



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la
Recherche Scientifique
جامعة البليدة 1
Université Blida 1



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biotechnologies & Agro-Ecologie

Mémoire

En vue de l'obtention du Diplôme d'un Master Académique

Option

Biotechnologie et Pathologie Moléculaire

Thème

**Etude des particularités cellulaires du tube digestif
de la gerboise déserticole**

Présenté par : Mlle KHOULI Maroua

Mlle SAGGAI Zineb

Devant le Jury :

M. ZATRA Y.	Maitre de conférences B	SNV, Blida1	Présidente
M. BENAZOUZ F.	Maitre Assistante A	SNV, Blida1	Examinatrice
M. DJAZOULI ALIM FZ.	Professeur	SNV, Blida1	Promotrice

Session 2021 / 2022

Dédicace

Je dédie ce modeste travail :

*A mes chers parents, ma mère **Djamila** et mon père **Ahmed** pour leur patience, leur amour, leur soutien, et leurs encouragements.*

*A mon mari chéri **Med Amine** qui m'a donné la force et la volonté et m'a soutenu tout au long de mes études.*

*A mes très chers sœurs **Meriem** et **Sara** source de joie et de bonheur, je vous souhaite un avenir plein de santé et de réussite.*

*A mon très cher frère **Sofiane** et sa femme **Ihcene**, je vous souhaite une vie plein de bonheur.*

A toute la famille qui m'a doté d'une éducation digne, son amour a fait de moi ce que je suis aujourd'hui.

*A mon cher binôme **Khouli Maroua**, je te souhaite tout ce que tu veux avec une vie pleine de joie et de succès.*

*Et enfin, je dédie cet évènement marquant de ma vie à la mémoire de ma fille chérie, mon ange **Djenna**, disparue trop tôt.*

Saggai Zineb

Dédicaces

Au nom du DIEU clément et miséricordieux et que le salut de DIEU soit sur son prophète MOHAMMED

Je dédie ce modeste travail en signe de respect et de remerciement :

A mes chers parents, mon père KAMEL et ma mère NASSIMA pour leur patience, leur amour, leur soutien, et leurs encouragements « Que DIEU vous préserve et vous procure santé et longue vie ».

A mon frère AMINE et ma sœur SARA

A mon très cher fiancé HICHEM

A mes chers aimés.

A mon cher binôme Saggai Zineb, je te souhaite tout ce que tu veux avec une vie pleine de joie et de succès.

KHOULI MAROUA

Remerciements

*Avant toute chose, on remercie **ALLAH**, le tout puissant de nous avoir donné le courage, la volonté et la patience de mener à terme ce travail.*

On tient à remercier avec plus grande gratitude les membres de jury qui nous ont fait le plus grand honneur d'évaluer ce travail.

*A Madame **Zatra.Y**. Pour avoir fait l'honneur d'accepter de présider le jury de ce mémoire.*

*On remercie également madame **Ben Azouz.F**, pour l'honneur d'accepter de participer au jury en tant que l'examinatrice de ce mémoire.*

*Nous remercions notre promotrice Madame **ALIME-DJAZOULLI Fatma Zohra**, pour nous avoir encadré dans ce mémoire.*

Son soutien, ses précieux conseils qui nous ont permis de mener à bien ce travail, son encouragement, ses compétences et sa disponibilité.

*De même on remercie vivement le directeur de l'école nationale de l'aliment et des industries agro-Alimentaires Monsieur **DJAZOULLI** pour l'acceptation au sein de son respectable établissement et qui nous a mis à notre disposition tous les instruments nécessaires à notre mémoire.*

*On tient à remercier toutes les personnes qui ont contribué au succès de notre stage et qui nous ont aidées lors de la rédaction de ce mémoire. Nous remercions particulièrement Madame **Hamdani.K**.
« Merci pour ton aide et tes nombreux services rendus ».*

*Nous remercierons Madame **HASNI.A**, pour son aide pratique et son soutien morale.*

Nous nous rendons compte que ce mémoire n'est pas encore parfait et il existe toujours des fautes soit dans l'écriture, soit dans la grammaire de chaque phrase, et à partir de cela, nous acceptons volontairement des critiques et des suggestions afin de pouvoir l'améliorer.

Nous tenons à témoigner toutes nos connaissances à l'ensemble des enseignants de la faculté S.N.V pour leurs générosités et leurs aides qu'ils nous ont procuré durant tous notre cursus et qu'ils soient vivement remerciés.

Sommaire

Introduction.....	01
-------------------	----

Chapitre I : Données Bibliographiques

1. Généralités sur l'organisation de l'appareil digestif.....	03
1.1. Appareil digestif des mammifères.....	03
1.1.1. L'histologie du tube digestif.....	03
1.1.1.1. La muqueuse.....	04
1.1.1.2. La sous-muqueuse.....	04
1.1.1.3. La musculature.....	04
1.1.1.4. L'adventice.....	04
1.1.2. Glandes accessoires.....	06
1.1.2.1. Œsophage.....	07
1.1.2.2. Estomac.....	08
1.1.2.3. Intestin grêle.....	10
1.1.2.3.1. Duodénum.....	12
1.1.2.3.2. Jéjunum.....	12
1.1.2.3.3. Iléon.....	13
1.1.2.4. Gros intestin.....	13
1.1.2.4.1. Caecum.....	15
1.1.2.4.2. Colon.....	16
2. Histologie fonctionnelle de tube digestif.....	19
2.1. Estomac.....	19
2.2. Intestin grêle.....	19
2.3. Gros intestin.....	20

Chapitre II : Matériels et méthodes

1.	Lieu de réalisation de la partie expérimentale.....	21
2.	Matériel biologique.....	21
2.1.	Taxonomie de l'animal.....	21
2.1.1.	Classification.....	21
2.2.	Répartition géographique de <i>Jaculus jaculus</i>	21
2.3.	Biologie de la petite gerboise.....	22
2.3.1.	Caractéristiques phénotypiques.....	22
2.3.2.	Caractéristiques morphométriques.....	23
2.3.3.	Comportement.....	24
2.3.4.	Le régime alimentaire.....	24
2.3.5.	Reproduction.....	25
3.	Méthode histologique.....	25
3.1.	Prélèvement et fixation.....	25
3.2.	Circulation.....	25
3.2.1.	Déshydratation.....	25
3.2.2.	Eclaircissement.....	26
3.2.3.	Imprégnation à la paraffine.....	26
3.3.	Inclusion (ou enrobage).....	27
3.4.	Microtomie (confection des coupes).....	28
3.5.	Etalement des coupes.....	28
3.5.1.	Préparation des lames gélatinées.....	28
3.6.	Coloration.....	28
3.6.1.	Déparaffinage.....	29
3.6.2.	Réhydratation.....	29
3.6.3.	Coloration d'Hématoxyline Eosine.....	29
3.6.4.	Coloration de Trichrome de Masson.....	30

3.6.5. Montage.....	32
3.7. Acquisition d'images.....	32

Chapitre III : Résultats

1. Anatomie de tube digestif de <i>Jaculus jaculus</i>	33
1.1. Estomac.....	34
1.2. Intestin grêle.....	34
1.3. Gros intestin.....	34
2. Histologie de tube digestif de <i>Jaculus jaculus</i>	36
2.2. Histologie de l'estomac.....	36
2.3. Histologie du duodénum.....	41
2.4. Histologie du jéjunum.....	41
2.5. Histologie de l'iléon.....	44
2.6. Histologie de caecum.....	46
2.7. Histologie du colon.....	46

Chapitre IV : Discussion

1. Microanatomie comparée et particularité des éléments de tube digestif chez la petite gerboise déserticole.....	49
---	----

Conclusion.....	54
-----------------	----

Références bibliographiques.....	55
----------------------------------	----

Annexe

Listes des figures

Figure 1 : Coupe transversale des particularités histologiques de la paroi digestif.....	5
Figure 2 : Le tube digestif des rongeurs	6
Figure 3 : coupe transversale de la paroi de l'œsophage	7
Figure 4 : Anatomie interne de l'estomac (vue antérieure).....	10
Figure 5 : Caecum des rongeurs	16
Figure 6 : Vue antérieur du gros intestin, avec ses principaux segments.....	17
Figure 7 : Gerboise déserticoles.....	21
Figure 8 : Répartition géographique de la gerboise déserticole.....	22
Figure 9 : Différentes étapes de confection des blocs.....	27
Figure 10 : Batterie de coloration d'hématoxyline éosine.....	30
Figure 11 : Batterie de coloration de Trichrome de Masson.....	31
Figure 12 : Anatomie de tube digestif de la gerboise déserticoles.....	35
Figure 13 : Coupe histologique au niveau de la paroi de l'estomac de la gerboise déserticole.....	38
Figure 14 : Particularité des cellules glandulaires de la muqueuse gastrique.....	40
Figure 15 : Coupe histologique au niveau de la paroi du duodénum.....	42
Figure 16 : Coupe histologique au niveau de la paroi du jéjunum.....	43
Figure 17 : Coupe histologique au niveau de la paroi de l'iléon.....	45
Figure 18 : Coupe histologique au niveau de la paroi de caecum.....	47
Figure 19 : Coupe histologique au niveau de la paroi du colon.....	48

Liste des tableaux

Tableau I : Comparaison de la structure des différentes parties du tractus gastro-intestinal	18
Tableau II : Les dimensions de <i>Jaculus jaculus</i>	24

Liste des abréviations

C.Ep : Couche épithéliale

Chr : Chorion

Ep : Epithélium

GI : Gastro intestinale

GI : Glande

HE : Hématoxyline Eosine

L : Lumière

Mq : Muqueuse

MsC : Musculeuse

Mv : Microvillosités

PAF : Para formaldéhyde

SMq : Sous-muqueuse

Sr : Séreuse

TGI : Tractus gastro intestinale

VL : Villosités

Résumé

Notre étude a porté pour la première fois sur, l'exploration histologique des particularités de la paroi du tractus gastro-intestinale (estomac, intestin grêle, cœcum, gros intestin) de la petite gerboise déserticole (*Jaculus jaculus*), afin de comprendre son régime alimentaire et à ses conditions de vie.

Deux méthodes de colorations topographiques ont été utilisées : l'Hématoxyline et Eosine et le trichrome de Masson sur trois animaux élevés au laboratoire et recevant un régime de grains.

Les résultats obtenus ont révélé sur le plan histologique que la paroi digestive est constituée de quatre couches : muqueuse, sous-muqueuse, musculieuse, séreuse tout au long du tractus gastro intestinale. L'estomac renferme des glandes muqueuses et des cellules pariétales qui sécrètent l'acide chlorhydrique du suc gastrique. De plus, l'intestin grêle est composé de trois segments successifs : le duodénum, jéjunum et iléon qui comprennent différentes glandes (Lieberkühn et Brunner) et différentes cellules caliciformes sécrétrices du mucus, des cellules de Paneth sécrètent des protéines antimicrobiennes (lysozyme), et des entérocytes qui sont responsable de la fonction d'absorption intestinal. En outre, le gros intestin comprend le caecum et le côlon qui comprennent des glandes de Lieberkuhn qui produisent entre autres substances du mucus grâce à leurs cellules caliciformes et des cellules en division.

Ceci nous a poussées à noter que le tractus gastro intestinal de la petite gerboise déserticole est comparable avec le tractus gastro intestinal de la souris, néanmoins on a remarqués une abondance des cellules de Paneth immunitaires et des cellules à mucus.

Mots clés : *Jaculus jaculus*, granivore, tractus gastro intestinale, histologie.

Abstract

Our study focused for the first time on the histological exploration of the particularities of the wall of the gastrointestinal tract (stomach, small intestine, cecum, large intestine) of the small desert jerboa (*Jaculus jaculus*), in order to understand the structure-function adaptation to its diet and living conditions.

Two topographic staining methods were used: Hematoxylin and Eosin and Masson's trichrome on three animals reared in the laboratory and receiving a grain diet.

The results obtained revealed on the histological level that the digestive wall consists of four layers: mucosa, sub-mucosa, muscular, serous throughout the gastrointestinal tract. The stomach contains mucous glands and parietal cells that secrete hydrochloric acid from gastric juice. In addition, the small intestine is composed of three successive segments: the duodenum, jejunum and ileum which include different glands (Lieberkühn and Brunner) and different mucus-secreting goblet cells, Paneth cells secrete antimicrobial proteins (lysozyme), and enterocytes which are responsible for the function of intestinal absorption. In addition, the large intestine includes the cecum and the colon which include Lieberkuhn's glands which produce mucus among other substances through their goblet cells and dividing cells.

This led us to believe that the gastrointestinal tract of the small desert jerboa is comparable to the gastrointestinal tract of the mouse, however we noticed an abundance of immune Paneth cells and mucus cells.

Keywords: Small desert jerboa, granivor, gastrointestinal tract, histo-function, adaptation.

ركزت دراستنا لأول مرة على الاستكشاف النسيجي لخصوصيات جدار الجهاز الهضمي (المعدة والأمعاء الدقيقة والأعور والأمعاء الغليظة) من الجربوع الصحراوي الصغير (جاكولوس جاكولوس) ، من أجل فهم وظيفة الهيكل التكيف مع نظامها الغذائي و ظروفها المعيشية.

تم استخدام طريقتين للتلوين الطبوغرافي: الهيماتوكسيلين و ايزون و ثلاثي الألوان ماسون على ثلاثة حيوانات تمت تربيتها في المختبر وتلقى نظامًا غذائيًا من الحبوب.

أظهرت النتائج على المستوى النسيجي أن جدار الجهاز الهضمي يتكون من أربع طبقات: الغشاء المخاطي، الغشاء المخاطي الفرعي، العضلي، المصلي في جميع أنحاء الجهاز الهضمي. تحتوي المعدة على الغدد المخاطية والخلايا الجدارية التي تفرز حمض الهيدروكلوريك من العصارة المعدية. بالإضافة إلى ذلك ، تتكون الأمعاء الدقيقة من ثلاثة أجزاء متتالية: الاثني عشر ، الصائم والدقاق والتي تشمل غددًا مختلفة (ليبيريكون وبرونر) وخلايا كؤوس مخاطية مختلفة، وخلايا بانيث تفرز البروتينات المضادة للميكروبات (الليزوزيم) ، والخلايا المعوية المسؤولة لوظيفة الامتصاص المعوي. بالإضافة إلى ذلك ، فإن الأمعاء الغليظة تشمل الأعور والقولون والتي تشمل غدد ليبيريكون التي تنتج المخاط من بين المواد الأخرى من خلال الخلايا الكأسية والخلايا المنقسمة.

قادنا هذا إلى الاعتقاد بأن الجهاز الهضمي للجربوع الصحراوي الصغير يمكن مقارنته بالجهاز الهضمي للفأر ، لكننا لاحظنا وفرة من خلايا المناعية بانيث والخلايا المخاطية.

الكلمات المفتاحية: الجربوع الصحراوية الصغيرة ، اكل الحبوب ، الجهاز الهضمي ، الوظيفة النسيجية ، التكيف

Le désert est un endroit où les conditions extrême. Les rongeurs désertiques échappent aux conditions rigoureuses de ce climat chaud en creusant des terriers et en développent des stratégies adaptatives comportementales et physiologiques **(Baddouri et al., 1985)**.

En générale les rongeurs déserticoles ne boivent pas l'eau qui est nécessaire à leur survie, la petite gerboise a des caractéristiques physiologiques où elle a réussi à vivre dans des conditions difficiles dans le désert et des endroits sahariens sous terrain. Ils proviennent essentiellement de deux sources : l'eau préformée dont l'importance varie selon le régime herbivore ou granivore, et l'eau métabolique provenant du catabolisme des constituants (lipides, glucides, protides) de la nourriture **(Petter et al., 1984)**.

Les Dipodidae sont essentiellement des rongeurs des steppes et des déserts d'Afrique et d'Asie. Cette famille comprend la gerboise des steppes *Jaculus jaculus* ou petite gerboise d'Egypte est l'espèce le plus spécialisée qui nous intéresse le plus. La gerboise présentant de fortes variations saisonnières dans les fonctions biologiques afin de survivre à des conditions difficiles **(Linnaeus, 1758)**.

Les activités du système digestif peuvent être regroupées sous quatre principales fonctions : L'ingestion, la propulsion, la digestion, l'absorption **(Ross et Wilson, 2009)**.

Cette fonction est assurée par une microstructure histologique comprenant :

La muqueuse, la sous muqueuse, la musculuse, la séreuse. La couche muqueuse est la tunique la plus interne, directement en contact avec la lumière, elle est composée de trois couches concentriques selon **(Leslie et al., 2009)** :

L'épithélium ayant des propriétés de sécrétion et d'absorption. Le chorion (Lamina propria), est un tissu conjonctif contenant des glandes et des vaisseaux. La musculaire muqueuse est constituée en général par deux fines couches de muscles lisse, responsable de la contractilité de la muqueuse.

L'objectif de ce travail est d'étudier l'architecture générale de tube digestif de la petite gerboise déserticole (*Jaculus jaculus*) et plus précisément de mettre en

évidence les particularités cellulaires du tractus gastro intestinal chez cet animal adapté à un milieu pauvre en eau et en aliments.

1. Généralités sur l'organisation de l'appareil digestif

1.1. Appareil digestif des mammifères

L'appareil digestif comprend un ensemble d'organes qui sont subdivisés en tube digestif et organes annexes.

Le tube digestif est composé par l'œsophage, l'estomac, l'intestin grêle, le caecum le gros intestin et le rectum. Les organes annexes sont : les dents, la langue, les glandes salivaires la vésicule biliaire, le foie et le pancréas (**Dadoune et al., 1990**).

Cet appareil est organisé selon la position anatomique en deux parties céphalique (supérieurs) et du tronc (inférieure) (**Welsch, 2002**).

1.1.1. L'histologie du tube digestif

Le tube digestif est une succession de compartiments, dans la lumière desquels transite le bol alimentaire qui est soumis à l'action de diverses sécrétions. Il débute par la cavité buccale, se poursuit ensuite par l'œsophage puis l'estomac et le tractus gastro-intestinale (**She paul, 2008**).

Le tube digestif est principalement impliqué dans la dégradation des aliments et leur absorption dans l'organisme. Ce phénomène comporte cinq étapes successives : l'ingestion, la fragmentation, la digestion, l'absorption et l'élimination des produits de dégradation (**Heath et al., 2008**).

L'intestin se divise en intestin grêle (duodénum, jéjunum et iléon) et en gros intestin (caecum, colon et rectum) (**Lullmann Rauch, 2008**).

Sur le plan structural, l'architecture de base de la paroi du tube digestif est présentée dans **la figure 01**. Elle comporte quatre tuniques concentriques, de la lumière intestinale vers l'extérieur :

1.1.1.1. La muqueuse

La tunique la plus interne, directement en contact avec la lumière, elle est composée de trois couches concentriques selon **(Leslie et al., 2009)** :

- **L'épithélium** : Bordant la lumière et ayant des propriétés de sécrétion et d'absorption.
- **Le chorion (Lamina propria)** : C'est un tissu conjonctif contenant des glandes et des vaisseaux.
- **La musculaire muqueuse** : Constituée en général par deux fines couches de muscles lisse, responsable de la contractilité de la muqueuse.

1.1.1.2. La sous-muqueuse

La sous-muqueuse est faite d'une épaisse couche de tissu conjonctif. Elle a un rôle de soutien mécanique de la muqueuse et lui fournit l'innervation et la vascularisation sanguine et lymphatique.

1.1.1.3. La musculuse

Elle est composée habituellement d'une couche musculaire lisse circulaire interne et une couche musculaire lisse longitudinale externe. La musculuse a pour fonction de malaxer le contenu digestif le long du tube digestif par péristaltisme.

1.1.1.4. L'adventice (Séreuse)

Cette couche externe conjonctive lâche forme le tissu de soutien des gros vaisseaux et des nerfs et contient une quantité plus au moins importante du tissu adipeux. Dans la cavité abdominale l'adventice est assimilé à une séreuse (péritoine viscéral) et est revêtue d'un simple épithélium pavimenteux (mésothélium). Ailleurs, l'adventice se confond avec les tissus rétropéritonéaux **(Heath et al., 2008)**.

