

UNIVERSITE CHEIKH ANTA DIOP DE DAKAR

**ECOLE INTER-ETATS DES SCIENCES ET MEDECINE VETERINAIRES
(E.I.S.M.V.)**



ANNEE: 2008

N°33

**CONTRIBUTION A L'ETUDE ANATOMIQUE DE
L'APPAREIL DIGESTIF DU GRAND AULACODE
(*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK 1827)**

THESE

Présentée et soutenue publiquement

le **09 juillet 2008**

devant la Faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odonto-Stomatologie de Dakar pour obtenir le
Grade de

DOCTEUR EN MEDECINE VETERINAIRE

(DIPLOME D'ETAT)

Par

SHE PAUL FABRICE

Né le 02 Janvier 1979 à Saint Maurice (France)

JURY

Président :

M. José Marie AFOUTOU

Professeur à la Faculté de Médecine, de Pharmacie
et d'Odonto - Stomatologie de Dakar

**Directeur et rapporteur
de Thèse :**

M. serge niangoran BAKOU

Maître de conférence agrégé à l'EISMV de Dakar

Membres :

M. Justin Ayayi AKAKPO

Professeur à l'E.I.S.M.V de Dakar

M. Mousa ASSANE

Professeur à l'E.I.S.M.V de Dakar

Co – directeur de thèse :

M. Gualbert Simon NTEME-ELLA

Assistant à l'EISMV de Dakar

CONTRIBUTION A L'ETUDE ANATOMIQUE DE L'APPAREIL DIGESTIF DU GRAND AULACODE (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK 1827)

RESUME

Le grand aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK, 1827) est un rongeur rencontré en Afrique de l'Ouest et du Centre et dont l'importance est à la fois économique et socioculturelle. L'étude anatomique de l'appareil digestif que nous avons menée a porté sur 6 animaux dont 3 mâles et 3 femelles pour l'anatomie descriptive (conformation des segments du tube digestif et des glandes digestives) et 4 animaux dont 2 mâles et 2 femelles destinée à l'anatomie topographique. A l'issue des observations, différentes portions du tube digestif et des glandes annexes sont prélevées pour l'étude histologique et histochimique.

Au terme de cette étude il en ressort que :

L'épithélium de l'œsophage est kératinisé sur toute sa longueur, avec la présence de glandes dans la sous muqueuse de la portion thoracique ; l'absence d'un véritable pylore à l'entrée du duodénum ; la présence des glandes de Brünner dans la sous muqueuse du duodénum descendant. Le jéjunum chez l'aulacode est le segment de l'intestin grêle le plus pariétal ; dans la sous-muqueuse de l'iléon, on observe de nombreuses plaques de Peyer, seuls éléments qui le différencient du jéjunum. Cependant, s'il y a une partie du tube digestif qui caractérise bien l'aulacode, c'est son caecum, de par son volume et sa situation topographique, qui le rapproche de celui du cheval. De ce fait, à gauche, il est palpable et auscultable dans les $\frac{3}{4}$ supérieurs de la cavité abdominale depuis la 10^e côte, jusqu'à l'entrée de la cavité pelvienne. A droite, son apex se trouve en position basse depuis la 2^e vertèbre lombaire jusqu'au sacrum. Il est dépourvu d'appendice vermiforme. Au niveau de la muqueuse anale, se trouvent de volumineuses glandes péri anales.

Les glandes parotides sont développées, les glandes mandibulaires sont bilobées, les glandes sublinguales présentent une partie monostomatique et une partie polystomatique. Le foie est caractérisé par l'absence de trabécules conjonctives interlobulaires. Il présente six lobes et est pourvu d'une vésicule biliaire. Le canal cystique se branche à angle aigu sur le canal cholédoque. Quant au pancréas, il se présente comme une glande diffuse, légèrement triangulaire, pourvu d'un canal excréteur unique, le canal principal (canal de wirsung) et de nombreux îlots de Langerhans situés dans sa partie centrale.

Au total, l'étude anatomique du tube et des glandes digestifs du grand aulacode, révèle des particularités morphologiques et structurales caractéristiques des habitudes alimentaires de cet animal.

Mots clés : Aulacode – Appareil digestif - Etude anatomique

AUTEUR : Paul Fabrice SHE

Email : shepaul2002@yahoo.fr

Tel : 0023722306064

BP : 13994 ; Yaoundé - Cameroun

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION	1
Première Partie : GENERALITES SUR L'AULACODE ET PARTICULARITES DE L'APPAREIL DIGESTIF DES LAGOMORPHES ET DES RONGEURS.....	5
CHAPITRE PREMIER : GENERALITES SUR L'AULACODE.....	6
I. Biologie de l'aulacode.....	7
I.1. Classification zoologique.....	7
I.1.1. Présentation.....	7
I.1.2. Habitat et mode de vie.....	7
I.1.3. Classification.....	7
I. 2. Répartition géographique en Afrique.....	8
I. 3. Morphologie	9
I. 4. Différentes races d'aulacodes.....	11
I. 5. Comportement reproductif.....	11
I. 6. Comportement social.....	13
I.6.1. Comportement dans la nature.....	13
I.6.2. Comportement en captivité.....	13
I. 7. Comportement alimentaire.....	14
I.7.1. Préhension des aliments.....	14
I.7.2. Mastication.....	15
I.7.3. Comportement de coprophagie.....	15
II. Aperçu sur l'aulacodiculture.....	16
II.1. Influences de l'environnement.....	17
II.2. Adaptation à plusieurs niveaux de production.....	17
CHAPITRE DEUXIEME : PARTICULARITES DE L'APPAREIL DIGESTIF DES LAGOMORPHES ET DES RONGEURS.....	19
I. Caractéristiques anatomiques de l'appareil digestif des lagomorphes et des rongeurs.....	20
I. 1. Cavité buccale et glandes annexes.....	20
I.1.1. Cavité buccale.....	20
<i>I.1.1.1. Chez e lapin.....</i>	<i>20</i>
<i>I.1.1.2. Chez la Souris.....</i>	<i>21</i>
<i>I.1.1.3. Chez l'aulacode.....</i>	<i>22</i>
I.1.2. Glandes salivaires.....	24

<i>I.1.2.1. Chez le lapin</i>	24
<i>I.1.2.2. Chez la souris</i>	24
<i>I.1.2.3. Chez l'aulacode</i>	24
I.2. Tube digestif et glandes annexes	24
I.2.1. Tube digestif	24
<i>I.2.1.1. Chez le lapin</i>	25
<i>I.2.1.2. Chez la souris</i>	32
<i>I.2.1.3. Chez l'aulacode</i>	32
I.2.2. Foie	35
<i>I.2.2.1. Chez le lapin</i>	35
<i>I.2.2.2. Chez la Souris</i>	36
<i>I.2.2.3. Chez l'aulacode</i>	36
I.2.3. Pancréas	36
<i>I.2.3.1. Chez le lapin</i>	36
<i>I.2.3.2. Chez la souris</i>	37
<i>I.2.3.3. Chez l'aulacode</i>	37
I.3. Importance physiologique de l'appareil digestif des lagomorphes et des rongeurs	38
Deuxième Partie : PARTICULARITES ANATOMIQUES DE L'APPAREIL DIGESTIF DU GRAND AULACODE (<i>Thryonomys swinderianus</i> TEMMINCK, 1827)	39
CHAPITRE PREMIER : MATERIEL ET METHODES	40
I. Matériel	41
I.1. Matériel animal	41
I.2. Matériel de laboratoire	41
I.2.1. Matériel de dissection	41
I.2.2. Matériel d'histologie	41
II. Méthodes	42
II.1. Préparation des animaux	42
II.2. Etude anatomique	43
II.2.1. Technique de dissection	43
II.2.2. Mensuration et prises de vue	45
II. 3. Etude histologique	45
II.3.1. Réalisation des prélèvements	45
II.3.2. Réalisation des coupes	46
II.3.3. Réalisation des colorations	46
II.3.4. Examen microscopique	47

CHAPITRE DEUXIEME : RESULTATS ET DISCUSSION.....	48
I.Résultats.....	49
I.1. Définition et considérations générales.....	49
I.2. Tube digestif	51
I.2.1. Portion anté diaphragmatique du tube digestif.....	52
I.2.1.1. La cavité buccale.....	52
I.2.1.1.1. Etude anatomique.....	52
I.2.1.1.2. Etude histologique.....	52
I.2.1.2. L'oesophage.....	55
I.2.1.2.1. Etude anatomique.....	55
I.2.1.2.2. Etude histologique.....	55
I.2.2. Tube digestif : Portion post diaphragmatique.....	59
I.2.2.1. Etude anatomique.....	59
I.2.2.1.1. Estomac.....	59
I.2.2.1.2. Intestin grêle.....	60
I.2.2.1.3 Gros intestin.....	61
I.2.2.1.4. Anus.....	63
I.2.2.2. Etude histologique.....	63
I.2.2.2.1. Estomac.....	63
I.2.2.2.2. Intestin grêle.....	64
I.2.2.2.3. Gros intestin.....	65
I.2.2.2.4. Anus.....	66
I.3. Les glandes digestives.....	71
I.3.1. Etude anatomique.....	71
I.3.1.1. Glandes salivaires.....	71
I.3.1.1.1. Glande parotide.....	71
I.3.1.1.2. Glande mandibulaire.....	72
I.3.1.1.3. Glande sublinguale.....	73
I.3.1.2. Foie et Vésicule biliaire	75
I.3.1.3. Pancréas.....	75
I.3.2. Etude histologique.....	77
I.3.2. 1. Glandes salivaires.....	77
I.3.2.1.1. Glande parotide.....	77
I.3.2.1.2. Glande mandibulaire.....	78
I.3.2.1.3. Glande sublinguale.....	78
I.3.2.2. Foie et Vésicule biliaire	78
I.3.2.3. Pancréas.....	79
II. Discussion	82
II. 1. Conduite de l'étude expérimentale.....	83
II. 2. Analyse des résultats.....	83
I.2.1. Etude de la portion anté-diaphragmatique.....	83
I.2.2. Etude de la portion post-diaphragmatique	84
I.2.3. Etude des glandes digestives.....	86

CONCLUSION.....	88
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	90
ANNEXES.....	98

INTRODUCTION



Le grand aulacode (*Thryonomys swinderianus*, TEMMINCK 1827) est un gros rongeur sauvage, un gibier qui est rencontré dans toute l'Afrique sub-saharienne au sud du 15^e parallèle Nord jusqu'au Cap en passant par le centre de la Namibie [KINGDON, 1997].

L'importance de cette espèce de gibier africain est à la fois économique et socio-culturelle. En effet, du fait de ses propriétés organoleptiques, la demande en viande d'aulacode est très importante et excède l'offre, ce qui explique les prix de plus en plus élevés. Les prix sont supérieurs à 800 FCFA /kg, soit 3 000 FCFA / animal au Cameroun, 14 000 FCFA / animal à Libreville [CIRAD], 10 000 FCFA / animal à Cotonou; [MENSAH ET EKUE, 2002]. L'aulacode figure au premier rang des gibiers commercialisés en Afrique occidentale [LAWANI, 1989] et sa viande vendue au kilogramme est plus chère que celle des ruminants [MONOD, 1970]. Dans certains villages de Toumodi (Kpoébo, Moronou, Konankro) en Côte d'Ivoire, des organes d'aulacodes sont parfois utilisés pour soigner des maladies. C'est ainsi que la poudre de foie est utilisée pour soigner l'ictère [MONOD, 1970]. Dans certains cas d'envoûtement, des malades sont conseillés de ne manger que de la viande d'aulacode durant tout le traitement. L'aulacode possède au Congo Démocratique, une valeur culturelle considérable. Par exemple, sa viande n'est offerte qu'aux hôtes de marque [TUTU *et al.*, 1996].

Toutes les raisons sus citées exposent ce gibier à une surexploitation qui à terme pourrait se traduire par sa disparition et des ressources qu'elles procurent aux populations qui l'exploitent. L'exploitation rationnelle de l'aulacode constitue donc un enjeu de taille pour les pays africains. Fort heureusement, cette exploitation rationnelle peut se réaliser par le biais de la pratique de l'élevage des aulacodes ou « aulacodiculture », qui se trouve être une alternative à la sauvegarde de l'espèce et contribue à la protection et à la conservation de l'environnement.

L'aulacodiculture s'est développé au Bénin (pays pionnier) dans le cadre de la mise en oeuvre des politiques de développement des productions animales, de diversification des filières agricoles, ainsi que dans celui de la gestion des ressources naturelles. Le projet Bénino-allemand d'aulacodiculture (PBAA) est l'un des plus structurés de cet élevage. Son objectif était de créer une souche améliorée de cet animal, et de promouvoir l'aulacodiculture en milieu africain [MENSAH et AGBESSI, 1985]. Pour atteindre ces objectifs, le PBAA a élaboré divers programmes de recherches tant en zootechnie qu'en santé animale, qui sont conduits dans le centre d'élevage situé à Godomey près de Cotonou (Bénin).

Au Cameroun, les premières actions en matière d'aulacodiculture remontent à 1999, au travers d'un partenariat entre le Ministère de l'Élevage, des Pêches et des Industries Animales (MINEPIA) et le projet de Développement au Gabon de l'élevage du Gibier (DGEG) qui a permis d'installer deux stations de multiplication de géniteurs, à Yaoundé et à Limbé. A la suite du projet DGEG, et sur requête des états impliqués, le projet de Développement d'Alternatives au Braconnage en Afrique Centrale (DABAC) a débuté le 15 avril 2002. Ce projet a permis la construction d'une troisième station de multiplication de géniteur à Bafoussam. En septembre 2004, le PEAC pris la relève en matière de promotion et d'encadrement des aulacodiculteurs.

Au Gabon, le projet « Élevage de Petit Gibier », financé par la Coopération Française a débuté en 1994, mis en oeuvre par V.S.F et une ONG française possédant plus de dix ans d'expérience en développement rural en Afrique. Grâce à l'installation d'un centre d'élevage pilote dans la zone périurbaine de Libreville, à Owendo, constitué par un noyau de 100 aulacodes d'origine ouest-africaine (Togo et Bénin), on compte aujourd'hui déjà plus de 200 animaux élevés en cage ou en enclos au sol. [CANOPEE, 1995].

En Côte d'Ivoire, un des pays pionnier dans ce type d'élevage avec le Bénin se développe un programme d'appui au développement et à la promotion de l'élevage des espèces animales non conventionnelles dans lequel, l'aulacodiculture est piloté par l'U.F.R/S.N. de l'Université d'Abobo-Adjamé en 1998 [FANTODJI ET SORO, 2004].

Au Sénégal, plusieurs études ont été réalisées à l'E.I.S.M.V. de Dakar [AGOSSOU, 1991 ; ALOGNINOUIWA *et al.*, 1992 ; 1996 ; ATCHADE, 1980 ; BAKOU et AGUE, 2000 ; LAWANI, 1989] ou sont en cours de réalisation telle, la caractérisation physicochimique et organoleptique de la viande du grand aulacode dans le service d'Anatomie, Histologie et Embryologie.

