : Remplissage de cellule de Thoma par la semence diluée.....	43
<b>Figure 25</b> : Méthode de comptage sur une cellule de Thoma .....	43
<b>Figure 26</b> : Etapes de réalisation d'un frottis de coloration éosine-nigrosine.....	45
<b>Figure 27</b> : Coloration des spermatozoïdes à l'éosine-nigrosine .....	45
<b>Figure 28</b> : frottis de sperme coloré avec l'éosine-nigrosine.....	46
<b>Figure 29</b> : Couleur de sperme épидидymaire .....	48
<b>Figure 30</b> : Lecture du pH de la semence épидидymaire à l'aide d'une bandelette pH. ....	48
<b>Figure 31</b> : représentation graphique des pourcentage de la mobilité individuelle des spermatozoïdes épидидymaire chez des hamsters adultes .....	49

**Figure 33:** Représentation graphique de vitalité des spermatozoïdes épидидymaire chez les hamsters adultes.....50

**Figure 34:** Représentation graphique de la morphologie des spermatozoides épидидymaire des hamsters adultes.....51

## Liste des abréviations

NAC : nouveaux animaux de compagnie

cm : centimètre

% : pourcent

g: gramme

Ad libitum: à volonté

h: heure

°: degré

C: celsius

mm: millimètre

GnRH: gonadotropine-releasing hormone

FSH: follicle stimulating hormone

LH: luteizing hormone

kg: kilogramme

mg: milligramme

NaCl: chlorure de sodium

µl: microlitre

n : nombre

IM: intramusculaire

spz: spermatozoïde

VSL : vitesse linéaire

ESM: erreur standard à la moyenne

s: seconde

pH : potentiel hydrogène

CASA : Computer Aided Sperm Analysis

## **Introduction**

La reproduction est un processus fondamental dans la survie et la perpétuation des espèces animales. Dans le règne animal, chaque espèce a développé des mécanismes spécifiques pour assurer sa reproduction. Parmi ces espèces, les hamsters se distinguent par leur capacité à se reproduire rapidement (1). Ces petits rongeurs, souvent appréciés comme animaux de laboratoire et de compagnie (2).

Dans le cadre d'une recherche sur la reproduction et d'une évaluation de la fertilité chez les hamsters, la castration est effectuée pour faciliter l'analyse de la semence épидидymaire.

L'objectif principal de cette étude est d'évaluer la qualité du sperme, y compris les paramètres tels que la couleur, le pH, la concentration des spermatozoïdes, la mobilité, la morphologie et la vitalité.

Après quelque rappel d'anatomie et de physiologie concernant l'appareil génital mâle de hamster, les techniques de stérilisation et l'analyse de la semence seront détaillés à partir d'une étude bibliographique. Une partie expérimentale sur ces techniques été réalisée dans le Laboratoire des Biotechnologies liées à la Reproduction Animale de l'université Saad Dahlab Blida 1.

Pour réaliser cette étude, nous examinerons un échantillon de 6 hamsters doré mâles, en utilisant des techniques spécifiques d'analyses du sperme.

L'analyse approfondie nous permettra d'obtenir des données quantitatives et qualitatives pour évaluer la fertilité et identifier d'éventuelles variations individuelles.

## Partie bibliographique

**CHAPITRE I : BIOLOGIE DE HAMSTER SYRIEN**  
***(Mesocricetus auratus)***

## **CHAPITRE I : BIOLOGIE DE HAMSTER SYRIEN**

### **1. Taxonomie du hamster**

Le hamster est un petit mammifère appartenant à l'ordre des rongeurs et à la famille des Cricetidae. La taxonomie des hamsters est rapportée dans le tableau 1.

### **2. Morphologie**

Le hamster doré est de taille moyenne, il mesure entre 13 et 19 cm (centimètre) de long avec une queue d'environ 1,5 cm constituée de 10 à 14 vertèbres (3). La femelle est généralement plus grande et plus lourde (95-150) que le mâle (85-130) (4).

Comme les souris et les rats, les hamsters ont 4 doigts aux membres antérieurs et 5 doigts aux membres postérieurs (5). Au niveau des flancs des hamsters syriens, on peut apercevoir 2 petites taches brunes ou noires qui correspondent à des glandes sébacées qui lui permettent de marquer son territoire. Par contre, chez les hamsters nains possèdent cette glande se trouve au niveau ventral. Cette espèce possède 16 dents dont la pousse est continue et la formule dentaire est la suivante : 1/1 I 0/0 C 0/0 PM 3/3M (5).

Enfin, les hamsters ont la particularité de posséder des abajoues dans la paroi interne des joues qui forment une poche extensible utilisée pour le stockage les aliments et les matériaux nécessaires à la fabrication du nid (4).

**Tableau 1:** Systématique des hamsters (4)

**Embranchement :** Mammifères

**Ordre :** Rongeur

**Sous-ordre :** Myomorphes

**Famille :** Muridés

**Sous-famille :** Cricerinae

**Genre :** Mesocricetus                      Cricetulus                      Phodopus (Hamster nains à queue courte)

<b>Espèces :</b>	<i>Mesocricetus auratus</i>	<i>Cricetulus griseus</i>	<i>Phodopus Roborovskii</i>	<i>Phodopus sungorus sungorus</i>	<i>Phodopus sungorus campbellii</i>
					
<b>Nom commun :</b>	Hamster Syrien	<i>Hamster Chinois</i>	Hamster Roborovskii	Hamster Russe	Hamster du Campbell

Les données physiologiques du hamster Syrien sont rapportées dans le tableau 2.

**Tableau 2** : Données physiologiques des hamsters Syrien (4)

<b>Paramètres physiologiques</b>	<b>Valeurs</b>
<b>Espérance de vie (année)</b>	3
<b>Température (C°)</b>	37-38
<b>Fréquence respiratoire (mpm)</b>	60-140
<b>Fréquence cardiaque (bpm)</b>	250-500

mpm : Mouvement par minute ; bpm : battement par minute

### 3. Milieu et mode de vie

#### 3.1. A l'état sauvage

Le hamster vit dans des régions tempérées, arides et désertiques en Asie Mineure, Syrie et dans les Balkans. Il creuse de nombreux terriers souterrains contenant chacun plusieurs chambres ayant une activité particulière : réserve alimentaire, déchets et de repos (3) (6) (7) (8) (9).



**Figure 1** : Terrier souterrain de hamster (10)

#### 3.2. En captivité

Les hamsters dorés doivent être maintenus de préférence individuellement dans des cages pour éviter un stress social, excepté si le mode d'élevage impose le contraire (11).

- Dimensions de la cage

La cage d'un individu seul peut faire 45x25cm avec une hauteur de 25cm et de préférence des barreaux horizontaux pour lui permettre de grimper.

Il est important de prendre en compte pour le choix de la cage d'un hamster de sa grande capacité à tout ronger et de sa tendance à s'échapper dès que l'occasion lui est présentée pour se diriger souvent vers une source de chaleur (12).

- Litières

La matière choisie pour la litière doit être absorbante, ne pas dégager de poussière et sans danger. Les fonds de cage doivent être garnis d'une couche suffisante de litière (2 à 3 cm) afin d'absorber au mieux les déjections et d'éviter les lésions podales. L'installation d'un fond amovible est possible pour rendre le nettoyage et la désinfection plus faciles (13) (14).

- Mangeoires et abreuvoirs

Ils sont de préférence fixés à la cage pour ne pas être renversés mais amovibles afin de pouvoir être correctement nettoyés. Les systèmes de biberon sont préférables car ils évitent de renverser ou de souiller l'eau. Si la solution d'abreuvoirs est choisie ceux-ci doivent être légèrement surélevés pour ne pas être en contact avec le sol. Avec les abreuvoirs automatiques l'eau n'a pas besoin d'être changée, ce qui réduit le temps de travail (12) (14).

#### **4. Alimentation**

Les hamsters sont des animaux omnivores à dominance herbivore, ils consomment principalement (environ 80- 85%) des aliments d'origine végétale tel que le blé, la luzerne, l'orge, les graines...etc. Le reste de son alimentation est composée d'insectes, des vers (15). Ils ont un comportement alimentaire particulier puisqu'il accumule de la nourriture dans un coin de sa cage.

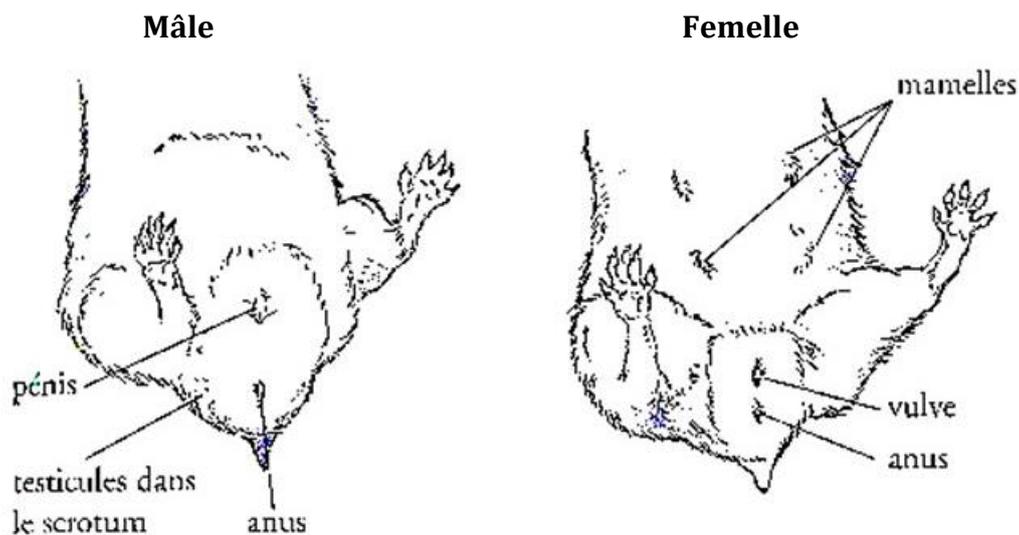
Mode de distribution de l'alimentation est *ad libitum* Le rationnement est proscrit car il conduit fatalement au décès de l'animal. L'eau doit être impérativement laissée en *ad libitum* quel que soit le statut physiologique des animaux (16).

## 5. Hibernation

Les hamsters dorés sont des animaux qui hibernent naturellement dans certaines conditions. Il s'agit d'un mécanisme physiologique leur permettant de survivre pendant les périodes hivernales dans les régions désertiques très austères. Ces conditions d'hibernation sont : une photopériode courte (< 8 h), une intensité lumineuse faible, une température ambiante basse (environ 5° à 10°C), une ambiance calme, la disponibilité en matériel de construction d'un nid en quantité suffisante et des réserves alimentaires abondantes et suffisantes pour toute la durée d'hibernation. Lorsque les jours se rallongent et que la température augmente à nouveau, les animaux sortent de leur hibernation. Cependant, il ne faut pas croire que pendant toute la période hivernale les animaux dorment. En fait, ils se réveillent à intervalles réguliers pour manger (5) (17).

## 6. Sexage

Le sexage des hamsters se réalise dès la naissance (5). Pour déterminer le sexe de cette espèce, plusieurs critères sont à prendre en considération comme le montre la figure 02. La distance ano-génitale est le critère le plus précoce et le plus sûr et peut être utilisé chez un nouveau-né ou un adulte. Chez le hamster doré, la distance ano-génitale est de l'ordre de 6 mm (millimètre) chez le mâle et inférieure à 1 mm chez la femelle (5) (13) (18) (19).



**Figure 2** : Schémas des principaux éléments du sexage chez le hamster doré (5).

Le mâle adulte possède également des glandes sur les flancs pigmentés. La papille génitale du mâle est plus proéminente que celle de la femelle. La partie terminale du corps de la femelle a une forme pointue alors que celle du mâle est plutôt arrondie par la présence du scrotum (5) (13) (18) (19).

## **7. Utilisation en recherche scientifique**

Le hamster est utilisé comme animal de laboratoire depuis plusieurs décennies. Les premières utilisations documentées des hamsters en recherche remontent aux années 1930.

Au cours des années suivantes, les hamsters ont été utilisés dans divers domaines de recherche, tels que la physiologie, l'immunologie, la pharmacologie, la cancérologie et d'autres domaines biomédicaux. Leur utilisation continue en tant que modèles animaux s'explique par leur taille pratique, leur facilité d'élevage, leur cycle de reproduction court et leur similitude avec certains aspects physiologiques des humains (20).

## **8. Zoonoses**

Les nouveaux animaux de compagnie ont été la source de nombreuses infections humaines, telles que (21):

- La salmonellose,
- La tularémie,
- Le typhus,
- La bordetellose,
- Le virus humain de la chorioméningite lymphocytaire (LCMV).

## **CHAPITRE II : ANATOMIE ET PHYSIOLOGIE DE L'APPAREIL GENITAL MALE DU HAMSTER SYRIEN**

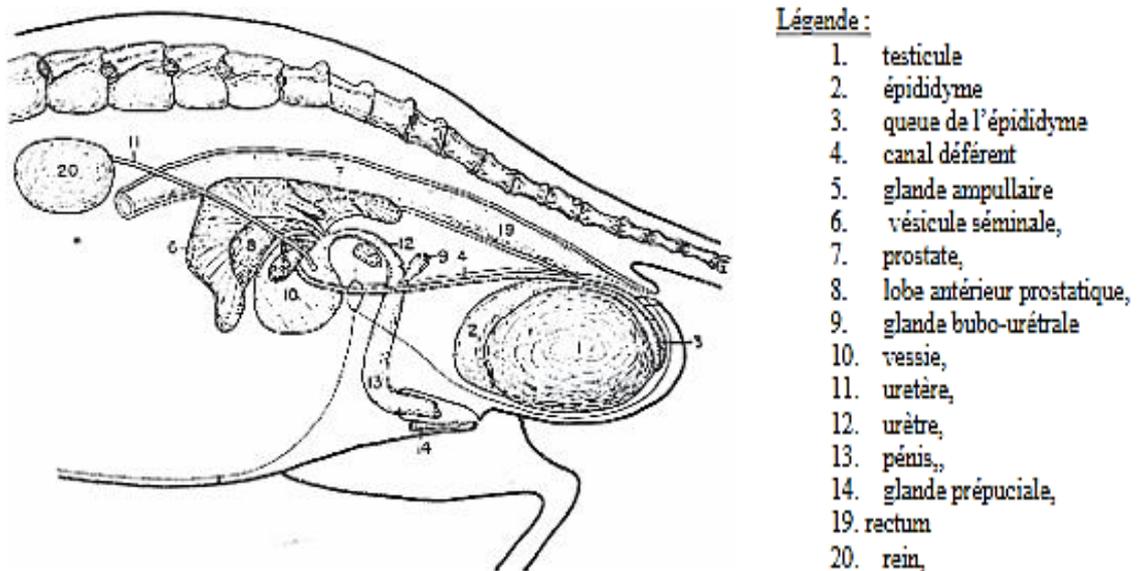
## CHAPITRE II : ANATOMIE ET PHYSIOLOGIE DE L'APPAREIL GENITAL MALE DE HAMSTER SYRIEN

L'appareil reproducteur mâle est un système complexe d'organes et de tissus qui permet la production, le stockage et la libération de sperme chez les mammifères. Le hamster, une espèce de rongeurs populaires comme un animal de compagnie et de laboratoire, l'appareil reproducteur mâle présente certaines particularités anatomiques et physiologiques qui le distinguent des autres mammifères.

### II.1. Anatomie de l'appareil génital mâle du hamster

L'appareil génital mâle de hamster (Figure 3) comporte en effet trois grandes parties :

- La section glandulaire est constituée par les deux testicules.
- La section tubulaire est formé par les voies de stockage et de transport des spermatozoïdes jusqu'au sinus uro-génital.
- La section uro-génitale est formée par un long conduit impair : l'urètre. A celui-ci sont annexée des glandes (prostate, glandes bulbo-urétrales) et le pénis (22).



**Figure 3** : Schéma de l'appareil reproducteur mâle du hamster doré (23).

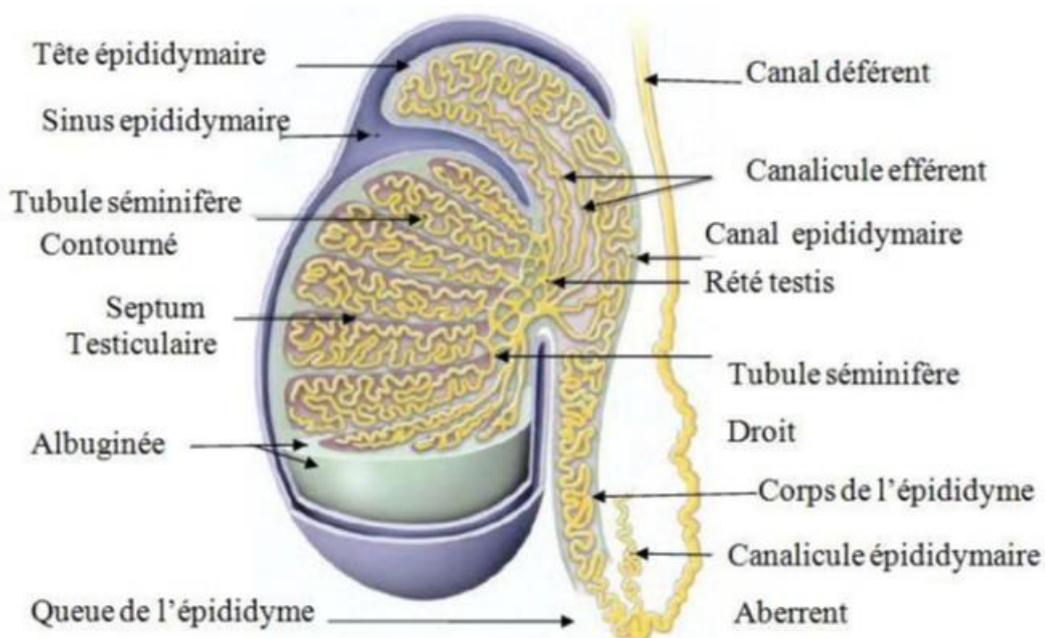
### 1.1. Testicules

C'est un organe pair, logé avec l'épididyme dans la tunique vaginale et le scrotum (22), se présente comme deux glandes de couleur rosée et d'une forme ovoïde, presque sphérique chez le hamster (Tableau 04).