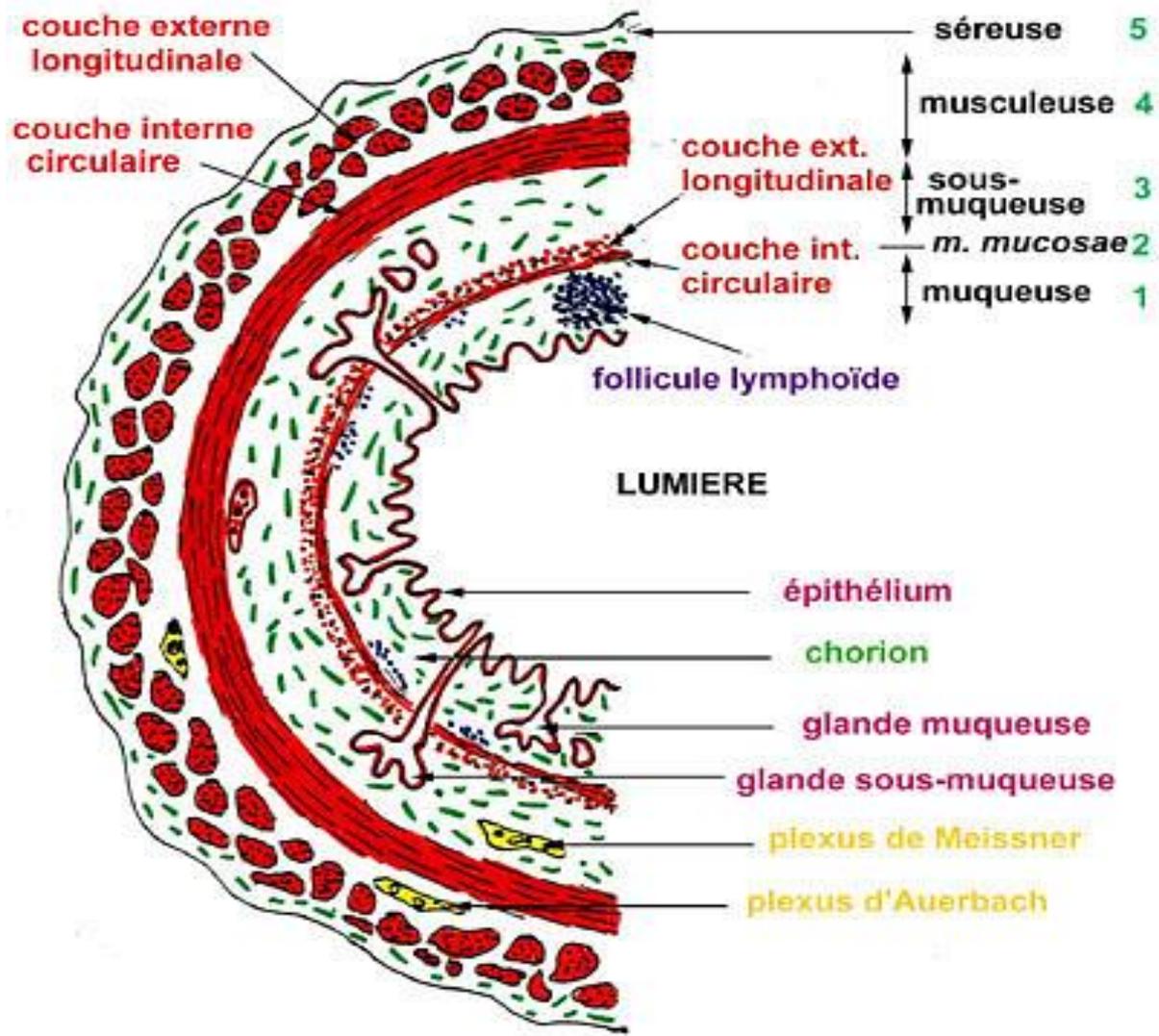


Figure 1 : Coupe transversale de particularités histologiques de la paroi digestif d'un rongeur (Kierszenbaum, 2006).

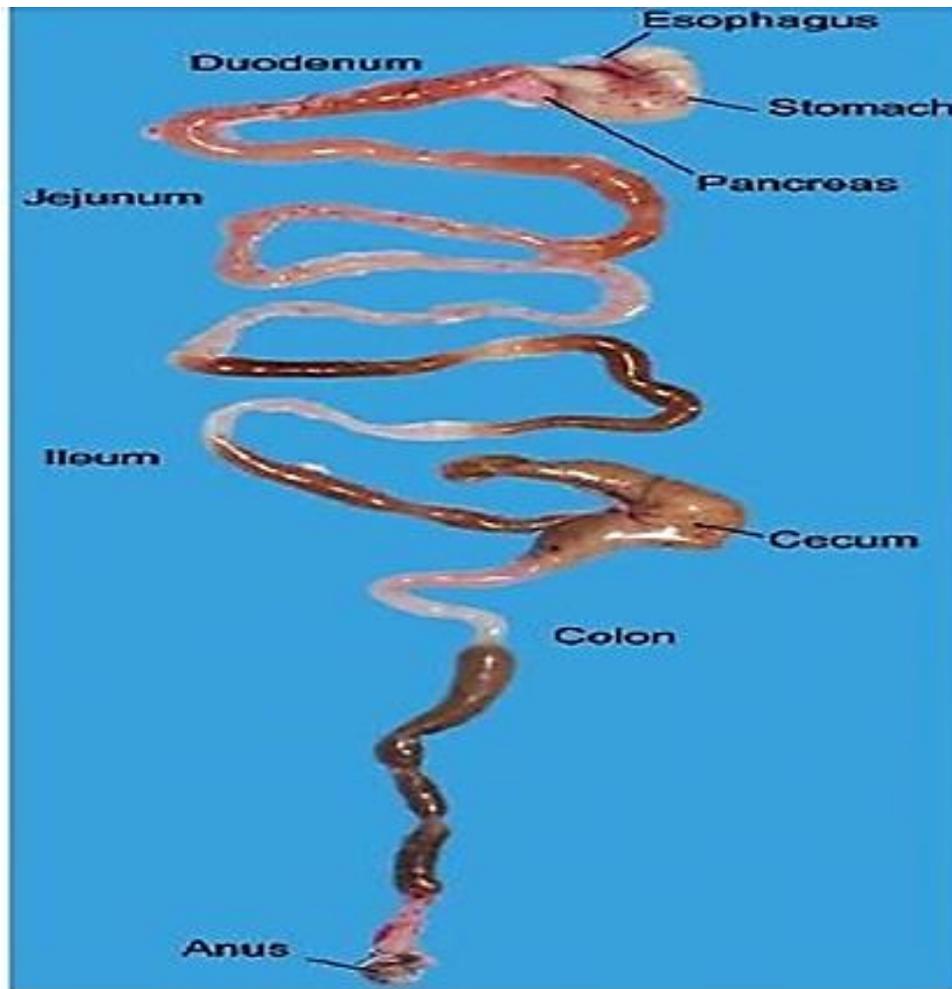


Figure 2 : Tube digestif des rongeurs (Piper et al., 2015)

1.1.2. Glandes accessoires

1.1.2.1. Œsophage

➤ Anatomie de l'œsophage

C'est un tube musculaire reliant le pharynx à l'estomac. Il descend dans le thorax, traverse le diaphragme et pénètre dans l'estomac à travers le cardia. Les contractions de sa musculature propulsent les aliments jusqu'à sa partie inférieure en 2 second environ (Alogninouwa et al., 1992).

➤ **Histologie de l'œsophage**

Les couches histologiques de l'œsophage sont comme suite :

- **La muqueuse**

Elle est constituée d'un épithélium pavimenteux stratifié non kératinisé recouvrant un chorion contenant de nombreuses papilles de tissu conjonctif.

- **La musculaire muqueuse**

Elle est absente de la partie supérieure de l'œsophage mais devient organisée à proximité de l'estomac. Dans l'œsophage à l'état relâché, la muqueuse et la sous-muqueuse forment des plis longitudinaux qui donnent à la lumière un contour irrégulier (**Kierszenbaum, 2006**).

- **La sous-muqueuse**

Elle est faite d'un tissu conjonctif riche en fibres élastiques. Elle renferme des glandes œsophagiennes, qui sont réparties sur toute la hauteur de l'œsophage.

- **L'adventice**

Elle est faite de tissu conjonctif fibreux, infiltrés par de très nombreuses cellules graisseuses (**Dadoune et al., 1990**).

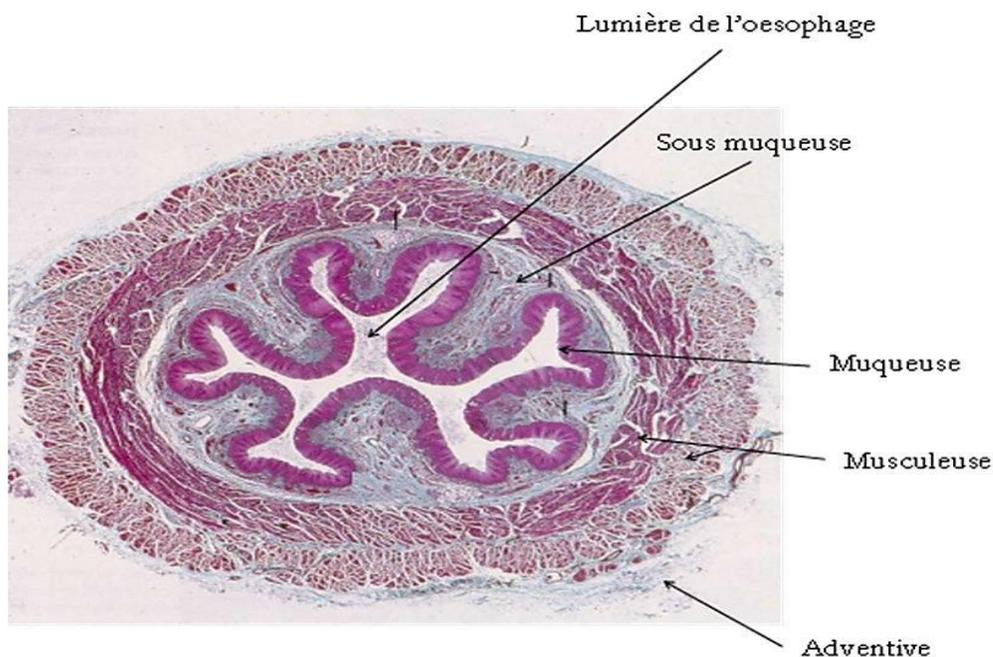


Figure 3 : Coupe transversale de la paroi de l'œsophage (Welsch, 2002).

1.1.2.2. L'Estomac

➤ Anatomie de l'estomac

L'estomac est un organe en forme de sac qui reçoit la nourriture venant de l'œsophage et qui libère son contenu, le chyme, dans le duodénum (**Leslie et al., 1992**).

C'est un renflement du tube digestif en forme de J ; il est situé directement sous le diaphragme dans les régions épigastriques, ombilicales et hypochondriaque gauche de l'abdomen. Il relie l'œsophage au duodénum, qui est la première partie de l'intestin grêle (**Tartora et Derrickson, 2007**).

➤ Histologie de l'estomac

- La muqueuse

Est de forme glandulaire tubulaire, l'épithélium décrit des replis appelés cryptes qui se prolongent dans le chorion par les glandes fundiques, entre les glandes fundiques, se trouve un chorion formé par un tissu conjonctif lâche. Trois zones histologiques différentes sont distinguées (**Heath et al., 2008**) :

(i)Le cardia : est une zone peut étendu contenant principalement des glandes à sécrétion muqueuse elle fait suite brutalement à la muqueuse œsophagienne et est constituée de mucocytes qui continuent la couche profonde de l'œsophage. Elle comporte quelques glandes à mucus situées dans le chorion de la muqueuse.

(ii) La muqueuse du fundus et du corps de l'estomac : correspond à la région histologique prédominante, est constituée de glandes qui sécrètent des sucs gastriques acides ainsi qu'une certaine quantité de mucus protecteur. Elles sont composées de cinq types de cellules (**Van Zyl et al., 2005**) :

Les cellules souches : Elles apparaissent en division et leur prolifération sur le renouvellement de la muqueuse.

Les cellules bordantes (ou cellules pariétales) : Sont de grandes cellules arrondies réparties sur toute la hauteur de la glande, elles sécrètent l'acide chlorhydrique du suc gastrique grâce à une pompe à protons et sécrètent également une glycoprotéine, le facteur intrinsèque nécessaire à l'absorption de la vitamine B 12.

Les cellules à mucus : Elles possèdent un noyau basal et des grains de sécrétion.

Les cellules principales : Leur cytoplasme est fortement basophile et présente des grains de sécrétion contenant du pepsinogène, précurseur de la pepsine.

Les cellules neuroendocrines : Appartiennent à l'ensemble des cellules neuroendocrines de tube digestif, elles sécrètent la gastrine qui stimule la production d'HCl par les cellules bordantes.

(iii) Les glandes du pylore : Elles ont une surface irrégulière découpée par des cryptes glandulaires profondes au niveau desquelles s'abouchent les glandes pyloriques (glandes tubuleuses ramifiées formées de cellules à mucus et de cellules endocrines) et est revêtue de mucocytes (**O'Malley, 2005**).

- **La sous muqueuse**

En dehors d'être bien vascularisé, n'a pas de particularité locale.

- **La musculuse**

Une couche épaisse, renforcée par une troisième couche interne oblique et comporte : une couche interne épaisse oblique, une couche moyenne circulaire et une couche externe longitudinale.

- **La séreuse**

En tant qu'organe intra-abdominal, l'estomac est couvert par une séreuse qui est une différenciation du feuillet viscéral du péritoine (**Leslie et al., 2009**).

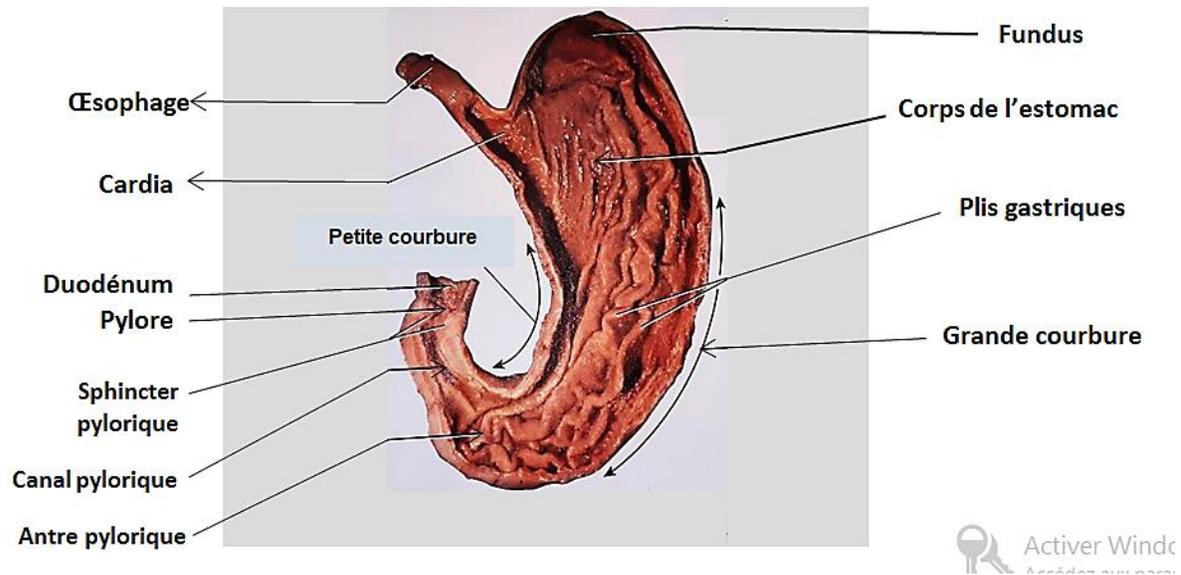


Figure 4 : Anatomie interne de l'estomac (vue antérieure) (Tartora et Derrickson, 2007).

1.1.2.3. Intestin grêle

➤ Anatomie de l'intestin grêle

Sa longueur procure une grande surface pour la digestion et l'absorption (**Tartora et Derrickson, 2007**).

Il comprend trois régions : le duodénum, le jéjunum et l'iléon ses couches histologiques comprennent différents segments.

➤ Histologie de l'intestin grêle

- La muqueuse

Présente des replis, les villosités et les cryptes, dont la morphologie change et dont la hauteur diminue du duodénum à l'iléon (**Leslie et al., 1992**).

(i) Les villosités : sont revêtu d'un épithélium prismatique simple dont lequel il y-a des cellules absorbantes avec bordure en brosse et des cellules caliciformes (réparties parmi les entérocytes sécrètent du mucus) **(Tartora et Derrickson, 2007)**.

(ii) Les cryptes (glande Lieberkuhn) : sont des glandes tubuleuses simple résultant de l'invagination de l'épithélium intestinal dans la lamina propria, il existe quatre types cellulaires selon **(Welsch, 2002)** :

Cellules caliciformes : sont des cellules glandulaires, ou des glandes sécrétrices de mucus.

Cellules intermédiaires : sont des cellules immatures capables de se diviser et situer vers le fond des cryptes.

Les entérocytes : sont des cellules les plus nombreuses et sont responsable de la fonction d'absorption intestinal.

Cellules de Paneth : sont des cellules de l'épithélium de l'intestin grêle situées au fond des glandes des cryptes Lieberkuhn. Elles limitent l'invasion bactérienne en sécrétant des protéines antimicrobiennes, dont le lysozyme.

- **La sous-muqueuse**

Dans le tissu conjonctif de la sous-muqueuse se trouve un réseau de ganglions et de faisceaux nerveux interconnectés forment le plexus sous-muqueux (plexus de Meissner).

- **La musculuse**

Elle est organisée par une couche musculaire circulaire interne et une couche longitudinale externe. Entre ces deux couches musculaires se trouve un autre réseau de cellules nerveuses appelées les plexus myentériques, qui sont responsables de la motilité de l'intestin.

- **L'adventice ou la séreuse**

Est la tunique conjonctive externe, Elle permet le glissement des différents segments intestinaux les uns contre les autres au cours des mouvements péristaltiques (**Menche, 2007**).

1.1.2.3.1. Le duodénum

Correspond à la partie initiale de l'intestin grêle et reçoit les aliments partiellement digérés sous la forme de chyme gastrique acide, par l'intermédiaire du canal pylorique (**Wheater et al., 2001**).

Les cryptes deviennent de plus en plus profondes du duodénum en direction de l'iléon (**Welsch, 2002**).

On trouve uniquement dans le duodénum les glandes de Brunner. Elles sont situées en profondeur dans la paroi intestinale, en générale dans la sous-muqueuse. Elles fabriquent, avec les autres cellules productrices de mucus, une couche de protection de surface (**Menche, 2007**).

1.1.2.3.2. Le jéjunum

C'est le plus long segment de l'intestin grêle ; il possède une constitution pariétale typique de cette partie de tube digestif. Il accomplit la plus grande partie de la résorption des substances alimentaires (**Welsch, 2002**).

Dans sa partie initiale, des plis circulaires de Kerckring moins développés et des villosités sont entassées. Dans sa partie moyenne, les plis circulaires de Kerckring deviennent moins hauts et les villosités sont un peu plus dispersées. On rencontre occasionnellement des follicules solitaires (**Norbert, 2006**).

1.1.2.3.3. Iléon

C'est le segment terminal de l'intestin grêle. Il possède encore spécialement dans sa dernière partie, quelques plis de Kerckring peu élevés et des villosités relativement courtes et éparses. Ses principales caractéristiques sont les plaques de Peyer. Celles-ci se présentent comme des élevures qui contiennent un tissu lymphatique en grande quantité.

Le tissu lymphatique des plaques de Peyer se situe dans la muqueuse et atteint souvent la sous-muqueuse. Une musculaire muqueuse est absente à ce niveau et les cryptes y sont rares (**Welsch, 2002**).