De précédentes études ont été réalisées sur l'appareil digestif du grand aulacode [AGOSSOU, 1991 ; ALOGNINOUIWA *et al.*, 1992 ; 1996 ; LAWANI, 1989] et ont permis de ressortir l'importance de ce dernier. En effet, l'appareil digestif tient son importance du fait qu'il est le siège de la digestion. Au plan zootechnique, la performance d'une race ne s'exprime qu'à travers les capacités d'absorption et donc d'assimilation de son tube digestif. Il constitue par ailleurs, un milieu hautement septique et de ce fait est à l'origine des entérites infectieuses. Il est le siège d'une physiologie délicate dont les perturbations entraînent des entéropathies métaboliques. C'est aussi le lieu de prédilection de certains parasites internes pouvant être à l'origine des obstructions intestinales chez l'aulacode [ALOGNINOUIWA *et al.*, 1992].

Les glandes digestives quant à elles vont jouer un rôle important, dans la mesure où elles sécrètent des substances intervenant dans la digestion et l'absorption des nutriments.

Si d'importants travaux ont été entrepris sur l'anatomie et la physiologie du tube digestif du grand aulacode, en revanche les connaissances sur la structure des glandes digestives restent fragmentaires. C'est dans ce cadre que nous avons voulu inscrire la réalisation de notre thèse de Doctorat vétérinaire.

L'objectif général de ce travail est de contribuer à enrichir les connaissances actuelles sur l'anatomie du grand aulacode (*Thryonomys swinderianus*, TEMMINCK, 1827) à travers l'étude de son appareil digestif.

Plus spécifiquement il s'agira de :

- Préciser les caractéristiques morphologiques (anatomie descriptive) des différents organes constituant l'appareil digestif du grand aulacode ;
- Préciser l'agencement et les relations entre les différents organes digestifs entre et avec les autres organes (anatomie topographique) chez le grand aulacode ;
- Préciser les caractéristiques structurales des glandes digestives du grand aulacode.

L'étude bibliographique qui compose la première partie de notre thèse, présentera d'une part des généralités sur l'aulacode et d'autre part les particularités de l'appareil digestif chez les lagomorphes et les rongeurs.

Nous aborderons ensuite dans la seconde partie, l'exposé de notre travail personnel sur les particularités anatomiques de l'appareil digestif du grand aulacode (*Thryonomys swinderianus*, TEMMINCK 1827) en détaillant tout d'abord les caractéristiques du matériel d'étude, la méthodologie utilisée auxquelles succéderont la présentation et l'analyse des résultats. Une discussion permettra de faire une synthèse des principaux résultats obtenus et d'envisager les limites et les perspectives de notre étude.

PREMIERE PARTIE :

***GENERALITES SUR L'AULACODE ET
PARTICULARITES DE L'APPAREIL
DIGESTIF DES LAGOMORPHES
ET DES RONGEURS***



CHAPITRE PREMIER :
GENERALITES SUR L'AULACODE



I. BIOLOGIE DE L'AULACODE

I. 1. CLASSIFICATION ZOOLOGIQUE

I.1.1. Présentation

L'aulacode communément appelée agouti, compte tenu de sa ressemblance avec *Dasyprocta agouti*, une espèce sœur américaine, est le plus gros rongeur en cours de domestication en Afrique. On l'appelle aussi Hérisson (Afrique du centre), agouti (Afrique de l'ouest) ou rat des roseaux.

I.1.2. Habitat et mode de vie

Les habitats naturels de l'aulacode sont la savane herbeuse, les clairières, les zones humides ou marécageuses et les zones déboisées. Actuellement étant donné la déforestation croissante en Afrique, la population d'aulacodes est en expansion. Il est très mal toléré par les agriculteurs car c'est un ravageur des cultures. Actif la nuit, l'aulacode vit en groupe formé d'une dizaine d'individus. La journée, il reste caché, souvent sous les herbes et les buissons.

I.1.3. Classification

L'aulacode (*Thryonomys swinderianus*, TEMMINCK 1827) est un mammifère placentaire dont la classification zoologique se présente comme suit [AGOSSOU, 1991] :

Règne : *Animal*

Embranchement : *Chordés*

Sous - embranchement : *Vertébrés*

Classe : *Mammifères*

Super - ordre : *Ongulés*

Ordre : *Rongeurs*

Sous - ordre : *Simplicidentés*

Super - famille : *Hystricomorphes*

Famille : *Echymyidae (aulacodae)*

Sous - famille : *Thryonomidae*

Genre : *Thryonomys (aulacodus)*

Espèce : *Thryonomys swinderianus*

L'aulacode est spécifiquement africain. De nombreuses sous-espèces ont été décrites par plusieurs auteurs, mais il semble que ce soit souvent le même animal qui ait reçu plusieurs noms en fonction de son âge, de sa localisation, de la coloration du pelage, etc... Ainsi parlera-t-on de :

- ✓ *Thryonomys swinderianus swinderianus*, TEMMINCK 1827.
- ✓ *Thryonomys swinderianus variegatum*, PETER 1852.
- ✓ *Thryonomys swinderianus angolae*, THOMAS 1922.

I. 2. REPARTITION GEOGRAPHIQUE EN AFRIQUE

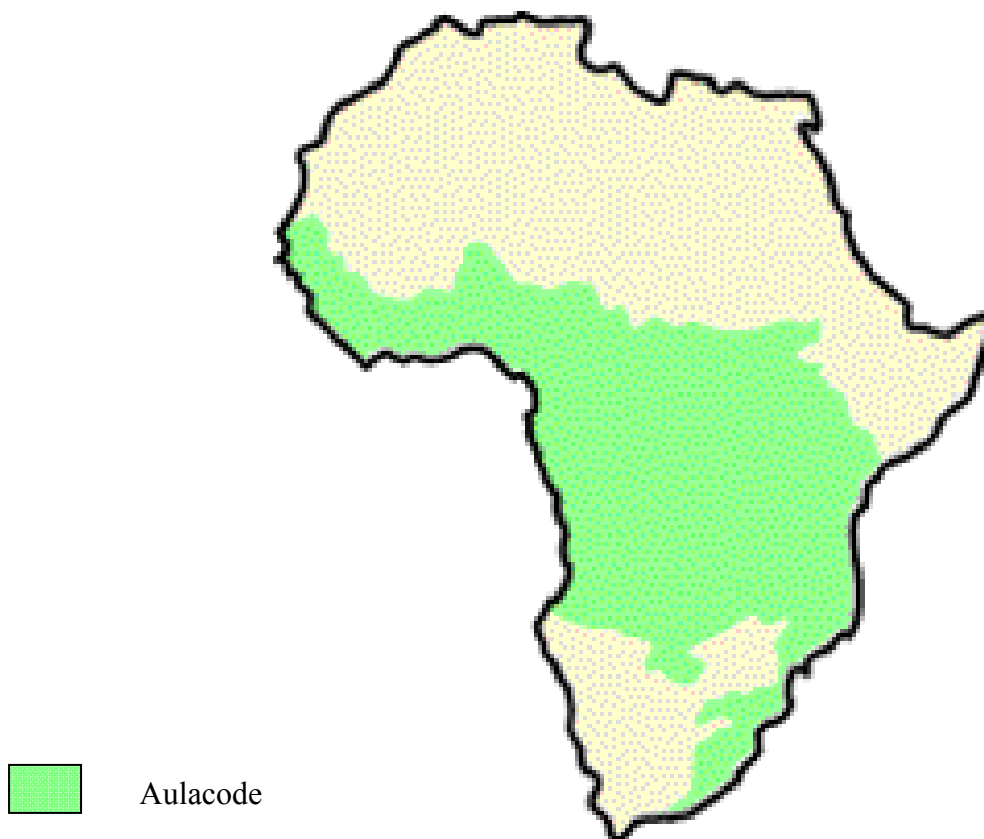


Figure 1 : Répartition géographique de l'aulacode en Afrique

Source : [CANOPEE, 2005].

L'aulacode est le seul représentant africain de la famille des Echymyidae. Cette famille est surtout représentée dans le continent américain, d'où sont originaires les genres *Carterondon*, *Cercomys*, et *Eurzygomotomys*.

L'aulacode est un animal qui colonise généralement les savanes à hautes herbes. Il est surtout rencontré en Afrique, au sud du Sahara, et est particulièrement abondant en Afrique de l'Ouest.

Les deux espèces de *Thryonomys* à savoir, *Thryonomys swinderianus* et *Thryonomys gregorianus*, n'ont cependant pas la même répartition géographique. L'aulacode swindérien est répandu de la Casamance au Sénégal, jusqu'en Afrique du Sud. Il est absent en Somalie et dans les pays du Maghreb. L'aulacode grégorien est répandu du Tchad au zimbabwe [LAWANI, 1989].

Cet animal semble ne pas dépasser le 9° degré de latitude nord [ATCHADE, 1980] ; pourtant, on le retrouve dans les régions de Gaya et de Dosso au Niger au 11° degré de latitude nord.

I. 3. MORPHOLOGIE

L'aulacode est de forme massive, trapue et ramassée. Son poids vif moyen à l'âge adulte est de 2 à 4 kg chez les aulacodines, et de 3 à 6 kg chez les aulacodins. Cependant, des aulacodins pesant plus de 10 kg ont été capturés dans la nature [AMANY, 1973].

Des poids vifs élevés (10 kg) ont aussi été enregistrés sur des aulacodes en captivité [MENSAH, 1989]. La longueur, de la tête à la queue varie entre 70 et 80 cm [MENSAH, 1998]. Son pelage est sub-épineux, et l'alternance d'annelures noires et rousses donne à sa robe un mélange de couleur gris noir, gris roux et gris brun sombre ou clair. Les poils orientés antéro-postérieurement sont disposés par touffes de 5 (Photo 1).

La tête lourde et forte se termine par un museau légèrement arrondi chez le mâle, mais un peu effilé chez la femelle. Le cou est court et trapu et semble se confondre avec le reste du corps. Les yeux sont petits et ronds avec les pupilles de couleur noire, parfois rouge. Les narines se présentent comme deux petites fentes obliques. Elles sont glabres, roses, assez développées et partiellement recouvertes par un fin tissu musculaire qui se relève comme un clapet à chaque inspiration [MENSAH *et al.*, 1985] ; [THIERRY ROGER].

La femelle possède trois paires de mamelles situées assez haut sur les côtés [DABAC].

Les membres antérieurs portent chacun 5 doigts, tandis que les postérieurs en portent 4 chacun. Les doigts sont terminés par des griffes fortes et puissantes. [MENSAH *et al.*, 1985] ; [CANOPEE, 2005].



Photo 1 : Aulacode en cage (*Thryonomys swinderianus*, TEMMINCK1827)
Source : [YEWADAN ET SCHRAGE, 1995]

I.4. DIFFERENTES RACES D'AULACODES

On distingue deux races d'aulacodes [[LA VOIX DU PAYSAN, 2001](#)] :

Le **grand aulacode** (*Thryonomys swinderianus*, *TEMMINCK 1827*) : Il se caractérise par une longue queue qui mesure plus du double de la longueur de la patte arrière. Les trois sillons de son incisive inférieure sont situés vers l'intérieur, laissant une large bande lisse vers l'extérieur de la dent.

Le **petit aulacode** (*Thryonomys gregorianus*, *THOMAS 1894*) chez qui, les sillons sont plutôt répartis d'une façon symétrique sur l'incisive.

Il existe des mutations au sein d'une même race. C'est ainsi qu'on distingue des aulacodes au pelage blanc, des aulacodes dont la coloration du pelage et de la peau est mixée.

I.5. COMPORTEMENT REPRODUCTIF

La reproduction des aulacodes sauvages dans la nature est étroitement liée au photopériodisme et à l'alternance entre les saisons sèches et les saisons pluvieuses. Dans des conditions d'élevage où le fourrage est disponible toute l'année et où la photopériode varie peu, la reproduction a lieu toute l'année.

Chez les aulacodes, la puberté est atteinte dès l'âge de 4 mois. Les femelles pèsent alors 1515 g environ et les mâles 1711 g environ. L'âge de la mise à la reproduction doit cependant être un peu plus élevé, vers 6,5 mois pour les femelles et 8 mois pour les mâles.

L'œstrus et l'ovulation sont provoqués par la présence du mâle et par la cour assidue qu'il fait à la femelle [[ADJANOHOUN, 1992](#)].

Toutefois, les ovocytes fécondés ne donneront pas tous de futurs fœtus. Il existe en effet une période critique chez la femelle gestante entraînant une résorption embryonnaire partielle avec saignements, à partir du 30^e au 35^e jour de gestation. Ce phénomène traduit une baisse temporaire du taux plasmatique de progestérone dû à l'involution des corps jaunes ovariens [[ADJANOHOUN, 1988](#)].

En l'absence de gestation, la vulve de la femelle est généralement fermée par une croûte jaune ou marron clair. Le mucus vaginal est jaunâtre, blanchâtre ou transparent.

Au moment de la gestation, la croûte vaginale cède la place à une membrane vaginale qui se confond avec l'épithélium cutané. Quant au mucus, il se transforme en un « bouchon vaginal de gestation », très collant et très élastique [ADJANOHOUN, 1998].

Chez l'aulacodine, la gestation dure environ 152 jours [MENSAH et BAPTIST, 1986]. Cette longue durée de gestation est un phénomène commun chez les Hystricomorphes [VAN DE VELDE, 1991].

Le nombre de jeunes par portée varie de 1 à 13 et est en moyenne de 5 [DGEG, 1999].

La prolificité des femelles peut être amoindrie en cas de mise à la reproduction trop précoce, mais n'est pas affectée par l'âge.

L'espérance de vie des aulacodes d'élevage se situant entre 4,5 et 6 ans, Il est recommandé de réformer les reproducteurs vers 4,5 ans.

Une synthèse de quelques paramètres de la reproduction chez l'aulacode est présentée au tableau I.

Tableau I : Quelques paramètres de reproduction chez l'aulacode
Source : [SCHRAGE, 1990]

Maturité physiologique	4 mois
Age des femelles à la première mise au mâle	6 mois
Intervalle entre les mises bas	6 mois
Durée de gestation	5 mois
Nombre de femelles par mâle	4 à 7
Carrière des femelles	4 ans
Taux de reproduction	80 %
Taille de portée	5 (1-11)
Durée d'allaitement	1,5 mois

I.6. COMPORTEMENT SOCIAL

I.1.6. Comportement dans la nature

L'aulacode n'est pas cavernicole [ADJANOHOUN, 1998]. S'il lui arrive de remuer la terre, c'est pour déterrer les tubercules à manger, mais il ne creuse pas de terrier.

En outre, l'aulacode n'a pas de territoire fixe et erre à la recherche de sa nourriture ou de sa sécurité [AMANY, 1976]. Cela explique le fait qu'on le retrouve dans les zones où le couvert végétal est suffisamment dense pour assurer sa protection et où les herbes qu'il affectionne avoisinent les champs des cultures qu'il détruit pour compléter son alimentation.