**Tableau 03 :** Dimensions du testicule chez les hamsters (24).

Paramètres	Valeurs
Poids (g)	0,5
Longueur (cm)	2 -2,5
Largeur (cm)	1,1-1,3

Le testicule est entouré par une enveloppe épaisse et résistante, l'albuginée, une capsule conjonctive fibreuse (Figure 04). Cette dernière s'épaissit encore au niveau de la coiffe épидидymaire et d'enfonce à l'intérieure du testicule pour former le corps d'Highmore, d'où partent de nombreuses cloisons conjonctives, divisant le testicule en plusieurs lobules. A l'intérieur de chaque lobule, on trouve des tubes très contournés, les tubes ou les tubules séminifères, dans lesquelles sont produits les spermatozoïdes. Les tubes séminifères se rejoint pour former un labyrinthe lacunaire, appelé *Rete testis*. De celui-ci émergent les canaux efférents qui se fondent en un canal unique : le canal épидидymaire (25).



**Figure 4 :** Représentation schématique d'une coupe longitudinale du testicule (26).

Les testicules sont composés par :

- Deux faces : une face latérale et une face médiale qui sont lisses et arrondies (chez tous les rongeurs).
- Deux bords : un bord libre, convexe et lisse et un bord épидидymaire moins convexe et un peu plus court sur lequel est annexé l'épididyme.
- Deux extrémités : une extrémité capitée en continuité de substance avec la tête de l'épididyme et reçoit médialement à celle-ci les vaisseaux du cordon spermatique. Une extrémité caudée s'unie à la queue de l'épididyme par le ligament propre du testicule.

L'irrigation du testicule est assurée par l'artère et les veines testiculaires (22).

Les rongeurs mâles sont cryptorchidies facultatifs. En effet, ils ont pour particularité d'avoir un canal inguinal ouvert en permanence et relativement large. Cela permet aux testicules de positionner dans le scrotum ou de remonter dans la cavité abdominale grâce au muscle crémaster. Une quantité importante de graisse se trouve au niveau de la tête et la queue de l'épididyme très développé, obstruant l'anneau inguinal, ce qui empêche le passage des anses intestinales et la formation de la hernie inguinale (27).

## **1.2. Epididyme**

L'épididyme est la voie extra-testiculaire qui reçoit les spermatozoïdes immatures, assure leurs maturations et les maintient en survie jusqu'à leurs libérations dans un éjaculat. C'est un organe allongé, possède une tête volumineuse qui coiffe largement l'extrémité capitée du testicule. Le corps est épais et la queue bien détachée, forme un appendice globuleux et mobile. Il est constitué par un très long système canaliculaire pelotonné à l'intérieur d'une membrane albuginée (22) (28). Autour de ce canal, on note la présence d'une mince couche de fibres musculaires lisses, dont les contractions permettent le transit des spermatozoïdes (29).

## **1.3. Canal déférent**

La queue de l'épididyme se poursuit par le canal déférent qui fait suite au canal épидидymaire. D'abord contourné, il devient droit pour franchir l'anneau inguinal et gagner la cavité abdominale. Chaque canal atteint la face dorsale de la vessie, où il enfle en une

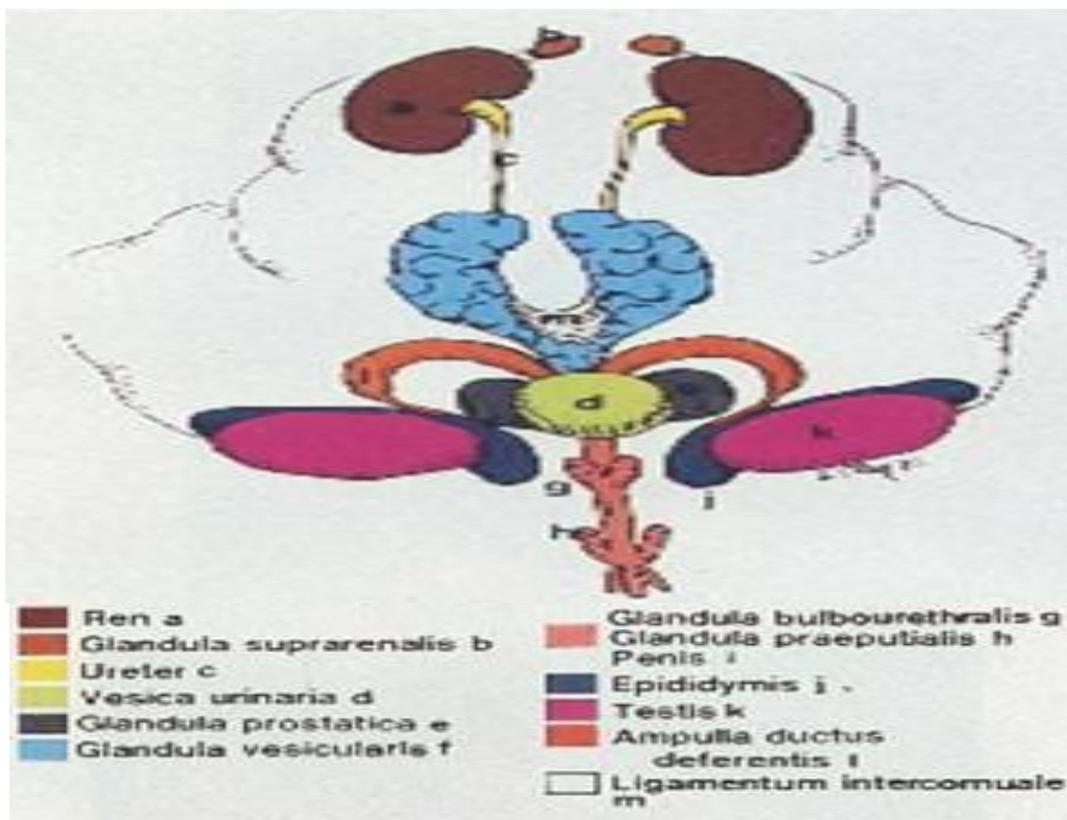
ampoule (appelé ampoule différentielle, lieu de stockage des spermatozoïdes avant l'éjaculation) avant de se jeter dans l'urètre (22) (29).

#### 1.4. Urètre

Un conduit long impair qui sert à l'excrétion de l'urine et à celle du sperme. Il part de la vessie et tapisse à l'intérieur du pénis jusqu'à son extrémité (22).

#### 1.5. Glandes annexes

Plusieurs types de glandes sont associés au tractus génital mâle (Figure 5). L'ensemble de leurs sécrétions constitue le liquide spermatique lequel mélangé aux spermatozoïdes, constitue le sperme (30).



**Figure 5 :** Vue d'ensemble de système reproducteur mâle chez un hamster (24).

- **Vésicules séminales**

C'est un organe impair, volumineux et bilobé. La glande vésiculaire est ovale, relativement volumineuse et de teinte gris sombre (Figure 5) (28).

- **Prostate**

La prostate est située à la face dorso-caudale de la glande vésiculaire (Figure 5). Un peu plus petit, étirée d'un côté à l'autre, de couleur jaune-rosée. Elle est remplacée par un complexe de plusieurs glandes (glande vésiculaire, prostate et glande para prostatique). Les glandes para-prostatiques sont nettement plus arrondies de part et d'autre de l'urètre (22) (28).

- **Glande bulbo-urétrale (glande de Cowper)**

Couvre toute la partie caudale de l'urètre pelvien et son extrémité crâniale entre en contact avec la prostate (Figure 5). Ces glandes en forme de cornue renversée sont presque totalement recouvertes par le muscle ischio-caverneux. Il existe de chaque côté deux conduits excréteurs, qui vont s'ouvrir au début de la partie spongieuse de l'urètre (22).

- **Glandes ampullaires**

Chez les hamsters, il y a comme particularité, la présence des glandes ampullaires qui correspondent à une dilatation de l'extrémité distale des canaux déférents, proche de la vessie (Figure 5) (24).

## **1.6. Pénis**

C'est l'organe copulateur, court en forme de tube légèrement en pointe. Il est logé dans le fourreau et se termine par un petit orifice rond. Juste en arrière du pénis, deux glandes préputiales se situent en arrière du pénis, sécrètent une substance odorante qui joue un rôle dans le déclenchement de l'ovulation de la femelle (22). Le hamster présente à l'extrémité libre de pénis un renflement : le gland. Il possède aussi un os pénien, appelé baculum, facilement extériorisable (27) (31).

## **2. Physiologie de l'appareil génital mâle**

La physiologie de la reproduction du hamster suit la même organisation que celle des autres mammifères. Au niveau testiculaire s'effectue le processus physiologique de la production de gamètes appelé la spermatogenèse, tandis que la maturation des spermatozoïdes et leur transit extra-testiculaire, s'accomplira au niveau de l'épididyme.

## **2.1. Développement des gonades**

Les testicules et les glandes accessoires des hamsters continuent de se développer durant les deux semaines suivant la naissance. Dès le 26<sup>ème</sup> jour après la naissance, les glandes annexes sont bien développées et les testicules descendent dans le scrotum (32).

## **2.2. Puberté**

C'est la période où les organes reproducteur mâles sont capables de produire de façon constante des spermatozoïdes aptes à féconder un ovule. Elle atteinte vers l'âge de 4-6 semaines chez les hamsters (33) (34).

Il existe de nombreux facteurs génétiques et environnementaux qui influencent l'âge de la puberté (19) (35) :

- La vitesse de croissance des animaux : plus l'alimentation est riche, plus la croissance est rapide et plus la puberté est précoce.
- La présence d'un mâle adulte retarde la puberté des mâles immatures par les phéromones présentent dans les urines.
- La température ambiante : le froid retarde l'âge à la puberté.
- L'environnement social (stress).

## **2.3. Maturité sexuelle**

Le moment à partir duquel la spermatogénèse n'augmente plus, et les animaux peuvent alors être mis à la reproduction. La maturité sexuelle chez le hamster est vers 6-8 semaines selon le gain du poids adulte (85-110g) (32).

## **2.4. Comportement sexuelle**

La puberté chez les hamsters accompagné une augmentation de l'agressivité, une descente des testicules, une coloration foncée des glandes ventrales et dorsales et un comportement de marquage de territoire (36).

## **2.5. Accouplement**

La copulation s'effectue uniquement pendant les chaleurs, période pendant laquelle l'agressivité de la femelle des hamsters dorés est diminuée voire absente (5).

Pour l'accouplement, il est conseillé de placer la femelle dans la cage du mâle. En effet, dans le cas contraire, elle peut se montrer très agressive sur son domaine et lui causer de graves

blessures. Hors de son territoire, le mâle va avoir tendance à passer son temps à marquer tout ce qui l'entoure au lieu de s'occuper la femelle (37) (38).

Chez les hamsters l'accouplement a lieu rapidement après la mise en présence du mâle et la femelle, et elle dure en moyenne une demi-heure avec plusieurs pénétrations.

La confirmation d'une monte réussie passe par la présence d'un coagulum blanchâtre appelé aussi un bouchon muqueux vaginal et reste en place quelque heure puis tombe au fond de la cage (3) (39).

## **2.6. Fonction physiologique du testicule**

Le testicule est une glande amphicrine qui remplissent une double fonction à savoir la gamétogenèse (production des gamètes male : les spermatozoïdes) et la production des hormones sexuelles (la testostérone) (40).

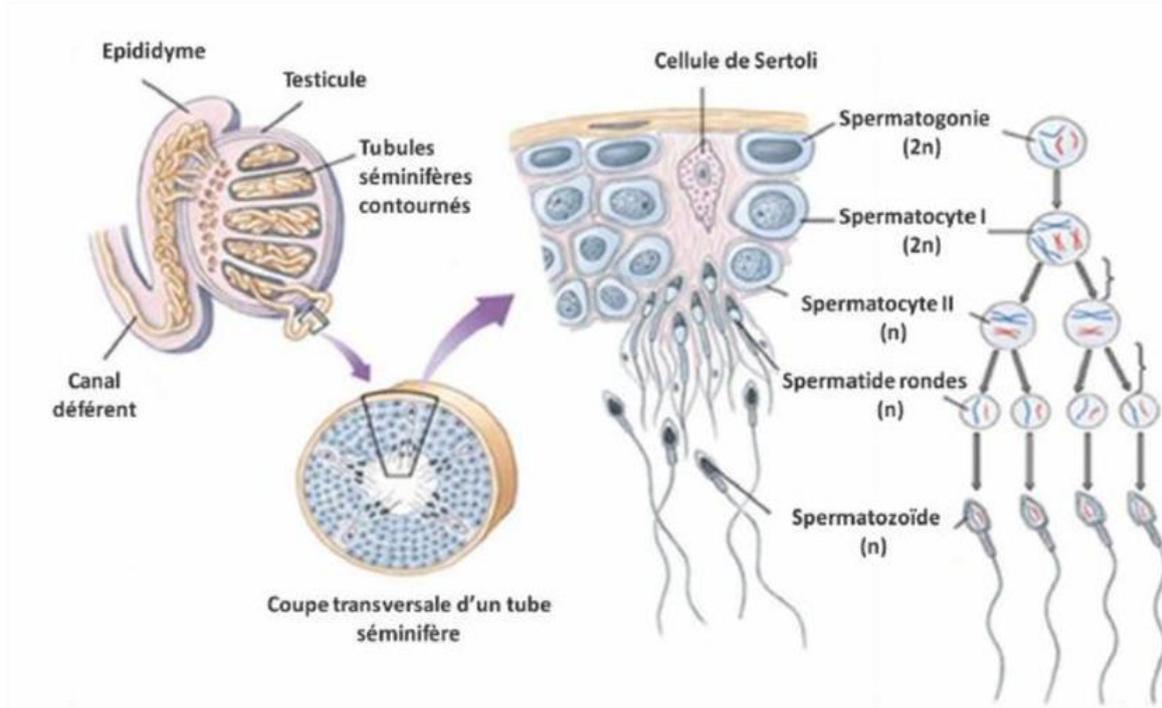
- **Fonction exocrine : Spermatogenèse**

C'est la série d'événements qui permettent d'obtenir un spermatozoïde mature à partir d'une cellule souche. Elle a lieu dans le testicule, plus particulièrement au niveau des tubes séminifères et se déroule de façon régulière et cyclique avec mise en place des différents stades de la spermatogénèse (Figure 6) (spermatogonies, spermatocytes, spermatides et spermatozoïdes) (41).

Le cycle spermato-génétique comporte trois grandes étapes (42) :

- Prolifération mitotique (spermatocytogenèse).
- Accroissement et division méiotique.
- Cytodifférenciation (spermiogénèse) : des métamorphoses extrêmement complexes à l'échelle moléculaire et cellulaire des spermatides, pour aboutir à la formation des spermatozoïdes.

A leur sortie du testicule, les spermatozoïdes ne sont pas féconds ; ils se deviennent après leur passage dans l'épididyme (43).



**Figure 6 :** Etapes de la spermatogénèse (44).

- **Fonction Endocrine**

Cette fonction est assurée par des petits amas des cellules interstitiel (cellules de Leydig) qui sécrètent les hormones androgènes en particulier la testostérone, nécessaire à la spermatogénèse et au maintien morphologique et fonctionnel des glandes accessoires de l'appareil génitale mâle. Cette sécrétion contrôle en outre les caractères sexuels secondaires et l'activité sexuelle (22). En association avec la FSH (follicle stimulating hormone), la testostérone est essentielle pour l'initiation et le maintien de la spermatogénèse en agissant sur les cellules de Sertoli, et sur les cellules péri-tubulaire, via les récepteurs spécifique, stimulant indirectement la spermiogénèse par une voie paracrine (45).

## 2.7. Fonction physiologique de l'épididyme

Parmi les fonctions de l'épididyme on distingue : la maturation, acquisition de la mobilité, modification de la membrane de l'acrosome, protection et stockage des spermatozoïdes (46).

- **Maturation des spermatozoïdes**

C'est l'ensemble des modifications morphologique et physiologique acquis au cours du transit des spermatozoïdes dans le canal épидидymaire, aboutissant à l'acquisition de la motilité, la capacité de reconnaître la zone pellucide et la fusion avec l'ovocyte (le pouvoir fécondant) (46).

- **Acquisition de la mobilité**

La mobilité est acquise suite à des modifications des mitochondries et de la composition lipidique de la membrane plasmique des spermatozoïdes qui est induits par des modifications des protéines de surface avec apparition des protéines de maturation (46).

- **Stockage des spermatozoïdes**

Les spermatozoïdes sont stockés dans la queue de l'épididyme (17), où ils baignent dans un liquide qui permettra de les conserver et qui servira de réservoir durant l'attente de prochaine éjaculation (39).

## **2.8. Régulation hormonale de la fonction de reproduction**

La fonction sexuelle fait l'objet d'une régulation de type neuroendocrinienne assurée par l'axe hypothalamo-hypophyso-gonadique (Figure 7) (29).

La fonction gonadique dépend d'une gonadolibérine, la GnRH (gonadotrophine releasing hormone), qui est un décapeptide sécrété de manière pulsatile par les neurones hypothalamiques et diffuser via le système porte pour agir sur les cellules de l'hypophyse antérieure (antéhypophyse). La fixation de GnRH sur ses récepteurs au niveau des cellules gonadotropes antéhypophyse, active les phosphokinase C et entraîne la libération de FSH et de LH (luteizing hormone) dans le sang (29) (46).

La FSH et la LH agissent toutes deux sur les testicules. La FSH provoque la production de spermatozoïdes tandis que le LH stimule la production de testostérone.

La régulation de la fonction gonadotrope est caractérisée par un rétrocontrôle négatif par les sécrétions testiculaires, la testostérone inhibe la libération de GnRH par l'hypothalamus et la libération de gonadotrophines par l'hypophyse dans le cas où la numération de spermatozoïdes est élevée ce qui induit à l'augmentation de la sécrétion de l'inhibine qui est une hormone protéique leur concentration constitue un inducteur de la spermatogénèse (47).