Les plaques de Peyer sont impliquées dans l'échantillonnage d'antigènes présents dans la lumière intestinale et dans leur présentation au système immunitaire, c'est un lieu d'activation et de multiplication des lymphocytes sont séparés les uns des autres par des zones inter-folliculaires spécialisées dans la sensibilisation des lymphocytes T (**Agossou, 1991**).

1.1.2.4. Gros intestin

➤ Anatomie du gros intestin

Le gros intestin prolonge l'intestin grêle depuis la jonction iléocœcale jusqu'au rectum. Il débute dans la fosse iliaque droite postérieure par le côlon droit qui comprend : d'une part, le caecum situé en dessous de l'abouchement de l'iléon et auquel est rattaché l'appendice ; d'autre part, le côlon ascendant qui remonte verticalement jusque sous le foie. Il se poursuit par le côlon transverse qui gagne l'angle splénique, puis par le côlon gauche, descendant. Il se termine par le colon pelvien, ou anse sigmoïde, qui décrit une boucle et se continue par le rectum (**Dadoune et al., 1990**).

➤ Histologie du gros intestin

La paroi du gros intestin possède les quatre couches de tissu communs à la plupart des sections de tube digestif:

- **La muqueuse** selon (Tartora et Derrickson, 2007).

Elle se compose d'un épithélium simple prismatique, d'un chorion (tissu conjonctif aréolaire) et d'une muqueuse musculaire (muscle lisse).

- **L'épithélium** : contient surtout des cellules absorbantes et des cellules caliciformes. Les cellules absorbantes ont pour fonction première d'absorber l'eau; les cellules caliciformes sécrètent du mucus lubrifiant qui facilite le passage des matières dans le colon. Ces deux types de cellules sont situés dans de longues glandes tubuleuses rectilignes qui traversent toute l'épaisseur de la muqueuse.
- **Le chorion** : contient par ailleurs des follicules lymphatiques solitaires qui peuvent traverser la musculaire muqueuse pour entrer dans la sous-muqueuse. Par rapport à celle de l'intestin grêle, la muqueuse du gros intestin présente moins d'adaptations structurelles qui augmentent sa surface. Ainsi, elle ne possède ni plis circulaires, ni villosités. Par contre, ses cellules absorbantes sont hérissées de microvillosités. Par conséquent, l'absorption est plus importante dans l'intestin grêle que dans le gros intestin

- **La sous-muqueuse**

Elle est identique à celle de l'intestin grêle et ne contient aucune glande, faite de tissu conjonctif aréolaire.

- **La musculature**

Cette tunique est formée par deux couches de cellules musculaires lisses, l'une disposition circulaire, l'autre à disposition longitudinale. La couche circulaire interne peut se renforcer localement et former de véritables sphincters anatomiques. La couche longitudinale externe est discontinue, réduite à trois faisceaux (bandelettes coliques), deux postérieur et un antérieur, reliés entre eux par une couche très fine de fibres longitudinales. La couche musculature longitudinale externe redevient continue au niveau de rectum et présente des renforcements antérieur et postérieur (Dadoune et al., 1990).

- **La séreuse**

La partie ascendante et descendante du côlon sont fermement fixées au péritoine pariétal postérieur et la séreuse, à ce niveau, se confond avec lui. Le côlon transverse, est beaucoup plus libre dans la cavité abdominale et est relié à la paroi postérieure par un véritable mésentère.

Sur toute la longueur du gros intestin, la séreuse présente sur sa face opposée au péritoine postérieur, des petites évaginations, ou appendices, contenant du tissu adipeux (**Dadoue et al., 1990**).

Elle fait partie du péritoine viscéral (la plus grande membrane séreuse du corps) et constitue la couche externe du tube digestif. Elle est constituée de tissu conjonctif de soutien très résistant qui supporte le tube dans sa portion intestinale et lui donne une forme particulière. La séreuse contient des éléments vasculaires (branches des artères et veines mésentériques) (**Neutra et Padykula, 1984**).

1.1.2.4.1. Caecum

C'est la première partie du côlon, il forme la partie la plus courte du gros intestin. La partie terminale de l'intestin grêle, l'iléon, s'abouche à gauche avec un angle à peu près droit. Il s'agit d'une région dilatée ayant une extrémité inférieure aveugle, se continuant en haut par le côlon ascendant. Juste au-dessous de la jonction des deux, la valve iléocœcale le fait communiquer avec l'iléon. L'appendice vermiforme est un fin tube fermé à son extrémité distale, partant du caecum. Le caecum présente 3 parties: un corps, une base et un apex. Il possède la même structure que les parois du côlon, mais avec plus de tissu lymphoïde, il existe cependant de nombreux follicules lymphoïdes dans sa paroi (**Ross et Wilson, 2009**).

La muqueuse ne présente pas de villosités, mais un épithélium de revêtement à cellules hautes, fortement plissées avec un chorion très infiltré par de nombreuses cellules. La musculature muqueuse n'est présente que par endroits. Les glandes de Lieberkhün sont bien développées de telle sorte qu'elles sont acineuses au sommet et

tubuleuses en bas. La sous-muqueuse est dépourvue de glandes de Brünner, et la musculieuse présente une seule couche (**Bakou et Ague., 2000**).

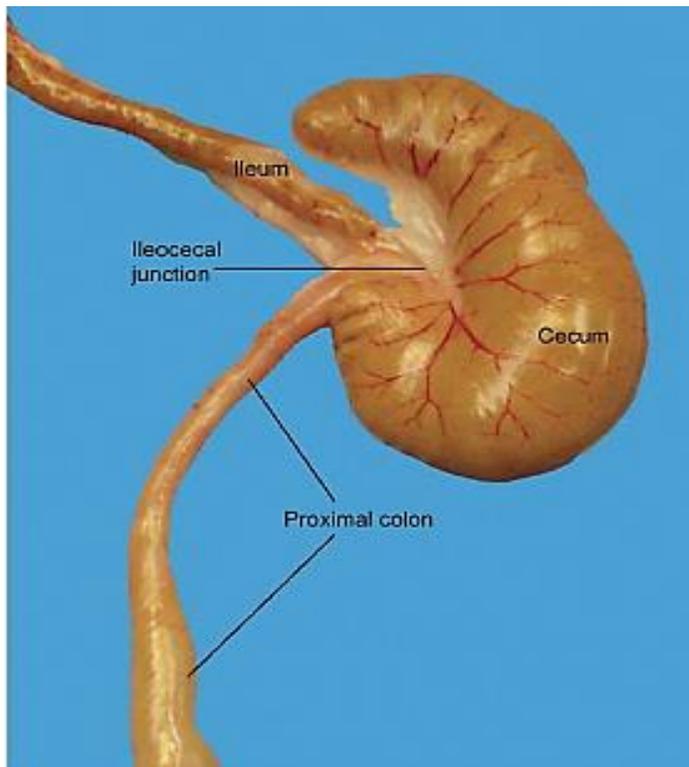


Figure 5 : Caecum des rongeurs (Piper et al., 2015)

1.1.2.4.2. Côlon

Le côlon est dépourvu de plis circulaires et de villosités. Sa muqueuse renferme une forte densité de cryptes profondes et non ramifiées, et un grand nombre de cellules caliciformes. La couche musculaire longitudinale de la musculieuse a la particularité d'être réduite à trois bandes de muscle. Entre ces bandes, la musculature longitudinale n'est très faiblement développée. La couche musculaire circulaire a une épaisseur régulière.

Une autre caractéristique du côlon est la présence de poches de graisse, et aussi il est reconnaissable à l'absence de plis circulaire et de villosités ; les cryptes sont denses et profonds et contiennent beaucoup de cellules caliciformes (**Norbert, 2006**).

Le colon se divise en différents segments selon (**Ross et Wilson, 2009**).

- **Côlon ascendant** : il remonte depuis le caecum jusqu'au niveau du foie, où il s'incurve brusquement vers la gauche à l'angle hépatique (angle colique droit), où il se continue par le côlon transverse.
- **Côlon transverse** : c'est une boucle du côlon s'étendant à travers la cavité abdominale devant le duodénum et l'estomac, jusqu'à la région splénique où il forme l'angle splénique (angle colique gauche); là, le colon s'incurve brusquement vers le bas pour devenir le côlon descendant.
- **Côlon descendant** : il descend du côté gauche de la cavité abdominale, puis s'incurve vers la ligne médiane. Il entre ensuite dans le pelvis, se poursuivant par le côlon sigmoïde.
- **Côlon sigmoïde** : cette partie, en forme de S dans le pelvis, quitte la cavité abdominale, entre dans le petit bassin et finit dans le rectum.

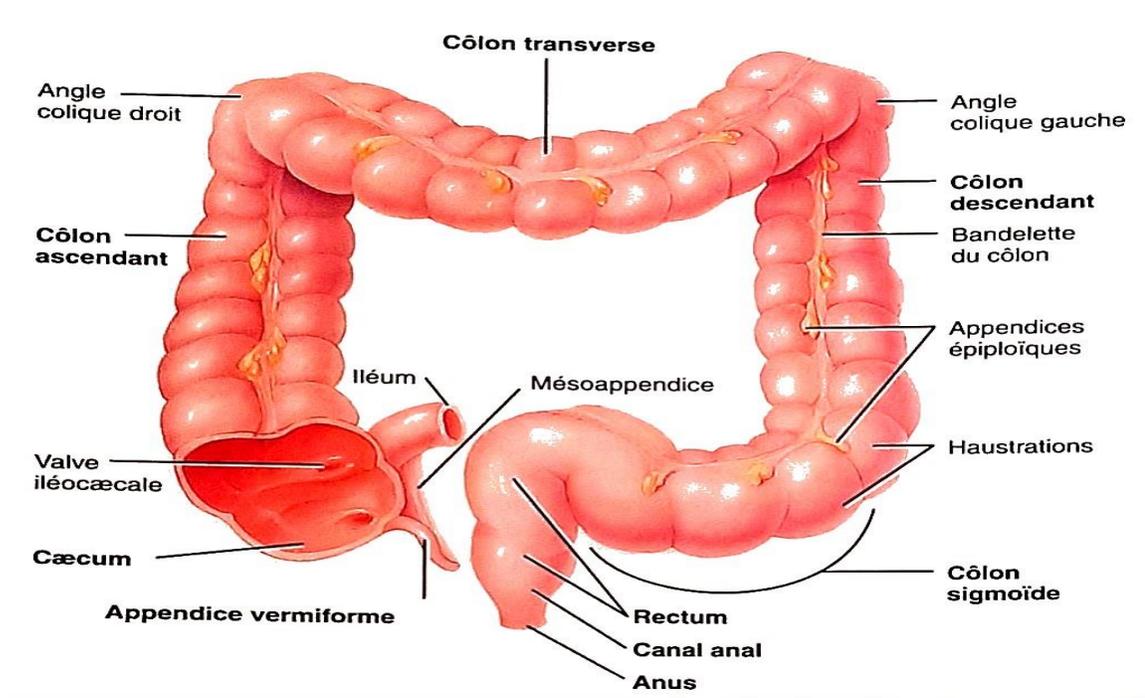


Figure 6 : Vue antérieure du gros intestin, avec ses principaux segments (Tartora et Derrickson, 2007).

Tableau 1 : Comparaison de la structure des différentes parties du tractus gastro-intestinal (Heath et al., 2008).

Segment du tube digestif	Type d'épithélium	Principaux types cellulaires de l'épithélium	Autres caractères distinctifs
Œsophage	Pavimenteux stratifié	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Cellules pavimenteuses 	Glandes sous-muqueuses
Corps de l'estomac/Fundus	Glandulaire – glandes tubulaires droites	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Cellules muqueuses de surface ▪ Cellules pariétales ▪ Cellules principales (à pepsine) 	Cellules lymphoïdes très dispersées
Pylore et cardia	Glandulaire – glandes tubulaires ramifiées	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Cellules muqueuses 	Cellules lymphoïdes très dispersées
Duodénum	Glandulaire avec villosités et cryptes de Lieberkuhn	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Entérocytes avec microvillosités ▪ Cellules caliciforme ▪ Cellules de Paneth 	Glandes de Brunner Plis circulaires
Jéjunum et iléon	Glandulaire avec villosités et cryptes de Lieberkuhn	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Entérocytes avec microvillosités ▪ Cellules caliciforme ▪ Cellules de Paneth 	Plaque de Peyer Plis circulaires
Côlon	Glandulaire	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Cellules caliciformes ▪ Cellules absorbantes 	Tænia coli

2. Histologie fonctionnelle de tube digestif

2.1. Estomac

Ses fonctions comprennent selon **Ross et Wilson, 2009**

L'estomac a pour fonction de mélanger la salive, la nourriture et le suc gastrique pour former le chyme. C'est un réservoir pour la nourriture avant son passage dans l'intestin grêle et le stockage temporaire donnant aux enzymes digestives, les pepsines le temps d'agir.

Elle assure la digestion chimique par les pepsines, qui convertissent les protéines en polypeptides et sécrète le suc gastrique contenant du HCL (qui dénature les protéines, convertit le pepsinogène en pepsine, active la lipase linguale et tue les bactéries) et la sécrétion de la pepsine (qui amorce la digestion des protéines), de la lipase gastrique (qui contribue à la digestion des triacylglycérols) et sécrétion de la gastrine (hormone) dans le sang.

La rupture mécanique des aliments par l'activité des trois couches de muscle lisse permettent à l'estomac de brasser les aliments, et la liquéfaction du contenu gastrique en chyme grâce au suc gastrique. La motilité et la sécrétion sont augmentées par la stimulation nerveuse parasympathique.

Au niveau de l'estomac, la défense non spécifique contre les microbes, assumée par l'acide chlorhydrique du suc gastrique.

L'acidité de l'estomac solubilisant les sels de fer pour la préparation à son absorption ultérieur le long du tractus.

La régulation du passage du contenu gastrique dans le duodénum. Quand le chyme est suffisamment acidifié et liquéfié, l'antré pylorique force, en se contractant, de petits jets de contenu gastrique à gagner le duodénum en traversant le sphincter pylorique. Normalement le sphincter est fermé, ce qui empêche le reflux du chyme dans l'estomac.

2.2. L'intestin grêle

Ses fonctions sont selon **Ross et Wilson, 2009** :

L'intestin grêle continue la digestion et absorbe les éléments nutritifs, la propulsion de son contenu vers l'avant par péristaltisme, augmentée par stimulation parasympathique et la sécrétion de suc intestinal (sécrétés par les glandes de l'intestin grêle, constitués d'eau, de mucus et de sels minéraux), augmentée par stimulation parasympathique.

L'achèvement de la digestion chimique des hydrates de carbone, des protéines et des graisses dont les entérocytes des villosités.

Il a un rôle dans la protection contre l'infection par des microbes ayant survécu à l'action antimicrobienne de l'acide chlorhydrique gastrique, protection grâce aux follicules lymphatiques solitaires.

Et selon **Tartora et Derrickson, 2007**

L'absorption de nutriments et le mélange le chyme aux sucs digestif grâce au mouvement de segmentation et favorise le contact de la nourriture avec la muqueuse pour permettre son absorption, propulse le chyme dans l'intestin grêle.

2.3. Gros intestin

Ses fonctions sont selon **Tartora et Derrickson, 2007**

Le gros intestin a une fonction de stockage et le brassage des matières grâce à des mouvements de contraction segmentaire et propulsion des matières vers le rectum par des mouvements longitudinaux. Fonction de résorption d'eau au niveau des entérocytes du colon droit, et la fonction de sécrétion du mucus des cellules caliciformes qui protège la muqueuse.

Les bactéries des gros intestin transforment les protéines en acide aminés, décomposent les acides aminés et produisent certaines vitamines.

1. Lieu de réalisation de la partie expérimentale

Notre étude a été réalisée au niveau du laboratoire Histotechnologie (301), département de Biotechnologie et Agroécologie université Blida1 et de l'école nationale de l'aliment et des industries agro-Alimentaires. La durée était étalée du mois de mars jusqu'au du mois de juillet de l'année 2022.

2. Matériel biologique

Le modèle animal de notre étude est la gerboise déserticole *Jaculus Jaculus*, elle est aussi appelée la gerboise des steppes et petite gerboise d'Egypte (Lesser egyptian jerboa). Le matériel biologique d'intérêt est le tube digestif.

2.1. Taxonomie de l'animal

2.1.1. Classification

Selon (Linnaeus, 1758)

- **Règne** : Animale.
- **Embranchement** : Vertébrés.
- **Classe** : Mammifères.
- **Sous-classe** : Placentaires.
- **Ordre** : Rongeurs.
- **Sous-ordre** : Myomorphes.
- **Famille** : Dipodidae.
- **Sous-famille** : Jaculidés.
- **Genre** : *Jaculus*.
- **Espèce** : *Jaculus Jaculus*.
- **Nom binomial (scientifique)** : *Jaculus Jaculus*.
- **Nom commun** : Gerboise.



Figure 7 : Gerboise déserticole (Chevalier et al., 2012).

2.2. Répartition géographique de (*Jaculus jaculus*)

➤ Répartition mondiale

Cette espèce est présente partout en Afrique du Nord et dans la péninsule arabique jusqu'à l'est du sud-ouest de l'Iran. On le trouve dans le désert avec des traces éparses du Sénégal et du Mali à travers la Mauritanie et le Maroc vers l'Algérie, la Tunisie, la Libye, l'Égypte et la Somalie. L'espèce est particulièrement commune en Égypte, où elle obtient son nom commun, la petite gerboise d'Égypte (Egyptian Jerboa) (**Amori et al, 2016**).

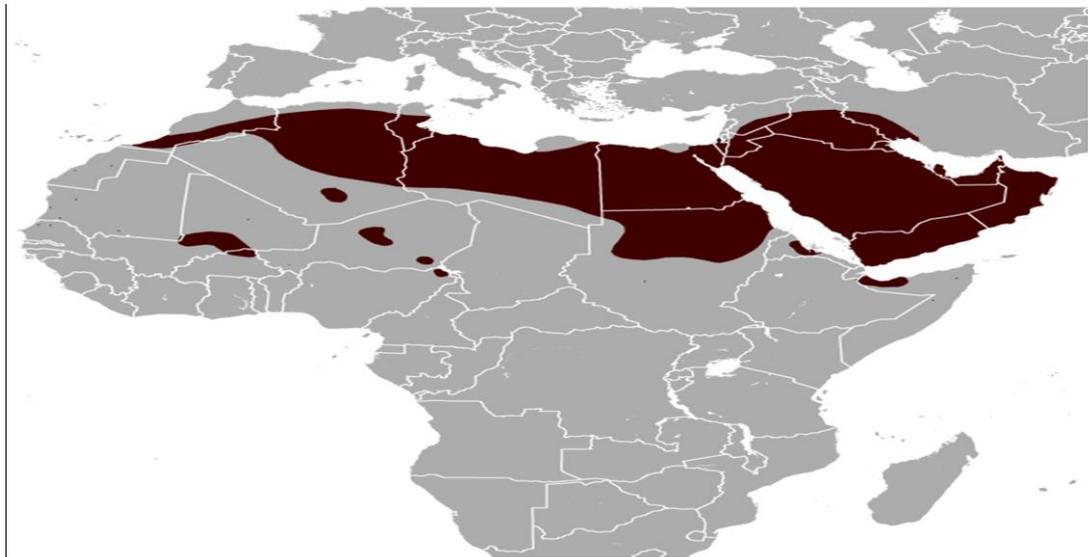


Figure 8 : Répartition géographique de la gerboise déserticole.

➤ Répartition en Algérie

Présente en région désertique à subdésertique, sur substrats variés, de sableux à rocheux, à végétation souvent éparse et peuple les régions sahariennes et se retrouve dans la région de Biskra et El Biadh (**DJALAILA, 2008**).

2.3. Biologie de la petite gerboise

2.3.1. Caractéristiques phénotypiques

Les Dipodidés ou Jaculidés sont les rongeurs connus sous le nom de Gerboises, basant sur une étude des variations du caryotype en Tunisie, il existe deux espèces

du genre *Jaculus* : *Jaculus jaculus* (la petite gerboise d'Égypte) et *Jaculus orientalis* (la grande gerboise d'Égypte).