Il vit aussi caché sous les troncs d'arbres desséchés, sous des tas de feuilles de brindilles ou branchages [ATCHADE, 1980]. L'aulacode peut aussi occuper des termitières ou des terriers abandonnés par les Oryctéropes.

Les aulacodes ont un instinct grégaire. Ils se déplacent le plus souvent en file indienne par petits groupes [ASIBEY, 1974] ; [EWER, 1969].

L'espèce *Thryonomys swinderianus* est également qualifiée d'animal nocturne [MENSAH *et al.*, 1985]. Cette assertion est inexacte, car les moeurs nocturnes seraient liées à l'intense activité de chasse dont ce rongeur fait l'objet. L'aulacode est plutôt un animal à activité permanente entrecoupée de « phase de repos » [ADJANOHOUN, 1988].

I.1.7. Comportement en captivité

En captivité étroite, l'aulacode s'adapte rapidement aux conditions du milieu captif.

Le rythme d'alimentation chez l'aulacode dépend surtout de la période de distribution des aliments et de la température ambiante [AINADOU, 1993].

Les périodes d'alimentation intense se situent entre huit heures et douze heures. Durant ces périodes, l'animal mange en moyenne pendant trois heures. Les fréquences d'alimentation sont plus ou moins stables entre dix-huit heures et vingt-deux heures, diminuent entre vingt-deux heures et une heure et s'annulent ensuite. Au total, l'aulacode consacre six heures par jour à son alimentation [YEWADAN *et* SCHRAGE, 1995].

Les aulacodes présentent des périodes de repos assez longues avec un sommeil profond entre minuit et quatre heures du matin. On observe aussi plusieurs cycles veille - sommeil de façon discontinue. Durant ces périodes, l'animal reste sur le qui-vive et ne dort pas profondément, ayant souvent les yeux mis clos. En définitive, l'aulacode consacre en moyenne treize heures par jour au repos [YEWADAN et SCHRAGE, 1995].

L'aulacode fait fréquemment sa toilette entre six heures et huit heures. Cela s'observe souvent entre des périodes de coprophagie et de repos. La phase ludique suit cette phase de toilette. Le fait que les animaux jouent ensemble (courses, bonds, etc.) et se lèchent mutuellement, témoigne d'une réaction intra-spécifique (effet de groupe) qui favorise la cohésion et la stabilité du groupe. [YEWADAN et SCHRAGE, 1995].

Cependant, des cas de cannibalisme ont été observés : la mère mange les enveloppes placentaires [AMANY, 1973] et les aulacodeaux nouvellement nés peuvent être consommés soit par l'aulacodine même, soit par le mâle [EWER, 1969] ; [ASIBEY, 1974], soit par une autre aulacodine. Les mâles entiers d'environ un kilogramme élevés ensemble s'entre-tuent, mais ce comportement disparaît quand les animaux sont castrés [MENSAH et HEYMANS, 1984]. Toutefois, l'aulacode reste un rongeur peu agressif car il accepte les proximités d'autres animaux comme les oiseaux, les écureuils, des petits rats et des oryctéropes [ATCHADE, 1980].

I.7. COMPORTEMENT ALIMENTAIRE

I.7.1. Préhension des aliments

Chez l'aulacode, les incisives tranchantes et les spécificités que présentent les pattes antérieures sont des éléments indispensables à la préhension de l'aliment.

L'animal mange assis sur les pattes postérieures. Dans la nature, l'aulacode fauche l'herbe au collet avec ses incisives. L'herbe est ainsi coupée du bas vers le haut. L'herbe est reprise par la bouche, saisie de part et d'autre par les pattes antérieures puis retranchée en son milieu par les incisives. Chaque patte antérieure saisissant un bout de l'herbe est ramenée vers la poitrine de l'animal. L'herbe est ensuite reportée à la bouche par le bas puis découpée en de très petits morceaux. Les morceaux d'herbe sont poussés dans la bouche au fur et à mesure qu'ils sont coupés. L'aulacode dénude les fourrages en enlevant les premières enveloppes.

C'est dire qu'en raison de cette technique d'alimentation, il a une préférence marquée pour certaines plantes fourragères, notamment celles à grosses tiges succulentes.

L'aulacode adopte une autre technique quand il s'agit des grains portés par le *Panicum*. Il tient la tige par une patte antérieure, pendant que la partie portant les grains, est mise dans la bouche. Il tire ensuite sur l'herbe en dépouillant de ses dents cette dernière des grains [EWER, 1969].

En captivité étroite, lorsque l'aulacode est nourri au granulé (4 mm de diamètre), il ingère ces granulés en les prenant et en les portant un à un à la bouche ; il les ronge jusqu'à ce qu'il ne reste qu'un moignon qu'il laisse tomber. Si le diamètre des granulés est supérieur à 4 mm, on note plus de 50% de gaspillage [PARIGI-BINI, 1986].

Trois conséquences des actes de préhension de l'aliment peuvent être tiré chez ce rongeur :

- L'animal s'use les incisives à croissance continue ;
- Il gaspille beaucoup d'aliments ;
- Ces gestes évitent surtout l'étouffement à cet animal dont l'isthme du gosier est très étroit [ADJANOHOUN, 1988].

L'aulacode passe ainsi plus de temps à découper les aliments qu'à les mastiquer.

I.7.2. Mastication

L'aulacode retient dans la bouche les morceaux les plus charnus de l'herbe qu'il a haché. Ces morceaux vont subir un broyage rapide entre les molaires. Le temps passé par l'animal pour mâcher ses aliments est court.

Le hachage fait par les incisives est le processus le plus important de l'alimentation chez l'aulacode [EWER, 1969].

I.7.3. Comportement de coprophagie

L'aulacode pratique la coprophagie à certains moments de la journée. Une augmentation progressive des fréquences de coprophagie s'observe de 0 h à 6 h. Ce phénomène atteint son amplitude maximale aux environs de 4 h.

Lors de la coprophagie, les animaux prélèvent directement les fécès au niveau de l'orifice anal. L'aulacode s'assoit de côté sur les pattes postérieures puis soulève la patte antérieure gauche. Le corps en arc de cercle, l'animal fait passer sa tête le long de la région ano-génitale et saisit à l'aide de ses incisives, les crottes qu'il mâche lentement.

La coprophagie fait partie intégrante de la stratégie alimentaire de l'aulacode. Notons que cette pratique permettrait de recycler une partie de la flore intestinale indispensable à la dégradation de la cellulose et à la synthèse protéique [HOLZER *et al.*, 1986].

Le comportement de coprophagie permet aussi à l'animal de s'approvisionner en vitamines B [EWER, 1969].

II. APERCU SUR L'AULACODICULTURE

L'aulacodiculture est une activité d'élevage assez bien maîtrisée de nos jours et ceci grâce à de nombreux travaux scientifiques et techniques dans divers domaines tels la biologie, l'écologie, l'écoéthologie, la morphologie, l'endocrinologie, l'alimentation, la reproduction, le schéma de sélection, la pathologie et la faisabilité technique de cet élevage en milieu réel paysan.

Les résultats les plus significatifs tirés de ces différents travaux scientifiques se résument comme suit :

- ✓ les techniques élémentaires de conduite d'élevage ont été mises au point (modes d'élevage au sol en enclos et en batteries de cages et d'enclos hors-sol) ;
- ✓ une alimentation aulacodique a été adaptée aux réalités du milieu de l'agro-éleveur ;
- ✓ l'amélioration de la productivité aulacodique (nette augmentation de la taille moyenne des portées et du nombre moyen de mise-bas) ;
- ✓ une meilleure maîtrise de la prévention des maladies environnementales de l'aulacode comme le stress et le traumatisme a été constatée ;
- ✓ des traitements des maladies tant par les méthodes classiques de la médecine vétérinaire que par des recettes de la pharmacopée vétérinaire et/ou de la médecine traditionnelle ont été mis au point.

Plus récemment avec la mise en œuvre d'un programme de génétique qualitative par la valorisation de la mutation, de nouvelles races sont en création, lesquelles ont souvent des performances zootechniques intéressantes [MENSAH *et al.*, 1996].

II.1. INFLUENCE DE L'ENVIRONNEMENT

Lorsque les aulacodes sont en captivité, le milieu ambiant peut conditionner leur survie.

En effet, en dessous de 18°C, les animaux ont les poils piqués et leurs activités deviennent limitées. Ils s'alimentent de moins en moins tandis que leurs besoins augmentent. En conséquence, leurs productions baissent. Par ailleurs, ils supportent très mal les températures élevées (au-delà de 40°C).

De plus, une litière souillée par les urines constitue une source de concentration des gaz tel l'ammoniac qui, polluant l'atmosphère, met les aulacodes dans des conditions défavorables de respiration. Il s'ensuit une baisse du rendement, et l'apparition d'affections respiratoires.

Enfin, les mauvaises conditions d'hygiène dans les élevages d'aulacodes se traduisent souvent par de nombreuses mortalités.

II.2. ADAPTATION A PLUSIEURS NIVEAUX DE PRODUCTION

L'aulacode (*Thryonomys swinderianus*, TEMMINCK 1827) est un rongeur dont les paramètres zootechniques sont aujourd'hui bien connus après plusieurs années de recherche dans divers pays africains [ASIBEY, 1974 ; JORI *et al.*, 1995].

Le résultat a été l'obtention de souches de plus en plus dociles, qui s'adaptent facilement aux conditions de captivité. Les animaux peuvent s'élever soit au sol en enclos de 2 m², soit en cages à lapins.

Le développement de l'aulacodiculture dans les zones périurbaines, au Gabon, au Ghana, au Cameroun, en Côte d'Ivoire et au Bénin traduit la preuve irréfutable de l'adaptation de cet animal à la vie en captivité [ANONYME, 2006 ; CIRAD, 2006 ; ECOFAC, 2005 ; FANTODJI et SORO, 2004 ; KINGDON, 1997 ; MENSAH et EKUE, 2002].

Au Bénin, la maîtrise de son élevage en captivité, stimulée par une demande annuelle supérieure à 200 000 animaux, a permis la diffusion de son élevage dans la région côtière à partir de 1989. Aujourd'hui, plus de cinq cents éleveurs existent dans ce pays [JORI, 2001].

Les expériences béninoises de diffusion en milieu périurbain ont donné des résultats si satisfaisants qu'un programme de diffusion similaire a démarré au Gabon, en 1994, lancé par la Coopération française et poursuivi par des financements de l'Union européenne. Actuellement, ce projet permet à plus d'une trentaine d'éleveurs de produire et de vendre leurs propres animaux à partir de leurs élevages familiaux. Cependant, la rentabilité varie en fonction du contexte économique dans lequel est placé l'élevage [CIRAD, 2006].

Une étude de la Banque mondiale au Ghana, par exemple, démontre que les élevages d'aulacodes seraient en général plus rentables que les ranchs d'élevage bovin [TONDJI et AGBESSI, 1992].

CHAPITRE DEUXIEME :

**PARTICULARITES DE L'APPAREIL
DIGESTIF DES LAGOMORPHES
ET DES RONGEURS**



I. CARACTERISTIQUES ANATOMIQUES DE L'APPAREIL DIGESTIF DES LAGOMORPHES ET DES RONGEURS

L'appareil digestif a pour fonction principale la digestion des aliments, phénomène conduisant à leur hydrolyse et à leur assimilation. Les nutriments indispensables aux besoins d'entretien, à la croissance et aux éventuelles productions (lactation, gestation...) sont ainsi fournis à l'organisme. Le tractus 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 enfin l'intestin pour s'achever au niveau de l'anus. A ces organes viennent s'ajouter des glandes annexes sécrétoires reliées à différents niveaux de ce dispositif : les glandes salivaires, le foie et le pancréas.

Chez les Lagomorphes et les Rongeurs deux ordres apparentés, l'appareil digestif présente des particularités anatomiques adaptées à leurs habitudes alimentaires d'herbivores.

Dans ce chapitre, nous ressortirons les caractéristiques anatomiques du tractus gastro-intestinal des Lagomorphes à travers le lapin et des Rongeurs à travers la souris et l'aulacode.

I.1. CAVITE BUCCALE ET GLANDES ANNEXES

La cavité buccale contient des organes qui servent à la préhension, à la mastication, et à la déglutition des aliments. Elle est limitée rostralement par les lèvres, dorsalement par le palais dur, ventralement par la langue et se continue caudalement par l'isthme du gosier qui débouche dans le pharynx. En son sein, résident de nombreuses différences entre les animaux étudiés. Cependant, la plus grande différence est constituée par la formule dentaire.

I.1.1. Cavité buccale

I.1.1.1. Chez le lapin (*Oryctolagus cuniculus*)

La formule dentaire est la suivante [[THIERRY ROGER, 2001](#)] :

$$\underline{2I + 0C + 3PM + 3M}$$

$$1I + 0C + 2PM + 3M$$

Chez le lapin, on note la présence d'abajoues, sorte de poches membraneuses où s'accumulent les aliments. Les lèvres supérieures sont divisées en deux lobes arrondis, divisées par une fissure.

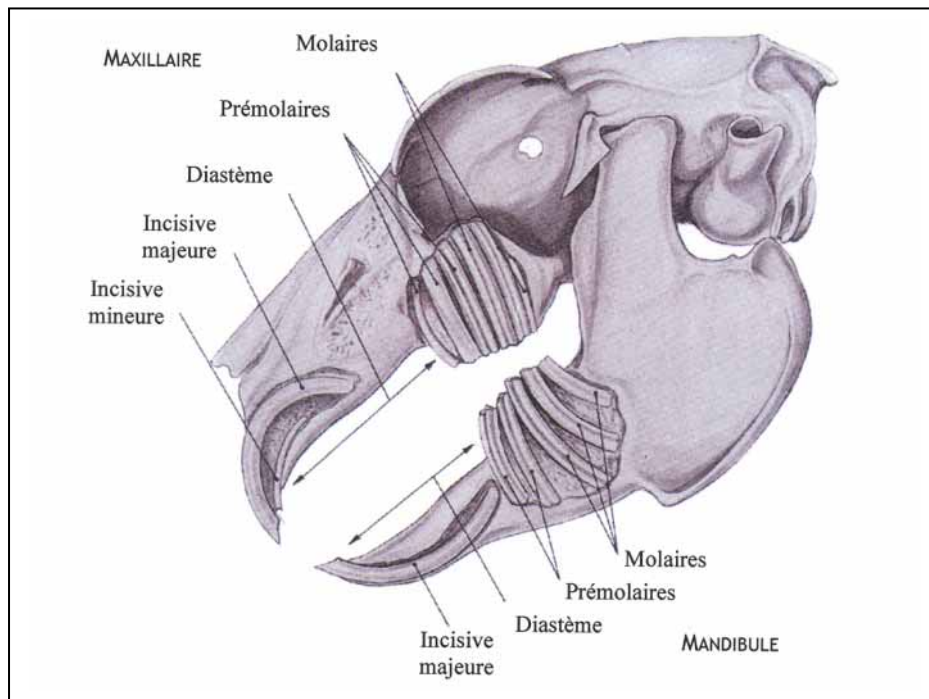


Figure 2 : Dents permanentes gauches en place chez le lapin [BARONE *et al.*, 1973]

1.1.1.2. Chez la souris (*Mus musculus*)

La formule dentaire est la suivante [THIERRY ROGER, 2001] :

$$\underline{1I + 0C + 0PM + 3M}$$

$$1I + 0C + 0PM + 3M$$

I : Incisive; **C** : Canine; **PM** : Prémolaire; **M** : Molaire

Dans cette espèce, la protraction de la mâchoire est nécessaire dans la mastication des aliments. Les joues se développent davantage du fait mastication prolongée des aliments et l'ouverture de la bouche, tout en étant plus ou moins dilatable, se restreint beaucoup.