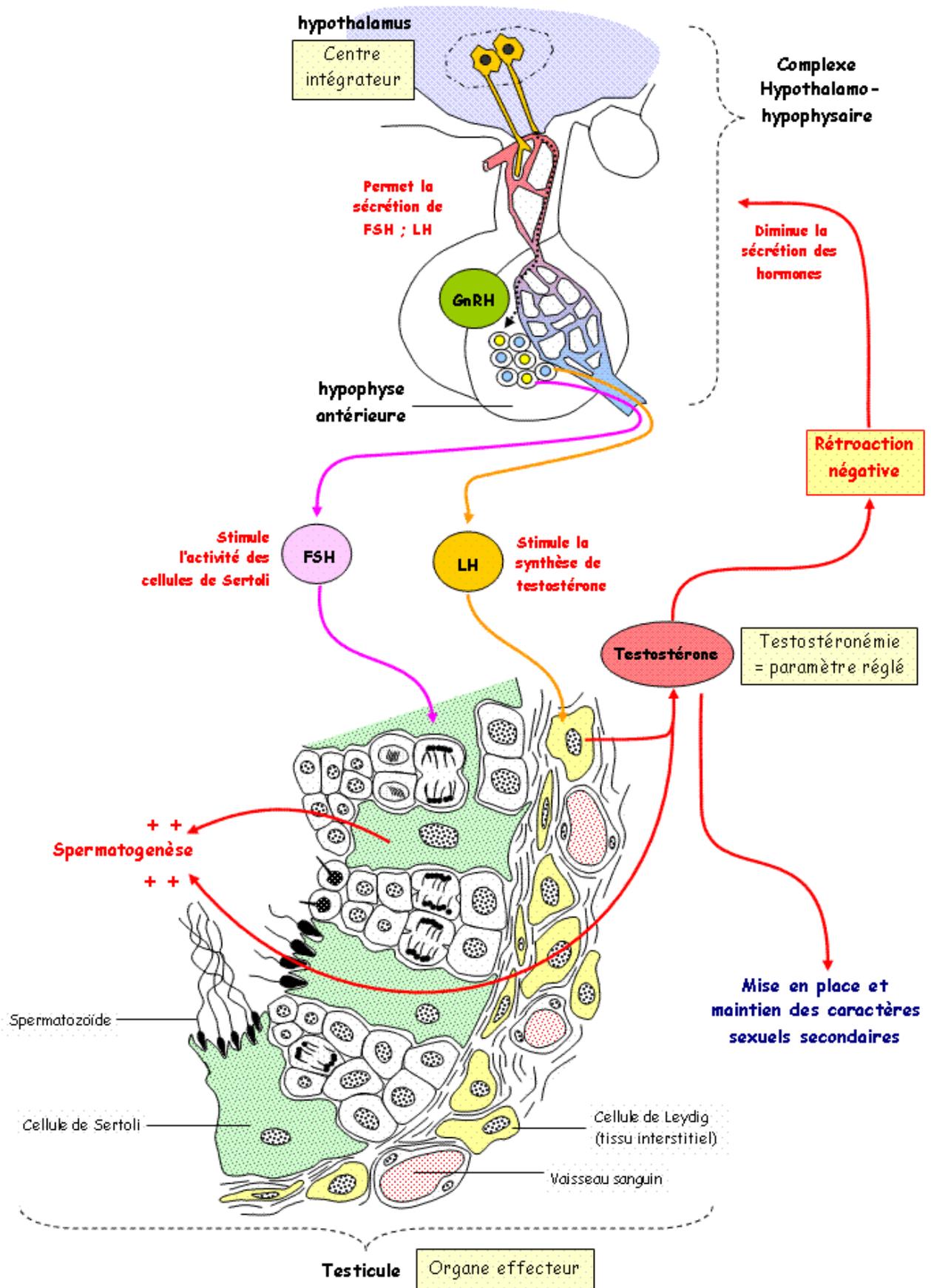


Figure 7 : Contrôle endocrinien de la reproduction chez le mâle (48).

**CHAPITRE III : METHODES DE CASTRATION ET  
D'ANALYSES DE LA SEMENCE**

## **CHAPITRE III : METHODES DE CASTRATION ET ANALYSES DE LA SEMENCE**

La castration est indiquée pour la gestion de la reproduction dans un groupe, une diminution de l'odeur corporelle et celles des urines, de l'agressivité et des combats et lors des pathologies du système reproducteur mâle.

### **1. Etapes de castration**

#### **1.1. Gestion préopératoire des hamsters**

##### **1.1.1. Examen clinique**

L'examen clinique des petits mammifères doit être rigoureux et inclure l'historique de l'animal et d'autres paramètres pour servir de référence lors de l'anesthésie, comme :

- Peser précise de l'animal,
- Evaluation de la fonction cardio-respiratoire,
- Mesure de la température,
- Détermination du bilan sanguin préopératoire (hématocrite, la glycémie, le taux de protéines totales et l'urémie) (49) (50) .

##### **1.1.2. Analgésie**

La période préopératoire est beaucoup plus importante chez les petits mammifères de compagnie que chez les carnivores domestiques. En effet, les premiers sont très sensibles au stress et leur anesthésie est, en général, plus difficile à maîtriser. Plus de complication surviennent, notamment sur le transit digestif, qui reste un point vital chez les herbivores. Dans cette phase pré anesthésique, les animaux à risque sont détectés. C'est aussi à ce stade que se joue une clé essentielle de la réussite pour ceux qui sont anesthésiés. Cette première étape n'est donc pas à négliger.

Afin de réaliser une bonne analgésie, il est nécessaire de connaître les signes de douleur des rongeurs. Etant des proies dans la nature, ces espèces ont tendance à peu l'exprimer. Les signes principaux sont l'anorexie, le toilettage excessif ou absent, de l'épiphora ou chromodacryorrhé, du bruxisme, polypnée ou bradypnée voire des vocalises (51) (52).

### 1.1.3. Anesthésie

L'anesthésie des petits mammifères est indispensable avant un acte opératoire afin de respecter le bien-être animal et d'éviter toutes souffrances. Il existe deux types d'anesthésie :

- Anesthésie injectable (Tableau 4), en général, le vétérinaire utilise soit la voie sous-cutanée ou intramusculaire. Cette dernière est effectuée dans le quadriceps ou au niveau lombaire. La voie intra-péritonéale peut aussi être utilisée chez les rongeurs placée verticalement et suspendus par le cou. L'aiguille est introduite en regard de l'ombilic, en direction crâniale et en position parasagittale, en prenant soin d'aspirer avant d'injecter (51) (53) (54).
- Anesthésie volatile, permet une induction et un réveil rapides, ainsi qu'un contrôle de la profondeur de l'anesthésie. Grâce à leur grande sécurité d'emploi, ils sont préconisés dans l'anesthésie des petits mammifères. L'induction est réalisée au masque ou dans une chambre à induction (51).

**Tableau 4 :** Quelques protocoles des anesthésiques injectables chez le hamster (55).

Anesthésiques	Doses (mg/kg)	Effets	Durée de l'anesthésie (min)	Temps d'induction (min)
<b>Kétamine/Acépromazine</b>	150/5	Anesthésie légère et immobilisation	45-120	75-180
<b>Pentobarbital</b>	50- 90		30-60	120-180
<b>Kétamine/Xylazine</b>	200/10	Anesthésie profonde	30-60	90-150
<b>Tiletamine/Zolazepam</b>	50-80		20-30	40-60

## 1.2. Castration chirurgicale

### 1.2.1. Préparation

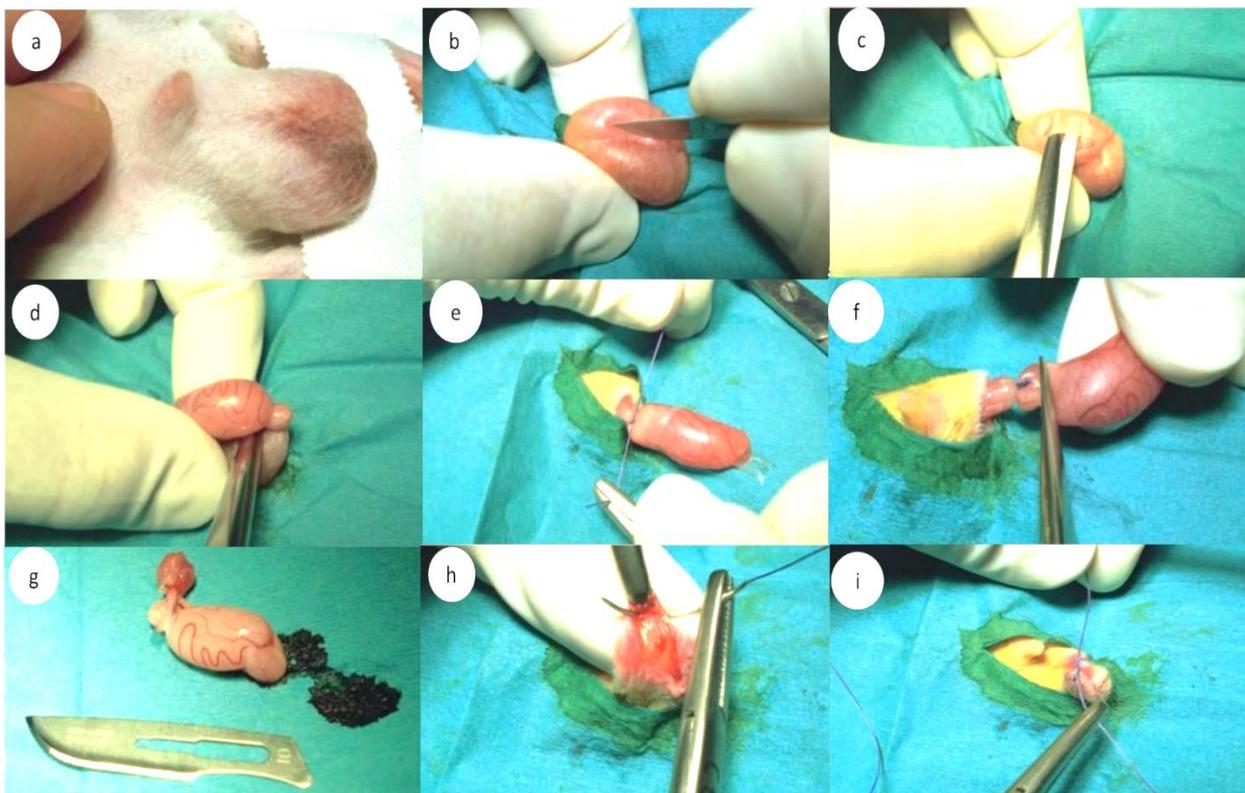
Une fois que l'animal est correctement anesthésié, fournir une chaleur supplémentaire et administrer des analgésiques pré-chirurgicaux, les poils autour du site chirurgical peuvent être coupés et le site préparé de manière aseptique. La préparation du site chirurgical, est similaire à celle des chiens et des chats, avec des savons à base de chlorhexidine ou de povidone iodée utilisés pour le nettoyage et de l'alcool ou une solution saline chaude utilisée pour essuyer l'excès de savon.

La taille des instruments chirurgicaux doit être petite par rapport à celle utilisés chez les carnivores domestiques, comme utilisation d'un mini plateau ou d'instruments ophtalmiques pour les petits patients. Le rongeur est ensuite placé sur la table de chirurgie, et les champs en plastiques transparents sont préférés aux champs classiques puisqu'ils permettent de garder la chaleur et permettent surtout une bonne surveillance de l'anesthésie à travers le champ.

Il existe plusieurs approches pour castrer les rongeurs mâles. Le choix de la technique repose principalement sur le fait que le canal inguinal est toujours ouvert ce qui augmente le risque de hernie inguinale (56) (57). La castration est possible par abord scrotal, antéscrotal ou abdominal. Pour l'approche scrotal et antéscrotal se fait par une castration à testicules couverts ou découverts avec ou sans fermeture du canal inguinal.

### 1.2.2. Castration à testicules couverts

La castration à testicules couverts nécessite les étapes suivantes (Figure 8) :



**Figure 8** : Technique de castration à testicules couverts chez un rat. a : observation de la région génital ; b : incision cutanée scrotale en prenant appui sur un testicule maintenu à sa base entre deux doigts ; c : dissection mousse autour du testicule ; d : rupture de l'adhérence de la vaginale avec le scrotum ; e : pose d'une ligature, distalement au corps adipeux rétrotesticulaire, sur le cordon testiculaire couvert de la vaginale ; f : section et contrôle de l'hémostasie ; g : observation du testicule et de l'épididyme sortis de la vaginale ; h : suture intradermique après avoir procédé à l'exérèse du second testicule par la même technique ; i : suture cutanée (4).

#### ❖ Préparation préopératoire

L'animal est placé en décubitus dorsal. Les testicules sont repérés caudalement et latéralement au pénis et cranialement à l'anus chez les myomorphes. S'ils sont en position abdominal, une pression douce sur l'abdomen de l'ombilic vers le pubis permet de le ramener en position scrotale. Le site opératoire est préparé de façon classique (58).

#### ❖ Incision cutanée

Une incision cutanée est effectuée près de la ligne médiane du scrotum en s'appuyant légèrement sur un testicule. L'incision mesure environ 0,5 cm, et se situe à distance égale entre le pénis et l'anus (58).

#### ❖ Dissection de la vaginale

Un premier testicule recouvert de la vaginale est ramené jusqu'à l'incision par pression douce entre l'index et le majeur. Une dissection mousse est effectuée entre la peau du scrotum et la vaginale à l'aide d'un ciseau à bout rond (58).

#### ❖ Rupture des attaches testiculaires

La dissection mousse se poursuit tout autour du testicule. Celui-ci est rattaché au scrotum dans sa portion caudale par un ligament doit être sectionné au ciseau (58).

#### ❖ Extériorisation du testicule

La dissection mousse se poursuit le long du cordon testiculaire, les adhérences peuvent également être rompues en maintenant le testicule couvert entre deux doigts et en tirant la peau du scrotum en direction de la portion proximale du cordon testiculaire. Le testicule, l'épididyme, la graisse qui entoure le cordon spermatique et la vascularisation de la gonade peuvent être observée à travers la vaginale (58).

#### ❖ Ligature du cordon testiculaire

Une ligature avec un fil tressé résorbable (Vicryl déc.3.0) est mise en place sur le cordon spermatique dans sa portion proximale. L'incision est réalisée distalement à la ligature, puis l'hémostase est contrôlée (58).

❖ Exérèse du second testicule

Le deuxième testicule recouvert de la vaginale est ramené par simple pression jusqu'à l'incision. La même technique est pratiquée ; dissection mousse, rupture du ligament, pose d'une ligature et contrôle de l'hémostase (58).

❖ Suture intradermique

Un point de rapprochement intradermique avec un fil tressé résorbable (Vicryl déc.3.0) peut être mise en place pour limiter les risques de déhiscence de la plaie au cas où le hamster attaquerait celle-ci (58).

❖ Suture cutanée

Un à trois points simples cutanés est réalisé pour fermer le site d'incision. Une antibiothérapie et une analgésie postopératoires sont instaurées. L'hygiène de la litière doit être respectée (58).

### **1.2.3. Castration à testicules découverts**

La castration à testicules découverts nécessite les étapes suivantes (Figure 9) :

❖ Préparation préopératoire

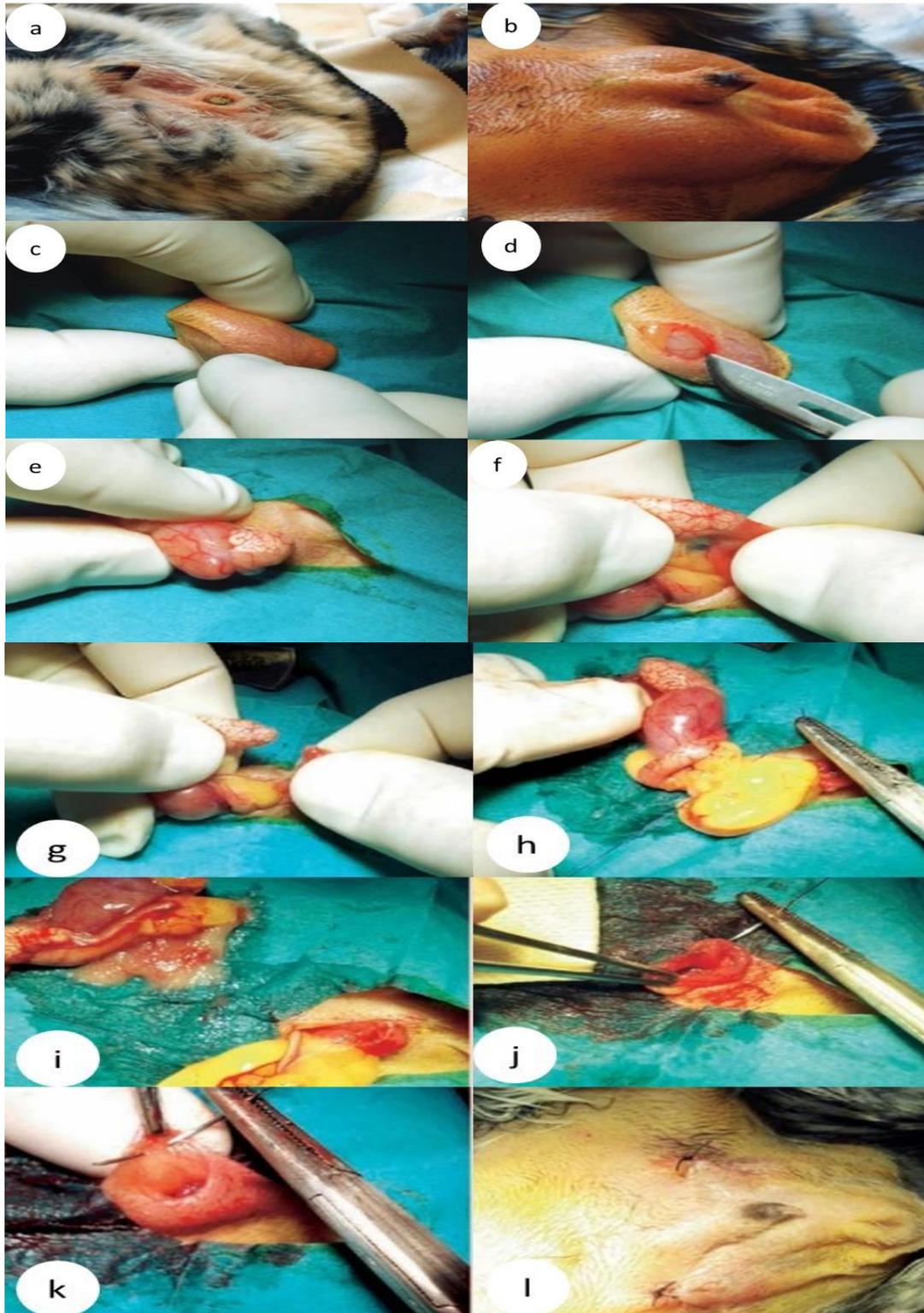
Identique à la technique de castration à testicules couverts (étapes citées précédemment) (59).