La gerboise se trouve dans les déserts de l'Afrique du Nord et le Moyen-Orient **(Abderaouf et al., 2010)**.

Leur morphologie et leur attitude sont caractéristiques, il ressemble à un petit kangourou, dont les pattes postérieures prennent un développement considérable jouant un rôle locomoteur. Les antérieurs par contre sont très courtes.

La couleur du pelage dorsal varie en fonction du biotope de l'animal : jaune clair chez les individus qui vivent dans un substrat sableux. Ces animaux vivent au gris chez ceux qui colonisent le reg (un désert de pierres) **(Aulagnier et Thevenot, 1986)**.

La petite gerboise d'Égypte est bien connue avec son pelage couleur de sable, ses oreilles bordées de noir. La tête et la surface dorsale du corps sont de couleur orange brunâtre au brun clair. Les cheveux du dos ont une longueur d'environ 15 mm ; les deux tiers du bas corps sont gris, tandis que le tiers terminal est orange brunâtre et la pointe du cheveux est noire. Le menton, les côtés du visage, le cou, les membres antérieurs et la surface ventrale sont blanc, La queue est terminée par une touffe de poils **(Grasse et Dekeyser, 1955)**.

La queue a une longueur d'environ 180 mm, la touffe est principalement noir, mais avec quelques poils courts et blancs distales **(Hoppold, 1967)**.

D'après certain auteur, *Jaculus jaculus* hibernerait à la saison froide et estiverait également à la saison chaude **(THEVENOT, 1990)**.

Chez cette espèce, les femelles ont un corps grand par rapport aux males **(Laurent et Jean, 2009)**.

➤ 2.3.2. Caractéristiques morphométriques

Tableau 2. Données morphométriques de *Jaculus jaculus* (Laurent et Jean, 2009).

	Les femelles	Les males
Le poids de Corps.	54.4g	49.2g
Longueur Tête + Corps	114.8mm	113.8mm
Longueur de la queue	181.1mm	172.0mm
Longueur du pied (patte postérieure)	21.4mm	21.3mm
Hauteur du pavillon externe de l'oreille	60.2mm	59.9mm

2.3.3. Comportement

La gerboise ne se déplace que la nuit, quand il fait plus frais dans le désert. Ce sont des créatures solitaires qui creusent des terriers dans le sable dans une spirale antihoraire. Les terriers sont creusés dans un sol dur et atteignent une profondeur d'environ 1 - 2 mètre. Il y a quelques sorties supplémentaires hors du terrier principal, et le nid est au fond. Un saut peut avoir plusieurs mètres de longueur. Ils ont une saison de mue de mars à juillet. Une chose intéressante à propos de ces animaux et leur activité de sablage. Pendant les périodes chaudes et des périodes de sécheresse, le *jaculus jaculus* estive dans son terrier. Il a été débattu que cette espèce hiberne en hiver (Ronald M., 1999).

2.3.4. Le régime alimentaire

Jaculus jaculus est un rongeur déserticole qui ne boit jamais, les gerboises fouissent le sol ou le sable et se nourrissent de plantes, de graines et d'insectes, de partie succulentes d'herbes du désert et de champignons.

En période de sécheresse, elle peut se passer de toute boisson pendant plus de trois ans: son urine est d'ailleurs très concentrée. Sous des températures très élevées, la

gerboise creuse un terrier pour s'y réfugier, puis le bouche pour conserver toute la fraîcheur à l'intérieur.

Elles n'ont pas besoin de boire, car elles tirent une quantité d'eau suffisante de leur nourriture.

La gerboise peut parcourir de longues distances à la recherche de nourriture, jusqu'à 10 km par jours.

2.3.5. Reproduction

La saison de reproduction principale est juste après les pluies, du mois octobre jusqu'à novembre. D'autres études suggèrent que certains gerboises peuvent se reproduisent au début des pluies, mais il s'agit d'une saison de reproduction distincte ou la première partie de la saison de reproduction principale est inconnue. Les gerboises nouvellement nés n'ont pas de jambes et de queues disproportionnellement longues comme les adultes (**Happold, 1967**).

3. Méthode histologique

3.1. Prélèvement et fixation

Réalisé antérieurement après capture de l'animale le tube digestif est disséqué et prélevé après anesthésie de l'animal au chloroforme par inhalation. Après quelques minutes de lavage les tissus sont est fixées à 10% de formaldéhyde dans le tampon phosphate dans le but de la conservation des structures dans un état aussi proche que possible de l'état vivant.

3.2. Circulation

3.2.1. Déshydratation

L'intérêt de la déshydratation est d'éliminer le fixateur par les alcools, elle permet d'extraire toute l'eau du tissu, par l'alcool éthylique, il est miscible dans l'eau et dans l'agent clarifiant.

Les cassettes contenant l'organe à étudier « le tube digestif » subissent une déshydratation dans une série de bains d'alcool de concentration croissante : 70° (2 bains), 90° (2 bains), 95° (2 bains), car une trop forte concentration risque de causer la déformation, la rétraction des tissus. Puis le trempage dans 2 bains d'alcool 100° la fin du processus assure une bonne déshydratation et permet à l'agent clarifiant de bien pénétrer le tissu. La durée de chaque bain est d'une heure pour chacun (**voir fiche technique N°2, annexe**).

3.2.2. Eclaircissement

Elle permet de remplacer l'agent déshydratant par un produit miscible dans la solution d'imprégnation, ça consiste à remplacer l'alcool présent dans le tissu par un solvant benzénique qui est le toluène car la paraffine est hydrophobe, elle sera répulsée si l'eau demeure à l'intérieur. Se fait par immersion dans deux bains de toluène afin de rendre les pièces transparentes, la durée est d'une heure pour chacun. C'est ce qui permet une miscibilité entre l'alcool et la paraffine par conséquent préparer le tissu à l'imprégnation.

3.2.3. Imprégnation à la paraffine

Dernière étape de la circulation s'effectue par passage des échantillons dans 2 bains de paraffine. Le but est de faire rentrer la paraffine entre les éléments tissulaire et bien remplir tous les cavités tissulaires, pour donner une rigidité au tissu lui permettant de conserver sa structure interne au moment de la coupe.

Elle s'effectue à chaud dans deux bains de paraffine liquéfiée à chaud à 60°C, le premier pendant une heure et le deuxième bain est de une à 24 heures (**voir fiche technique N°3, annexe**).

3.3. Inclusion (ou enrobage)

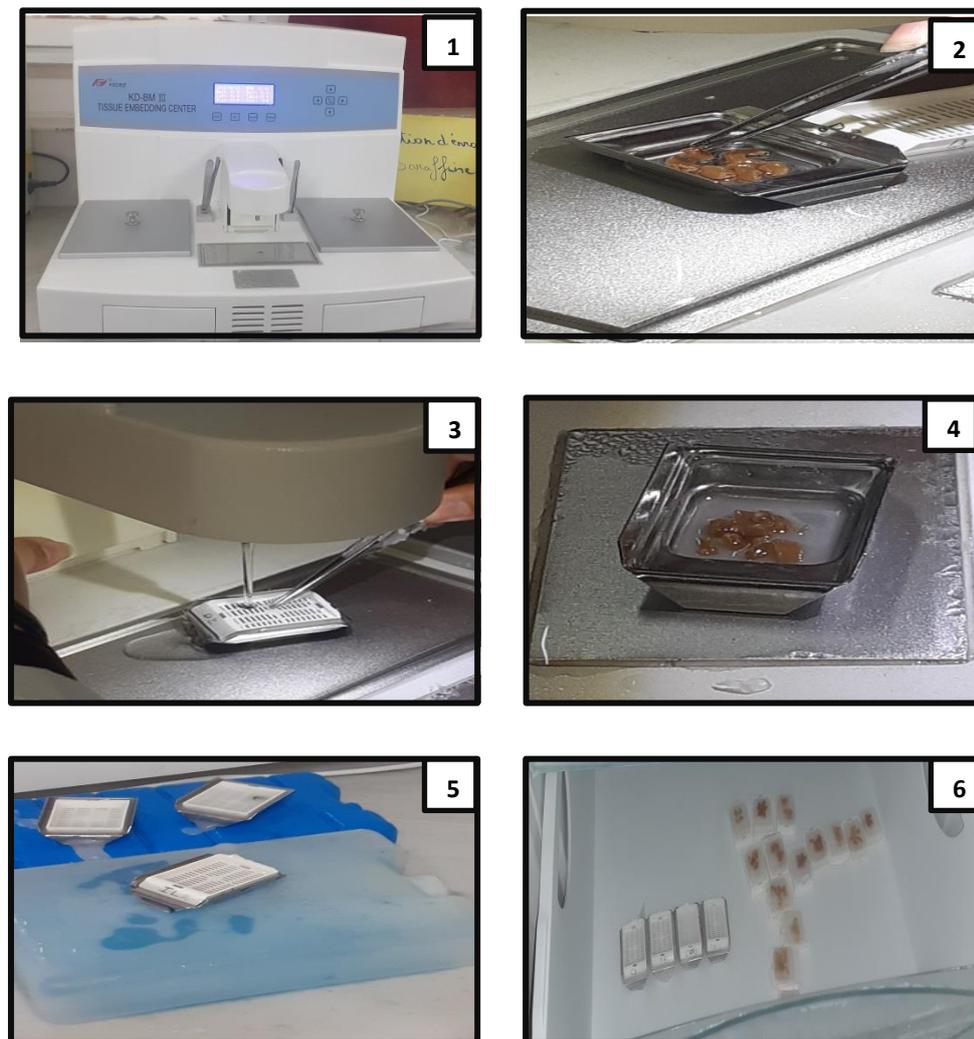


Figure 9 : Différentes étapes de confection des blocs (Photo Originale).

L'enrobage consiste à préparer un bloc de paraffine dans lequel on introduit une pièce de tissu qui a subi les étapes de circulation, grâce à un appareil d'inclusion (station d'enrobage de paraffine) (**voir annexe**). Elle permet de fournir au tissu un support externe pour la coupe au microtome et assure une meilleure conservation du tissu par la suite. Selon les étapes suivantes ; préchauffage des moules de métal et des cassettes en plastique (**voir annexe**) dans une console thermique, par la suite mise en place centrée du tissu dans le moule à moitié rempli de paraffine ensuite la cassette portant la référence de l'échantillon est disposée sur le moule, à l'aide d'un pince (une pince chaude). L'ensemble est placé sur la plaque froide ou plaque réfrigérante, après refroidissement, le bloc de paraffine peut être démoulé. Détaché du moule, un bloc de paraffine dur est obtenu.

3.4. Microtomie (confection des coupes)

Les blocs de paraffine sont mis au réfrigérateur pour les refroidir, afin de pouvoir effectuer des coupes fines de 1-3 μm en utilisant un microtome de marque (kedee 202A) (**voir annexe**). Le bloc est installé sur le porte bloc du microtome qui est réglé à 10 μm à fin d'éliminer le sur plus de la paraffine. Lorsque la pièce apparaît dans le plan de coupe, on ramène l'échelle 1-3 μm pour obtenir des coupes fines sous forme de rubans (**voir annexe**).

3.5. Etalement des coupes

3.5.1. Préparation des lames gélatinées

1. Pour faire adhérer les coupes sur les lames de verre et pour éviter le décollement des coupes notamment lors des manipulations histologiques, il est nécessaire de les rendre collante en utilisant des lames gélatinées.
2. Les lames doivent être incluses dans l'alcool et l'acide chlorhydrique HCL pour être dégraissées ensuite lavées et rincées. Dans une solution composée de mélange gélatine / alun de chrome les lames sont trempées puis mises à sécher à température ambiante pendant 24h (**voir fiche technique N°4, annexe**).
3. Après avoir choisi le bon ruban (**voir annexe**) issu du microtome (fragment tissulaire clair et sans plis). Les coupes sont étalées délicatement dans un bain marie réglé à 45-47 °C pour délipser la paraffine. A l'aide d'un crayon diamant, les indications de l'échantillon sont préalablement gravées sur la lame correspondante. Par la suite ces lames sont placées dans un panier (porte lames) et séchées à 100°C dans une étuve pendant 15-20 min pour aboutir une bonne fixation de prélèvement sur la lame et ramouler la paraffine.

3.6. Coloration

Le but est de rendre plus évidents les différents constituants cellulaires et tissulaire. L'observation des coupes directement après leur confection ne permet pas d'accéder

à la connaissance des diverses caractéristiques. Alors, la coloration histologique permet l'analyse d'un tissu, des cellules, de leur noyau, de leur cytoplasme et des constituants extracellulaires.

Avant toute coloration, les coupes ne seront pas prêtes à recevoir les colorants et donc doivent être débarrassées de la paraffine et réhydratées, c'est les étapes de déparaffinage et l'hydratation (les colorants sont hydrophiles tandis que la paraffine est hydrophobe ; c'est pourquoi la coloration des coupes comporte une étape de déparaffinage et réhydratation).

3.6.1. Déparaffinage

Le déparaffinage consiste comme son nom l'indique, à éliminer la paraffine du tissu pour que les colorants hydrophiles puissent pénétrer. Les lames sont placées sur une plaque chauffante (de 45 à 60°C) pendant 10 min. Pour obtenir la liquéfaction et l'élimination de la paraffine périphérique. Les lames sont déparaffinées complètement dans deux bains de toluène pendant 10 min pour chacun.

3.6.2. Réhydratation

Le but est de chasser le toluène du tissu et de remplacer par l'eau étant donné que la plupart des colorants sont de nature aqueuse. Les lames sont hydratées graduellement dans des bains d'alcool de degré décroissant respectivement de 100° jusqu'à l'alcool 70°, le dernier bain consiste à un passage des coupes dans de l'eau distillé, les tissus sont alors prêts pour la coloration.

3.6.3. Coloration d'hématoxyline éosine

C'est une coloration topographique la plus utilisée en histologie et en anatomie pathologique de routine. Les solutions d'hématoxyline contiennent de l'hématéine et un mordant métallique (sels d'aluminium ou de fer), ce mordant est responsable de la coloration. La coloration HE se compose d'un colorant nucléaire et colorant cytoplasmique. L'hématéine colore le noyau en bleu-violet car c'est un colorant basique se fixe par affinité aux molécules acides (ADN) et colore les structures

basophiles (acide). L'éosine colore le cytoplasme en rose car c'est un colorant acide se fixe par affinité aux molécules basique (**voir fiche technique N°5, annexe**).



Figure 10 : Batterie de coloration d'hématoxyline éosine (originale).

Les lames dans plongées dans un bain d' Hématoxyline de Carazzi pendant 7 minutes, rincer à l'eau courante pendant 5 min, puis rincer par l'eau acidulée pendant 1 min qui permet la différenciation rapide, puis rincer encore à l'eau courante pendant 5 min ensuite plonger dans un bain d'eau ammoniaquée pendant 1 min qui permet de bleuir les noyaux. Les lames sont colorées à l'éosine pendant 5 min puis rincées avec l'eau courante pendant 5 min.

Dans la déshydratation dans trois bains d'alcool de concentration croissante de 70° à 100° pour éliminer l'eau restante dans les coupes (**voir fiche technique N°5, annexe**).

La dernière étape de l'éclaircissement est de faire passer les lames dans deux bains de toluène pour le montage

3.6.4. Coloration de Trichome de Masson

La coloration trichrome de Masson est utilisée pour différencier les fibres de collagènes et les tissus musculaires dans des coupes histologiques, cette coloration est associée trois colorants : un colorant nucléaire violet (Hématoxyline), un colorant cytoplasmique rouge (Fuchsine Ponceau) et un colorant des fibres de collagènes vert (vert lumière ou bleu d'aniline) (**fiche technique N° 6**).



Figure 11 : Batterie de coloration de Trichrome de Masson (originale)

- Avant d'appliquer la coloration de Trichrome de Masson les échantillons doivent passer par la technique histologique.
- Déparaffiner les lames dans deux bains de toluène de 10 minutes pour chaque bain pour enlever la paraffine du tissu pour que les colorants hydrophiles puissent pénétrer.
- Réhydrater les lames dans trois bains d'alcool de degré décroissant ; 100°, 95°, 70° de cinq minutes pour chacun.
- Colorer par l'hématoxyline de Groat pendant 10 minutes, permettre la coloration des noyaux.
- Laver les lames par l'eau distillée pour éliminer l'excès de colorant.
- Colorer les lames par la fuchsine ponceau pendant sept minutes, permettre la coloration de cytoplasme en rose à rose, ensuite rincer les lames avec l'eau acétifiée.
- Colorer les lames par la vert lumière / bleu d'aniline pendant 30 seconds, permettre la coloration de collagène en vert / bleu, ensuite rincer les lames avec l'eau acétifiée.
- Déshydrater les lames par passage dans un bain d'alcool absolu 100°.
- Eclaircir les lames par passage dans un bain de xylène.

3.6.5. Montage

C'est la fixation par une substance appropriée d'une lamelle sur l'échantillon histologique, il s'agit d'Eukitt, qui permet l'adhérence entre lame et lamelle, avec une légère pression sur la lamelle permettant d'éliminer les bulles d'air. Permet la protection contre la décoloration causée par l'oxydation par l'air ambiant et protéger le tissu des aléas de manipulation.

Après montage, les lames sont nettoyées au toluène puis observées au microscope photonique (**voir annexe**).

3.7. Acquisition d'images

Les observations ont été faites sous microscope photonique (x4, x10, x40, x100). Les photographies ont été prises à l'aide d'un appareil photo numérique fixé sur le microscope OPTIKA. La prise d'image par une caméra adaptée, ISview.

Les résultats rapportés dans cette étude ont été analysés à l'aide de la microscopie photonique afin de ressortir les particularités micro-anatomique et histologique de chaque élément composant le tissu de tube digestif de la gerboise déserticole. Le tube digestif a été exploré par la technique histologique classique, par la coloration de l'Hématoxyline Eosine et la Trichrome de Masson.

1. Anatomie de tube digestif de *Jaculus jaculus*

Le tube digestif est situé dans la cavité abdominale de la gerboise, anatomiquement le tube digestif est un tube creux, continu qui comprend l'estomac, l'intestin grêle et le gros intestin y compris le mésentère qui correspond à une cloison à deux feuillets tissulaires tapissant le péritoine (revêtement de la cavité abdominale) et permettant la fixation du jéjunum et de l'iléon (de l'intestin grêle) à la paroi postérieure de la cavité abdominale et permet de rattacher l'intestin à la cavité abdominale (**figure. 12A**).

Le tube digestif est un conduit de calibre variable unique regroupant l'estomac, l'intestin grêle qui comprend le duodénum, jéjunum et l'iléon suivi par le gros intestin qui comprend le caecum et le colon.

Il porte également le nom de tractus digestif ou de tractus gastro-intestinal (GI), et représente le trajet physique de la digestion (**figure. 12B**).

La **figure 12 C** montrant les différentes dimensions de la partie intestinale qui part du duodénum à l'iléon (environ 18 cm intestin grêle) au gros intestin (20 cm colon, 6 cm caecum).

1.1. Estomac

L'estomac de la gerboise est situé à gauche en arrière du diaphragme et en avant de la masse intestinale. C'est un organe musculaire dilaté en forme de poche, il a en fait la forme d'un J qui est situé dans la partie supérieure de l'abdomen. Le haut de l'estomac est relié à l'œsophage au niveau du cardia et le bas est rattaché à la première partie de l'intestin grêle (duodénum).

1.2. Intestin grêle

L'intestin grêle est un conduit qui commence après le sphincter pylorique de l'estomac et se termine à la valvule iléo-cæcale. Il s'enroule sur lui-même dans les portions centrale et inférieure de la cavité abdominale. Sa longueur est de 18 cm (**figure 12 C**). Il comprend trois segments :

Le duodénum est la portion la plus courte, il fait suite au pylore, le jéjunum est la portion intermédiaire, l'iléon est la portion terminale de l'intestin grêle et fait la jonction avec le gros intestin par la valvule iléo-cæcale.

1.3. Gros intestin

Le gros intestin est situé dans le prolongement de l'intestin grêle et s'étend de l'iléon jusqu'à l'anus. Il est constitué de différentes parties :

Le cæcum, situé dans la partie droite de l'abdomen, est le segment initial du gros intestin dans le prolongement de l'iléon, dernière partie de l'intestin grêle. C'est un cul de sac cylindroïde situé entre l'iléon et le colon.