1.1.1.3. Chez l'aulacode (*Thryonomys swinderianus*)

La dentition de lait présente la formule dentaire suivante :

$$\underline{1I + 0C + 0PM + 1M}$$

$$1I + 0C + 0PM + 1M$$

Les molaires ne tombent pas et déjà à 6 mois environ d'âge, la dentition est complète (Photos 2 et 3) :

$$\underline{1I + 0C + 0PM + 4M}$$

$$1I + 0C + 0PM + 4M$$

I : incisive ; C : canine ; M : molaire ; PM : prémolaire

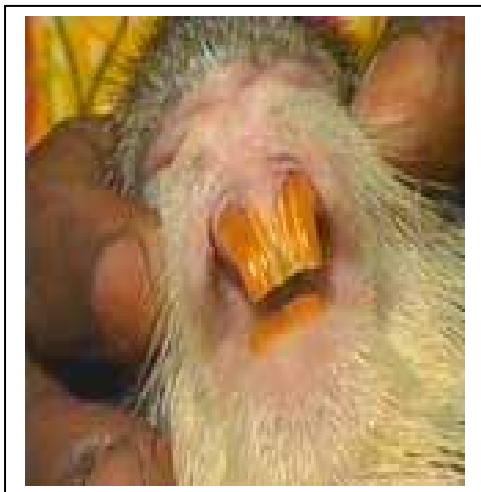


Photo 2 : Incisives de l'aulacode
[DABAC, 2003]



Photo 3 : Molaires de la mâchoire supérieure de l'aulacode [VAN DE VELDE, 1991].

Chez l'aulacodeau, les dents les plus caractéristiques sont les incisives. Elles ont une longueur de 1,4 cm environ et une largeur de 0,6 cm à 0,7 cm. Elles sont légèrement convexes et portent sur la face vestibulaire et dans le sens de la largeur, 3 sillons chacune (Photo 2). Les incisives supérieures sont taillées en biseau tandis que chez l'adulte, elles présentent une encoche d'environ 2 mm de profondeur sur leur extrémité occlusale, ce qui permet de loger le sommet des incisives inférieures.

L'absence d'usure de cette encoche peut constituer un facteur facilitant le dépôt de substances diverses, en particulier des hydrates de carbone favorisant ainsi la formation de tartre dentaire et les pathologies associées. A cela, peut s'ajouter les stomatites traumatiques dues à l'irrégularité d'une table dentaire à limage désordonné [AKOMEDI, 1988].

La lèvre supérieure porte des vibrisses et est fendue en son milieu par un philtrum. La lèvre inférieure est dépourvue de vibrisses, mais porte des poils très courts (Photo 4) [AGOSSOU, 1991 ; ALOGNINOVA *et al.*, 1996].

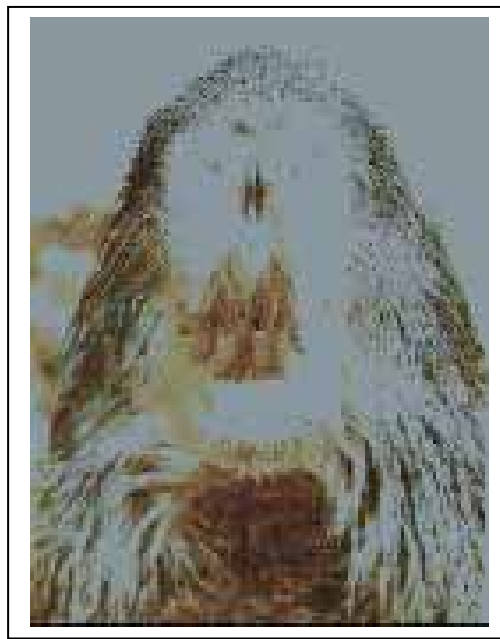


Photo 4 : Lèvres de l'aulacode [ZOGOU-TOVIGNON, 2005]

Le palais dur présente dans sa partie rostrale une fosse délimitée en avant et en arrière par une crête en forme de V.

La langue est trapue et arrondie à son extrémité libre et présente sur la face dorsale et vers l'arrière, un torus relativement élevé. Ce torus lingual est capable d'obstruer le carrefour laryngo-pharyngé, créant ainsi des cas d'asphyxie lorsque l'animal se prend les dents dans les mailles d'un grillage [ADJANOHOUN, 1988 ; ALOGNINOVA *et al.*, 1996].

I.1.2. Glandes salivaires

I.1.2.1. Chez le Lapin (*Oryctolagus cuniculus*)

Les glandes salivaires sont bien développées. Les glandes parotides embrassent inférieurement la conque de l'oreille et descendent jusqu'à la rencontre des glandes mandibulaires. Leur portion inférieure est grande et arrondie. Leur canal parotidien traverse le haut du masséter et perce la membrane palatine vis-à-vis de la dernière molaire. Les glandes mandibulaires sont arrondies. L'orifice de leur canal placé sur le côté du frein de la langue n'a point de papilles. Les glandes sublinguales sont et allongées. [BARONE, 1976].

I.1.2.2. Chez la souris (*Mus musculus*)

La glande mandibulaire montre un dimorphisme sexuel. Elle est plus volumineuse chez le mâle, à cause de l'imprégnation de testostérone. Les glandes buccales dorsales se regroupent sous l'oeil pour former une glande zygomatique conglomérée [THIERRY ROGER, 2001].

I.1.2.3. Chez l'aulacode (*Thryonomys swinderianus*)

A notre connaissance, les glandes salivaires de l'aulacode n'ont jusque-là pas fait l'objet d'étude dans la littérature.

I.2. TUBE DIGESTIF ET GLANDES ANNEXES

I.2.1. Tube digestif

Le tube digestif débute par l'œsophage puis l'estomac et enfin l'intestin pour s'achever au niveau de l'anus.

Sur le plan structural, l'architecture de base de la paroi du tube digestif est présentée à la [figure 3](#).

Elle comporte cinq tuniques concentriques, de la lumière intestinale vers l'extérieur :

- ✓ Une *muqueuse* : celle-ci est constituée d'un épithélium de revêtement reposant sur un chorion (ou *lamina propria*) ;
- ✓ Une musculaire muqueuse : elle comprend deux couches de cellules musculaires lisses, une couche interne à disposition circulaire et une couche externe à disposition longitudinale ;

- ✓ Une *sous-muqueuse* : elle est de nature conjonctive et riche en fibres nerveuses formant le plexus de Meissner ;
- ✓ Une *musculaire* : elle présente la même conformation générale que la musculaire muqueuse, avec deux couches de cellules musculaires lisses, sauf au niveau de l'estomac où elle présente une couche oblique supplémentaire située au-dessus de la couche circulaire. De nombreuses fibres nerveuses y forment le plexus d'Auerbach.
- ✓ Une *séreuse* de nature conjonctive dans laquelle circulent les vaisseaux sanguins et les nerfs qui vont pénétrer dans les parties les plus internes de la paroi [KIERSENBAUM, 2006].

Le chorion et la sous-muqueuse abritent de plus des capillaires sanguins et lymphatiques. La muqueuse est l'élément le plus variable en fonctions du segment digestif considéré.

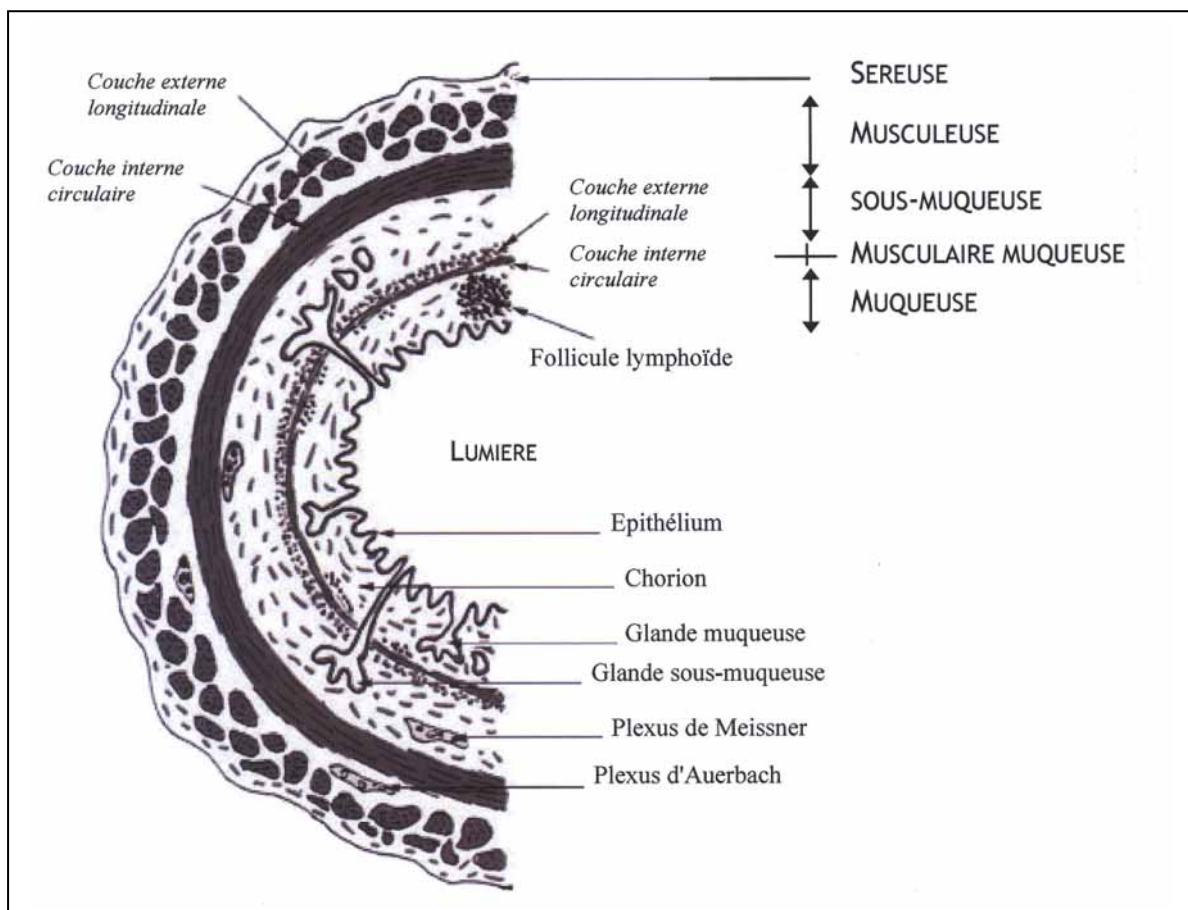


Figure 3 : Structure histologique de la paroi digestive (coupe transversale)
[KIERSENBAUM, 2006].

1.2.1.1. Chez le Lapin (*Oryctolagus cuniculus*)

L'estomac est volumineux (0,4 l) fait suite à l'œsophage au niveau du cardia et précède l'intestin grêle (figure). Il présente un fundus développé. De plus, du fait de la caecotrophie (ingestion de crottes molles en période nocturne) l'estomac est toujours plein. Il est ainsi très difficile de mettre l'animal à jeun. L'état de réplétion de l'estomac du lapin étant constant, sa topographie ne présente pas de variation. La grande courbure atteint un plan transversal passant par la 11^e côte, sous le cercle de l'hypocondre. Le hiatus œsophagien se place sous la 9^e vertèbre thoracique. Le pylore est placé à mi-hauteur du 9^e espace intercostal droit [THIERRY ROGER, 2001].

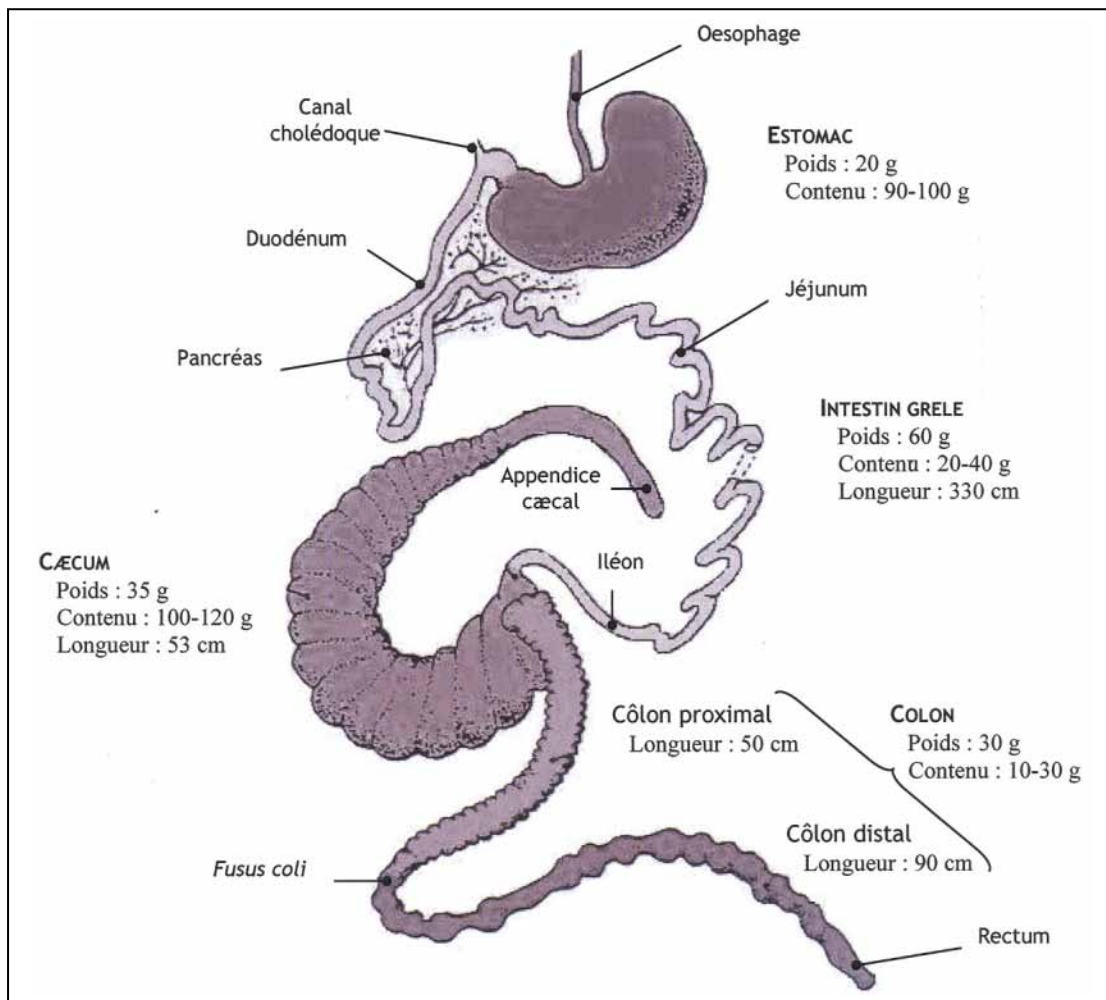


Figure 4 : Différents segments digestifs du lapin en croissance [LEBAS *et al.*, 1996].