❖ Incision du scrotum

S'effectuer de la même façon décrite dans la castration à testicules couverts, avec cette fois-ci une incision de la vaginale en gardant le testicule sous pression (59).

❖ Extériorisation du testicule

Une pince hémostatique est posée sur la vaginale pour prévenir sa rétraction en position abdominale et faciliter ultérieurement sa suture. Le testicule est extériorisé par une pression douce en tenant sa base entre le pouce et l'index, son attache caudale avec la vaginale est rompue par traction. Il convient de sortir moins de tissu graisseux possible afin que celui-ci colmate l'anneau inguinal (59).



**Figure 9:** technique de castration à testicule découverts chez un chinchilla. a : observation de la région génital d'un chinchilla ;b : préparation du patient ;c : incision cutanée antéscrotale et latérale en prenant appui sur un testicule maintenu à sa base entre deux doigts ;d :incision de la vaginale ;e :extériorisation du testicule ;f : repérage de l'adhérence de l'épididyme avec la vaginale ;g :rupture de l'adhérence de l'épididyme avec la vaginale ;h :pose d'une ligature distalement au corps adipeux rétrotesticulaire sur le cordon testiculaire découvert ;i : contrôle de l'hémostase ;j :suture de la vaginale ;k : suture intradermique ; l :observation des sutures cutanées après exérèse du second testicule selon la même technique (2).

❖ **Ligature et incision du cordon testiculaire**

Le cordon testiculaire est clampé, ligaturé par du Vicryl 4.0 rapide placé en amont du clamp puis incisé à la lame et l'hémostase est vérifiée (59).

❖ **Suture de la plaie**

En premier, la vaginale est suturée au moyen d'un point en croix (Vicryl 4.0), la pince hémostatique est alors relâchée.

Un ou deux points simples sont réalisés sur le scrotum avec du Vicryl 4.0 rapide. Le nettoyage postopératoire de la plaie chirurgicale à base d'eau oxygénée est proscrit. La plaie peut être protégée par pulvérisation d'Aluspray (59).

#### **1.2.4. Castration par voie abdominale**

La castration par voie abdominale est possible chez les rongeurs car ils sont des espèces énorchides. Les étapes de la cette castration nécessite étapes les suivantes (Figure 10) :

❖ **Préparation préopératoire et incision cutanée**

L'animal est placé en décubitus dorsal, le site opératoire est préparé classiquement. Les testicules sont repérés de part et d'autre du pénis.

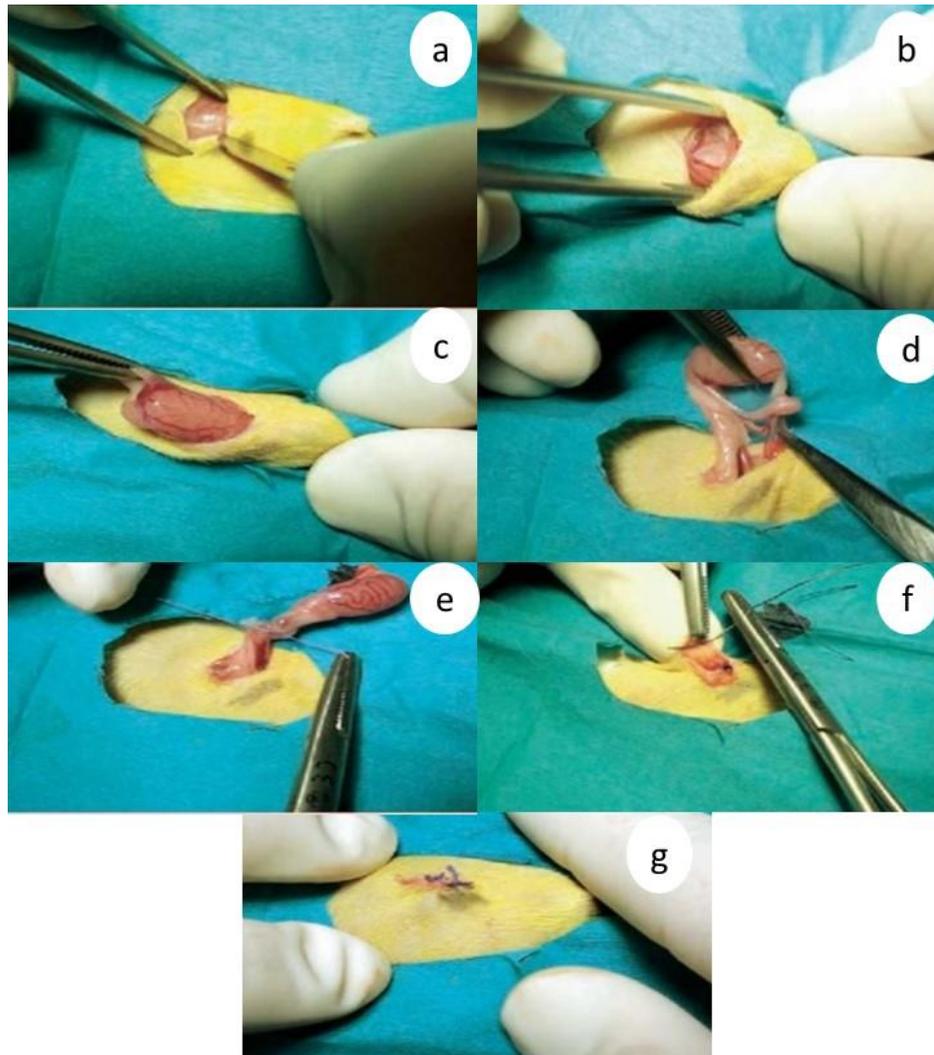
Une incision cutanée d'une longueur de 1 cm est effectuée en arrière de l'ombilic, la graisse sous-cutanée est disséquée et la ligne blanche repérée. Cette dernière est soulevée à l'aide d'une pince à dents de souris pour son incision à la lame de bistouri afin d'éviter une lésion accidentelle d'une anse intestinale. Un premier testicule est amené en position abdominale par pression sur le scrotum en direction rostrale (60).

❖ **Rupture des adhérences testiculaires**

La vascularisation et la graisse qui longe le cordon spermatique sont observées, après extériorisation du testicule, ainsi que l'adhérence de leur extrémité qui doit être rompue ou incisée (60).

### ❖ Ligature du cordon testiculaire

Une ligature à l'aide d'un fil résorbable (Vicryl 3.0) qui englobe la graisse et les vaisseaux sanguins est placée à 1 ou 2 cm de la gonade. L'incision est effectuée rostralement à la ligature et l'hémostase est contrôlée en réintroduisant le moignon du cordon testiculaire sans la cavité abdominale (60).



**Figure 10:** technique de castration par voie abdominale chez un rat. a : incision cutanée et repérage de la ligne blanche ;b : saillie du testicule au niveau de l'ouverture de la paroi abdominale par pression à travers l'abdomen et après l'avoir refoulé dans l'abdomen par simple pression sur le scrotum ;c : extériorisation du testicule ;d :rupture de l'adhérence de l'épididyme ;e :ligature du cordon testiculaire distalement au corps adipeux rétrotesticulaire ;f :suture intradermique après exérèse des deux testicules et fermeture de la paroi musculaire ;g :suture cutanée (4).

### ❖ Exérèse du seconde testicule

Une pression sur le second testicule est effectuée pour le ramener de sa position scrotale à sa position abdominale, et la même technique est pratiquée sur cette dernière (60).

## ❖ **Suture de la plaie**

La fermeture de la paroi abdominale est classique : suture musculaire (points en X), sous cutanée (surjet) et cutanée (points simples) à l'aide d'un fil résorbable (Vicryl déc.4.0 à 3.0) (60).

### **1.3. Castration chimique**

La castration chimique consiste à administrer des hormones, qui vont par différents mécanismes, faire diminuer la concentration plasmatique en hormones sexuelles supprimant ainsi la fertilité de l'animale. Ces hormones peuvent être de différentes natures. Les progestagènes et les agonistes de la GnRH sont les principales molécules utilisables chez les rongeurs, elles peuvent être administrées sous différentes formes : comprimés, injections, implants. Ce type de castration a l'avantage et l'inconvénient d'être temporaire (61).

### **1.4. Gestion postopératoire**

L'animal est replacé dans sa cage dont la litière est remplacée par du papier absorbant. Dès qu'il est suffisamment réveillé, de la nourriture est réintroduite.

Un examen de contrôle peut être réalisé une semaine après la castration pour surveiller l'évolution de la plaie chirurgicale (56).

## **2. Analyse de la semence**

### **2.1. Récolte du sperme épидидymaire**

Il existe en général deux techniques de récolte du sperme épидидymaire, la première consiste à introduire une aiguille dans la lumière du canal déférent. La pression d'air exercé à l'aide d'une seringue de l'air dans le canal déférent facilite la récupération du sperme après une incision profonde au niveau de la queue de l'épididyme avec un scalpel. Le sperme est collecté dans un tube eppendorf (62).

Plus simplement, une autre méthode peut être utilisée. Elle consiste à écraser ou hacher finement l'épididyme et le canal déférent et récupérer la semence (63).

## **2.2. Examen macroscopique du sperme épидидymaire**

### **❖ Couleur**

La couleur normale du sperme peut présenter des variations de nuances qui peuvent être influencé par de nombreux facteurs notamment les facteurs alimentaires et les lésions pathologiques à différente niveaux de l'appareil génital mâle.

La couleur du sperme est variable suivant l'espèce : blanchâtre chez les rongeurs et le chien, pour le lapin la couleur idéale c'est le blanc nacré. L'opacité est en fonction de concentration spermatique (22) (64).

### **❖ pH**

Le pH (potentiel hydrogène) du sperme est proche de la neutralité (environ entre 6 et 7,3). La mesure du pH peut se faire à l'aide d'un papier indicateur, bandelettes de papier ph ou pH-mètre doit être immédiat car le sperme s'acidifie rapidement suite à la formation d'acide lactique, résultant de l'utilisation des sucres (fructose) par les spermatozoïdes (65).

## **2.3. Examen microscopique du sperme**

### **❖ Mobilité individuelle**

À fort grossissement (x 40), une goutte de sperme déposée sur une lame et recouverte d'une lamelle. On observe sur la platine à 37°C du microscope, individuellement les spermatozoïdes, l'intensité, la rapidité et la trajectoire de leurs mouvements. On peut ainsi apprécier d'une manière subjective, le pourcentage de spermatozoïdes vivants ou morts, fléchant ou tournant en rond.

Le sperme doit être relativement peu concentré, afin que chaque spermatozoïde soit individualisable. Il est possible de le diluer dans une solution de NaCl isotonique tiédie à 37°C. Le pourcentage de spermatozoïdes mobiles est évalué de façon subjective. Les spermatozoïdes progressant en ligne droite (mobilité fléchant) sont distingués des spermatozoïdes tournant en rond, à mobilité faible ou diminuée.

L'évaluation par microscope optique est subjectif (Tableau 5) mais il est aussi possible de réaliser une estimation objective de la motilité par ordinateur (C.A.S.A.= Computer Aided Sperm Analysis) (66).

**Tableau 5 :** Détermination de la note de motilité individuelle des spermatozoïdes (67).

Note	Motilité individuelle
0	Pas de déplacement des spermatozoïdes
1	Déplacement très lent ou pas de déplacement, tremblements des spermatozoïdes, oscillations de la queue.<
2	Déplacement lent, tremblements, mouvements inorganisé, quelques spermatozoïdes se déplacent plus rapidement.
3	Spermatozoïdes effectuent des déplacements curvilinéaires sans tremblements.
4	Déplacement rapide, quelques cellules avec une trajectoire rectiligne, d'autres avec trajectoire courbe.
5	Déplacement rectiligne et rapide des spermatozoïdes.

#### ❖ Concentration

La concentration en spermatozoïdes est un indicateur important de la qualité du sperme pour la détermination du taux de dilution du sperme lors de sa conservation. En pratique, plusieurs méthodes de détermination du nombre de spermatozoïdes peuvent être utilisées : méthodes utilisant un hémocytomètre de type Neubaueur modifié, Malassez ou Thoma ; méthode utilisant un spectrophotomètre ; méthodes utilisant un logiciel CASA (68) (69).

#### ❖ Vitalité

L'évaluation de la vitalité des spermatozoïdes est effectuée en déterminant le pourcentage de spermatozoïdes vivants dans l'éjaculat.

Différentes colorations, telle que l'éosine-nigrosine (64), permettent d'estimer l'intégrité membranaire par un principe ou les dommages de la membrane laissent pénétrer la coloration à l'intérieur de la cellule. Les spermatozoïdes vivants restent incolores et les spermatozoïdes morts sont colorés en rose (70) (71).

Suite à l'observation de 100 à 200 spermatozoïdes, les deux populations de spermatozoïdes, vivants ou morts, sont dénombrées et le pourcentage de chaque population est calculé.

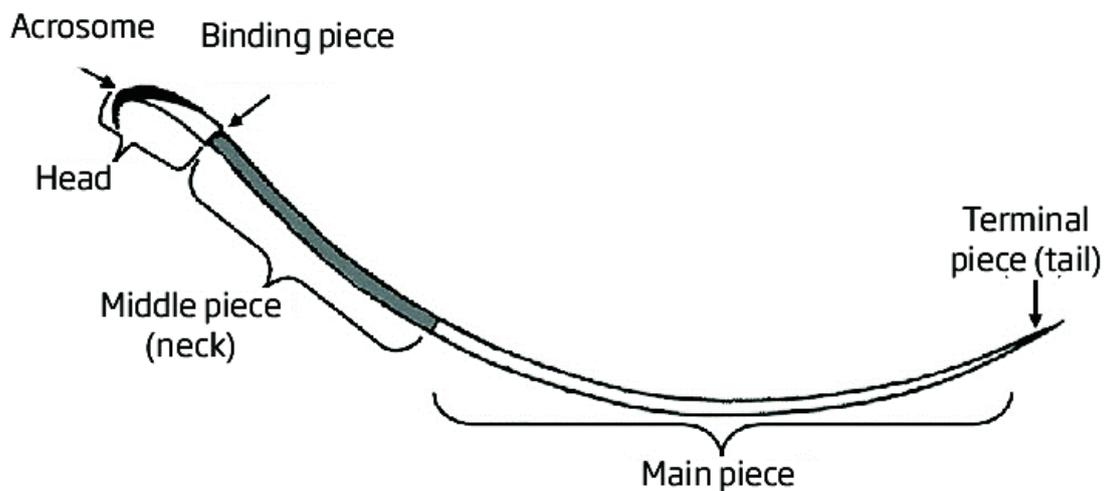
Le pourcentage de spermatozoïdes vivants est déterminé sur un nombre total de 200 spermatozoïdes en utilisant le logiciel CASA.

#### ❖ Morphologie

La tête, la pièce intermédiaire et le flagelle sont les parties d'un spz. Le nombre de spz anormaux sera un indicateur de la qualité de la semence. (64)

Les anomalies de morphologie sont recherchées sur un frottis réalisé à partir d'une goutte de semence coloré à l'éosine-nigrosine et observé au grossissement 100. Cette coloration permet de distinguer différentes anomalies morphologiques (72)

Les spermatozoïdes de rat (figure 10) et de hamster sont très similaires en taille et forme et les images des deux obtenues avec la présente optique étaient presque identiques, de sorte que les paramètres CASA pour rat étaient également applicable au hamster (73).



**Figure 11:** Structure anatomique de spermatozoïde chez le rat (74).

## **PARTIE EXPERIMENTALE**

## MATERIEL ET METHODES

### 1. Objectif

L'objectif de notre travail est l'étude des caractéristiques de la semence épididymaire du hamster Syrien (études macroscopique et microscopique).

### 2. Lieu et période

La partie expérimentale a été réalisée au cours du mois de mai 2023, au niveau du Laboratoire des Biotechnologies liées à la Reproduction Animale de l'université Saad Dahlab Blida 1.

### 3. Matériel et méthodes

#### 3.1. Modèle animal

Le modèle animal utilisé dans notre travail est le hamster Syrien (*Mesocricetus auratus*), encore appelé hamster doré (Figure 12). Un nombre de 06 hamsters dorés mâles en bon état sanitaire, âgées de 5 mois  $\pm$  5 jours et d'un poids moyen de  $105,3 \pm 7,15$  g, ont été utilisés pour réaliser notre expérimentation.



**Figure 12:** Hamsters Syrien (photo personnelle)

### 3.2. Alimentation et abreuvement

#### 3.2.1. Aliment

Les animaux étaient nourris (Figure 13) à la base des mélanges de légumes, des grains de tournesol (Figure 13a) et d'aliment granulé (Figure 13b). L'alimentation est distribuée *ad libitum* pour les hamsters.