Le côlon comporte quatre portions : le côlon ascendant, le côlon transverse, le côlon descendant et le côlon sigmoïde.

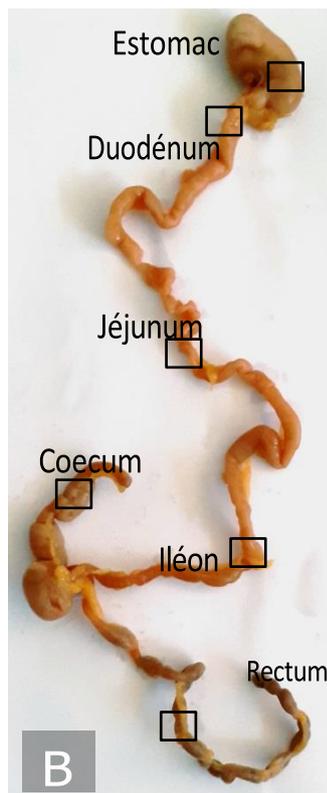
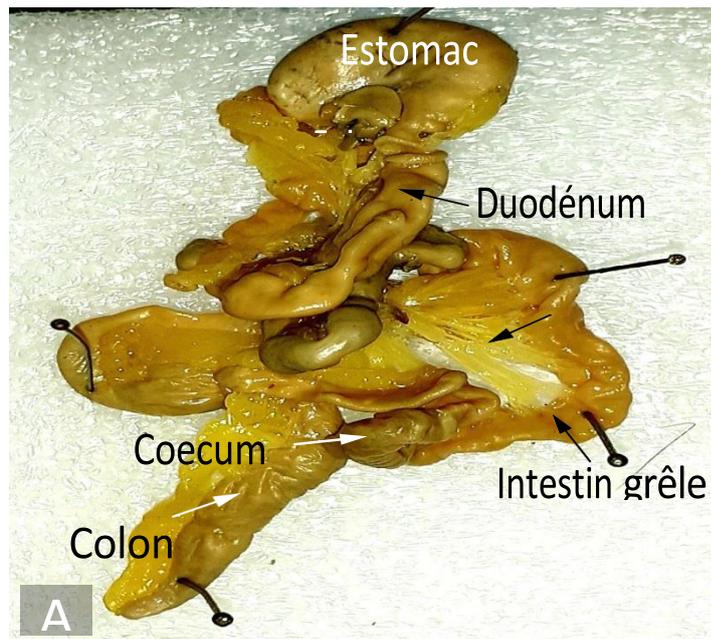


Figure 12. Anatomie du tube digestif de la petite gerboise

- A. Relation anatomique des différentes parties du tube digestif
 B. Tube digestif étalé de l'estomac au rectum, les carrés représentent les zones d'intérêt pour l'étude histologique
 C. Dimensions de la partie intestinale (environ 18 cm intestin grêle, 20 cm colon, 6 cm coecum)

2. Histologie du tube digestif de *Jaculus jaculus*

2.1. Histologie de l'estomac

Des coupes histologiques au niveau de la paroi de l'estomac de la petite gerboise, traités à la coloration d'Hématoxyline Eosine et de Trichrome de Masson (préparé par vert lumière) (**Figure. 13**), montre les différentes couches qui constituent la paroi de l'estomac.

Figure 13 A. Coupe histologique de l'estomac de *Jaculus jaculus* coloré à HE observé au grossissement GX4. Montrant une vue d'ensemble de l'estomac dans cette figure on observe les quatre couches de l'extérieur à l'intérieur :

La séreuse est la membrane fibreuse qui recouvre l'extérieur de l'estomac est aussi appelée péritoine viscéral ;

La musculuse est la couche suivante, qui couvre la sous-muqueuse, c'est le muscle principal de l'estomac et il est constitué de 2 couches de muscles lisse circulaire interne et longitudinale externe ;

La sous muqueuse est une couche de tissu conjonctif qui entoure la muqueuse. Elle comprend de gros vaisseaux sanguins et lymphatiques, des cellules nerveuses et des fibres ;

La muqueuse est le revêtement interne de l'estomac, c'est la tunique la plus interne, directement en contact avec la lumière, elle est faite de glandes et de cellules spécialisées qui fabriquent du mucus.

Figure 13 B. Coupe histologique de l'estomac au niveau de la muqueuse coloré à HE observé au grossissement GX20. Démontrant des plis de l'épithélium dans la lumière gastrique, c'est l'épithélium de surface (partie superficielle en regard de la lumière gastrique), juste en dessous, les cryptes gastriques et ensuite une couche de glandes gastriques est retrouvée à la base de la muqueuse.

Figure 13 C. Coupe histologique de l'estomac au niveau de la muqueuse coloré au Trichrome de Masson observé au grossissement GX10. On observe que la musculaire muqueuse est retrouvée au-dessus de la couche des glandes muqueuses qui est constituée en général par deux fines couches de muscles lisse.

La sous muqueuse est organisée au-dessous de la couche des glandes muqueuses, elle est faite d'une épaisse couche de tissu conjonctif et lui fournit l'innervation et la vascularisation sanguine.

Au-dessus de la sous muqueuse on observe le chorion qui est un tissu conjonctif contenant des glandes et des vaisseaux (**figure. 13 D**).

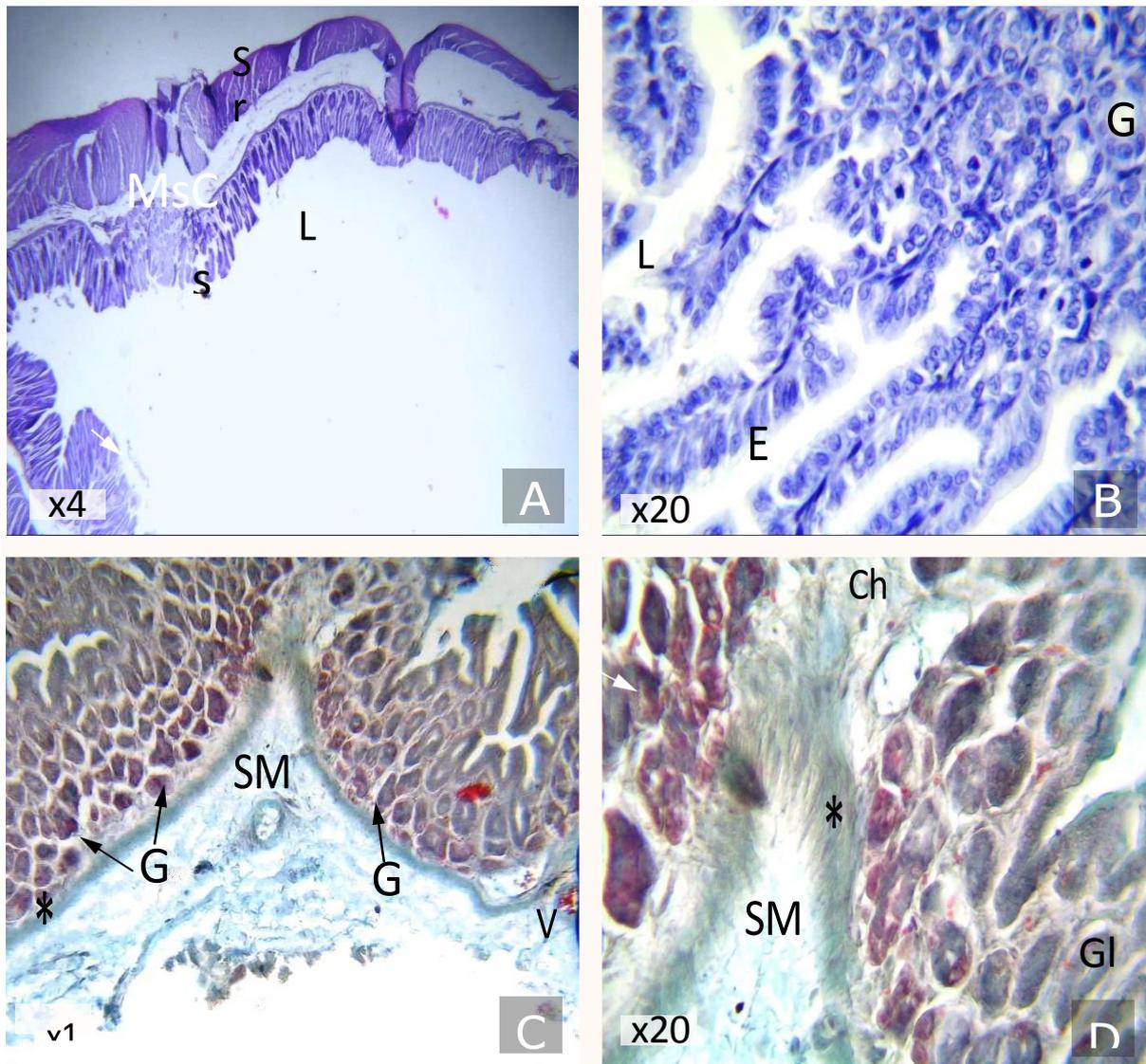


Figure 13. Coupe histologique au niveau de la paroi de l'estomac

- A : Quatre couches sont observées de l'extérieure à l'intérieur: la sereuse (Sr), la musculieuse (MsC), la sous muqueuse (sM) et la muqueuse (Mq), L: lumière de l'estomac.
- B : Coupe au niveau de la muqueuse démentrant des plis de l'épithelium (EP) dans la lumière gastrique.
Une couche de glandes (G) est retrouvée à la base de la muqueuse.
- C, D: Au deçà de la couche des glandes (G) muqueuses, est retrouvée la musculaire muqueuse (asterisk), au dessous laquelle la sous muqueuse est organisée (SMq). Chr: Chorion.

A, B: Coloration Hematoxyline & Eosine, C, D: Trichrome de Masson

Figure 14 A. Coupe histologique de l'estomac représente la particularité des cellules glandulaires de la muqueuse gastrique coloré à HE observé au grossissement GX100. Montrant des cellules glandulaires à cytoplasme éosinophile de grandes tailles représentant les cellules pariétales sont généralement assez larges, d'apparence arrondie à triangulaire, avec un noyau central et sphérique, présentes dans les glandes fundiques de la muqueuse gastrique.

D'autres cellules présentent des noyaux présentant de deux à plusieurs nucléoles et des cellules en division sont observées (**Figure. 14B**).

Au niveau de la **Figure 14 C** coloré au Trichrome de Masson au grossissement GX100 on observe dans les glandes gastriques des cellules à noyaux ectopiques.

Au niveau de la **figure 14 D** nous avons remarqué l'abondance des cellules pariétales dans les glandes de la muqueuse.

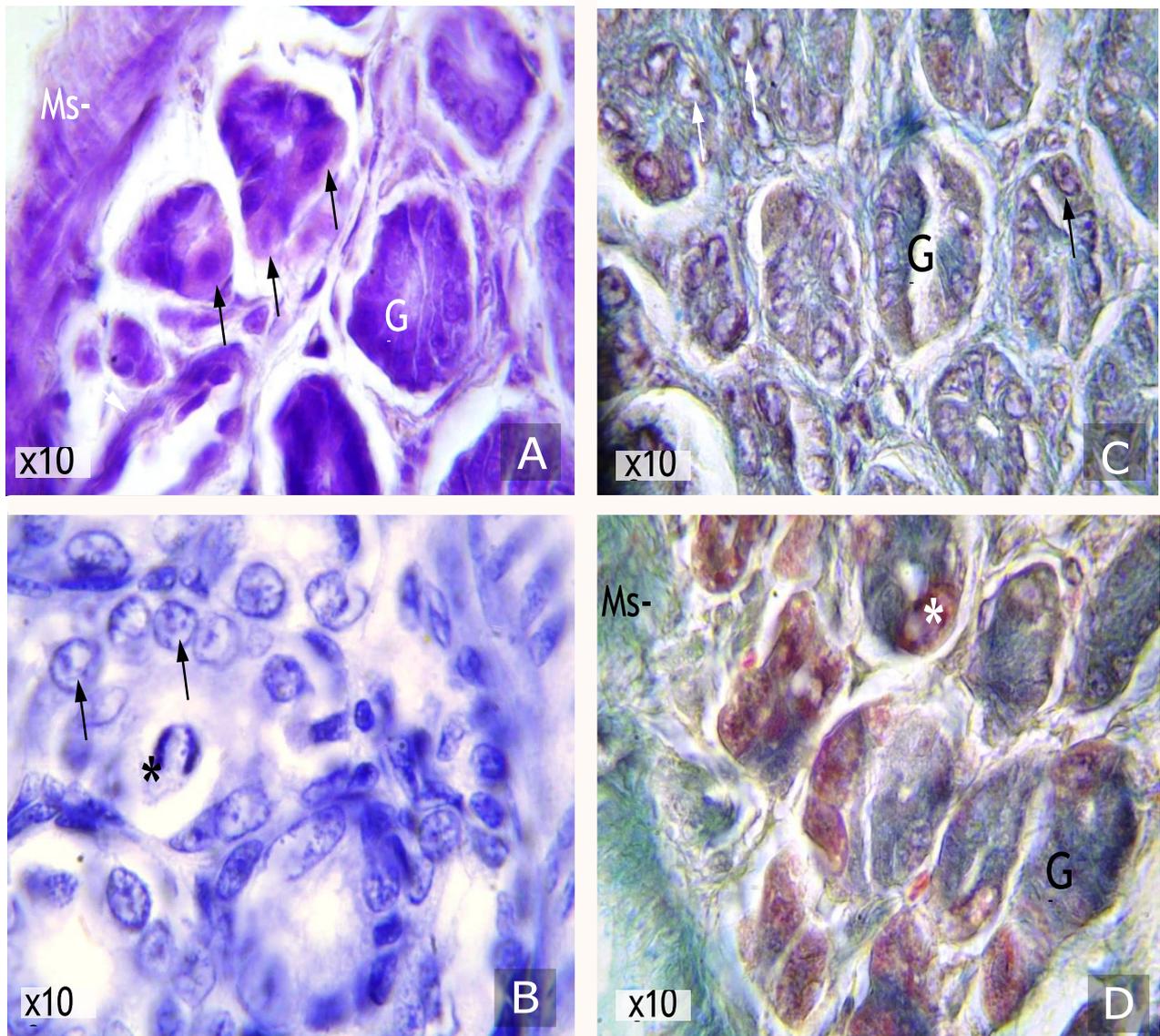


Figure 14. Particularité des cellules glandulaires de la muqueuse gastrique

- A : Cellules glandulaires à cytoplasme eosinophile de grande taille (flèches) représentant les cellules pariétales. Gl : glande.
- . B : D'autres cellules présentent des noyaux présentant de deux à plusieurs nucléoles, des cellules en division sont observées (astérisque).
- C : Des cellules à noyaux ectopique sont observées dans les glandes (flèches).
- D : Les cellules pariétales semblent abondantes dans les glandes de la muqueuse (asterisks).

Ms-mq: musculaire muqueuse.

A, B: Coloration Hematoxyline & Eosine, C, D: Trichrome de Masson.

2.2. Histologie du duodénum

Figure 15 A. Coupe histologique niveau de la paroi du duodénum coloré à HE observé au grossissement GX10. Montrant la muqueuse duodénale soulevée de villosités de petite taille, se continuant en courtes invaginations, les glandes de Lieberkühn.

Figure 15 B. Coupe au niveau de la muqueuse duodénale, cette muqueuse est formée d'un épithélium prismatique simple, constitué de cellules caliciformes. Le chorion de la muqueuse forme l'axe des villosités et entoure les glandes. On observe la séreuse séparé de la musculature par le tissu conjonctif, la sous muqueuse est en grande partie.

Le duodénum est constitué de quatre couches : la muqueuse (épithélium + chorion + musculature muqueuse), la sous-muqueuse, la musculature et la séreuse.

Les villosités sont des expansions du chorion, recouvertes par l'épithélium et des cellules caliciformes qui s'intercalent entre les cellules épithéliales (**figure 15 C, D**)

Les cellules de Paneth, au fond des glandes de Lieberkühn, sont reconnaissables à leurs granulations cytoplasmiques (**figure 15 E**).

2.3. Histologie de jéjunum

Figure 16 A, B : Coupe histologique au niveau de la paroi du jéjunum coloré à HE au grossissement GX40 GX20 respectivement. Montrant la couche de la muqueuse renferme les villosités, au pied des villosités, l'épithélium s'invagine pour former les glandes de Lieberkühn. Au gros grossissement les glandes de Lieberkühn démontrant les cellules de Paneth contenant des granules sécrétoires (**figure 16 B**).

Des grossissements d'observation au niveau de jéjunum avec la coloration Trichrome de Masson a permet de démontrer un aspect des villosités sinueux et étalées dans la lumière, elles sont bordées par un épithélium cylindrique cilié et les cellules caliciformes (**figure 16 D, E, F**)

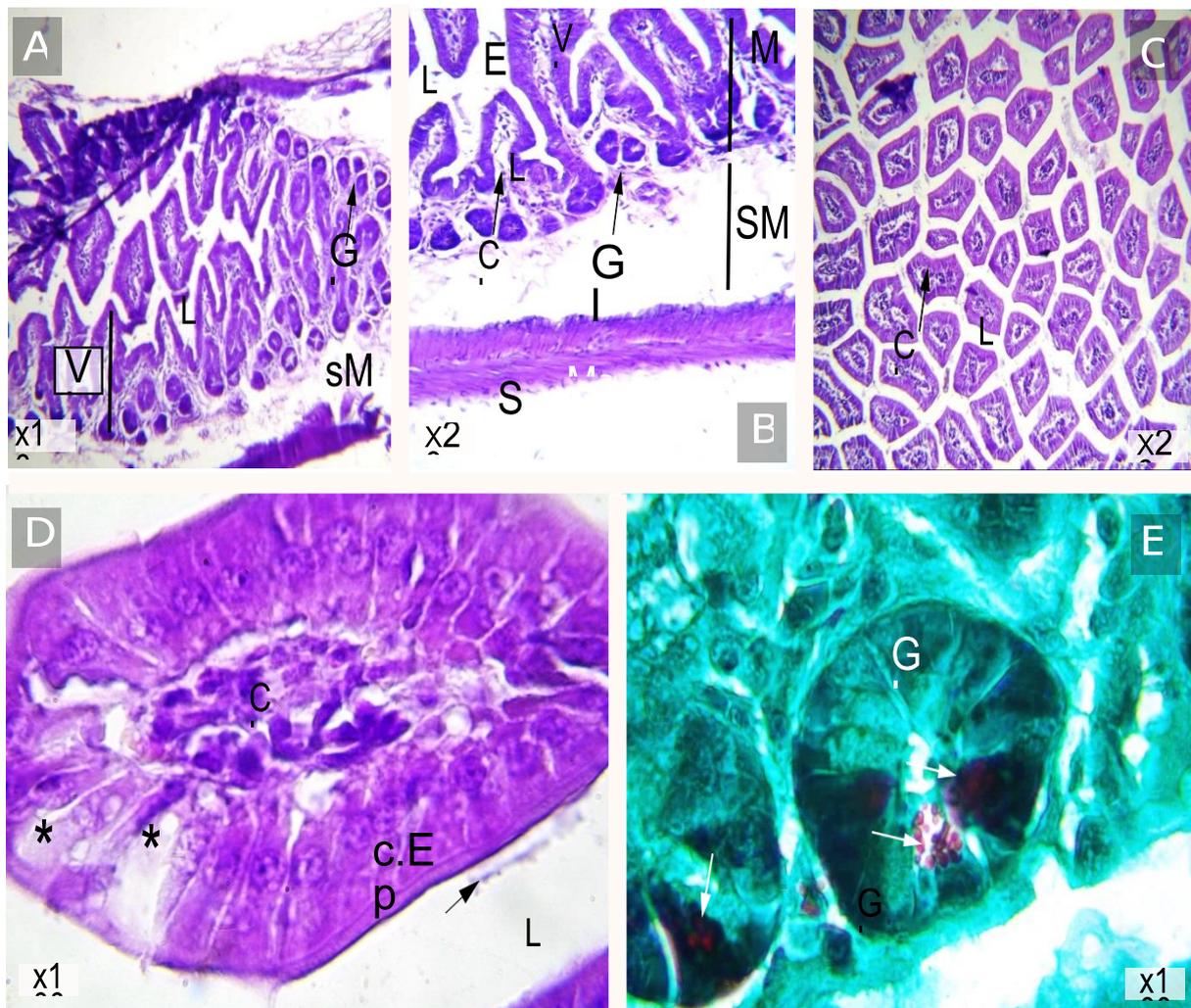


Figure 15. Coupe histologique au niveau de la paroi du duodénum

A : La couche muqueuse renferme les vilosités (VL) dirigées vers la lumière (L), à leur base sont observées les glandes de Lieberkühn. sMq: sous muqueuse B : Coupe au niveau de la muqueuse démentrant des plis de l'épithélium (EP) dans la lumière duodénale, la couche des glandes (G)

la sereuse (Sr), la musculuse (MsC), la sous muqueuse (SMq), Chr: Chorion.