La muqueuse stomacale du lapin est entièrement sécrétante. Elle est tapissée d'un épithélium monostratifié, composé de cellules de type muqueux et organisé en dépressions : les cryptes,

au fond desquelles aboutissent de nombreuses glandes dans la zone cardiaque, ces glandes, de type tubuleux simple, sont légèrement droites composées de cellules pariétales (ou bordantes) synthétisant et sécrétant l'acide chlorhydrique et de cellules principales synthétisant des enzymes. La muqueuse fundique contient des glandes simples droites composées de cellules pariétales, de cellules principales, et de cellules à mucus principalement localisées au niveau du collet.

La muqueuse antrale est formée de glandes tubuleuses composées, contenant essentiellement des cellules à mucus [MORE, 1969]. Des cellules à sécrétion endocrine sont retrouvées dans les glandes fundiques [TUSQUES et PRADAL, 1968] et antrales [PRADAL et TUSQUES, 1969].

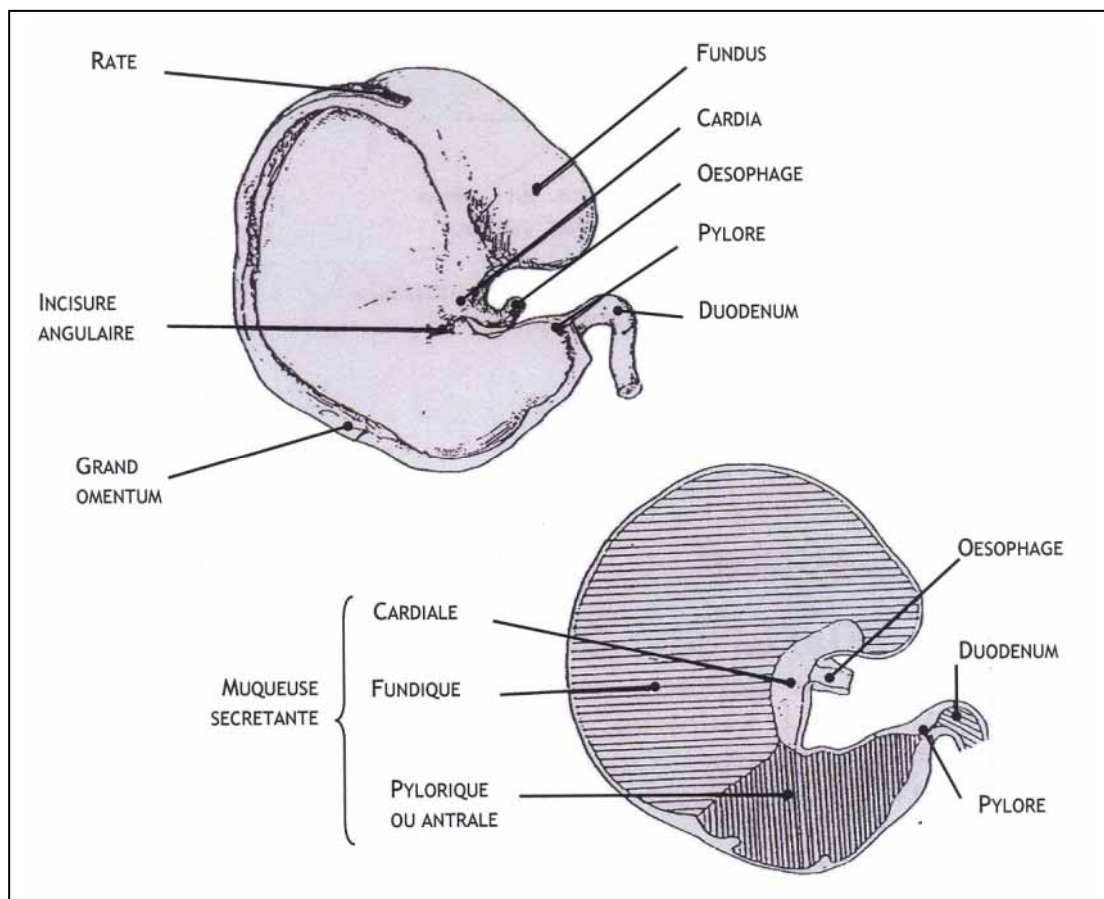


Figure 5 : Face viscérale et muqueuse gastrique de l'estomac du lapin [BARONE, 1984]

L'intestin grêle représente une augmentation considérable de la surface d'échange entre le milieu extérieur et le milieu intérieur. Au plan anatomique, il est long, peu musculéux et mesure environ 3 à 3,5 m de longueur pour un diamètre d'environ 0,8 à 1 cm.

Il est classiquement divisé proximo-distalement en 3 parties : le duodénum, le jéjunum et l'iléon. A la surface de la paroi intestinale, les valvules conniventes, replis circulaires macroscopiques, participent également à l'augmentation de la surface d'échange. Puis la muqueuse présente d'innombrables petites évaginations de quelques centaines de μm appelées villosités. Au niveau cellulaire, les entérocytes présentent à leur surface apicale une multitude de replis : les microvillosités (figure 6).

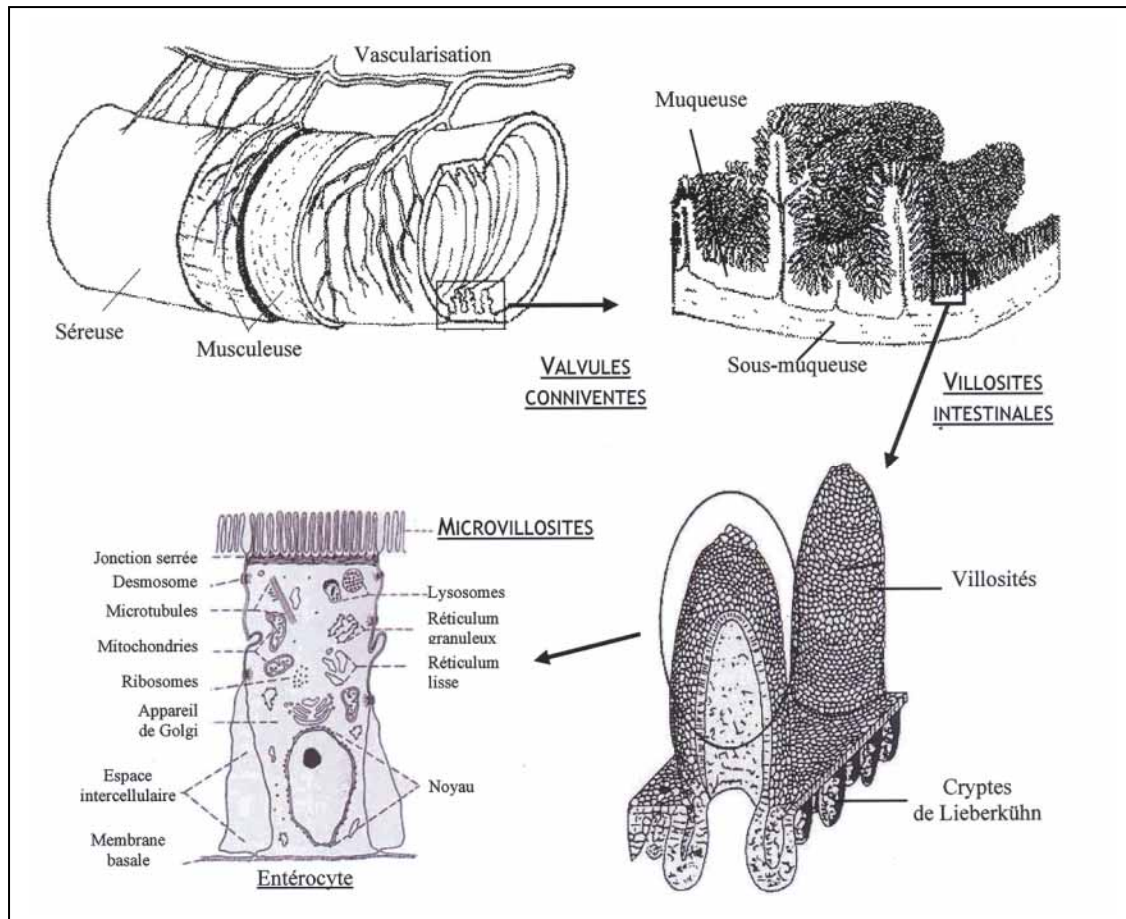


Figure 6 : Systèmes d'amplification de la surface de la muqueuse intestinale [CALAS *et al.*, 1997]

La sous-muqueuse duodénale est pourvue de glandes exocrines : les glandes de Brunner, sécrétant une solution contenant des mucines et des bicarbonates participant à la neutralisation du chyme gastrique [SCHUMACHER *et al.*, 2004].

La muqueuse est organisée en villosités tournées vers la lumière intestinale, et en cryptes dans la couche profonde (figure). L'épithélium des villosités est prismatique simple et comprend deux types cellulaires majoritaires : les entérocytes, cellules les plus nombreuses, et les cellules caliciformes (à mucus). Les entérocytes présentent à leur surface des microvillosités [MADARA et TRIER, 1987].

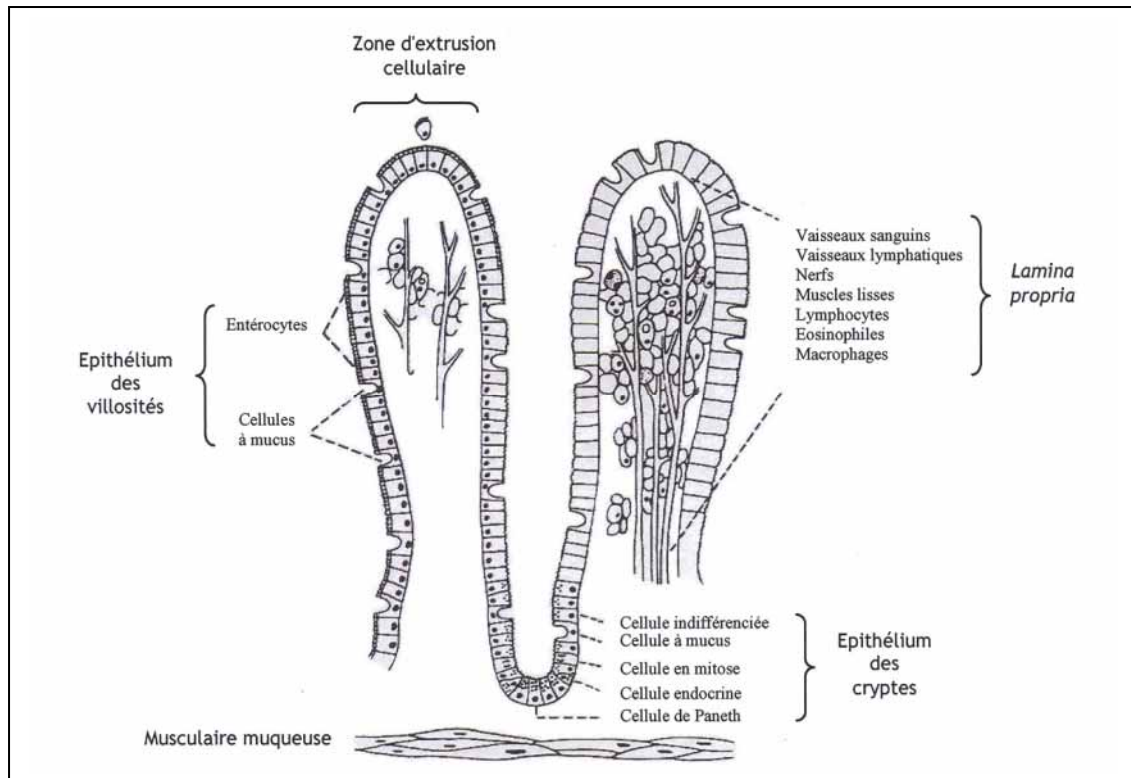


Figure 7 : Organisation histologique des villosités et des cryptes intestinales
 [MADAR et TRIER, 1987]

Le chorion, tissu conjonctif lâche, constitue la partie centrale des villosités, tandis qu'il entoure l'épithélium des cryptes [MADAR et TRIER, 1987]. Il contient un chylifère central, capillaire lymphatique en cul-de-sac, et des fibres musculaires lisses issues de la couche interne de la musculaire muqueuse, le muscle de Brücke. Ses contractions favorisent le contact de l'épithélium intestinal avec le chyme ainsi que le drainage lymphatique dans le chylifère central. Les cryptes de Lieberkühn sont des glandes en tube droit, s'ouvrant dans la lumière intestinale entre les villosités. L'épithélium glandulaire comporte différents types cellulaires : de nombreuses cellules indifférenciées en mitose, des cellules caliciformes jeunes, des cellules de Paneth situées au fond des glandes [MADAR et TRIER, 1987]. Les entérocytes acquièrent leur maturité structurale et fonctionnelle au cours de leur migration depuis les cryptes vers le pôle apical des villosités, avant d'être éliminés au niveau de la zone d'extrusion cellulaire. Ce renouvellement est estimé à 5 à 6 jours en moyenne chez le lapin adulte, avec cependant un renouvellement qui serait plus rapide au niveau des valvules conniventes [TAKEUCHI et GONDA, 2004].

L'intestin grêle a un faible contenu qui est relatif à l'importance des réservoirs que sont l'estomac et le caecum. En effet, 70 à 80% du contenu sec total du tube digestif sont concentrés dans ces deux segments [THIERRY ROGER, 2001].

L'intestin grêle aboutit à la base du caecum par le *sacculus rotundus*, un organe lymphoïde. Le caecum mesure environ 40 à 45 cm de longueur pour un diamètre moyen de 3 à 4 cm. Il présente un développement maximal et se divise en trois régions : la base, le corps et l'apex. La base constitue une région qui s'interpose entre l'ampoule iléale et colique. De ce fait, l'iléon ne s'ouvre plus dans le côlon mais dans le caecum. Cet agencement, commun à toutes les espèces à caecum développé, force le contenu iléal à transiter dans le caecum pour y subir la cellulolyse. Le corps du caecum est formé de bosselures volumineuses séparées par un profond sillon spiral qui fait saillie dans la cavité de l'organe en un pli spiral. (Figure 8) Ce pli spiral, caractéristique du caecum des Lagomorphes, décrit 20 à 25 tours depuis la base du caecum jusqu'à l'apex. L'apex ou appendice vermiforme constitue l'extrémité borgne de l'organe comme chez l'Homme, il est de faible calibre et sa paroi est infiltrée de tissu lymphoïde ce qui lui vaut l'appellation « d'amygdale intestinale ». Le caecum du lapin contracte secondairement des unions avec la paroi lombaire, l'iléon et le côlon. L'ensemble iléon-caecum-côlon s'organise alors dans un plan horizontal suivant une topographie constante. Chez le lapin, le contenu caecal peut être éliminé sans modification notable jusqu'à l'anus où il est ré-ingéré par l'animal (cæcotrophie) [THIERRY ROGER, 2001].