**Figure 13:** Aliments distribués aux hamsters (photo personnelle).

#### 3.2.2. Eau de boisson

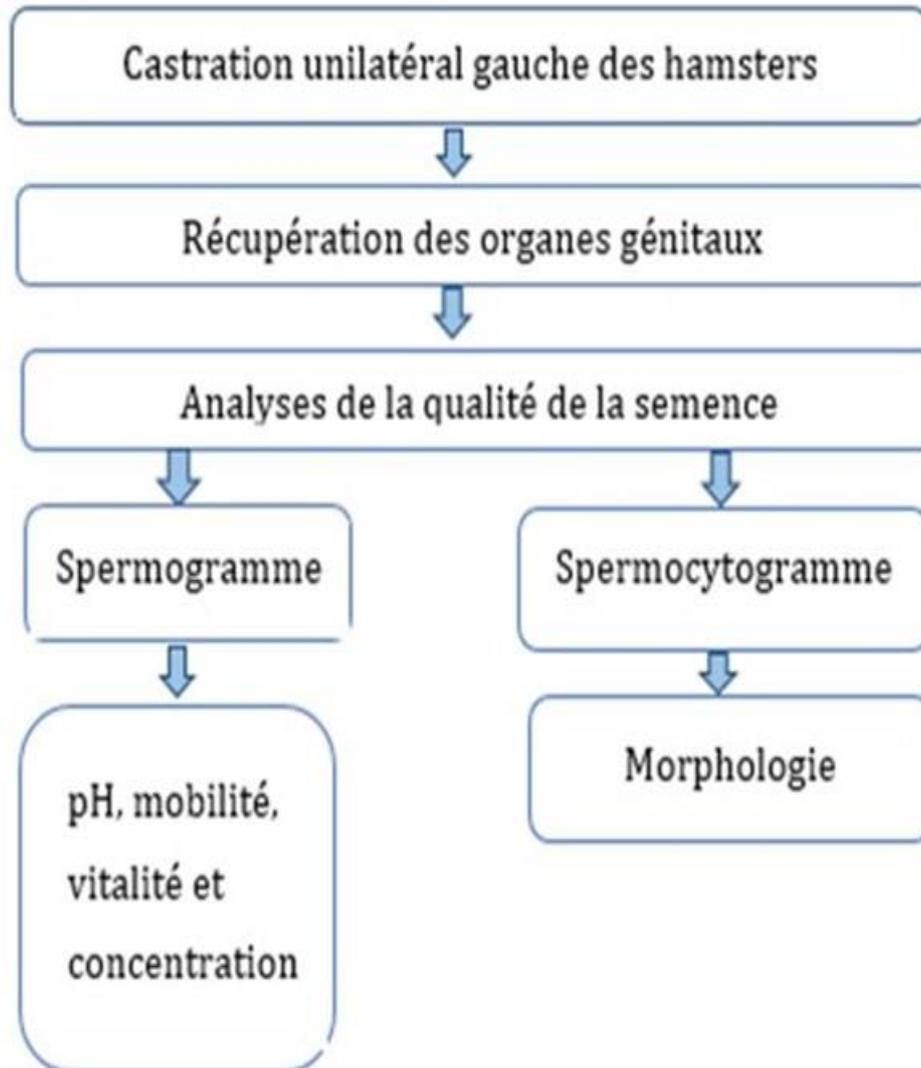
L'eau potable distribuée aux animaux en permanence grâce à des tétines fixées au niveau de la cage (Figure 14).



**Figure 14 :** Tétine en plastique (photo personnelle).

### 3.3. Protocole expérimental

Les étapes du protocole expérimental utilisé dans notre travail sont présentées dans la figure 15. L'ensemble du matériel utilisé est présenté dans l'annexe 1.



**Figure 15 :** Etapes de l'expérimentation

#### **4. Méthodes de castration et de prélèvement de la semence épидидymaire**

##### **4.1. Préparation des animaux pour la castration**

Chaque animal est pesé précisément à l'aide d'une balance digitale de précision de 0,01 g (Figure 16) afin d'obtenir une valeur de référence pour pouvoir calculer la dose anesthésique à utiliser.



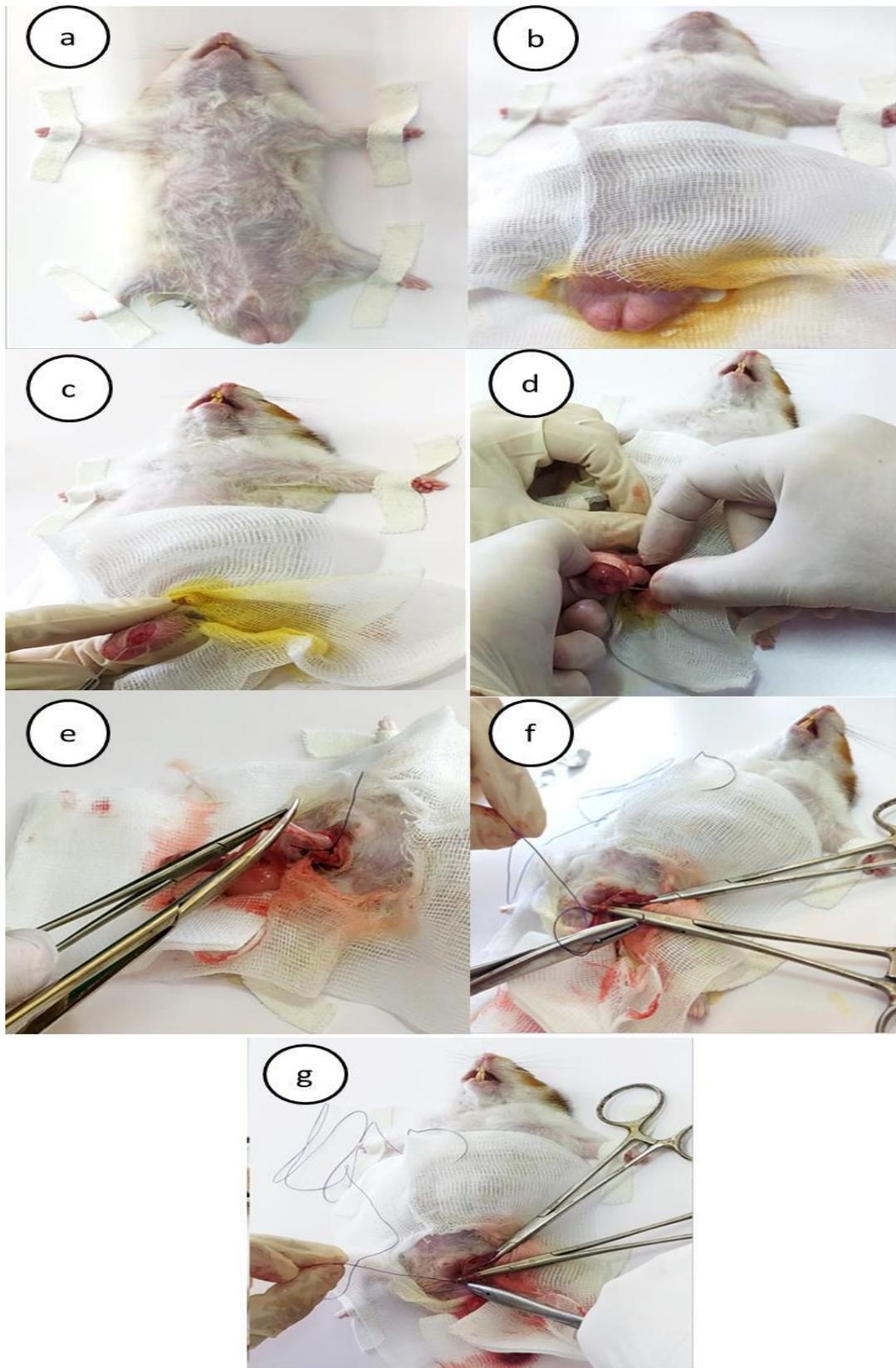
**Figure 16:** Mesure du poids corporel des hamsters (photo personnel)

##### **❖ Protocole d'anesthésie**

Pour réaliser l'anesthésie nous avons utilisées la kétamine à la dose de 150 mg/kg et de l'acépromazine 5mg/kg les deux produits ont été injectés en IM au niveau de la cuisse.

##### **4.2. Etapes de castration à testicule découvert par abord scrotal**

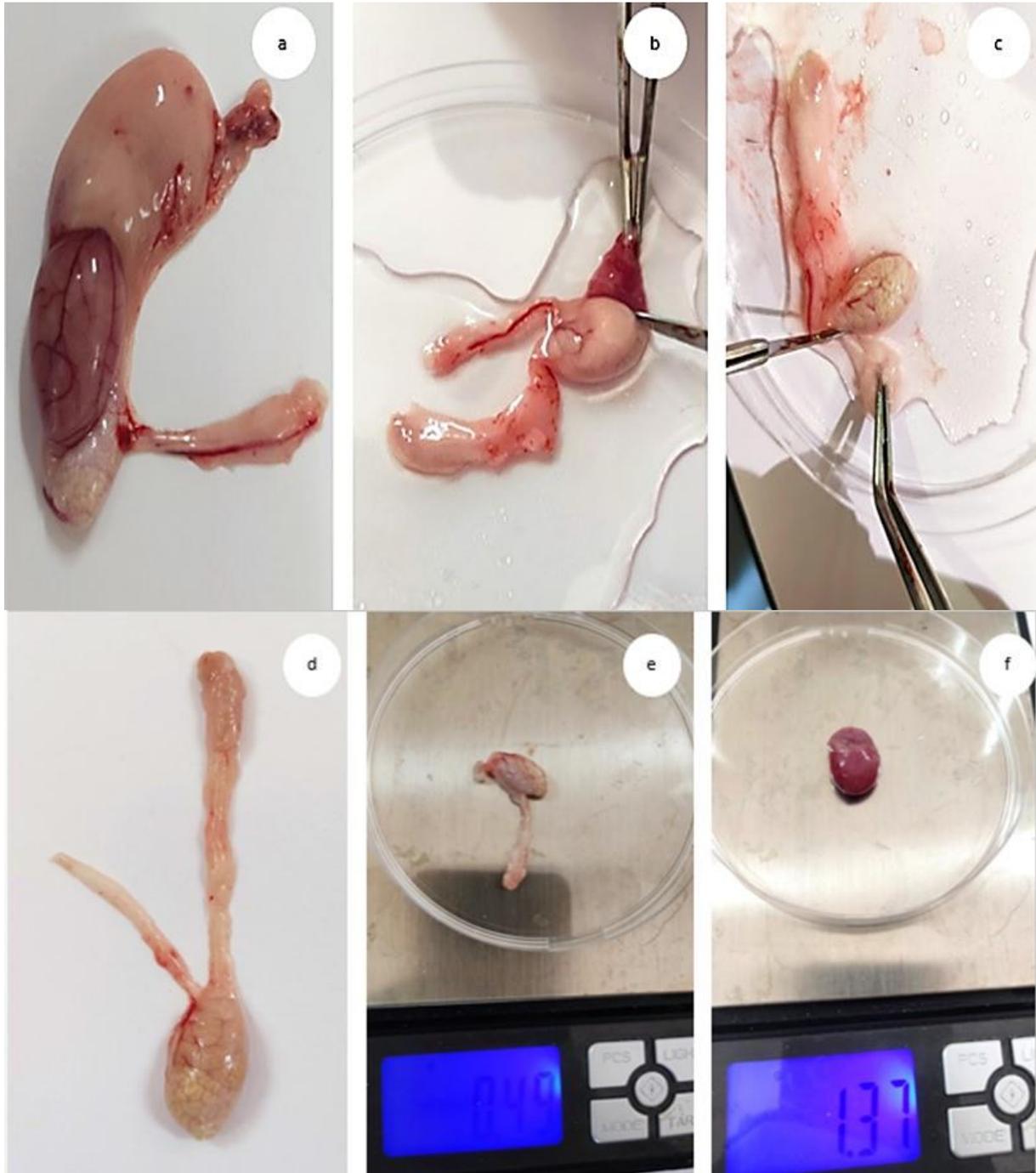
La castration à testicule découvert se déroule comme décrit dans le chapitre « méthodes de castration et analyses de la semence », sauf que dans notre travail on a fait une castration unilatérale gauche (Figure 17).



**Figure 17** : Etapes de castration latéral gauche (Photo personnel). a : fixation de l'animal sur le plan de travail, b : désinfection de la région scrotale, c : incision du scrotum, d : extériorisation du testicule, e : coupe du canal déférent, f : suture de la vaginal, suture du scrotum.

### 4.3. Prélèvement de l'épididyme

Après l'extraction du testicule gauche (Figure 18a), et à l'aide d'un scalpel, on a enlevé la graisse et séparé l'épididyme du testicule (Figures 18b, 18c). Le testicule et l'épididyme (Figure 18d) sont pesés séparément à l'aide d'une balance digitale (Figures 18e, 18f).



**Figure 18** : Prélèvement de l'épididyme et pesé des organes prélevés. a : testicule et épидидyme gauche, b : séparation des organes, c : enlèvement du graisse qui entoure l'épididyme, d : épидидyme, e : pesé de l'épididyme, f ; pesé de testicule.

#### 4.4. Récolte du sperme épидидymaire

Chaque épидидyme est placé dans une boîte de pétri. La technique de récolte du sperme épидидymaire consiste à faire une incision au niveau de la queue de l'épидидyme avec un scalpel et l'écrasement des tubes épидидymaire pour faire sortir le sperme collecté à l'intérieur de ces derniers. Le sperme est collecté dans un tube eppendorf. Le sperme récupéré est gardé au bain marie à 37°C pour l'analyse.

### 5. Analyse du sperme épидидymaire

#### 5.1. Examen macroscopique du sperme

##### ✚ Mesure du pH

La mesure de pH est réalisée à l'aide des bandelettes de papier pH (Urine Analysis strips). On a déposé une goutte de sperme bien homogénéisé au vortex sur la bandelette de papier pH. Après 20 à 30 secondes, la valeur du pH mesuré en comparant la couleur obtenue avec la gamme étalon lue sur le papier de résultats de la boîte contenant les bandelettes de papier pH (figure 19).

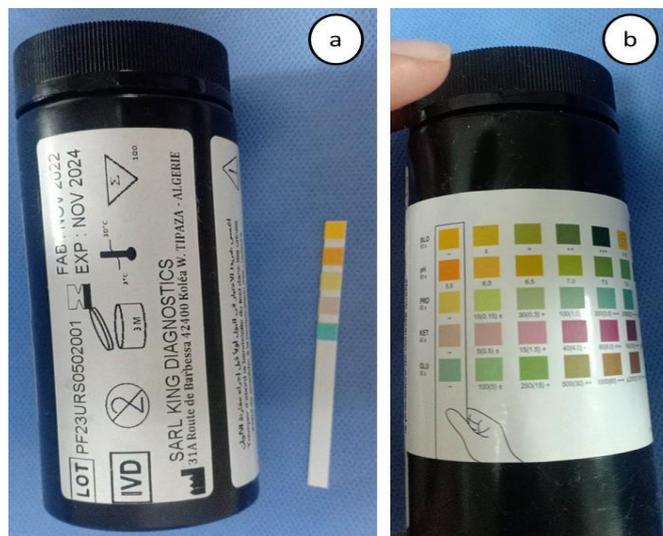


Figure 19: boîte de bandelettes pH.

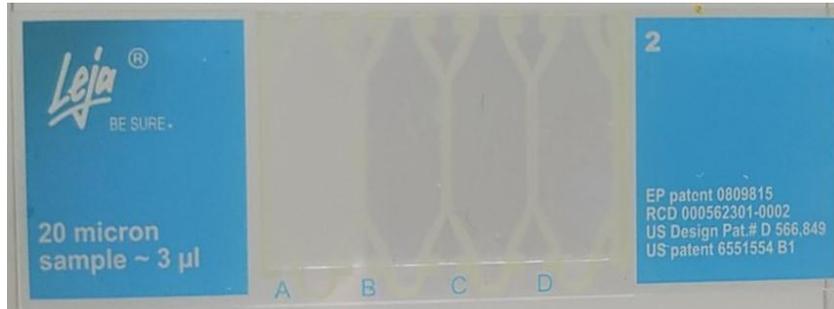
#### 5.2. Examen microscopique du sperme

##### ✚ Mobilité

A l'aide d'une micropipette, 1µl de la semence pure est prélevé et diluer dans une solution de chlorure de sodium (NaCl) isotonique tiédie à 37°C (1/30). Le mélange et bien homogénéisé au vortex et garder dans un bain marie à 37°C. Par la suite, 3µl de sperme

dilué sont introduite lentement par capillarité dans une chambre réservée dans la lame Léja 20

(Figure 20) avec une micropipette en formant un angle d'environ  $45^\circ$  et placé sur la platine chauffante du microscope à contraste de phase. La mobilité est analysée à l'aide d'un logiciel CASA (Figure 21).

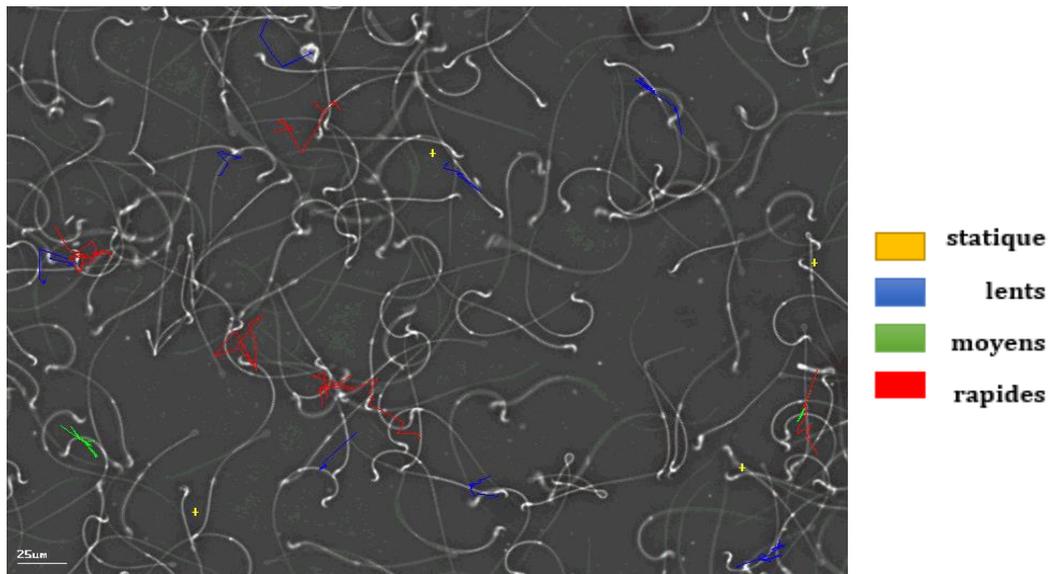


**Figure 20:** lame Léja 20 à 4 chambres (Photo personnelle)



**Figure 21:** système CASA (Photo personnelle)

Les paramètres analysés sont : la mobilité progressive, non progressive, l'immobilité et la VSL (Figure 22) (Jaune pour statique, bleue pour lent, vert pour moyen et rouge pour rapide).