C, D: Coupe au niveau des vilosités démentrant le chorion (chr). L: lumière. Les cellules cylindriques épithéliales (c.Ep) projetant leurs microvilosité vers la lumière (mV), des cellules caliciformes (asterisk) s'intercalent entre les c.Ep..

E: Coupe au niveau des glandes de Lieberkühn démontrant les cellules de Paneth contenant des granules sécrétoires (flèches).

A, B:,C, D: Coloration Hematoxyline & Eosine, E: Trichrome de Masson.

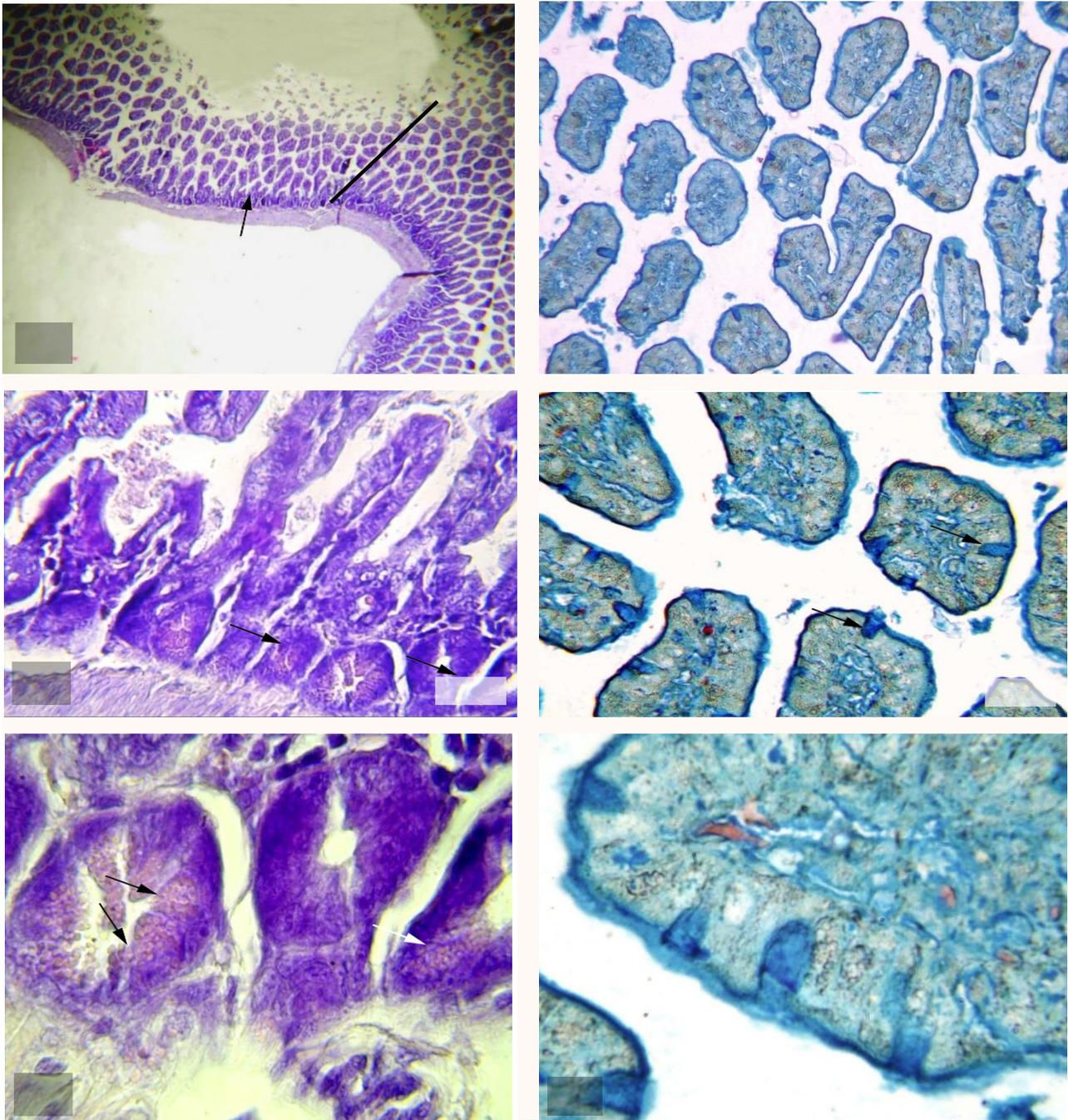


Figure 16 : Coupe histologique au niveau de la paroi du jéjunum

A, B : La couche muqueuse (Mq) renferme les vilosités (VL) dirigées vers la lumière (L), à leur base sont observées les glandes de Lieberkhün (Gl) , du mucus (asterisk) est observé dans la lumière, sMq: sous muqueuse.

C: Coupe au niveau des glandes de Lieberkhün démontrant les cellules de Paneth contenant des granules sécrétoires (flèches).

D, E, F: Aspect des vilosités sinueuses et étalées dans la lumière, elle sont bordée par un épithélium cylindrique cilié (astérisque blanche en (F) . Noter les cellules caliciformes (astérisque noir en F).

A, B, C : Coloration Hematoxyline & Eosine, D, E, F: Trichrome de Masson.

2.4. Histologie de l'iléon

Figure 17 A, B : Le jéjunum et l'iléon ne diffèrent que par quelques caractères, dans l'iléon les villosités sont plus court que dans le jéjunum. Les mêmes éléments que précédemment, mais en remarquant qu'il contient de nombreux follicules lymphoïdes. Les glandes de Lieberkuhn s'ouvrant à la base des villosités intestinales.

Figure 17 C, E : Au niveau des villosités on observe le chorion qui est un tissu conjonctif renfermant des vaisseaux sanguins et lymphocytes.

L'iléon est caractérisé par l'abondance des cellules caliciformes et des glandes de Lieberkuhn.

Les cellules de Paneth sont regroupées à la base des glandes de Lieberkuhn, elles élaborent des grains des sécrétions (**figure 17 D**).

Figure 17 F : En fort grossissement, des cellules cylindriques contenant des microvillosités facilitent l'absorption des macromolécules et des ions, des cellules entéro-endocrines spécialisées du TGI à fonction endocrine (produisent des hormones GI).

D'après nos résultats on observe que l'épaisseur de la paroi jéjuno-iléale de la gerboise est très développée par rapport au duodénum et au côlon.

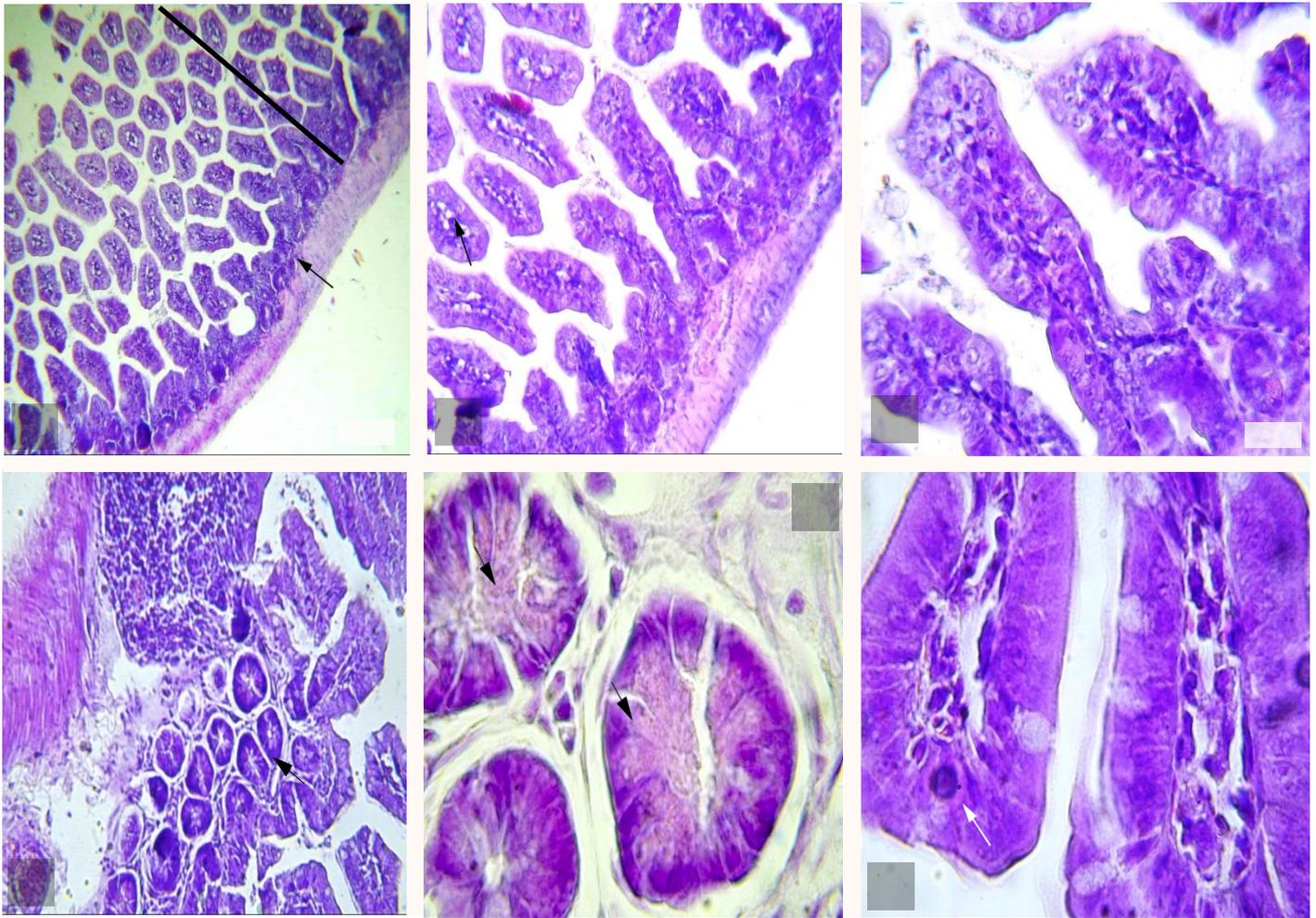


Figure 17. Coupe histologique au niveau de la paroi de l'iléon

A : La couche muqueuse renferme les villosités (VL) dirigées vers la lumière (L), à leur base sont observées les glandes de Lieberkhün.

B : Coupe au niveau de la muqueuse démentrant la couche des glandes (Gl) à la base des villosités, la sous muqueuse (sMq), la musculuse (MsC), un tissu lymphoide est observé dans la sMq (asterisk).

C, E: Coupe au niveau des vilosités démentrant le chorion (chr). L: lumière. à noté l'abandance des microvilosités dans l'iléon. vers la lumière (mV), des cellules caliciformes (asterisk) s'intercalent entre les c.Ep..

D: Coupe au niveau des glandes de Lieberkhün démontrant les cellules de Paneth contenant des granules sécrétoires (flèches).

F. Les cellules cylindric contenant des microvilosité (mV), des cellules caliciformes sont observées ainsi que les cellules entéroendocrine (flèche) . Coloration Hematoxyline & Eosine

2.5. Histologie du caecum

Figure 18 A : Coupe histologique au niveau de la paroi du caecum coloré à HE à différents grossissement. Montrant une vue détaillée au niveau des quatre tuniques : la séreuse qui forme la membrane à l'extérieur, musculuse qui est constituée de bandelettes musculaire longitudinale et la sous-muqueuse. On observe dans la couche muqueuse des villosités dirigées vers la lumière qui jouent un rôle d'absorption, allongées sur des extensions de chorion en **(figure 18 B)** et ramifiées en **(figure 18 C)**.

Figure 18 D, E, F : Coupe au niveau de la couche muqueuse, montrant les glandes de Lieberkuhn qui produisent entre autres substances du mucus grâce à leurs cellules caliciformes.

2.6. Histologie du colon

Figure 19 A, B : Coupe histologique au niveau de la paroi du colon coloré à HE à différents grossissement. On observe la présence des différentes couches constituant la paroi du colon : muqueuse, sous muqueuse et musculuse, à la base de la couche muqueuse les glandes de Lieberkühn qui comprend différentes cellules prennent leurs origine et s'étendent vers la lumière.

Figure 19 C : Le chorion est formé d'un tissu conjonctif riche en lymphocytes. Au niveau de la sous muqueuse on observe la présence des follicules lymphoïdes près de la couche musculuse.

Figure 19 D : Au niveau de la couche muqueuse vers la lumière on observe une alternance entre les cellules des entérocytes qui ont une fonction d'absorption et un rôle principal dans résorption d'eau et des électrolytes.

Figure 19 E, F : Coupe au niveau des glandes de Lieberkuhn, montrant des cellules cylindriques possèdent des noyaux à organisation basale et on observe des cellules en division. Les glandes de Lieberkühn composées principalement de cellules caliciformes qui sécrètent un mucus observé dans leur lumière destiné à protéger l'épithélium des matières.

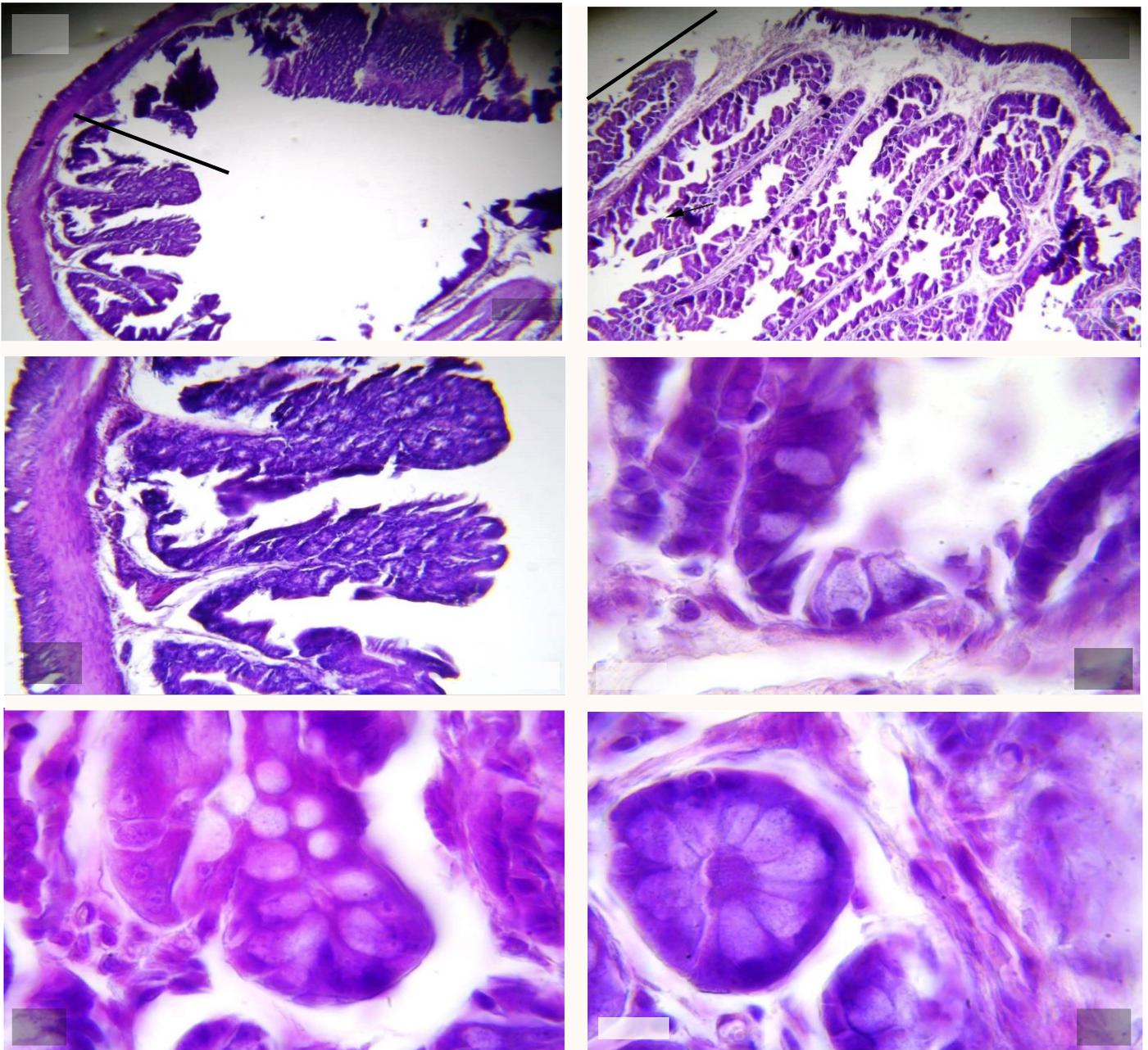


Figure 18. Coupe histologique au niveau de la paroi du coecum

A, B, C : La couche muqueuse (Mq) renferme les vilosités (VL) dirigées vers la lumière (L), allongées sur des extensions de chorion (chr) en B et ramifiées en C. Mq: muqueuse, sMq: sous muqueuse, MsC: musculuse. Sr: sereuse.

D, E, F: Coupe au niveau des glandes de la muqueuse, ces glandes sont riches en cellules caliciformes qui sont riche en mucus (astérisk en D et F).