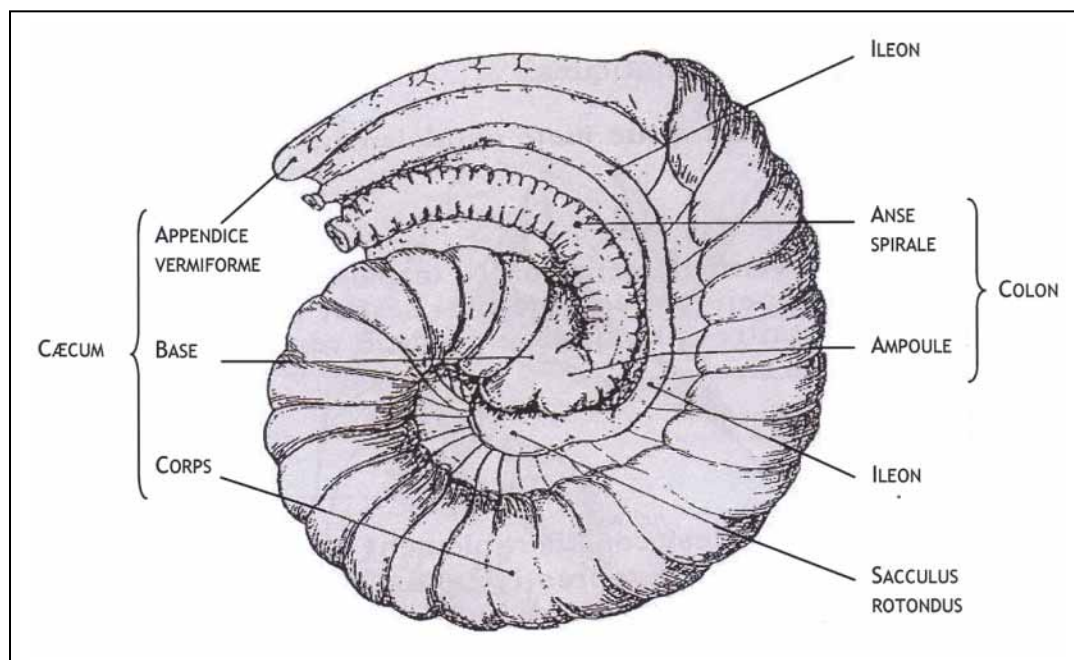


Figure 8 : Conformation extérieure du caecum du lapin [BARONE et al., 1973]

La muqueuse caecale ne forme pas de villosité mais présente des cryptes. La surface luminale est composée d'un épithélium prismatique simple, présentant une bordure de microvillosités bien développée, tapissée d'un glycocalyx. Des cellules à mucus sont présentes en faible quantité et des lymphocytes et leucocytes ont également été identifiés. L'épithélium des cryptes comprend des cellules indifférenciées, des cellules à mucus, des cellules épithéliales immatures et des cellules endocrines. Des lymphocytes sont présents dans le chorion [Ross *et al.*, 1989].

Le côlon, qui fait suite au caecum, est divisé en deux parties : le côlon proximal et le côlon distal (figure 9).

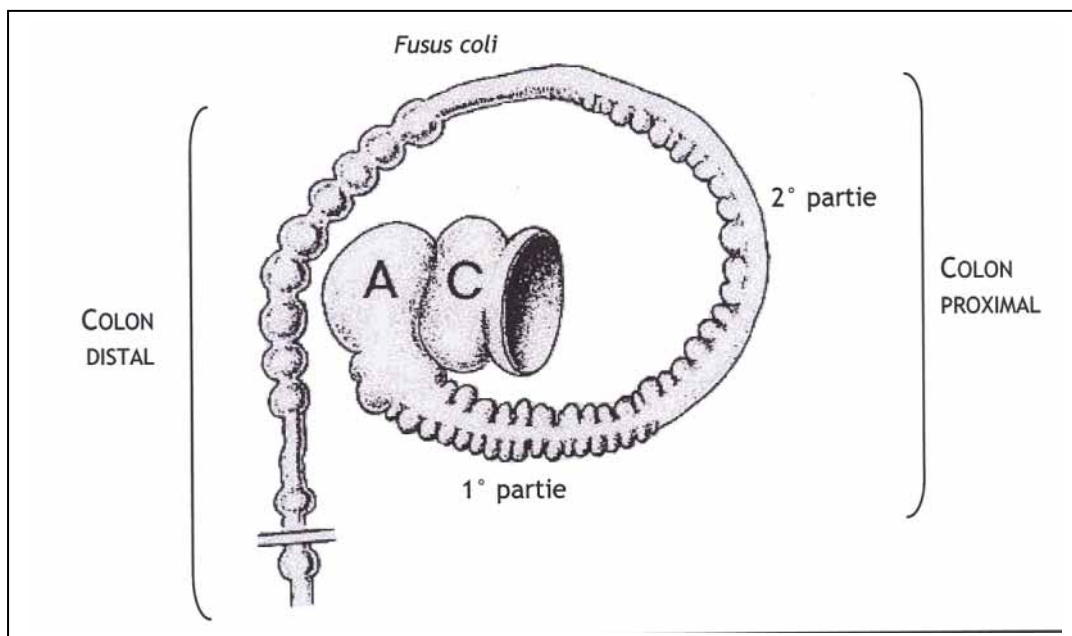


Figure 9 : Représentation schématique du côlon du lapin (A = ampoule caecale ; C = caecum) [SNIPES *et al.*, 1982]

Le côlon proximal est lui-même subdivisé [SNIPES *et al.*, 1982] : un premier segment avec trois rangs de replis longitudinaux, ne faisant pas saillie dans la lumière intestinale, est suivi par un segment où les replis font protrusion dans la lumière intestinale (1^{ère} partie). Ces évaginations représentent une augmentation importante de la surface d'échange et pourraient aider à la séparation des phases solide et liquide. Le segment suivant (2^{ème} partie) comporte un unique rang de replis, et le dernier segment, le *fusus coli*, long de 3 à 4 cm possède une activité pace-maker. La paroi du côlon distal devient ensuite lisse et abouche sur le rectum, puis sur l'anus. La muqueuse colique contient de nombreuses cellules à mucus dans ses cryptes, dont le rôle

serait de lubrifier la paroi intestinale afin de faciliter le passage des crottes dures [SNIPES *et al.*, 1982].

1.2.1.2. Chez la souris (*Mus musculus*)

L'estomac présente deux poches qui ne sont pas distinctes à l'intérieur par un étranglement. Elles ne sont indiquées que par l'épaisseur différente des parois de chaque poche. Cet estomac est allongé. La petite courbure est presque droite et au milieu de celle-ci se situe le cardia. Un centimètre plus en bas environ, le départ de l'intestin grêle marque l'emplacement du pylore [THIERRY ROGER, 2001].

L'intestin grêle est très long. Il débute par un duodénum assez court et plus ou moins rectiligne qui reçoit les canaux cholédoque et pancréatique. Le jéjunum et l'iléon non discernables macroscopiquement, sont contournés en de nombreuses circonvolutions. L'iléon se termine au niveau du caecum en un cul-de-sac très développé et incurvé, à partir duquel débute le gros intestin [LAVAL-DUCHESNE., 2007].

Le gros intestin, large et court, se compose d'une partie contournée, le côlon, et d'une partie rectiligne, le rectum, lequel s'ouvre à l'extérieur par l'anus [LAVAL-DUCHESNE., 2007].

1.2.1.3. Chez l'aulacode (*Thryonomys swinderianus*) [ALOGNINOVA *et al.*, 1996]

L'estomac de l'aulacode est monoculaire située en arrière du diaphragme. Il est formé de 2 parties séparées par une paroi profonde. Le cul-de-sac gauche est couvert par la rate et la portion pylorique est située en position ventrale (figure 10). Sur le plan structural, l'estomac de l'aulacode présente 3 zones :

- ✓ une zone cardiaque formée d'un épithélium kératinisé et d'une sous-muqueuse contenant des glandes tubulo-acineuses contournées et de plusieurs nodules lymphoïdes. La zone cardiaque constitue une extension de l'œsophage thoracique ;
- ✓ une zone fundique, dans laquelle la muqueuse forme des cryptes peu profondes au fond desquelles débouchent des glandes tubuleuses droites et flexueuses ;
- ✓ une zone pylorique avec glandes ramifiées contournées assez courtes, dont la morphologie qui se rapproche de celle de l'épithélium duodénal.

L'intestin grêle qui mesure environ 140 à 160 cm de long en moyenne et 0,6 à 1,4 cm de diamètre en moyenne est caractérisé par l'absence d'un véritable pylore à l'entrée du duodénum. Sur le plan structural, les glandes de Brünner caractéristiques de la sous-muqueuse du duodénum des mammifères sont absentes dans le dernier tiers du duodénum descendant.

Le gros intestin de l'aulacode est caractérisé par un caecum très volumineux (90 à 120 ml). Il occupe pratiquement les 3/5^{ème} de la cavité abdominale. Le caecum est dépourvu d'un appendice vermiforme. Ventralement, il présente 2 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 ici et là des glandes de Liberkühn peu développées.

Le côlon, qui fait suite au caecum est constitué de deux parties : le côlon ascendant divisé en deux portions jointes par un méso et le côlon descendant qui occupe l'entrée de la cavité pelvienne derrière le côlon ascendant et le caecum (figure 11). La muqueuse colique contient de nombreuses cellules à mucus dans ses cryptes.

Le rectum constitue la portion terminale du gros intestin. Il est logé dans le bassin. Son diamètre est de 3 cm environ. Il présente une paroi extensible. L'épithélium de la muqueuse rectale forme des cryptes se terminant par des glandes tubuleuses courtes contenant de nombreuses cellules à mucus. Une musculaire muqueuse formée de couches de fibres musculaires lisses est caractéristique de ce segment du tube digestif chez l'aulacode. Dans la sous-muqueuse, de petites glandes acineuses sont présentes de manière éparse.

La muqueuse anale est une extension de la muqueuse rectale. L'anus de l'aulacode est caractérisé par la présence de volumineuses glandes périanales dont les sécrétions colorent le périnée en brun sale chez le mâle adulte non castré de plus de quatre mois. Les glandes périanales sont identifiées dans la zone cutanée du canal anal. Elles sont organisées en lobules faits de cellules hépatoïdes, et isolées par des cellules pariétales conjonctives. Plus les cellules hépatoïdes sont claires, plus elles contiennent des vacuoles lipidiques. Les sécrétions de ces cellules sont PAS négatives et Soudan-III positives. De plus, de nombreuses vésicules kystiques, de taille et de nombre variables, sont observées dans les lobules. La position des cellules kystiques et la variabilité de leur taille laisse penser que ces kystes sont formés à la suite d'un processus sécrétoire holocrine.

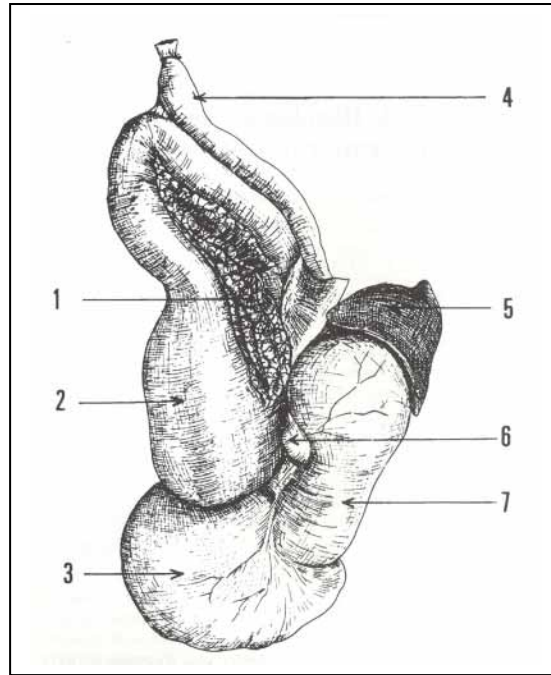


Figure 10 : Estomac de l'aulacode en vue crâniale. 1 : Pancréas ; 2 : Duodénum ; 3 : Portion pylorique ; 4 : Côlon descendant ; 5 : rate ; 6 : œsophage ; 7 : Fundus [ALOGNINOVA *et al.*, 1996].

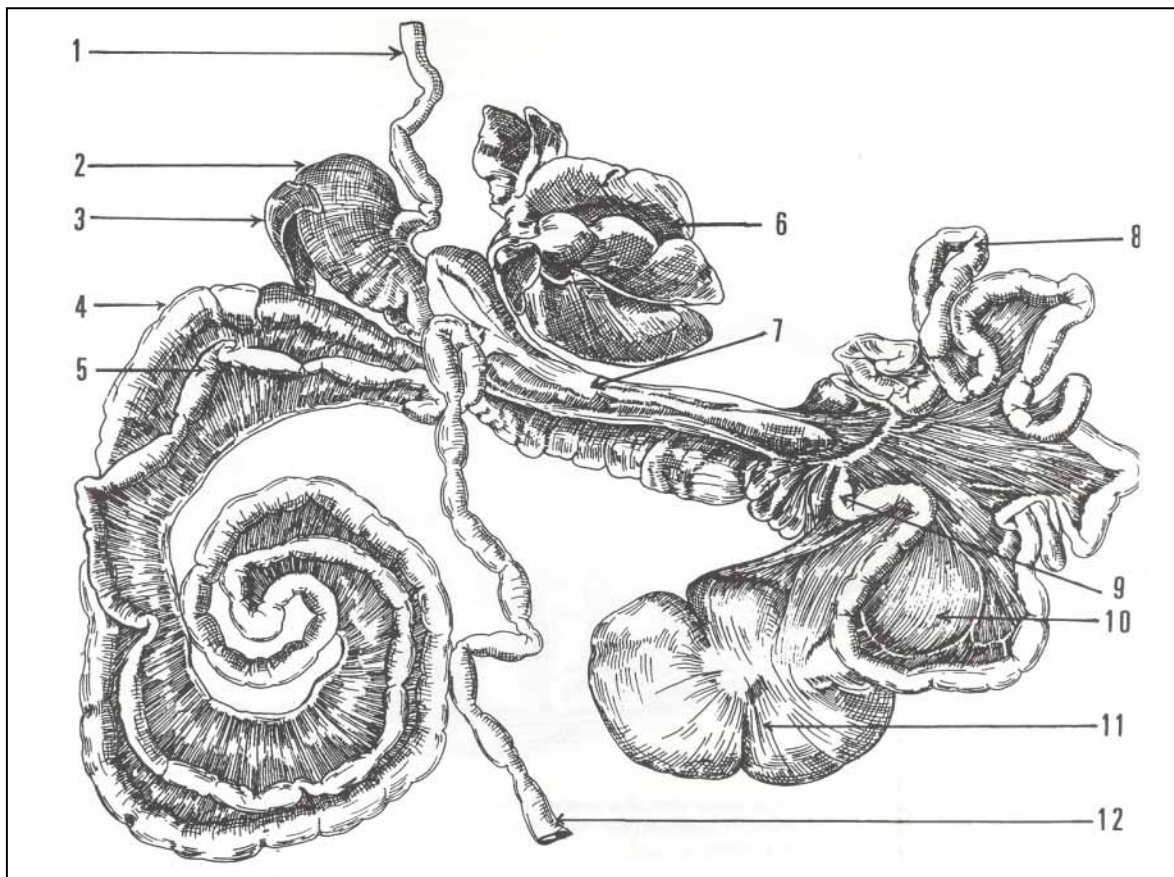


Figure 11: Vue générale des organes digestifs de l'aulacode. 1 : œsophage ; 2 : estomac ; 3 : rate ; 4 : côlon ascendant (anse proximale) ; 5 : côlon ascendant (anse distale) ; 6 : foie ; 7 : duodénum ; 8 : jéjunum ; 9 : iléon ; 10 : mésentère ; 11 : caecum ; 12 : côlon descendant [ALOGNINOVA *et al.*, 1996]

I.2.2. Foie

I.2.2.1. Chez le Lapin (*Oryctolagus cuniculus*)

Chez le Lapin, le foie est divisé par de profondes scissures interlobaires. Il est très peu refoulé à droite (l'angle entre l'axe du foie et le plan médian est de 80°) et présente une bonne symétrie dans la distribution droite et gauche du foie (respectivement 45 et 55%). En raison du faible nombre de côtes, le foie émerge assez largement du cercle de l'hypocondre.