**Figure 22 :** Paramètres de la motilité individuelle analysés par logiciel CASA

### **+** Concentration

Pour déterminer la concentration du sperme, on a utilisé une cellule hématimètre de type

« Thoma » (Figure 23).

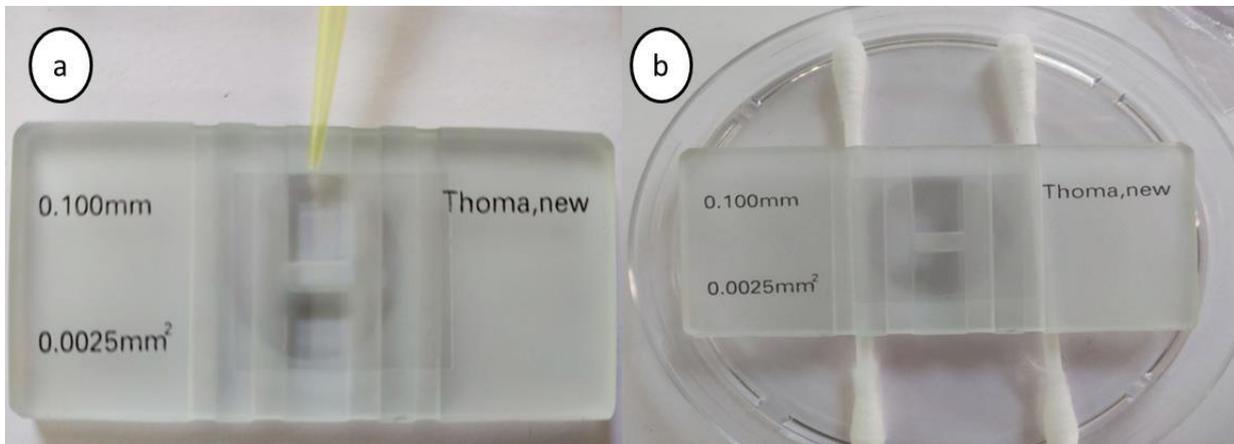


**Figure 23 :** Cellule de Thoma

La méthode consiste à :

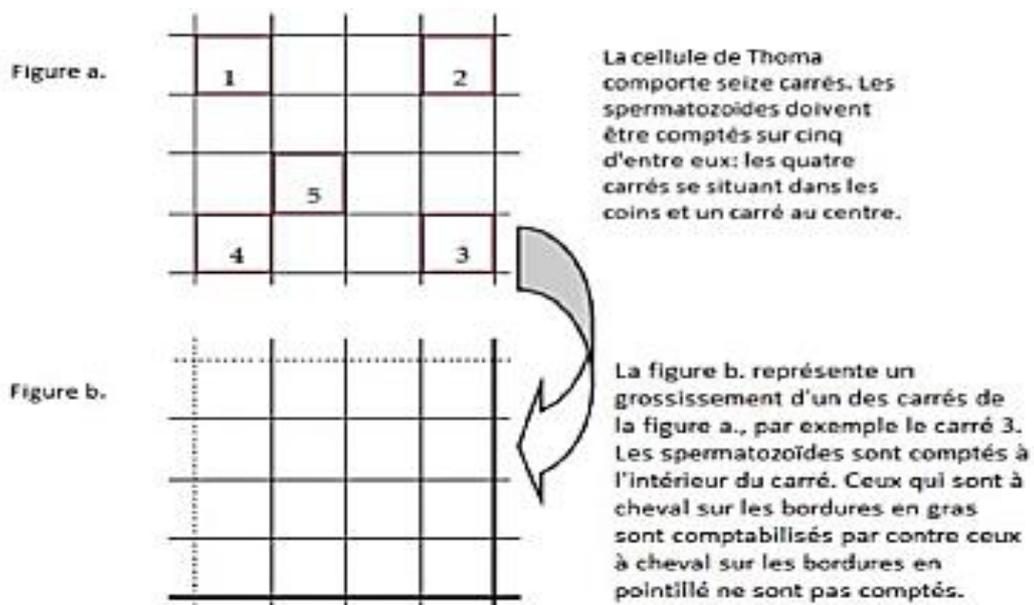
- Homogénéiser le mélange du sperme dilué.
- Coller la lamelle à la lame en humidifiant les deux bords de celui-ci avec un petit chiffon légèrement humide, puis faire glisser la lamelle sur la lame et vérifier une bonne adhésion
- Déposer 10 µl du sperme dilué avec le formol 30% entre lamelle et lame de l'hématimètre à l'aide d'une micropipette afin de remplir par capillarité les 2chambres de la cellule (Figure 24a).

- Laisser le mélange se décanter pendant 5 minutes environ (Figure 24b).
- Déposer la cellule de Thoma sur la platine du microscope liée au logiciel CASA.
- Identifier les 2 champs de la cellule et faire compter séparément les spermatozoïdes dans les 2 champs.



**Figure 24 :** Remplissage de cellule de Thoma par la semence diluée. a : remplissage de cellule de Thoma, b : sédimentation de l'échantillon dans une boîte de pétrie afin d'éviter l'évaporation (Photo personnelle)

Par convention, les spz situés sur le bas ou sur le côté droit du carré sont pris en compte et on ignore ceux situés en haut et à gauche. On peut également ne prendre en compte que les spz dont la tête se trouve dans le carré en question (Figure 25) (64).



**Figure 25 :** Méthode de comptage sur une cellule de Thoma (64).

La formule utilisée pour déterminer le nombre de spermatozoïdes est :

$$\text{Concentration } (\times 10^6 \text{ spz/ml}) = \frac{n \times d}{v}$$

n : moyenne de spermatozoïdes comptés dans les 2 chambres

d : facteur de dilution.

v : volume de cellule de Thoma.

### Vitalité

Pour évaluer la vitalité des spermatozoïdes, on a réalisé un frottis coloré à l'éosine-nigrosine. Le colorant est constitué d'un mélange isotonique de 10% de nigrosine et de 4% d'éosine.

Les étapes de confection et de coloration d'un frottis consistent à (Figure 26):

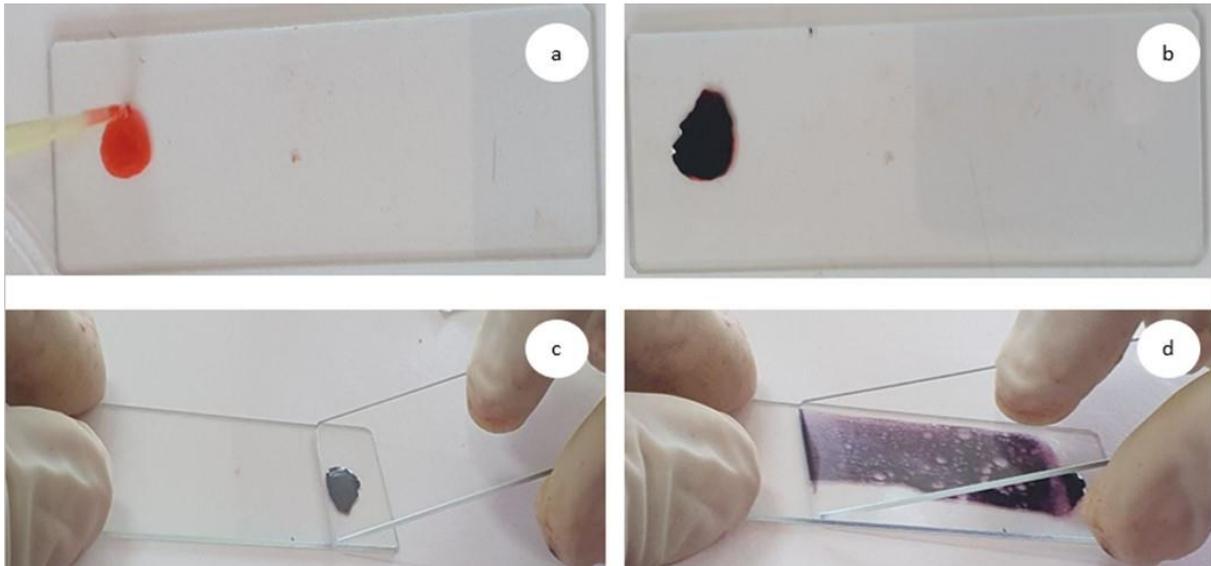
- Homogénéiser le sperme au vortex.
- Posé une goutte de sperme sur une lame.
- Ajouter une goutte d'éosine sur le sperme, attendez 30 secs.
- Ajouter une goutte de nigrosine sur le mélange précédent, homogénéisé.
- Réaliser un frottis en utilisant une autre lame comme on le ferait pour un frottis sanguin.

Après séchage des lames colorées, le frottis est observé au microscope à contraste de phase.

A l'observation microscopique à l'objectif x20.

En remarque, les têtes isolées ne sont pas comptées.

Le pourcentage de spz vivants est déterminé sur un nombre total de 200 spz en utilisant le logiciel CASA.



**Figure 26 :** Etapes de réalisation d'un frottis de coloration éosine-nigrosine. a : mélange d'une goutte de sperme avec une goutte de l'éosine ;b : une goutte de nigrosine ajoutée au mélange ; c et d : réalisation de frottis.

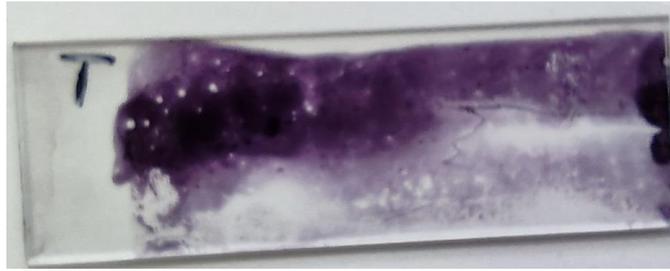
Les spz vivants présentent une tête non colorée et les spz morts ont la tête colorée en rouge violacé (Figure 27).



**Figure 27 :** Coloration des spermatozoïdes à l'éosine-nigrosine. 1: spermatozoïde vivant; 2: spermatozoïde mort

### **✚ Morphologie**

Les frottis du sperme épидидymaire colorés à l'éosine-nigrosine (Figure 28) sont utilisés pour l'évaluation des anomalies des spermatozoïdes. On a compté au microscope à contraste de phase les spermatozoïdes ayant des anomalies de la tête, de la pièce intermédiaire et du flagelle. Sur un total de 100 spz, on a déterminé le pourcentage des anomalies des spermatozoïdes.



**Figure 28:** frottis de sperme coloré avec l'éosine-nigrosine.

## 6. Analyse statistique des résultats

Les résultats numériques sont représentés sous forme de moyenne arithmétique accompagnée de l'erreur standard à la moyenne (ESM).

- **Moyenne arithmétique :**  $X = \frac{\sum x_i}{n}$

- **Erreur standard à la moyenne :**  $ESM = \frac{\sigma}{\sqrt{n}}$  avec  $\sigma = \sqrt{\frac{\sum (x_i - \bar{x})^2}{n-1}}$

Où :  $x_i$  : valeurs individuelles ;  $n$  : nombre de valeurs ;  $\sigma$  : écart-type.

## RESULTATS ET DUSCUSSION

L'ensemble des résultats seront discutés selon des données bibliographiques de quelques espèces des rongeurs.

### 1. Poids testiculaires et épидидymaires

Le poids testiculaire moyen chez les hamsters adultes est de  $1,03 \pm 0,06$  g et le poids moyen de l'épididyme est de  $0,55 \pm 0,02$  g (Tableau 6).

Le poids testiculaire et épидидymaire obtenus dans notre travail est comparable avec les résultats rapportés chez les rats (*Rattus norvegicus*) par Wilma et al. (75) ; par contre, chez la souris (*Mus muculus muculus*), Gomez et al. (76) ont trouvés un poids testiculaire inférieur (Tableau 6).

**Tableau 6** : Poids testiculaires et poids de l'épididyme chez différents rongeurs.

Espèces	Poids testiculaire (g)	Poids épидидymaire (g)	Références bibliographiques
Hamster ( <i>Mesocricetus auratus</i> )	$1,03 \pm 0,06$	$0,55 \pm 0,02$	Résultats personnel
Rat ( <i>Rattus norvegicus</i> )	$1,69 \pm 0,10$	$0,60 \pm 0,03$	(75)
Souris ( <i>Mus muculus muculus</i> )	$0,13 \pm 0,003$	-	(76)

### 2. Paramètres de l'analyse de la semence épидидymaire

#### ➤ Couleur de la semence

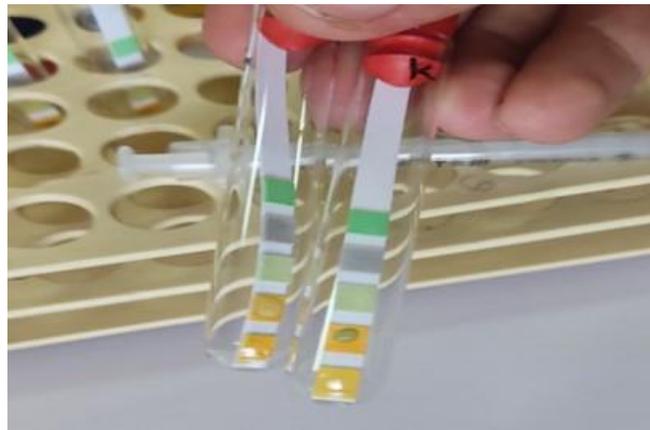
L'observation macroscopique de la semence épидидymaire récolté montre une couleur crème pour l'ensemble du groupe de hamsters (Figure 29).



**Figure 29 :** Couleur de sperme épидидymaire (flèche noire) (photo personnel)

➤ **pH**

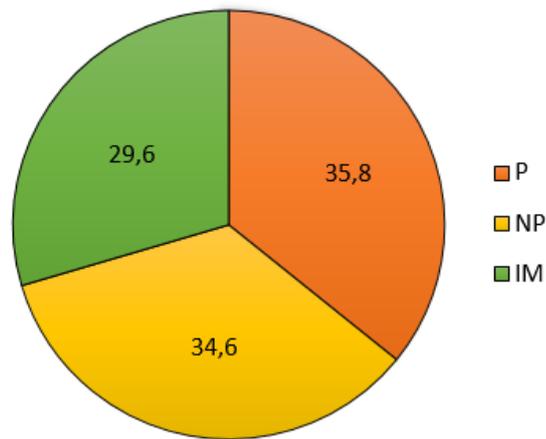
Le pH mesuré à l'aide des bandelettes est en moyenne de 7 pour le groupe de hamsters étudiés (Figure 30), ce qui est presque identique à celui retrouvé chez la même espèce par Devi et al (77) qui rapportent un pH de 7,2 et par Yeung et al (73) un pH de 7,4.



**Figure 30:** Lecture du pH de la semence épидидymaire à l'aide d'une bandelette pH.

➤ **Mobilité individuelle**

Chez le hamster adulte, la mobilité progressive moyenne est de  $35,8 \pm 10,2\%$ , la mobilité non-progressive moyenne est de  $34,6 \pm 3,4 \%$  et l'immobilité des spz est de  $29,5 \pm 9,8\%$  (Figure 31).



**Figure 31:** représentation graphique des pourcentage de la mobilité individuelle des spermatozoïdes épидидymaire chez des hamsters adultes (p : progressive ; NP : non-progressive ; IM : immobile)

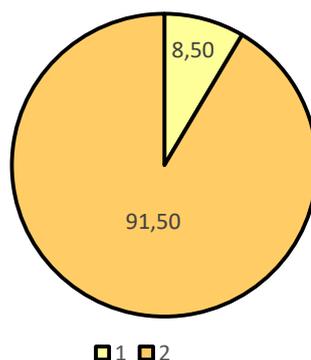
La mobilité progressive chez les hamsters adultes est supérieure à celle obtenue chez le rat par Kempinas et al. (75) ; mais la VSL décrit chez le rat par le même auteur (75) et celle reporté par Devi et al (77) chez l'espèce hamster sont supérieures à nos résultats (Tableau 7).

**Tableau 7:** Mobilité indivduelle des spermatozoides chez quelques rongeurs.

Espèces	Mobilité progressive (%)	VSL ( $\mu\text{m/s}$ )	Références bibliographiques
<b>Hamster</b> <i>(Mesocricetus auratus)</i>	35,83± 10,24	24,57± 3,38	Résultats personnels
	-	116,25	(77)
<b>Rat</b> <i>(Rattus norvegicus)</i>	27,69± 7,34	91,9±1,17	(75)
	-	42,37 5,92	(78)

### ➤ Vitalité

Chez les hamsters Syrien adultes, le taux de spermatozoïdes vivants est de  $8,50 \pm 4,20 \%$ , et le taux des spermatozoïdes morts est de  $91,50 \pm 4,20 \%$  (Figure 33).



**Figure 32:** Représentation graphique de vitalité des spermatozoïdes épидидymaire chez les hamsters adultes. 1 : spermatozoïdes vivants, 2 : spermatozoïdes morts.

La vitalité reportée dans notre résultat est nettement inférieure à celui enregistré chez la même espèce par Kann et al. (79), chez le souris (*Mus musculus musculus*) décrit par Gomez et al. (76) et chez le rat (*Rattus norvegicus*) décrit par Adamkovicova et al. (78) (Tableau 8). Le faible pourcentage retrouvé chez le hamster doré adulte est dû probablement à la durée de prélèvement et surtout à la température comme rapporté chez l'homme par Appell et al. (80), qui ont conclu que les spermatozoïdes conservés à température ambiante étaient morts au contraire aux spermatozoïdes conservés à 4°C.