Coloration Hematoxyline & Eosine

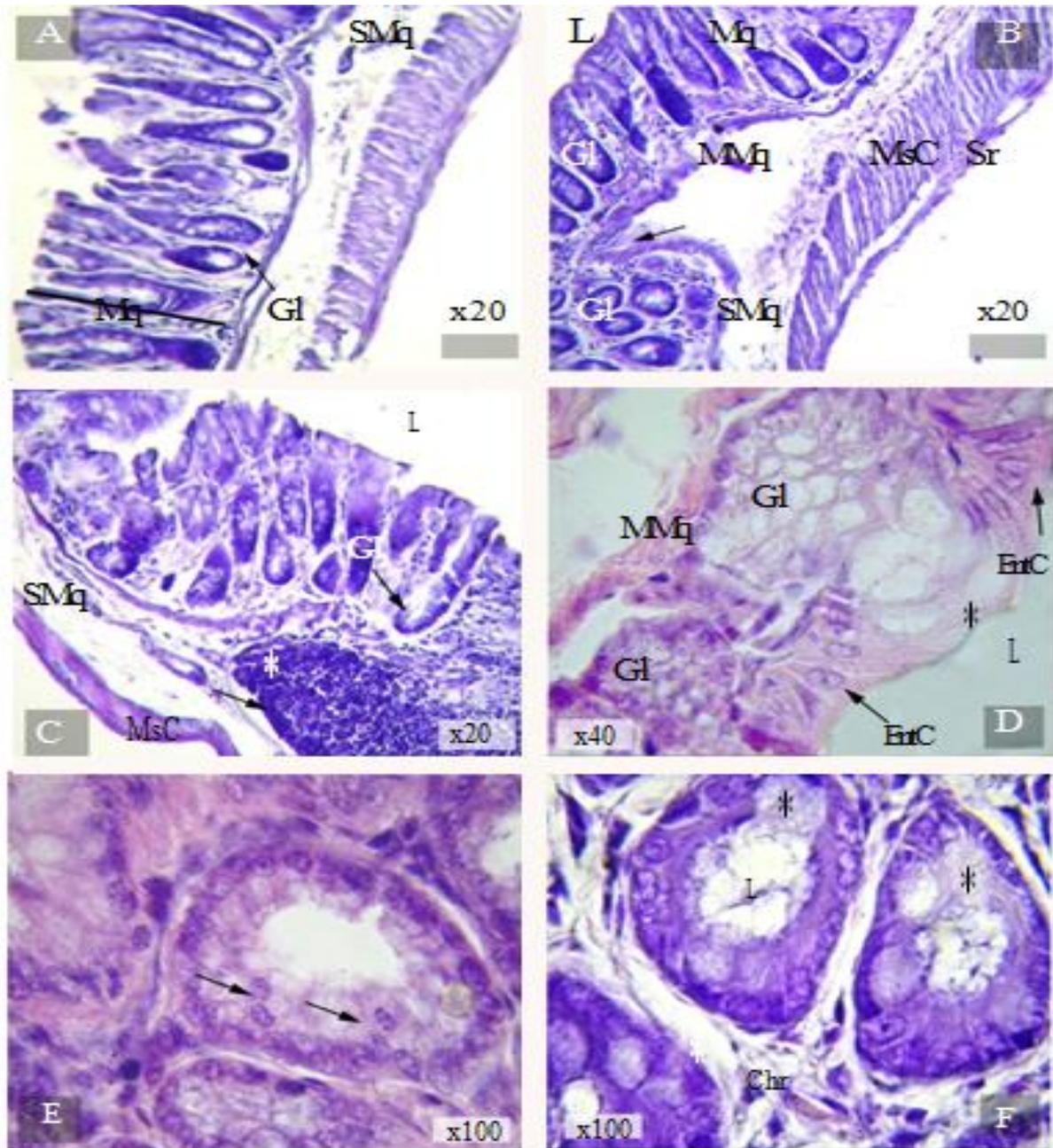


Figure 19. Coupe histologique au niveau de la paroi du colon

A, B : Les glandes de Lieberkhün (Gl) au niveau du colon prenant leur origine à la base de la muqueuse et s'étendent vers la lumière (L). sMq: sous muqueuse, MsC: musculuse.

C: A noter la présence d'un follicule lynphoide au niveau de la sous muqueuse (SMq).

D: La muqueuse vers la lumière est une alternance entre les entérocytes (EntC) et les glandes (Gl) A noter une ouverture d'une glande vers la lumière (astérisque).

E, F: Coupe au niveau des glandes de Lieberkhün , ces glandes à cellules cylindriques possèdent des noyaux à organisation basale, parfois des cellules en division sont observées (fêches en E). Noter les cellules caliciformes (astérisque en F). du mucus est observé dans leur lumière (L). Coloration Hematoxyline & Eosine.

Notre étude a été réalisée, sur le tractus gastro intestinale (TGI) de la gerboise déserticole *Jaculus jaculus*, dans le but, d'explorer les particularités histo-fonctionnelle et cellulaire.

Le tube digestif est retrouvé au niveau de la cavité abdominale de l'animal, il y'a la partie thoracique pour l'œsophage, et est divisé en plusieurs unités structurales selon une classification fonctionnelle (l'estomac, l'intestin grêle et le gros intestin).

Les résultats d'anatomie de TGI de la gerboise déserticole *Jaculus jaculus*, a permis de démontré qu'il est comparable à celui des autres rongeurs.

1. La paroi gastrique

C'est un organe musculaire dilaté en forme de poche, situé dans la partie supérieure de l'abdomen. Le haut de l'estomac est relié à l'œsophage au niveau du cardia et le bas est rattaché à la première partie de l'intestin grêle (duodénum).

Nos résultats histologique par les deux colorations sur les coupes de l'estomac de la gerboise déserticole, nous a permet de mettre en évidence ses différentes tissus ; l'estomac de la gerboise déserticole est un organe hétérogène uniloculaire, composé de quatre couches observées de l'extérieur à l'intérieur ; la séreuse, la musculuse, la sous-muqueuse et la muqueuse.

De plus, la gerboise déserticole se nourrit de graines et de partie succulente d'herbes du désert, on effet, chez les rongeurs granivores il a été rapporté que la tunique gastrique montre une abondance en cellules caliciformes qui possèdent des grains de sécrétion de mucus pour lubrification du bol alimentaire sec. La sécrétion de l'acide chlorhydrique du suc gastrique par les cellules pariétales est initiée par l'arrivée de nourriture dans l'estomac qui stimule la sécrétion de la gastrine par les cellules neuroendocrine, cette dernière déclenche la libération d'histamine afin de stimuler les cellules pariétales, afin d'assurer la fonction de digestion (**Van Zyl et al., 2005**).

Chez l'aulacode et le rat de laboratoire l'estomac est uniloculaire en forme de poire comme chez les autres rongeurs (**Van zyl et al., 2005**). La portion proximale de ce dernier est formée d'une muqueuse glandulaire constituée des plis d'épithélium

pluristratifié kératinisé. Cet estomac est très extensible au niveau de sa grande courbure (**Perrin et Curtis, 1980**).

L'estomac de *Jaculus jaculus*, peut être comparé à l'estomac de l'aulacode décrite par (**Lawani, 1989**) qui pense que ces arrangements histomorphologiques et histophysiologiques semblent être liés à une adaptation au régime alimentaire (les grains).

Alors, la muqueuse gastrique de la gerboise déserticole, ne joue pas uniquement les rôles de réservoir et de brassage des aliments mais pourrait constituer le lieu de l'amorce de la digestion enzymatique (**Jacklynn et al., 2014**).

2. Paroi de l'intestin grêle

L'intestin grêle est un conduit qui commence après le sphincter pylorique de l'estomac et se termine à la valvule iléo-cæcale, Sa longueur est de 18 cm, il comprend trois segments : Le duodénum est la portion la plus courte, il fait suite au pylore, le jéjunum est la portion intermédiaire, l'iléon est la portion terminale de l'intestin grêle.

Nos résultats histologiques montrant que l'intestin grêle est composé de quatre couches observées de l'extérieur à l'intérieur ; la séreuse, la musculuse, la sous-muqueuse et la muqueuse. La couche muqueuse présente des villosités qui renferment des cellules absorbantes, et des cryptes (glande Lieberkühn) comprennent des cellules caliciformes sécrétrices du mucus, des entérocytes sont responsable de la fonction d'absorption intestinal, et des cellules de Paneth sécrètent une enzyme antibactérienne, appelée lysozyme qui détruit la paroi bactérienne des bactéries, elles sont donc impliquées dans la défense immunitaire du système digestif.

Au niveau de l'iléon on observe de nombreux follicules lymphoïdes pour protéger l'animal des microorganismes anaérobie qui se trouvent en milieu sous terrain.

Les glandes de Brunner sont retrouvées uniquement dans la couche sous-muqueuse du duodénum et disparaissent progressivement en direction distale de l'intestin grêle,

ces glandes sécrètent de la mucoïde alcaline qui joue un rôle dans la neutralisation du suc gastrique (**Bozinovic, 1995**).

D'après nos observations, l'épaisseur de la paroi jéjuno-iléale de la gerboise est très développée par rapport au duodénum et au côlon.

Selon **Piper et al. (2015)**, l'intestin grêle est la partie la plus longue du TGI (environ 35 cm chez les souris, et 170 cm chez les rats) et est responsable de l'absorption des nutriments. Il commence au niveau du sphincter pylorique, il se poursuit de façon distale jusqu'à la valve iléocœcal. Les trois régions : le duodénum, le jéjunum et l'iléon contiennent les mêmes couches que celle que l'on retrouve dans tout le tube digestif. Chez ces espèces, l'intestin grêle est attaché à la partie postérieure de la cavité abdominale par le mésentère. Parmi celles-ci, la muqueuse de l'intestin grêle est la plus variable en apparence.

Selon **Fuss (2002)**, chez différentes espèces de rongeurs, la muqueuse diffère selon la longueur de l'intestin. Les villosités duodénales sont hautes et en forme de feuille, les villosités jéjunales sont hautes et cylindriques, et les villosités iléales sont courtes et cylindriques.

Jaculus jaculus survie dans des conditions désertiques arides sous terrain où l'existence des bactéries, c'est une espèce granivore qui consomme une variété de graines, de plantes et d'insectes d'où la nécessité d'une défense antibactérienne par les cellules de Paneth.

3. La paroi du caecum

Le caecum, situé dans la partie droite de l'abdomen, est le segment initial du gros intestin dans le prolongement de l'iléon, dernière partie de l'intestin grêle. C'est un cul de sac cylindroïde situé entre l'iléon et le colon. On a remarqué que le caecum de la gerboise déserticole a une taille très développée mesure environ 6 cm.

D'après nos résultats histologiques, on observe que le caecum est composé de quatre couches : la muqueuse, la sous-muqueuse, la musculuse, la séreuse. La couche muqueuse renferme des glandes de Lieberkühn qui produisent entre autres des substances du mucus grâce à leurs cellules caliciformes.

Selon **Piper et al. (2015)**, le cæcum de la souris et le rat est un sac incurvé qui représente jusqu'à un tiers du gros intestin, ces deux rongeurs ont un grand cæcum, sa longueur mesure environ 4 cm chez la souris et 6 cm chez le rat. Il est constitué de quatre couches ; la muqueuse présente des plis transversaux, la sous-muqueuse fine tout au long du tractus intestinal, la tunique musculaire et une séreuse lisse. Cryptes droites (Lieberkuhn) peuvent avoir des ramifications simples.

Selon **Alongninouwa et al. (1996)**, l'aulacode est caractérisé par un caecum très volumineux (90 à 120 ml), mesure environ 30 cm. Il occupe pratiquement les 3/5ème de la cavité abdominale, il présente deux bandelettes charnues sur sa longueur et de nombreuses bosselures. La muqueuse caecale présente des cryptes. Sa surface luminale est composée d'un épithélium prismatique simple, et de nombreuses cellules lymphoïdes dans la sous-muqueuse, et des glandes de Lieberkühn peu développées.

Chez les rongeurs, le caecum est un site majeur de fermentation des matières alimentaires et de production d'acides gras, contenant une forte concentration de bactéries. La fermentation caecale est un processus digestif par lequel des micro-organismes également appelé flore intestinale (*Escherichia coli*) décomposent des substrats (glucides ou autres molécules organiques) en molécules plus simples. Certaines des molécules formées sont des gaz (par exemple H₂, CO₂, CH₄) et se retrouvent dans la circulation sanguine puis expirés (**Clements, 1997**).

Comme la petite gerboise vit dans des régions désertiques avec une pénurie d'eau et d'aliments, le grand caecum serait important pour la réussite de la fermentation caecale.

4. La paroi du colon

C'est une partie du tube digestif qui mesure en moyenne 20 cm. Il est situé après l'intestin grêle, fait suite au caecum et se prolonge par le rectum. Il est subdivisé en 4 parties, le côlon ascendant, le côlon transverse, le côlon descendant, puis le côlon sigmoïde.

D'après nos résultats, le côlon de la gerboise déserticole constitue de différentes couches, la muqueuse renferme des glandes de Lieberkühn comprennent des cellules caliciformes qui sécrètent du mucus dont le rôle est de lubrifier la paroi

intestinale, et des entérocytes qui ont un rôle principal dans la résorption d'eau et des électrolytes.

Chez les rongeurs, le côlon conserve la même structure murale que le reste du tube digestif : la muqueuse, la sous-muqueuse, la musculuse et la séreuse. Il présente un aspect lisse sur toute sa surface, il est dépourvu de villosités chez tous les rongeurs (**Wheater, 1979**).

Selon **Lawani, (1989)**, chez l'aulacode, le côlon fait suite au caecum, il est aussi relativement bien développé il mesure de 1,3 à 1,5 m. La muqueuse colique contient de nombreuses cellules à mucus dans ses cryptes (Lieberkühn), dont le rôle serait de lubrifier la paroi intestinale afin de faciliter le passage des crottes dures.

Selon **Piper et al. (2015)**, chez le rat et la souris, le côlon comprend deux segments, le côlon proximal et le côlon distal, les glandes de Lieberkuhn sont abondantes sur la longueur de la crypte du côlon proximal. Il n'y a pas des villosités au niveau du côlon. La muqueuse colique est revêtue d'un épithélium cylindrique simple qui s'invagine pour former des glandes de Lieberkühn très longues, riches en cellules caliciformes, pauvres en entérocytes et dépourvues de cellules de Paneth.

L'abondance des entérocytes au niveau de la couche muqueuse du côlon qui ont une fonction de résorption d'eau et des électrolytes, montre une corrélation liée au régime alimentaire de notre modèle animal car la petite gerboise ne boit jamais et donc elle tire une quantité d'eau suffisante de leur nourriture.

L'étude histologique du tractus gastro-intestinale de la petite gerboise déserticole (*Jaculus jaculus*), a montré que l'aspect anatomique du tube digestif dans une grande partie est comparable à ceux des autres rongeurs.

Nos observations ont permis de noter :

- au niveau de l'estomac l'existence des cellules caliciformes connues par la sécrétion du mucus pour lubrification du bol alimentaire sec, et en cellules pariétales connues par la sécrétion d'acide chlorhydrique afin d'améliorer la digestion des protéines en stimulant la sécrétion de pepsine et empêcher la prolifération des bactéries indésirables.
- De plus, une caractéristique notable de l'intestin grêle est l'abondance en cellules de Paneth chez notre modèle qui ont un rôle de sécrétion de diverses substances ayant des fonctions antibactérienne et d'autres fonctions d'immunité.
- Le caecum de la gerboise déserticole a une taille très développée environ 6 cm constituant un organe important de fermentation.
- Le côlon mesure environ 20 cm renferme des glandes de Lieberkuhn et des entérocytes qui ont un rôle principal dans la résorption d'eau et des électrolytes.

Alors, la muqueuse gastrique de la gerboise déserticole, constitue le lieu de l'amorce de la digestion enzymatique. *Jaculus jaculus* survit dans des conditions désertiques arides sous terrain qui pourrait renfermer des bactéries pathogènes d'où la nécessité d'une défense antibactérienne par les cellules de Paneth.

Comme elle vit dans des régions désertiques pauvres en eau et aux aliments, le grand caecum serait important pour la réussite de la fermentation caecale.

L'abondance des entérocytes au niveau du côlon qui ont une fonction de résorption d'eau et des électrolytes, montre une corrélation liée au régime alimentaire car la petite gerboise ne boit jamais et donc elle tire une quantité d'eau suffisante de leur nourriture. La présence du tissu lymphoïde qui constitue le principal support du système immunitaire du TGI et dont la fonction première est de protéger l'animal des microorganismes anaérobies qui se trouvent en milieu sous terrain.

Références bibliographiques

1. **Abderraouf, B., Abdelwaheb, O., Khaled, S., Laurent, G.** Karyotypic Variations in Two Species of Jerboas *Jaculus Jaculus* and *Jaculus orientalis* (Rodentia, Dipodidae) from Tunisia. *Folia biological journal*, 2010, 236, 230-233.
2. **Agossou E.** Etude anatomique et histologique de la portion tubulaire de l'appareil digestif de l'aulacode *Thryonomys swinderianus*, TEMMINCK, 1827. Thèse de médecine vétérinaire. Dakar, Sénégal, p. 62.
3. **Alogninouwa T., Koboret Y., Kpodekon M., Agossou E. et Fall E. H. M.** 1992. Le tube digestif de l'aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK 1827) : relations morphologie, structure et pathologie ; In : 1^{ère} Conférence Internationale sur l'aulacodiculture : acquis et perspectives ; Cotonou : Bénin, p 73-78.
4. **Amori, G., Hutterer, R., Kryštufek, B., Yigit, N., Mitsainas, G., Palomo, L., Aulagnier, S.** 2021. *Jaculus jaculus* (amended version of 2016 assessment). The IUCN Red List of Threatened Species 2021: e.T10912A197517244.
5. **Aulagnier, S., Thevenot, M.** Catalogue des mammifères sauvages du Maroc. 1^{ère} Ed, Maroc : Institut scientifique. Rabat-Agdal, 1986, pp. 163.
6. **Baddouri, K., Elhilali, M., Lachiver, F.** Capacité d'économie en eau chez une espèce de rongeur désertique : *Jaculus orientalis*. *Citat. Inform., Mammalia*. 1985, pp. 543-550.
7. **Bakou S. et Ague K.M** : revues des études anatomiques sur l'aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK 1827). Numéro 3, novembre 2000, p. 3, 7, 8.
8. **Bozinovic F.** 1995. Nutritional energetics and digestive responses of an herbivorous rodent (*Octodon degus*) to different levels of dietary fibre. *Journal of Mammalogy*, 76: 627–37
9. **CHEVALIER, F., THEVENOT, M., BERGIER, P.** Notes sur quelques mammifères terrestres observés près de Dakhla, Oued Ad-Deheb. *Go-South Bull journal*. 2012, 9, 1-6.
10. **Clements, K.D.** Fermentation and gastrointestinal microorganisms in fishes, In R. I. Mackie & B. A. White (ed.), *Gastrointestinal microbiology*, vol. 1. Gastrointestinal ecosystems and fermentations. Chapman and Hall, 1997; p. 156-198.
11. **Dadoune, J.P., Siffroi, J.P., Hadjiisky, P., Vendrely, E.** Appareil digestif, in : *Histologie.*, 1^{ère} Ed. Paris : boeck, 1990, pp. 247-270.

Références bibliographiques

12. **DJALAILA, Y., (2008).** Biosystématique des rongeurs de la région d'El Bayadh. Thèse de Doctorat d'Etat en Zoophytatrie, Institut national agronomique, El Harrach-Alger.
13. **Fuss S., (2002).** Physiologie et pathologie digestive du COBAYE domestique *Cavia porcellus*. Thèse de doctorat d'état en vétérinaire, soutenu publiquement en 2002 devant l'université Paul-Sabatier de Toulouse, pp. 31-32.
14. **Grasse, P., Dekeyser, PI.** Traité de Zoologie des Mammifères (Ordre des rongeurs). 1^{ère} Ed, Paris : Misson et Lie, 1955, pp. 1172-1196.
15. **Happold D. C. D.** Biology of the jerboa, *Jaculus jaculus butleri* (Rodentia, Dipodidae) in the Sudan. .J.Zool journal, 1967, 151, 257-275.
16. **Heath, J.W., Lowe, J., Stevens, A., Young, B.** Tube digestif, in: Atlas d'Histologie fonctionnelle de Weather., 2^{ème} Ed. Belgique, Boeck s.a, 2008, pp. 263.
17. **Jacklynn, W., Sumine, M., Olga,J., Nigel C. Bennett., Abdulaziz, N., Osama, B.** The Comparative Gastrointestinal Morphology of Five Species of Murid Rodents Found in Saudi Arabia. JOURNAL OF MORPHOLOGY, 2014, 1-11.
18. **Kierszenbaum, A.** Partie supérieure du tube digestif, in : Histologie et biologie cellulaire une introduction à l'anatomie pathologique., 1^{ère} Ed. Bruxelles : de boeck, 2006, pp. 405.
19. **Laurent, G., Jean, M.** Les rongeurs de l'Afrique sahélo-soudanienne. 1^{ère} Ed. France: IRD Éditions/MNHN, 2009, pp. 216.
20. **Lawani, M.M.** Physiologie digestive chez l'aulacode (*Thryonomys Swinderianus*, TEMMINCK 1827, Etudes préliminaires. Thèse Méd. Vét. Dakar Sénégal, 1989. p. 57.
21. **Leslie P. Gartner., James L. Hiatt.** Appareil digestif II , in : Atlas en couleur d'histologie., 3^{ème}Ed. Baltimore, USA : Boeck s.a, 2009, pp.291.
22. **Leslie P. Gartner., James L. Hiatt.** Le système digestif II , in : Atlas d'histologie en couleur., 2^{ème} Ed. Bruxelles : Boeck s.a, 1992, pp. 208.
23. Lesser Egyptian Jerboa *Jaculus jaculus* distribution map.png. (consulter le 09/05/2022). URL : <http://maps.iucnredlist.org/map.html.id=10912>
24. **Linnaeus, C.** Systema Naturae par regna tria natura, classes secundum, ordine locis. 3^{ème} Ed, New York : Duodecimam reformatam Holmiensem, 1758, pp. 332.