Chez le lapin, à droite, 6 à 9 % du foie sont en position abdominale. Le lobe droit émerge sous le cercle de l'hypocondre à l'aplomb des 7^e et 8^e espaces intercostaux. Quant au lobe médial gauche, il émerge en région xiphœidienne. A gauche, 10 à 15 % du foie sont en position abdominale. Le lobe gauche latéral émerge sous le cercle de l'hypocondre à l'aplomb des 8^e et 9^e espaces intercostaux et le lobe gauche médial sous le cercle de l'hypocondre à l'aplomb des 6^e et 7^e espaces intercostaux. Au total, le foie présente trois grands lobes et deux petits lobes. Par ailleurs, le canal cholédoque s'abouche à proximité du pylore ce qui favorise le reflux de la bile dans l'estomac et la genèse d'ulcères [THIERRY ROGER, 2001].

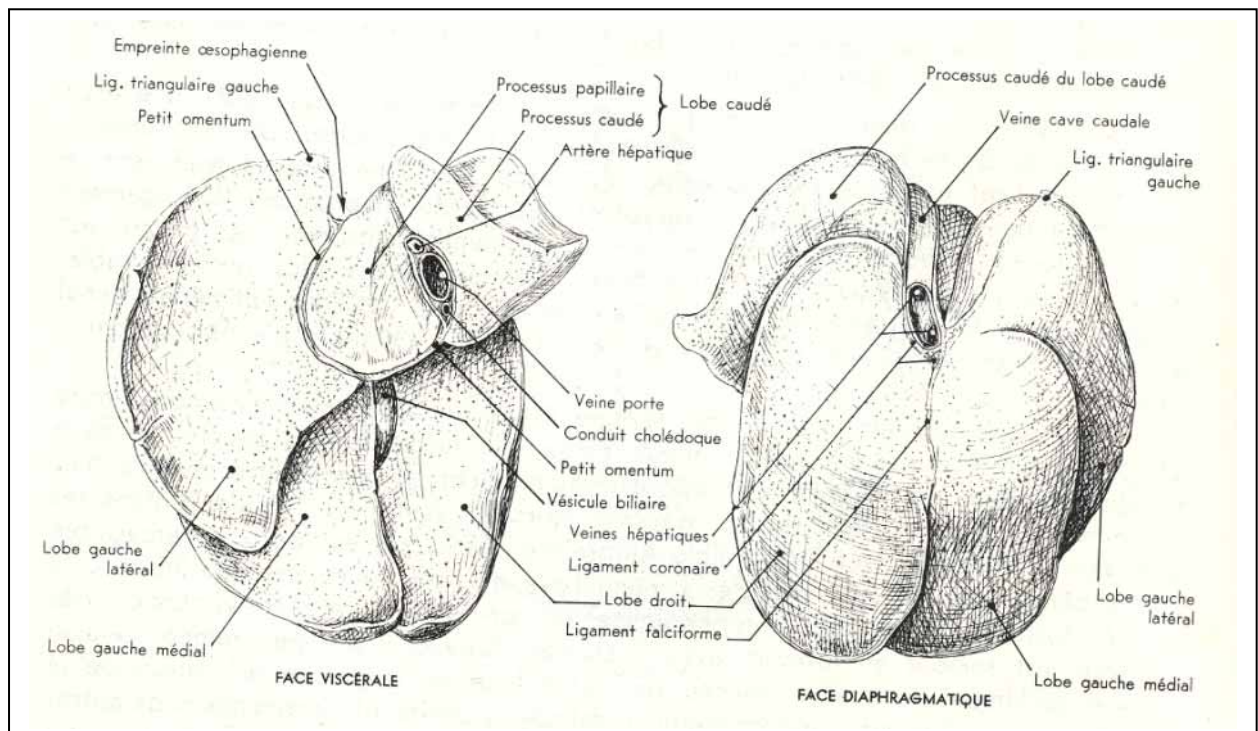


Figure 12 : Foie de lapin [BARONE, 1976]

1.2.2.2. Chez la souris (*Mus musculus*)

Le foie est une glande volumineuse, de couleur généralement brunâtre, située immédiatement sous le diaphragme. Il est composé de quatre lobes distincts, très inégaux et dont deux d'entre eux sont partiellement subdivisés en deux. Sur la face inférieure du plus grand lobe, se situe la vésicule biliaire, sorte de petit sac piriforme de couleur blanchâtre ou verdâtre. De la vésicule biliaire part un petit canal : le canal cystique. La bile élaborée par le foie est drainée par des canaux hépatiques qui viennent confluer avec le canal cystique pour former le canal cholédoque. Ce canal, bien visible et assez long, vient aboutir au duodénum un centimètre environ après le pylore. A son débouché, se trouve un petit renflement, le sphincter d'Oddi, dont l'ouverture provoquée par le passage des aliments dans le duodénum, laisse s'écouler la bile [THIERRY ROGER, 2001].

1.2.2.3. Chez l'aulacode (*Thryonomys swinderianus*)

Chez l'aulacode, peu de travaux ont été entrepris sur le foie. Toutefois, dans une revue de la littérature sur l'anatomie de l'aulacode, BAKOU et AGUE (2000) rapportent que le foie de l'aulacode est un organe encapsulé caractérisé principalement par l'absence de travées conjonctives interlobulaires.

I.2.3. Pancréas

Le pancréas est une glande à l'origine de deux types de sécrétions : les sécrétions endocrines d'insuline et de glucagon par les îlots de Langerhans, et exocrines par les acini sécrétoires et leurs canalicules. Cette sécrétion exocrine donne naissance au suc pancréatique déversé dans l'intestin grêle par les canaux pancréatiques. Les cellules acineuses contiennent des grains de sécrétion protéique (appelés grains de zymogène) dans lesquels se trouvent les pro-enzymes. Celles-ci seront libérées par exocytose dans la lumière de l'acinus, puis évacuées dans les canaux excréteurs, lesquels élaborent une solution aqueuse alcaline riche en bicarbonates [DAVIES et DAVIES, 2003].

1.2.3.1. Chez le Lapin (*Oryctolagus cuniculus*)

Le pancréas est diffus (nodules glandulaires éparpillés à la surface du mésentère), à l'exception du lobe gauche encore distinct. Le conduit pancréatique dit de « Wirsung » et le

conduit pancréatique accessoire dit de « Santorini » sont totalement séparés [THIERRY ROGER, 2001].

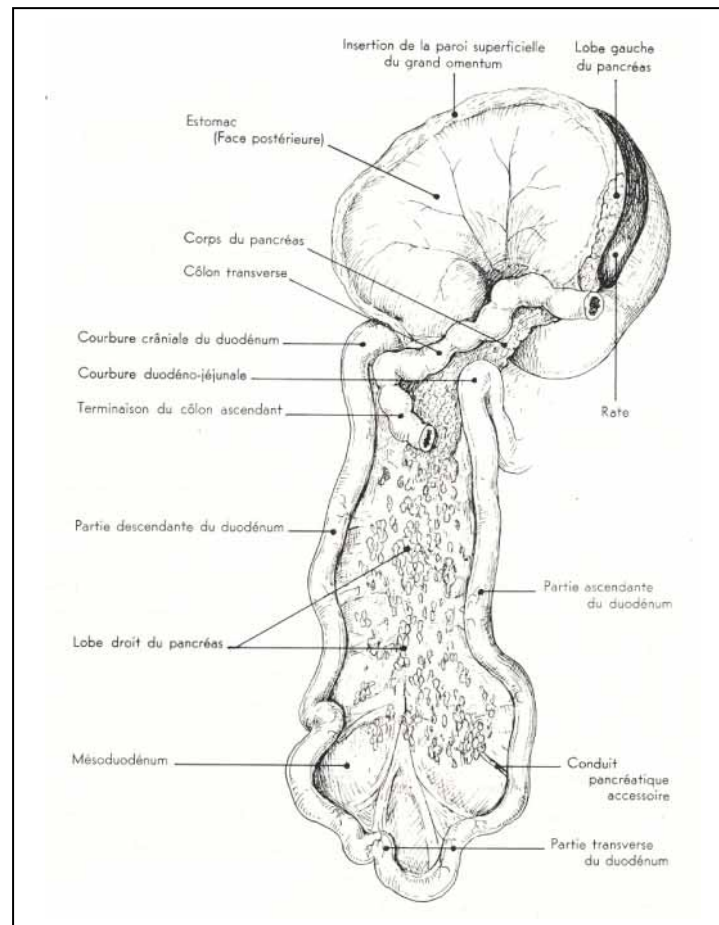


Figure 13 : Pancréas de lapin en place [BARONE, 1976]

1.2.3.2. Chez la Souris (*Mus musculus*)

Le pancréas est une glande en grappe, diffuse, de couleur blanche rosée, située sous l'estomac. Il est relié au duodénum par deux canaux excréteurs : les canaux pancréatiques, difficilement visibles à la dissection [THIERRY ROGER, 2001].

1.2.3.3. Chez l'aulacode (*Thryonomys swinderianus*)

Chez l'aulacode, peu de travaux ont été entrepris sur le pancréas. Cependant, dans une revue de la littérature sur l'anatomie de l'aulacode, BAKOU et AGUE (2000) rapportent chez

l'aulacode, un organe diffus qui présente dans sa partie moyenne de nombreux îlots de Langerhans.

I.3. IMPORTANCE PHYSIOLOGIQUE DE L'APPAREIL DIGESTIF DES LAGOMORPHES ET DES RONGEURS

L'importance physiologique de l'appareil digestif est liée à sa fonction de digestion « *sensu stricto* » c'est-à-dire la transformation des aliments ingérés en nutriments, et à sa fonction d'absorption c'est-à-dire le passage des nutriments de la lumière du tube digestif vers la circulation sanguine ou lymphatique afin d'assurer la fabrication, la réparation et le contrôle des différents systèmes de l'organisme. Cette capacité d'assimilation des nutriments apportés par l'alimentation est elle-même fonction de l'intégrité morphologique et structurale des différentes parties de cet appareil digestif.

En effet, l'évolution du tractus digestif des mammifères a suivi 2 différentes stratégies qui ont donné :

- ✓ soit un tractus digestif développé sous la forme d'un dispositif pour l' « autodigestion enzymatique » des aliments ;
- ✓ soit un organe hautement différencié dans lequel les micro-organismes hôtes contribuent à la digestion microbienne des fibres végétales. [LANGER, 2002](#)].

La digestion microbienne des fibres végétales se produit soit dans un estomac soit dans un gros intestin (côlon et caecum) hautement différencié. Dans ces compartiments du tractus digestif, d'importantes quantités d'acides gras volatils sont produites par fermentation pour être absorbées par la suite. Si les Ruminants ont développé leurs estomacs en y incluant des pré-estomacs comme stratégie digestive, les Lagomorphes et les Rongeurs, ont plutôt développé leur gros intestin (côlon et caecum) pour les mêmes raisons. De plus, certaines espèces de rongeurs possèdent un estomac « pluriloculaire » associé à leur gros intestin hautement différencié.

Compte tenu de tout ce qui précède, la connaissance des particularités anatomo-fonctionnelles de l'appareil digestif de l'aulacode semble indispensable à la conduite raisonnée d'une alimentation en captivité (aulacodiculture).

Aussi, dans la deuxième partie notre thèse nous tenterons d'apporter notre contribution à la meilleure connaissance des processus d'adaptation digestive dans cette espèce de rongeur histricomorphe, à travers l'étude anatomique de l'appareil digestif du grand aulacode (*Thryonomys swinderianus*, TEMMINCK 1827) ».

DEUXIEME PARTIE :

***ETUDE DES PARTICULARITES
ANATOMIQUES DE L'APPAREIL
DIGESTIF DU GRAND AULACODE
(Thryonomys swinderianus, TEMMINCK 1827)***



CHAPITRE PREMIER :
MATERIEL ET METHODES



I. MATERIEL

I. 1. MATERIEL ANIMAL

Dix aulacodes, dont cinq mâles et cinq femelles ont été utilisés dans cette étude. Les sujets âgés de 3,5 à 5 mois pour les mâles et de 2,5 à 4 mois pour les femelles proviennent d'un élevage commercial du Bénin. Leur poids varie de 4 kg à 6,5 kg pour les mâles et de 2,8 kg à 5 kg pour les femelles.

Afin de faciliter le transport du Bénin au Sénégal, ces animaux ont été saignés, puis conservés au frais. L'artère carotide et la veine jugulaire furent préservées, afin de faciliter l'injection de formol au moment venu.

I. 2. MATERIEL DE LABORATOIRE

I.2.1. Matériel de dissection

- Une table de dissection ;
- quatre manches de bistouri n°4 ;
- Des lames de dissection n°22 ;
- quatre paires de ciseaux courbes ;
- des pinces (à dents de souris, hémostatique, de Kocher) ;
- Des seringues ;
- Des aiguilles à injection ;
- Des crochets et des fils ;
- Du formol ;
- Un couteau, une sonde cannelée, une scie ;
- Un appareil photo numérique.