**Tableau 8:** Discussion du pourcentage des spermatozoides vivants chez le hamster adulte, la souris et le rat.

Espèces	Vitalité (%)	Références bibliographiques
<b>Hamster</b> ( <i>Mesocricetus auratus</i> )	8,5 ± 4,2	Résultat personnel
	90,00	(79)
<b>Souris</b> ( <i>Mus musculus musculus</i> )	88,8 ± 0,6	(76)
<b>Rat</b> ( <i>Rattus norvegicus</i> )	97,44 ± 0,94	(78)

### ➤ Concentration

La concentration moyenne des spermatozoïdes dans la semence épидидymaire est de 4,01±0,29 spz/ml (Tableau 9).

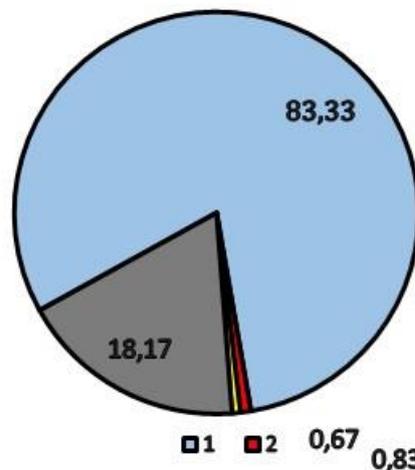
La concentration des spz épидидymaire obtenue dans notre travail, chez le hamster (*Mesocricetus auratus*) est supérieure à la concentration reportée par Devi et al (77) pour l'espèce hamster. Les valeurs de la souris (*Mus musculus musculus*) mentionnées par Gomez et al (76) et celui de rat (*Rattus norvegicus*) obtenus par Kenpinas et al (81) sont nettement supérieur par rapport nos résultats.

**Tableau 9:** Concentration des spermatozoïdes chez les hamsters adultes et différents espèces de rongeurs.

Espèces	Concentration ( $\times 10^6$ /ml.)	Références bibliographiques
Hamster ( <i>Mesocricetus auratus</i> )	4,01 $\pm$ 0,29	Résultats personnel
	2,00 $\pm$ 0,00	(77)
Rat ( <i>Rattus norvegicus</i> )	1870,00 $\pm$ 5,60	(81)
Souris ( <i>Mus musculus musculus</i> )	23,20 $\pm$ 2,00	(76)

➤ **Morphologie**

Le pourcentage moyen des spermatozoïdes normaux est de 80,33 $\pm$ 3,48%.  
 Le pourcentage moyen des anomalies de la tête des spermatozoïdes est de 0,83 $\pm$ 0,47%, de la queue est de 18,17 $\pm$ 3,32% et pour la pièce intermédiaire est de 0,67 $\pm$ 0,33% (Figure 34).



**Figure 33:** Représentation graphique de la morphologie des spermatozoïdes épидидymaire des hamsters adultes.

Le pourcentage des spermatozoïdes normaux chez le rat (*Rattus norvegicus*) décrit par Adamkovicova et al (78) sont supérieurs à celui rapporté dans travail chez les hamsters ; par contre notre résultat est supérieur à celui rapporté par Gomez et al. (76) chez la souris (*Mus musculus musculus*).

**Tableau 10:** Pourcentage des spermatozoides normaux chez les hamsters adultes et différents espèces de rongeurs.

<b>Espèces</b>	<b>Morphologie(%)</b>	<b>Références</b>
<b>Hamster</b> <i>(Mesocricetus auratus)</i>	83,33±3,48	Résultats personnels
<b>Rat</b> <i>(Rattus norvegicus)</i>	97,44±0,94	(78)
<b>Souris</b> <i>(Mus musculus musculus)</i>	73,00±3,20	(76)

## CONCLUSION

Au regard de tous ces paramètres dans les conditions expérimentales de cette étude. Les observations macroscopique et microscopique des échantillons de sperme épидидymaire. Ils en ressortent les principales caractéristiques du sperme :

- ❖ Une motilité progressive individuelle de  $35,83 \pm 10,24\%$
- ❖ Une morphologie normale de  $83,33 \pm 3,48\%$
- ❖ Une concentration de  $4,01 \pm 0,29 \times 10^6$  spz/ml
- ❖ Une vitalité faible probablement à cause de l'allongement de durée de l'analyse ou l'effet de la température ambiante.

Ce travail mérite d'être complété et approfondi pour mieux comprendre le mécanisme de reproduction de cette espèce.

- Etude sur l'histologie du testicule et de l'épididyme de hamster doré mâle.
- Etude de processus de spermiogénèse chez le hamster doré mâle.
- Etude du comportement sexuel chez le mâle et la femelle.

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. **Hirose, M et Ogura, A.** *The golden (Syrian) hamsters as a model for the study of reproductive biology: Past, Present, and future.* 00, 2 september 2018, Reproductive Medicine and Biology, pp. 1-6. <https://doi.org/10.1002/rmb2.12241>.
2. **Hoffman, R.A, Robinson, P.E et Magalhaes, H.** *The Golden Hamster; its Biology and Use in Medical Research.* s.l. : Iowa State University Press, Ames, IA, 1968.
3. **Avanzi, M.** *Les Hamsters.* 1ère. Paris : De Vecchi S.A, 2001. p. 95.
4. **Bulliot C, Véronique M.** *Les irresponsables chez les NAC.* s.l. : POINT VETERINAIRE, 2016.
5. **Tremblay, M.** *Le hamster.* 1ère. Québec : Le jour, 2002. p. 178.
6. **Gabner, G.** *Hamsters.* 2ème. Paris : Eugen Ulmer, 2001. p. 48.
7. **Gismond, E.** *Le manuel du hamster.* 1ère. Paris : De Vecchi S.A, 1994. p. 154.
8. **Hillyer, E V et Quesenberry, K E.** *Ferrets, Rabbits and Rodents, clinical medicine and surgery.* 1ère. Philadelphia : W.B. Saunders Company, 1997. p. 432.
9. **Whitaker, D.** The Syrian Hamster. [auteur du livre] R Hubrecht et J Kirkwood. *The UFAW Handbook on the Care and Management of Laboratory and Other Research Animals.* 2010, pp. 348-358.
10. **Stiftung, Deutsche wildtier.** Zoom sur le terrier du Grand Hamster. 23 02 2015.
11. **Arnold, CE et Estep, DQ.** Effects of housing on social preference and behaviour in male golden hamsters (*Mesocricetus auratus*). *Applied Animal Behaviour Science.* 1990, p. 253\_261.
12. *Milieu de vie des rongeurs et des lagomorphes.* **Boussarie, D.** Paris : s.n., 24-26 Novembre 1995, pp. 145-150.
13. **Pizzinat, N et Epharti, C.** Entretien et vente des petits mammifères de compagnie. *Guide professionnels de l'animalerie.* s.l. : Educagri , 2003, p. 698.
14. **Boussarie, D.** *Consultation des petits mammifères de compagnie.* s.l. : Point vétérinaire, 2003. p. 210.
15. **Marquet, B.** *Le grand hamster Cricetus cricetus: contribution à l'étude de l'animal et de son statut en Alsace.* s.l. : Université Claude-Bernard- Lyon 1, 2014. p. 161.
16. **Rosse , D.J.** Alimentation des rongeurs et Lagomorphes de compagnie. *Thèse Méd Vét n°10.* 1999. p. 113.
17. **Laroche, MJ et Rousselet, F.** *Les animaux de laboratoire, éthique et bonnes pratiques.* 1ère. Paris : Masson, 1990. p. 188.
18. **Hoollmann, P et Skogstad, K.** *Le Hamster.* 1ère. Espagne : Marabout, 1999. p. 127.
19. **Sirjean, J.F.** Contribution à l'étude des hamsters nains, *Phodopus sungorus*, *Phodopus campbelli* et *Cricetulus griseus*. *Thèse Méd Vét n°53.* Toulouse : s.n., 2000. p. 217.
20. *Age of laboratory hamster and humain: drawing the connexion.* **Sulagna , D et Pallav, S.** 1, March 2019, Biomedical and Pharmacology Journal, Vol. 12, pp. 49-56.
21. *Les animaux de compagnie et les zoonoses.* **Smith, A et Whitfield, Y.** Janvier 2012, Centre de collaboration nationale en santé environnementale, p. 37.
22. **Barone, R.** *Anatomies comparées des mammifères domestiques: Tome 4: splanchnologie II.* s.l. : Vigot Frères. p. 920.
23. **Hafez, ES.** Male Reproductive Organs. *Reproduction and breeding techniques for laboratory animals.* 1ère. Philadelphia : Lea and Febiger, 1970, pp. 29-55.
24. **Reznik, G, et al., et al.** *Clinical anatomy of the European hamster, Cricetus cricetus.* 1978.
25. **Siffori, J.P.** L'appareil génital masculin. *service d'histologie, biologie de la reproduction et cytogénétique.* s.l. : Hopital Teno, 2001. pp. 1-45.
26. **Tortora, A et Gerard, J.** *Principe d'anatomie et de physiologie.* 11ème. Canada : boeck, 2007. p. 1341.

27. **O'malley, B.** *Clinical anatomy and physiology of exotic species*. s.l. : W B Saunders Co Ltd, 2005.
28. **Hegelen, M et Thieriet, A.** Atlas photographique de l'anatomie clinique des NAC (petits mammifères à l'exception du furet). *Thèse de doctorat vétérinaire, Faculté de Médecine de Créteil*. 2012. p. 186.
29. **Bonnes, G, et al., et al.** *Reproduction des animaux d'élevage*. 2ème. s.l. : Educagri, 2005. p. 407.
30. **Tortora, A et Gerard, J.** Biologie humaine. *Cytogénétique-régulation-reproduction*. s.l. : CEC, collégial et universitaire, 1995, pp. 311-322.
31. **Quesenberry, K.E, et al., et al.** Rodents. *Ferrets, Rabbits and Rodents clinical medicine and surgery*. s.l. : Elsevier, 2021a, pp. 270-384.
32. **Murray, K.** Anatomy, Physiology and Behavior. [auteur du livre] M Suckow, K Stevens et R Wilson. *The laboratory Rabbit, Guinea Pig, Hamster and Other Rodents*. s.l. : Academic press, 2012, pp. 753-762.
33. **Mulder, G.** Anatomy, physiology and behavior. [auteur du livre] M.A. Suckow, K.A. Stevens et R.P. Wilson. *The Laboratory Rabbit, Guinea Pig, Hamster and Other Rodents*. 1ère. Waltham : Academic Press, 2012, pp. 765-777.
34. **Harcourt-brown, F.** *textbook of rabbits medicine*. s.l. : Elsevier science, 2002. p. 410.
35. **Balk, M.W, Sheldon bivin, W et Cantrel, C.A.** *Laboratory hamsters*. 1ère. Orlando : Academic press, 1987. p. 400.
36. *Rat, souris et hamster en consultation*. **Bulliot, C.** Paris : C.N.V.S.P.A., 2004. compte rendu du congrès de la C.N.V.S.P.A. spécial NAC . pp. 111-115.
37. **Donnelly, T.M.** Rabbits: basic anatomy, physiology and husbandry. *Ferrets ,rabbits and rodents: clinical medicine and surgery*. 2ème. Philadelphia : saunders, 2004, pp. 136-146.
38. **Patton, N.M.** Colony Husbandry. *The biology of the Laboratory Rabbit*. 2ème. London : Academic Press Limited, 1994, pp. 28-46.
39. **Vogler, V.** Endocrinologie de la reproduction chez les hamsters,étude bibliographique. *Thèse Méd Vét.* Alfort : s.n., 1994. 9, p. 122.
40. **Chocu, S.** Découverte de nouvelles protéines impliquées dans la spermatogenèse chez le rat. *Biologie de la reproduction*. France : Université Renne 1, 2014.
41. **Tortora, G.J et Derrickson.** *Manuel d'anatomie et de physiologie humaine*. s.l. : Hoboken, N.J. Wiley, 2009. p. 1174.
42. **Boussit, D.** *reproduction et insémination artificielle en cuniculture chez le lapin*. [éd.] Association française de cuniculture. s.l. : Diffusion Lavoisier TECet DOC, 1989. p. 240.
43. **Gayrard, V.** *Physiologie de la reproduction des mammifères*. 2007. p. 97.
44. **Allais-Bonnet, A et Pailhoux, E.** Role of the prion protein family in the gonads. *Front Cell Dev Biol*. 2014, Vol. 2:56.
45. **Wosnitzer, M.S. et Paduch, D.A.** Endocrinological issues and hormonal manipulation in children and men with Klinefelter syndrome. *Am J Med Genet C semin Med Genet*. 2013, Vol. 163, 1, pp. 16-26.
46. **Thibault, C et Levasseur, M.C.** *La reproduction chez les mammifères et l'homme*. nouvelle edition. Paris : Ellipses, 2001. p. 928.
47. **Elaine, N, Marieb, EN et Hoehn, KN.** *Anatomie et physiologie*. 3ème. s.l. : ERPI, 2005.
48. **Sébastien, V.** Banque de Schémas. *Académie de Dijon*. [En ligne] 18 11 2005. [Citation : 30 06 2023.] [www.svt.ac-dijon.fr/schemassvt](http://www.svt.ac-dijon.fr/schemassvt).
49. **Cantwell.** rabbit and rodent anaesthesia. [auteur du livre] cantwell. *exotic animals practic analgaesia and anaesthesia*. north am : s.n., 2001, pp. 169-191.
50. **Hall, Clark,Trim.** anaesthesia of birds, laboratory animals and wild animals. [auteur du livre] Hall. *Veterinary anesthesia*. Philadelphia : Saunders, 2000, pp. 463-479.

51. **Quinton.** Nouveaux animaux de compagnie, petits mammifères. *Nouveaux animaux de compagnie, petits mammifères.* Paris : Masson-PMCAC, 2003, p. 222.
52. **Desmarchelier , M.** *Rongeurs et lagomorphes. Pour une meilleur gestion de la douleur.* s.l. : L'Action Vét, 2005. p. 1715.
53. **Standford.** Practical use of capnography in exotic animal anesthesia. *Practical use of capnography in exotic animal anesthesia.* s.l. : DVM, 2004, pp. 49-52.
54. **Gabrisch, Zwart.** la consultation des nouveaux animaux de compagnie. [auteur du livre] Gabrisch. *la consultation des nouveaux animaux de compagnie.* s.l. : Point vétérinaire, 1992, p. 402.
55. **Field, Sibold.** the laboratory Hamster and Gerbil. *the laboratory animal pocket reference series.* 1999.
56. **Quesenberry, K.E, et al., et al.** Surgical Techniques and Dentistry. *Ferrets, Rabbits and Rodents clinical medicine and surgery.* s.l. : Elsevier, 2021, pp. 426-535.
57. *Common surgical procedures in pat rodents.* **Capello, V.** 4, 2011, journal of Exotic Pet Medicine, Vol. 20, pp. 294-307.
58. **Bulliot, C.** la castration à testicule couverts. *Chirurgie des tissus mous et dentisterie des petits mammifères de compagnie.* s.l. : Le Point Vétérinaire, 2009a, Vol. 40, pp. 44-45.
59. **Pignon, C et Couritade, A.** la casration à testicule découverts. *Chirurgie des tissus mous et dentisterie des petits mammifères de compagnie.* s.l. : Le Point Vétérinaire, 2009, Vol. 40, pp. 46-47.
60. **Bulliot, C.** la castration des rongeurs par voie abdominale. *Chirurgie des tissus mous et dentisterie des petits mammifères de compagnie.* s.l. : Le Point Vétérinaire, 2009b, Vol. 40, pp. 48-49.
61. **Laizeau, H.** *Dictionnaire des médicaments vétérinaires et des produits de santé animale commercialisés en France.* Paris : Point vétérinaire, 2020. p. 2553. 978-8632-6386-0.
62. **Guérin, Y.** Conservation et utilisation du sperme épидидymaire d'ovins et de cervidés en insémination artificielle et fécondation in vitro. *Les Actes de BRG.* 2003, 173.
63. **Zambelli, D et Cunto, M.** Semen collection in cats: techniques and analysis. *Theriogenology.* 2006, Vol. 66, 2, pp. 159-165.
64. **Johnston, S.D, Root Kustritz, M.V et Olson , P.N.S.** *Canine and Feline Theriogenology.* s.l. : Saundres Company, 2001. p. 592.
65. **Frunza, I, Cernech, H et Korodoi, G.** Physical and chemical arameters of sperm. *Lucrari stiinflice Medicina Vetrinaria.* 2008, Vol. 41, pp. 631-640.
66. **Kumar, D, Joshi, A et Naqvi, S.M.K.** Objective assesement of sperm motion characteristics of Malpura ram lambs raised under intensive management sustem in semiarid tropical environment. *Trop Anim Health Prod.* 2010, 42, pp. 653-658.
67. **Stacheki, JJ, et al., et al.** Computer-assisted semen analysis (CASA) of epididymal sperm from the domestic cat. *Journal of Andrology.* 1993, Vol. 14, pp. 60-65.
68. **Mortimer, S.T.** CASA practical aspects. *journal of Andrology.* 2000, 21, pp. 515-524.
69. **Cooper Marques, C.C, Barbas, J.P et Baptista, M.C.** *Who laboratory manual for the examination and processing of humain semen.* [éd.] Dr trevor g. s.l. : World Health Organization , 2010.
70. **Ducci, M, et al., et al.** Membrane integrity evaluation in rabbit spermatozoa. *j Obst and Gunecol.* 2002, 102, pp. 53-56.
71. **Garcia-Tomas, M, et al., et al.** Aheterosis direct and maternal genetic effets on semen quality traits of rabbits. *Livestock Science.* 2006, 100, pp. 111-120.
72. **Cabannes, C.R.** Comparaison des méthodes d'évaluation de la qualité de la semence dans les espèces bovines, canine et humaine. *Thèse de doctorat vétérinaire.* s.l. : Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 2008. p. 107.