Références bibliographiques

25. **Lullmann Rauch, C.** Œsophage et tractus gastro-intestinal, in : Histologie (1^{er} CYCLE des études médicales). 2^{ème} Ed. Allemagne : de boeck, 2008, pp. 380.
26. **Menche, N.** Système digestif, nutrition et métabolisme, in : Anatomie Physiologie Biologie., 3^{ème} Ed. France : Valérie, L.B. 2007, pp. 339.
27. **Neutra M.R., Padykula H.A.** The gastrointestinal tract. In: Modern concepts of gastrointestinal histology, edited by Weiss L. New York. Amesterdam. Oxford, 1984, pp. 658-706.
28. **Norbert, U.** Appareil digestif / Intestin grêle, in : Précis d'histologie., 4^{ème} Ed. Paris : Catala, M., Baudel, G., Poirier, J. (Eds.) 2006, pp.148-150.
29. **Petter, F., Lachiver, F., Chekir, R.** Les adaptations des rongeurs Gerbillidés à la vie dans les régions arides, Bulletin de la société botanique. France, 1984.
30. **Piper, M., Kathleen, S., Suzanne, M.** Lower gastrointestinal tract, in: Comparative Anatomy and Histology a Mouse, Rat, and Human ATLAS., 2nd Ed, India, 2015, pp. 197.
31. **Ronald, M.** Walker's Mammals of the World. 6ème Ed, New York: The Johns Hopkins University press, 1999, pp. 215.
32. **Ross., Wilson.** Système digestif, in : Anatomie et physiologie normales et pathologiques., 10^{ème}Ed. chine : Ninette,P. 2009, pp.323-328.
33. **SHE PAUL FABRICE**, né le 02-01-1979 à saint Maurice (France).contribution à l'étude anatomique de l'appareil digestif du grand aulacode (*Thryonomys swinderianus*). thèse de doctorat d'état, soutenu publiquement le 09 juillet 2008 devant la faculté de médecine, pharmacie, université cheikh anta diop Dakar, pp. 29.
34. **Tartora, G.J., Derrickson, B.** Le système digestif, in : Principes d'anatomie et de physiologie., 4^{ème} Ed. Canada, 2007, pp. 985-997-1008.
35. **THEVENOT M.** Faune du sahara 2 mammifères Le chevalier-R.Chabaud 09. 1990. pp. 232-314.
36. **Van Zyl A., Rambau R.V. et Van Der Merwe, M.** 2005. Aspects of the anatomy and histology of the alimentary canal of the greater cane rat, *Thryonomys swinderianus*, with reference to its feeding physiology. African Zoology, 40: 25–36.
37. **Verne J.** Précis d'histologie: la cellule, les tissus, les organes. 6^{ème} Ed. Masson et Cie. Paris, 1963, pp. 690.
38. **Welsch, U.** Organes de la digestion, in : Précis d'histologie., 2^{ème} Ed. Munich, 2002, pp. 303 – 343.

Références bibliographiques

39. **Wheater, PR., Young, B., Heath, J.W.** Le tube digestif, in: Histologie fonctionnelle., 1^{ère} Ed. Paris, 2001, pp.260.
40. **Wheather, PR., Burkitt, HG., Daniels, VG.** Histologie fonctionnelle, manuel et atlas. MEDSI. Médecine et Science internationales. Paris, 1979, pp 198.

Annexes

Fiche Technique N° 1 : Fixation

1/ Préparation de tampon phosphate TP / 0.1 M pH 7.4

- NaH₂PO₄1.64 g
- NaH₂PO₂, 2H₂O14 g
- H₂Ola quantité qui permet d'obtenir 100 ml

2/ Fixateur formaldéhyde à 10%

- Formaldéhyde pure10 ml
- TP 100 ml

Fiche Technique N° 2 : Déshydratation et éclaircissement

1/ Préparation du tampon PBS (Phosphate buffered saline) à 10 % :

Combinez les éléments suivants:

80 g NaCl

2 g de KCl

14,4 g Na₂HPO₄ (dibasique anhydre) OU 18,1 g Na₂HPO₄ · 2H₂O (dibasique dihydraté) OU
27,2 g Na₂HPO₄ · 7H₂O (dibasique heptahydraté)

2,4 g KH₂PO₄ (monobasique anhydre)

800 ml d'eau distillée

Ajuster le pH à 7,4 avec HCl

Ajouter H₂O à 1L

Autoclave pendant 20 minutes sur cycle liquide

Note : pour préparer 200 ml de PBS dilué, ajouter 180 ml d'eau distillée au 20 ml de PBS.

Annexes

Table pour la dilution de l'alcool (Table de Gay-Lussac) appelée aussi Table de mouillage de l'alcool

		Concentration initiale													
		100	99	98	97	96	95	90	85	80	75	70	65	60	50
Concentration finale	95	6,5	5,15	3,83	2,53	1,25									
	90	13,25	11,83	10,43	9,07	7,73	6,41								
	85	20,54	19,05	17,58	16,15	14,73	13,33	6,56							
	80	28,59	27,01	25,47	23,95	22,45	20,95	13,79	6,83						
	75	37,58	35,9	34,28	32,67	31,08	29,52	21,89	14,48	7,2					
	70	47,75	45,98	44,25	42,54	40,85	39,18	31,05	23,14	15,35	7,64				
	65	59,37	57,49	55,63	53,81	52	50,22	41,53	33,03	24,66	16,37	8,15			
	60	72,82	70,80	68,8	65,85	64,92	63	53,65	44,48	35,44	26,47	17,58	8,76		
	55	88,6	86,42	84,28	82,16	80,06	77,99	67,87	57,9	48,07	38,32	28,63	19,02	9,47	
	50	107,44	105,08	102,75	100,44	98,15	95,89	84,71	73,90	63,04	52,43	41,73	31,25	20,47	
	45	130,26	127,67	125,11	122,57	120,06	117,57	105,34	93,30	81,38	69,54	57,78	46,09	34,46	11,41
	40	158,56	155,68	152,84	150,02	147,22	144,46	130,8	117,34	104,01	90,76	77,58	64,48	51,43	25,55
	35	194,63	191,39	188,19	185,01	181,85	178,71	163,28	148,01	132,88	117,82	102,84	87,93	73,08	43,59
	30	242,38	238,67	234,99	231,33	227,70	224,08	206,22	188,57	171,05	153,61	136,04	118,94	101,71	67,45
	25	308,9	304,52	300,18	295,86	291,56	287,28	266,12	245,15	224,3	203,61	182,83	162,21	141,65	100,73
	20	408,5	403,13	397,79	392,47	387,17	381,9	355,8	329,84	304,01	278,26	252,58	226,98	201,43	150,55
15	574,75	567,43	560,53	553,55	546,59	539,66	505,27	471	436,85	402,81	368,83	334,91	301,07	233,64	
10	907,09	896,73	886,4	876,1	865,15	855,15	804,5	753,65	702,89	652,21	601,6	551,06	500,50	399,85	

Les chiffres en noir indiquent la quantité d'eau en mL à ajouter à 100mL d'alcool de concentration initiale x (en bleu) pour obtenir la concentration désirée.

Tableau qui montre la technique de dilution de l'alcool

2/ Principe

- **1^{er} Bain** : Tampon PBS 1 Heure
- **2^{ème} Bain** : Alcool à 70 °1 Heure
- **3^{ème} Bain** : Alcool à 70 °1 Heure
- **4^{ème} Bain** : Alcool à 90 °1 Heure
- **5^{ème} Bain** : Alcool à 90° 1 Heure
- **6^{ème} Bain** : Alcool à 95° 1 Heure
- **7^{ème} Bain** : Alcool à 95°1 Heure
- **8^{ème} Bain** : Alcool à 100°1 Heure
- **9^{ème} Bain** : Alcool à 100°1 Heure
- **10^{ème} Bain** : Toluène 1 Heure
- **11^{ème} Bain** : Toluène 1 Heure

Annexes

Fiche Technique N° 3 : Imprégnation

- 1^{er} Bain de paraffine 1 Heure
- 2^{ème} Bain de paraffine1 Heure à 24 h

Fiche Technique N° 4: Préparation des lames gélatinées

1/ composition

- Gélatine..... 1.25g
- Alun de chrome.....0.125g
- Eau distillée.....250 ml
- Alcool 95°200 ml
- HCL..... 1 ml

2/ préparation

- Plonger les lames dans un bain composé d'alcool à 95° et d'Hcl 1N pendant 24 h.
- Laver les lames par un détergent liquide.
- Rincer sous l'eau courante pendant 1h.
- Rincer à l'eau distillée.
- Chauffer le mélange (eau distillée + alun de chrome + gélatine) à 45° puis filtrer ce dernier et le laisser refroidir.
- Plonger les lames dans la solution préparée.
- Sécher les lames dans l'étuve à 60°C ou à l'air libre durant une nuit.

Annexes

Fiche Technique N° 5: Coloration Hemalun Eosine (HE)

1/ Déparaffinage

- 1^{er} Bain : Toluène 10 min
- 2^{ème} Bain : Toluène.....10 min

2/ Réhydratation

- 1^{er} Bain : Alcool à 100°7 min
- 2^{ème} Bain : Alcool à 90°3 min
- 3^{ème} Bain : Alcool à 70 °3 min

3/ Réactifs

○ Hématoxyline de Carazzi :

- Hématoxyline..... 5g
- Glycérol.....100 ml
- Alun de potassium.....25g
- Potassium Iodate.....0.1g
- Eau distillée.....400 ml

Préparation :

- Mixer l'hématoxyline et le glycérol (1).
- Ajouter l'alun de potassium à une quantité d'eau distillée (2).
- Mélanger doucement la solution de l'alun avec la solution de l'hématoxyline (3).
- Ajouter le potassium iodate à la quantité restant d'eau distillée puis le mélanger avec la solution (3).

Annexes

- **L'eau Acidulée :**
 - HCL 3 gouttes
 - L'eau distillée.....100 ml

- **L'eau Ammoniaquée :**
 - NH₃ quelques gouttes
 - L'eau distillée100 ml

- **Eosine**
 - Eau distillée750 ml
 - Alcool à 95°250 ml
 - Eosine (poudre)6 g
 - Acide Acétique7 gouttes

4/ Déshydratation

- 1^{er} Bain : Alcool à 70 °3 min
- 2^{ème} Bain : Alcool à 90°3 min
- 3^{ème} Bain : Alcool à 100°5 min

5/ Mode opératoire

- Déparaffinage
- Réhydrater
- Laver à l'eau courante (5 min)
- Colorer par l'Héματοxyline (7 min)
- Laver à l'eau courante (5 min)
- Laver par l'eau acidulée (30 sec)
- Laver à l'eau courante (5 min)
- Eau ammoniaquée (30 sec)
- Colorer par l'Eosine (5 min)
- Laver à l'eau courante (5 min)
- Déshydrater

Annexes

- Passage dans deux bains de xylène pour le Montage : 1^{er} Bain (3 min) et 2^{ème} Bain (5 min)
- Monter l'Eukitt entre lame et lamelle

6/ Résultat

La coloration HE est une coloration de routine où l'hématoxyline colore les noyaux en bleu et l'Eosine colore le cytoplasme en rose. L'eau acidulée permet la différenciation rapide et l'eau ammoniacuée bleuit les noyaux.

Fiche Technique N° 6: Coloration Trichrome de Masson

1/ Déparaffinage

- 1^{er} Bain : Toluène 10 min
- 2^{ème} Bain : Toluène..... 10 min

2/ Réhydratation

- 1^{er} Bain : Alcool à 100°5 min
- 2^{ème} Bain : Alcool à 90°5 min
- 3^{ème} Bain : Alcool à 70 °5 min

3/ Réactifs

○ Hématoxyline de Groat :

- Acide sulfurique à 10 % 5 ml
 - Alun de chrome.....1 g
 - Eau distillée..... 250 ml
 - Hématoxyline..... 15 g
 - CaCo₃..... 0.55 ml
- Mixer le mélange et laisser reposer une heure puis filtrer.

Le mélange donne une coloration Violet

Annexes

○ Fuschine –Ponceau :

Pour le fuschine :

- Fuschine acide.....100 ml
- Acide acétique.....0.5 ml

Pour le ponceau :

- Ponceau.....1 g
- Eau distillée.....100ml
- Acide acétique0.5 ml

- Préparer les deux solutions (fuschine et ponceau).
- Mélanger un volume de la solution de fuschine avec deux volumes de la solution de ponceau.

Le mélange donne une coloration rouge

○ Acide Phosphomolybdique

- Acide Phosphomolybdique.....3g
- Orange G2g
- Eau distillée100 ml

Le mélange donne une coloration orange

○ Vert lumière

- Vert lumière.....1 g
- Eau distillé100 ml
- Acide acétique1 ml

Le mélange donne une coloration verte

○ Bleu de méthylène :

- Bleu de méthylène.....3g
- Eau distillée.....100ml
- Acide acétique.....1 ml

Le mélange donne une coloration bleue

Annexes

- Eau acétifiée
- Acide acétique.....100 ml
- Eau distillée.....900 ml

4/ Déshydratation

- 1^{er} Bain : Alcool à 70 °..... Passage
- 2^{ème} Bain : Alcool à 90° Passage
- 3^{ème} Bain : Alcool à 100°..... Passage

5/ Mode opératoire

- Déparaffinage
- Réhydrater
- Colorer par l'Héματοxyline de Groat (10 min)
- Laver par l'eau distillée
- Colorer par le Fuschine Ponceau (7 min)
- Rincer par l'eau acétifiée
- Colorer par l'acide phosphomolybdique (5min)
- Rincer par l'eau acétifiée
- Colorer par le Vert lumière ou Bleu de méthylène (10 sec)
- Rincer par l'eau acétifiée
- Déshydrater
- Passage dans deux bains de xylène pour le Montage
- Monter l'Eukitt entre lame et lamelle

6/ Résultat

C'est une coloration trichromique, colore en bleu sombre des noyaux par l'héματοxyline et en rouge-rosé des cytoplasmes par le ponceau-fuschine, Colore en bleu / vert des fibres conjonctives par le bleu d'aniline / le vert lumière respectivement.

Annexes

Matériel non biologique

Appareillage	Matériel et Verreries	Réactifs
Balance de laboratoire	Les gants	PBS à 10%
Etuve	Cassettes	Formaldéhyde à 10%
Distributeur de paraffine	Moules métalliques	Alcool 70°, 90°, 95°, 100°
Plaque chauffante	Lames	Xylène
Bain marie	Lamelles	Toluène
Réfrigérateur	Porte lames	Paraffine
Microscope photonique	Papier absorbant	Hématoxyline de Carazzi
Microtome	Papier filtre	Hématoxyline de Groat
La loupe binoculaire	Papier joseph	Eosine
Appareil photo numérique Canon-Power	Parafilm	Eau distillée
	Trousse de dissection	Eau courante
	Boîtes de pétri	Eau acétifié
	Fiole	Eau ammoniacquée
	Entonnoir	Eau acidulée
	Verre de montre	Acide phosphomolybdique
	Micropipette	Fuschine Ponceau
	Eprouvette graduée	Vert lumière
	Gants	Bleu de méthylène
	Minuterie	Eukitt

Annexes



❖ Trousse de dissection, originale 2022



❖ Boites de Pétri



❖ Moules en métal



❖ Les gants



❖ Station d'enrobage de paraffine KD-BM 3



❖ Etuve

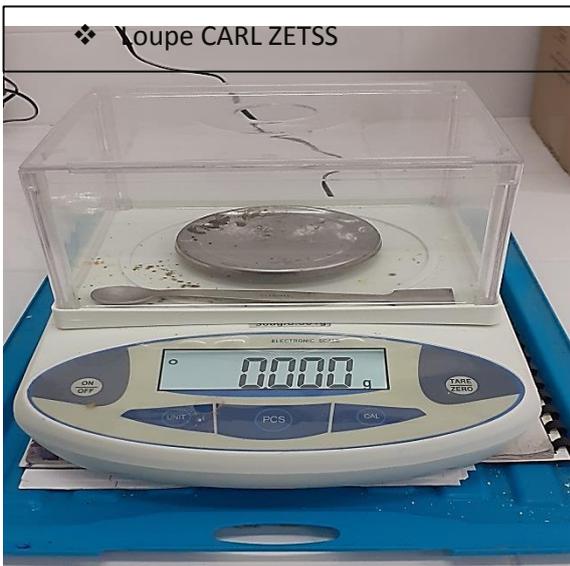
Annexes



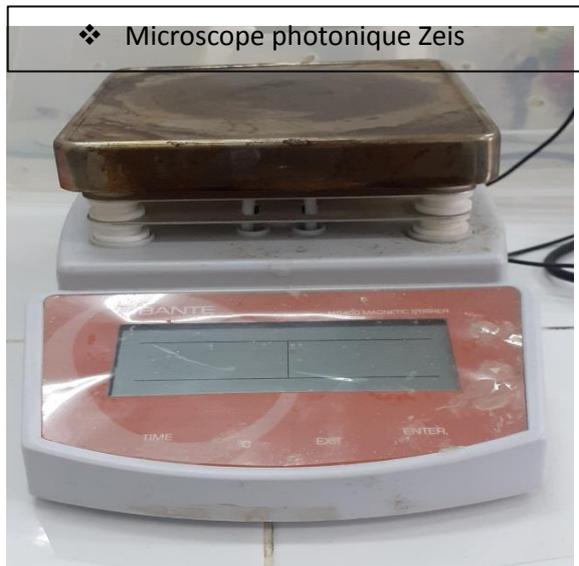
❖ Loupe CARL ZETSS



❖ Microscope photonique Zeis



❖ Balance OHAUS



❖ Plaque chauffante BANTE



❖ Lames

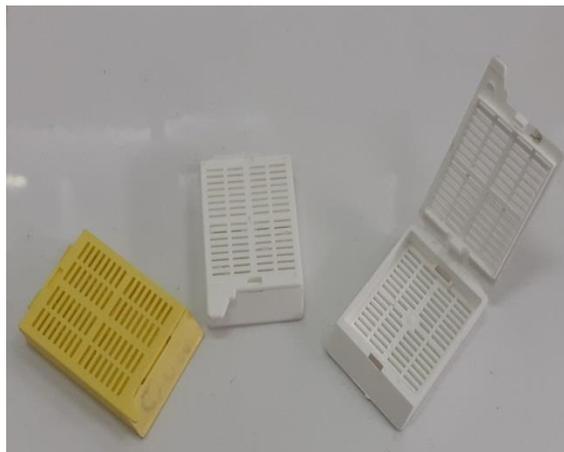


❖ Lamelles

Annexes



❖ Porte lames



❖ Cassettes

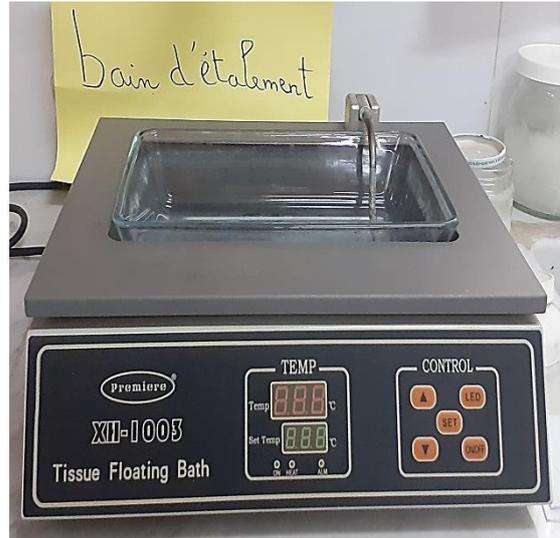


❖ Congélateur TEMPLOW

Annexes



❖ Microtome Leica



❖ Bain marie



❖ Paraffine solide



❖ Stylo diamant

Annexes



❖ Blocs de paraffine



❖ Ruban