73. *Maturation of hamster epididymal sperm motility and influence of the Thiol status of hamster and rat spermatozoa on their motility patterns.* **Yeung, C.H, Oberlander, G et Cooper , T.G.** 38, r reproduction and developement : Institute of Reproductive Medecine of the University, Munster, Germany, 1994, *Molecul*, pp. 347-355.
74. **Rodriguez, J.H, et al., et al.** The effect of cadmium exposure on carbohydrates of the plasma membrane and the phosphorylation of proteins of epididymary spermatozoa of the wistar rat. [auteur du livre] E Arenas-Rios et G.F Mascorro. *Spermatozoa: a view from Mexico*. 1st. Mexico : Autonomous University of Oaxaca Benito Juárez, 2019, pp. 193-253.
75. *Rat Epididymal Sperm Quantity, Quality, and Transit Time after Guanethidine-Induced Sympathectomy.* **Kempinas, W.D.G, et al., et al.** 1998, *BIOLOGY OF REPRODUCTION*, Vol. 59, pp. 890–896.
76. *Sperm Competition, Sperm Numbers and Sperm Quality in Muroid Rodents.* **Gómez Montoto, L, et al., et al.** 3, s.l. : Public Library of Science, 2011, *PLOS ONE*, Vol. 6, p. e18173.
77. *Computerized Analysis of the Motility Parameters of Hamster Spermatozoa During Maturation.* **Devi, L.G et Shivaji, S.** s.l. : Centre for Cellular and Molecular Biology, Hyderabad, India, 1994, *MOLECULAR REPRODUCTION AND DEVELOPMENT*, Vol. 38, pp. 94-106.
78. *Sperm motility and morphology changes in rats exposed to cadmium and diazinon.* **Adamkovicova, M, et al., et al.** 1, 2016, *Reproductive Biology and Endocrinology*, Vol. 14, p. 42. 1477-7827.
79. *Development and initiation of sperm motility in the hamster epididymis.* **Kann, M.L et Serres, C.** 6, 1980, *Reprod. Nutr. Dévelop*, Vol. 20, pp. 1739-1749.
80. *The effect of temperature on the motility and viability of sperm.* **Appel, R.A., Evans, P.R et Blandy, J.P.** Londin : Department of Urology, The London Hospital, 1977, *British journal*, Vol. 49, pp. 751-756.
81. *A method for estimating the concertration of spermatozoa in the rat cauda epididymis.* **Kempinas, W.G et Lamano-Carvalho, T.L.** 1988, *Laboratory Animals* , Vol. 22, pp. 154-156.
82. **Quesenberry, Carpenter.** ferrets, rabbits and rodents clinical medecine and surgery. [auteur du livre] Quesenberry. *ferrets, rabbits and rodents clinical medecine and surgery*. s.l. : Elsevier, 2004, p. 496.
83. **Boussarie, D.** *La consultation du hamster*. s.l. : Point vétérinaire, 1997. pp. 41-51.
84. **Anjolras, E.** Prévention de l'oestrus induit par la pose d'un implant de desloréline chez la chienne: utilisation de l'acétate d'osatérone. *Thèse de doctorat vétérinaire Faculté de médecine de Créteil*. Alfort : s.n., 2011. p. 142.
85. **Hinton, B.T. et Palladino, M.A.** Epididymal epithelium: its contribution to the formation of a luminal fluid microenvironnement. *Microsc. Res. Tech.* 30, pp. 67-81.

## **ANNEXE A**

### **Matériel consommable**

- Savon Marseille
- Désinfectants (Alcool, Bétadine)
- Champs stérile
- Compresse stérile
- Anesthésie (Ketamine)
- Fils de sutures résorbable et non résorbable
- Antibiotiques : pénicilline, streptomycine
- Analgésie (acépromazine)
- Seringues stérile
- Gants chirurgicaux
- Tube de prélèvements (sec...)
- Solution de NaCl à 0,9%
- Seringues à insuline
- Eau distillé
- Bicarbonate de sodium
- Formol à 10%
- Nigrosine à 10% et éosine à 4%

### **Matériel non consommable**

- Pinces à champ
- Porte bistouri
- Lame bistouri
- Pinces clamps (hémostatique)
- Ciseaux (courbe et droit, mousse et pointu)
- Pince à dents de souris
- Pinces à dissection
- Balance
- Lame Porte objets et lamelles
- Lame Léja 2
- cellule de Thoma
- Micropipette et embouts
- Règle graduée

-Bain marie

-Microscope optique à analyse automatique (CASA)

-Boite de rangement des lames

-Marqueur

-Papier absorbant



## ANNEXE B

# Analysis of epididymal sperm in the Syrian hamster, *Mesocricetus auratus*

### I. Abstract

The hamster is a rodent long known as a laboratory animal, where it has played an essential role in medical research. At the same time, hamsters have become increasingly popular as new pets (NAC) compared to their use as animal models in the laboratory. The objective of our work is to use one of the methods of castration in the adult male Syrian hamster and to analyze the epididymis seed in order to explore the spermatic peculiarities of this species, *Mesocricetus auratus*. One-sided left testicular castration of 06 adult male Syrian hamsters is performed to collect epididymal semen for macroscopic and microscopic analysis. The results obtained, after macroscopic analysis of the semen, are: a cream color and a pH of 7. The microscopic analysis shows: an average progressive mobility of  $35.83 \pm 10.24\%$ , an average sperm concentration of  $4.01 \pm 0.29 \times 10^6$  sperm/ml, an average vitality of  $8.5 \pm 4.2\%$  and an average normal morphology of  $83.33 \pm 3.48\%$ . In conclusion, the results of macroscopic and microscopic analysis of the golden hamster seed are comparable to other rodents.

**Keywords:** *Hamster, spermatic analysis, castration, morphology.*

### II. Introduction

Reproduction is a fundamental process in the survival and perpetuation of animal species. In the animal kingdom, each species has developed specific mechanisms to ensure its reproduction. Among these species, hamsters are distinguished by their ability to reproduce quickly (1). These small rodents, often appreciated as laboratory and companion animals (2). As part of a research on reproduction and fertility in hamsters, castration is carried out to facilitate the analysis of epididymal semen. To conduct this study, we will examine a sample of 6 male golden hamsters, using specific sperm testing techniques. Further analysis will allow us to obtain quantitative and qualitative data to assess fertility and identify individual variations.

### III. AIM

The main objective of this study is to assess sperm quality, including parameters such as color, pH, sperm concentration, mobility, morphology and vitality.

#### IV. Materials and methods

Adult male golden hamsters, weighing  $105.3 \pm 7.15$  g, 5 months of age. the animals were anaesthetized with ketamine and Acepromazine, both products were injected in IM. The testis and epididymis were exposed through a left unilateral castration. Every epididymis is placed within a petri dish. The technique of collecting epididymal sperm consists in making an incision at the level of the epididymal cauda with a scalpel and crushing epididymal tubes to get out the semen collected inside them. The semen is collected in an eppendorf tube. The recovered semen is kept in at  $37^{\circ}\text{C}$  for analysis. The color, pH, mobility, sperm concentration, morphology and vitality of spermatozoa were determined.

#### V. Results and discussion

##### 1. Sperm color

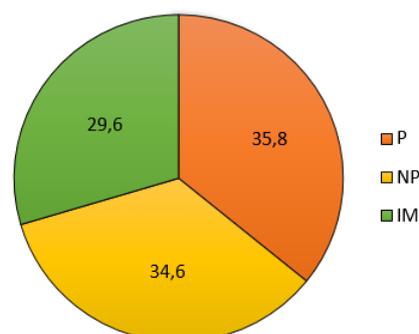
Macroscopic observation of collected epididymal sperm shows a creamy color for the whole hamster group.

##### 2. pH

The pH measured using the strips averaged 7 for the group of hamsters studied, which is almost identical to that found in the same species by Devi et al (3) with a pH of 7.2 and Yeung et al (4) with a pH of 7.4.

##### 3. Individual mobility

In adult hamster, the average progressive mobility is  $35.8 \pm 10.2\%$ , the average non-progressive mobility is  $34.6 \pm 3.4\%$  and the immobility of spz is  $29.5 \pm 9.8\%$  (Figure 1).



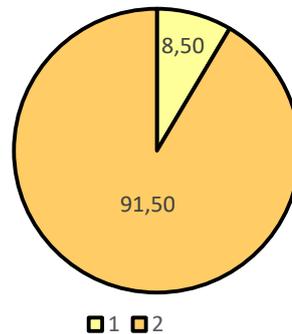
**Figure 1:** graphical representation of the percentage of individual epididymal sperm mobility in adult hamsters (p: progressive; NP: non-progressive; MI: immobile)

The progressive mobility in adult hamsters is greater than that obtained in rats by Kempinas et al. (5); but the VSL described in rats by the same author (5), and Adamkovicova et al. (7) that reported by Devi et al. (6) in hamster species are greater than our results (table 1)

**Table 1:** Individual mobility of spermatozoids in some rodents.

Species	Progressive Mobility (%)	VSL ( $\mu\text{m/s}$ )	Bibliographique references
<b>Hamster</b> <i>(Mesocricetus auratus)</i>	35,83± 10,24	24,57± 3,38	Personal results
	-	116,25	(6)
<b>Rat</b> <i>(Rattus norvegicus)</i>	27,69± 7,34	91,9±1,17	(5)
	-	42,37 5,92	(7)

#### 4. Vitality



In adult Syrian hamsters, the live sperm count is  $8.50 \pm 4.20\%$ , and the dead sperm count is  $91.50 \pm 4.20\%$  (Figure 2)

**Figure 2:** Graphic representation of epididymal sperm vitality in adult hamsters. 1: live sperm, 2: dead sperm

The vitality reported in our result is significantly lower than that recorded in the same species by Kann et al. (8), in mice (*Mus musculus musculus*) described by Gomez et al. (9) and in rats (*Rattus norvegicus*) described by Adamkovicova et al. (7). The low percentage found in adult golden hamster is probably due to the duration of sampling and especially to temperature as reported in humans by Appell et al.(10), which

concluded that sperm stored at room temperature died in contrast to sperm stored at 4°C (table 2).

**Table 2:** Discussion of the percentage of live spermatozoids in adult hamster, mouse and rat.

Species	Vitality (%)	Bibliographique references
<b>Hamster</b> <i>(Mesocricetus auratus)</i>	8,5 ± 4,2	Personal results
	90,00	(8)
<b>Mouse</b> <i>(Mus musculus musculus)</i>	88,8 ± 0,6	(9)
<b>Rat</b> <i>(Rattus norvegicus)</i>	97,44 ± 0,94	(7)

## 5. Concentration

The mean sperm concentration in epididymal semen is  $4.01 \pm 0.29 \times 10^6$  spz/ml.

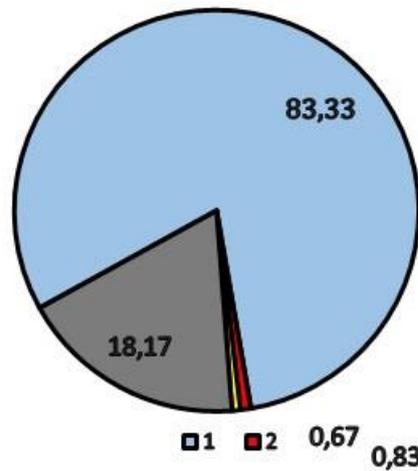
The concentration of epididymal spz obtained in our work, in the hamster (*Mesocricetus auratus*) is higher than the concentration reported by Devi et al (for the hamster species. Mouse (*Mus musculus musculus*) values reported by Gomez et al (9) and rat (*Rattus norvegicus*) values reported by Kenpinas et al (11) are significantly higher than our results (table 3).

**Table 3:** Sperm concentration in adult hamsters and various rodent species.

Species	Concentration ( $\times 10^6$ /ml.)	Bibliographique references
<b>Hamster</b> <i>(Mesocricetus auratus)</i>	4,01±0,29	Personal results
	2,00±0,00	(6)
<b>Rat</b> <i>(Rattus norvegicus)</i>	1870,00±5,60	(11)
<b>Mouse</b> <i>(Mus musculus musculus)</i>	23,20±2,00	(9)

## 6. Morphology

The average percentage of normal sperm is  $80.33 \pm 3.48\%$ . The average percentage of abnormalities of the sperm head is  $0.83 \pm 0.47\%$ , of the tail is  $18.17 \pm 3.32\%$  and for the intermediate piece is  $0.67 \pm 0.33\%$  (Figure 3).



**Figure 3:** Graphical representation of morphologie of epididymal spermatozooids of adult hamsters.

The percentage of normal sperm in rats (*Rattus norvegicus*) described by Adamkovicova et al (7) is higher than that reported in hamster labour; however, our result is higher than that reported by Gomez et al. (9) in mice (*Mus musculus musculus*) (table 4).

**Table 4:** Percentage of normal spermatozooids in adult hamsters and different species of rodents.

Species	Morphologie(%)	Bibliographique references
<b>Hamster</b> <i>(Mesocricetus auratus)</i>	83,33±3,48	Personal results
<b>Rat</b> <i>(Rattus norvegicus)</i>	97,44±0,94	(7)
<b>Mouse</b> <i>(Mus musculus musculus)</i>	73,00±3,20	(9)

## VI. Conclusion

Considering all these parameters under the experimental conditions of this study. Macroscopic and microscopic observations of epididymal sperm samples. The main characteristics of sperm are:

- Individual progressive motility of  $35.83 \pm 10.24\%$
- A normal morphology of  $83.33 \pm 3.48\%$
- A concentration of  $4.01 \pm 0.29 \times 10^6$  spz/ml
- Low vitality probably due to lengthening of analysis time or the effect of ambient temperature.

## VII. References

1. **Hirose, M et Ogura, A.** *The golden (Syrian) hamsters as a model for the study of reproductive biology: Past, Present, and future.* 00, 2 september 2018, Reproductive Medicine and Biology, pp. 1-6. <https://doi.org/10.1002/rmb2.12241>.
2. **Hoffman, R.A, Robinson, P.E et Magalhaes, H.** *The Golden Hamster; its Biology and Use in Medical Research.* s.l. : Iowa State University Press, Ames, IA, 1968.
3. **Devi, L.G et Shivaji, S.** *Computerized Analysis of the Motility Parameters of Hamster Spermatozoa During Maturation.* s.l. : Centre for Cellular and Molecular Biology, Hyderabad, India, 1994, MOLECULAR REPRODUCTION AND DEVELOPMENT, Vol. 38, pp. 94-106.
4. **Yeung, C.H, Oberlander, G et Cooper , T.G** *Maturation of hamster epididymal sperm motility and influence of the Thiol status of hamster and rat spermatozoa on their motility patterns.* 38, r reproduction and developement : Institute of Reproductive Medecine of the University, Munster, Germany, 1994, Molecul, pp. 347-355.
5. **Kempinas, W.D.G, et al., et al.** *Rat Epididymal Sperm Quantity, Quality, and Transit Time after Guanethidine-Induced Sympathectomy.* 1998, BIOLOGY OF REPRODUCTION, Vol. 59, pp. 890-896.
6. **Devi, L.G et Shivaji, S.** *Computerized Analysis of the Motility Parameters of Hamster Spermatozoa During Maturation.* s.l. : Centre for Cellular and Molecular Biology, Hyderabad, India, 1994, MOLECULAR REPRODUCTION AND DEVELOPMENT, Vol. 38, pp. 94-106.
7. **Adamkovicova, M, et al., et al.** *Sperm motility and morphology changes in rats exposed to cadmium and diazinon.* 1, 2016, Reproductive Biology and Endocrinology, Vol. 14, p. 42. 1477-7827.
8. **Kann, M.L et Serres, C** *Development and initiation of sperm motility in the hamster epididymis.* 6, 1980, Reprod. Nutr. Dévelop, Vol. 20, pp. 1739-1749.
9. **Gómez Montoto, L, et al., et al** *Sperm Competition, Sperm Numbers and Sperm Quality in Muroid Rodents.* 3, s.l. : Public Library of Science, 2011, PLOS ONE, Vol. 6, p. e18173.
10. **Appel, R.A., Evans, P.R et Blandy, J.P.** *The effect of temperature on the motility and viability of sperm.* London : Department of Urology, The London Hospital, 1977, British journal, Vol. 49, pp. 751-756.
11. **Kempinas, W.G et Lamano-Carvalho, T.L.** *A method for estimating the concentration of spermatozoa in the rat cauda epididymis.* 1988, Laboratory Animals , Vol. 22, pp. 154-156.

**LAIFAOU Imane Nour El Houda****MEDIGUE Mohamed Akram**

Université de Blida-1/ Institut des sciences Vétérinaires

Promotrice : Dr. BOUKENAOUI-FERROUK N.

## **Analyse de la semence épидидymaire chez le hamster Syrien, *Mesocricetus auratus***

Le hamster est un rongeur connu depuis longtemps comme un animal de laboratoire, où il a joué un rôle essentiel dans la recherche médicale. En parallèle, par rapport à leur utilisation comme modèle animal en laboratoire, les hamsters sont devenus de plus en plus appréciés comme nouveaux animaux de compagnie (NAC). L'objectif de notre travail est d'utiliser une des méthodes de castration chez le hamster Syrien mâle adulte et d'analyser la semence épидидymaire afin d'explorer les particularités spermatiques propres à cette espèce, *Mesocricetus auratus*. Une castration à testicules découverts unilatérale gauche de 06 hamsters Syriens mâles adultes est réalisée pour prélever la semence épидидymaire pour l'analyser macroscopiquement et microscopiquement. Les résultats obtenus, après analyse macroscopique de la semence, sont : une couleur crème et un pH de 7. L'analyse microscopique montre : une mobilité progressive moyenne de  $35,83 \pm 10,24\%$ , une concentration moyenne en spermatozoïde de  $4,01 \pm 0,29 \times 10^6$  spermatozoïde/ml, une vitalité moyenne de  $8,5 \pm 4,2\%$  et une morphologie normal moyenne de  $83,33 \pm 3,48\%$ . En conclusion, les résultats d'analyse macroscopique et microscopique de la semence du hamster doré sont comparables aux autres rongeurs.

**Mots clés :** *Hamster, analyse spermatique, castration, morphologie.*