I.2.2. Matériel d'histologie

- Des bocal et des tubes de prélèvement ;
- Des lames porte - objets et des lamelles ;
- Un automate d'inclusion de type SHANDON – Citadel 1000 ;

- Une station d'enrobage de type SHANDON - Histocentre 2 ;
- Un microtome rotatif de type Leica RM 2255 ;
- Une étuve de type « Memmert » ;
- Un microscopique de type « Olympus BH-2 » muni d'un dispositif de photographie.

II. METHODES

II.1. PREPARATION DES ANIMAUX

Les animaux préalablement saignés, sont retirés du congélateur dans lequel ils étaient conservés dès leur arrivée au service d'Anatomie, Histologie et Embryologie de l'E.I.S.M.V de Dakar, puis immergés dans des récipients remplis d'eau afin de faciliter leur décongélation.

Après décongélation, les animaux sont disposés sur la table de dissection. Sur chaque animal, l'ouverture de l'incision réalisée au niveau du cou a été étendue afin de mettre en évidence l'artère carotide et la veine jugulaire.

Ces vaisseaux furent simultanément ponctionnés à l'aide d'une aiguille à injection, afin de permettre l'injection du formol qui assure la rigidité de l'animal pendant quelques heures et la conservation de l'animal pendant plusieurs jours.

Une quantité 100 ml de formol a été injectée aussi bien chez les mâles que chez les femelles

Une fois le formol injecté, la veine jugulaire et l'artère carotide sont ligaturées afin d'éviter le reflux du liquide de conservation par le bout libre de l'artère. Les animaux sont par la suite immergés dans un récipient contenant un mélange d'eau (2/3) et de formol (1/3) durant 24 heures.

Au cours de cette étude, 6 animaux (3 mâles et 3 femelles) sont utilisés pour l'anatomie descriptive (conformation des segments du tube digestif et des glandes digestives) et 4 animaux (2 mâles et 2 femelles) destinée à l'anatomie topographique. A l'issue des observations différentes portions du tube digestif et des glandes annexes sont prélevés pour l'étude histologique et histochimique.

II.2. ETUDE ANATOMIQUE

II.2.1. Technique de dissection

Sur chaque animal, la dissection s'effectue sur le côté gauche, et est répartie sur quatre grands axes : la portion cervicale, la portion thoracique ou anté-diaphragmatique, la portion abdominale ou post-diaphragmatique et la portion pelvienne. (Figures 14 et 15).

- Sur la portion cervicale (P.C.) : une première incision commence au niveau de la région de l'auge, passe par la branche montante de la mandibule et se termine au niveau de la première vertèbre cervicale (l'atlas). La peau et les muscles masséter sont ensuite réclinés vers le haut afin de mettre en évidence les glandes salivaires parotides, les glandes mandibulaires et les glandes sublinguales.

La deuxième incision se fait au niveau de la gorge à partir de la deuxième vertèbre cervicale (l'axis) jusqu'à la dernière vertèbre cervicale.

La peau, les muscles sous-occipitaux, sterno-hyoidien et sterno-thyroidien sont réclinés vers le haut afin de mettre en évidence l'œsophage et ses rapports avec la trachée.

- Sur la portion thoracique (P.T.) : l'incision se fait sur le thorax ; elle débute au niveau de la première vertèbre thoracique et se termine avant les deux dernières vertèbres thoraciques. Ceci permet d'établir une frontière entre le thorax et l'abdomen. Le membre thoracique antérieur gauche est ensuite sectionné au niveau des muscles pectoraux jusqu'au cartilage scapulaire, puis récliné vers le haut. Le muscle grand dentelé juste en dessous est par la suite raclé, ce qui permet de mettre en évidence les côtes. Celles-ci sont sectionnées au niveau de leurs attaches avec le sternum, puis réclinées vers le haut afin de mettre en évidence les organes thoraciques et leur rapport avec l'appareil digestif.

- Sur la portion abdominale (P.A.) : l'incision se fait au niveau de l'abdomen ; elle débute au niveau de la première vertèbre lombaire et se termine au niveau de la dernière vertèbre lombaire. Les muscles obliques externes, obliques internes, transverse de l'abdomen sont sectionnés vers le haut, puis réclinés vers le bas au niveau du muscle droit de l'abdomen. Cette position permet de visualiser des organes abdominaux, et évite que les viscères ne sortent de la cavité abdominale.

- Sur la portion pelvienne (P.P.) : l'incision se fait au niveau du périnée tout en évitant les organes génitaux. Elle concerne la région du bassin. le membre postérieur gauche est désarticulé au niveau de l'articulation coxo-fémorale, puis récliné vers le haut. Ce qui permet de voir la branche terminale du tube digestif et ses rapports avec l'appareil génital et l'appareil urinaire.

Il faut souligner qu'au fur et à mesure que l'on accède à chacune des portions sus citées, les organes correspondant sont photographiés puis décrits en fonction de leur disposition topographique et des rapports qu'ils entretiennent avec les organes avoisinants.

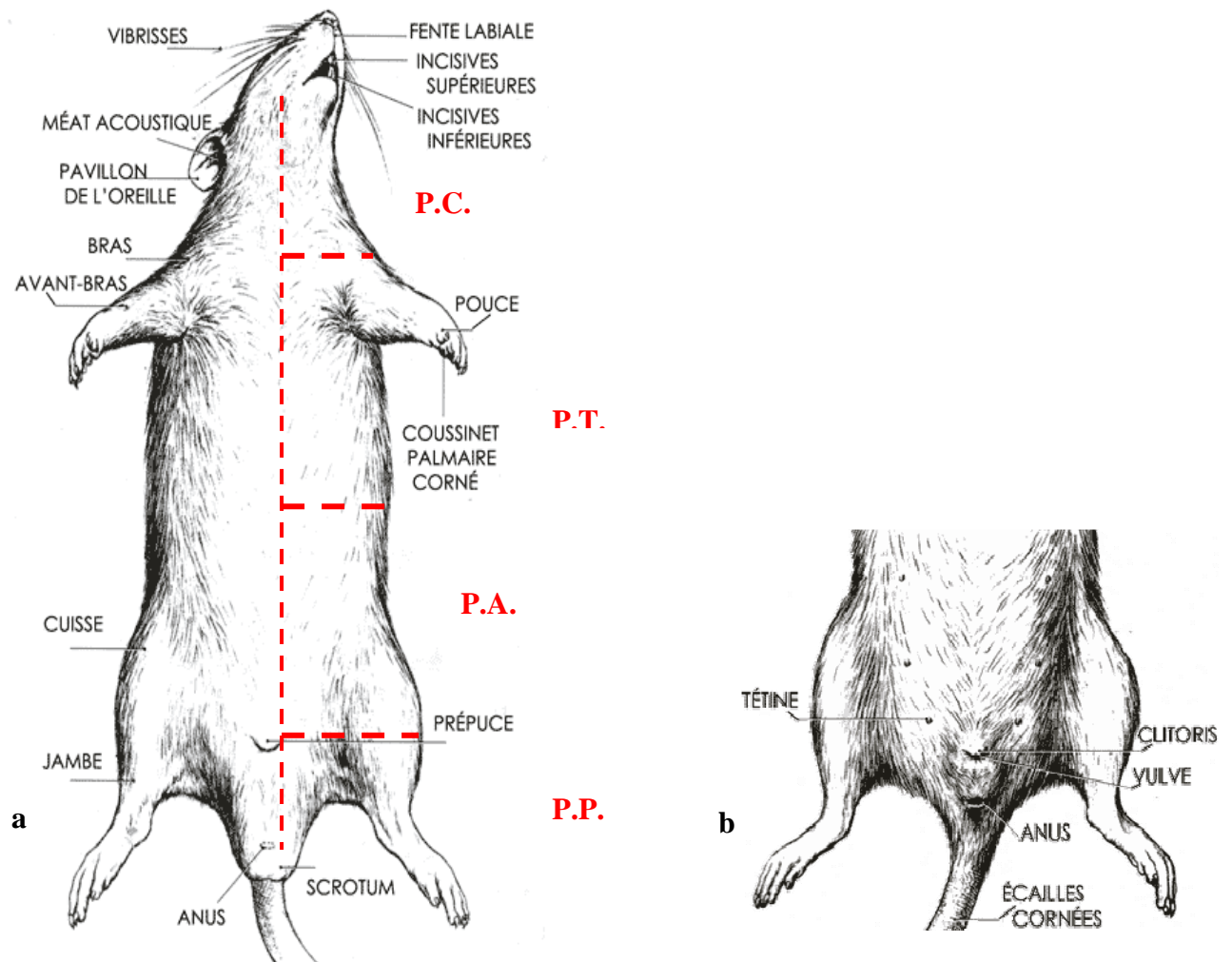


Figure 14 : Techniques de dissection de l'aulacode (a : mâle ; b : femelle)

[LAVAL DUSCHENNE, 2007]

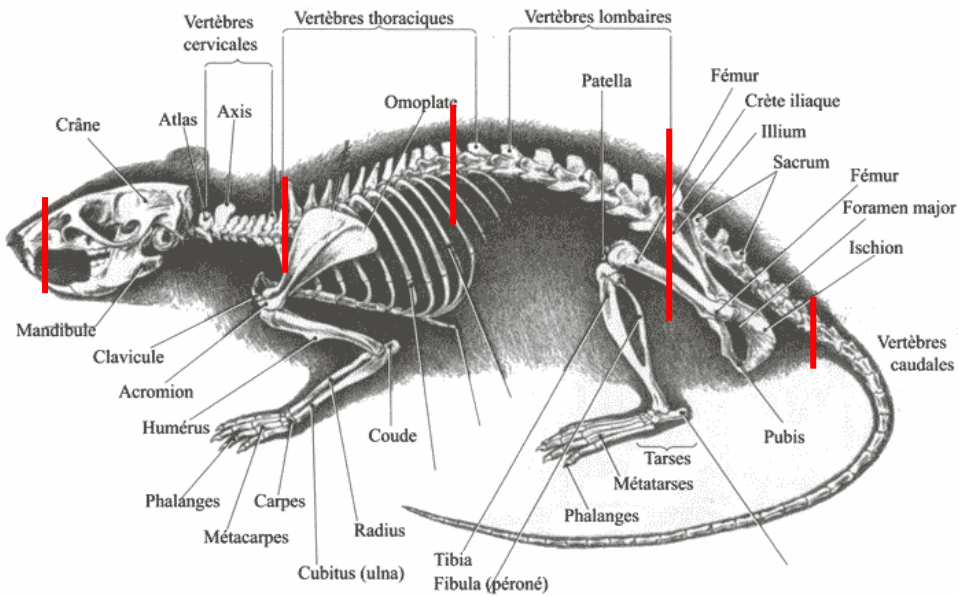


Figure 15 : Squelette de l'aulacode [LAVAL DUSCHENNE, 2007]

II.2.2. Mensuration et prises de vues

Les mensurations sont effectuées sur les différents segments du tube digestif à savoir, l'œsophage, l'estomac, le duodénum, le jéjunum, l'iléon, le caecum, le côlon. Pour ce faire, nous avons utilisés un fil afin d'évaluer la taille des organes et la longueur du fil obtenu, était considérée comme étant la taille de l'organe. Les photographies macroscopiques des dissections ont été réalisées à l'aide d'un appareil numérique de marque Sony.

II.3. ETUDE HISTOLOGIQUE

II.3.1. Réalisation des Prélèvements

Les prélèvements sont effectués au niveau de la langue, l'œsophage (portions craniâle, moyenne et terminale), l'estomac (cardia, fundus, pylore), le duodénum, le jéjunum, l'iléon, le caecum, le côlon, le rectum, le foie, le pancréas, la vésicule biliaire, les glandes salivaires parotide, sublingual et mandibulaire.

Les prélèvements de 3 à 4 cm de côté sont réalisés au niveau des organes ou portions d'organes sus cités et sont placés dans des flacons à large ouverture contenant du formol à 10%. Chaque flacon ayant été auparavant identifié par le numéro de série de l'animal.

Sur ces prélèvements seront réalisés par microtomie des coupes transversales et longitudinales.

II.3.2. Réalisation des coupes

L'une des étapes clé de la préparation microscopique est la réalisation des coupes tissulaires. Dans cette étude, nous avons utilisé la technique de microtomie en paraffine sur des prélèvements préalablement fixés dans le formol à 10% pendant 24 heures.

Ainsi, les prélèvements fixés dans le formol à 10% sont recoupés, ils subissent le processus d'inclusion (automate d'inclusion et station d'enrobage de type SHANDON) et, enfin ils sont coulés en blocs de paraffine.

Sur ces blocs de paraffine contenant les prélèvements d'organes, il a été réalisé des coupes transversales et longitudinales minces de 4mm d'épaisseur à l'aide d'un microtome de type rotatif (Leica RM 2255). Les coupes obtenues sont recueillies sur des lames préalablement identifiées. Collées, elles sont ensuite séchées à l'étuve pendant 24 heures avant de subir les différentes colorations.

II.3.3. Réalisation des colorations

Différentes colorations permettent de mettre en évidence les caractéristiques tissulaires des organes constituant l'appareil digestif. Il sera présenté dans ce dans ce qui suit pour les deux colorations choisies dans cette étude, leurs principes, leurs intérêts et leurs limites.

Sur les différentes coupes histologiques obtenues à partir des prélèvements inclus et coulés en blocs de paraffine, il a été réalisé une coloration topographique à l'Hémalun – Eosine (HE) et une coloration histochimique (l'acide périodique de Schiff ou APS).

II.3.3.1. Coloration à l'Hémalun - Eosine (HE)

Elle constitue la coloration topographique de référence en histologie. C'est une coloration qui permet une étude des caractéristiques morphologiques des tissus et des organes.

Son principe consiste à faire agir successivement sur les tissus un colorant nucléaire basique, l'hématéine et un colorant cytoplasmique acide l'éosine – érythrosine ([Annexe 1](#)).

Cette coloration appliquée aux différents tissus composants les organes digestifs permet de révéler les noyaux des cellules en bleus et les cytoplasmes des cellules en rose à rouge. Cependant, cette coloration ne permet pas de bien caractériser le tissu conjonctif qui est plutôt mis en évidence par le safran.

II.3.3.2. Coloration à l'Acide Périodique de Schiff (APS)

Cette une coloration qui permet de mettre en évidence les composées glucidiques tels les homoglycanes (glycogène, amidon, cellulose), les homopolysaccharides (chitine), les hétéroglycanes (sialomucines et acides hyaluronique), les glycolipides (cérébrosides et gangliosides) et les glycoprotéines (mucines gastriques, mucus des glandes salivaires).

La réaction à l'APS est basée sur l'oxydation par l'acide périodique des groupements glycols en aldéhydes et la mise en évidence des ces derniers par le réactif de Schiff qui est quant à lui une solution de fuschine basique décolorée par l'acide sulfureux ([Annexe 2](#)).

Sur les coupes tissulaires colorées à l'APS, les substances positives à l'APS sont rose foncé à fuschia, les substances négatives à l'APS sont incolores et les noyaux des cellules sont colorés en bleus.

II.3.4. Examens microscopiques

Les différentes colorations réalisées sus citées sont observées à l'aide d'un microscope de type « Olympus BH-2 ». Ainsi, il est possible de préciser pour chaque organe ses caractéristiques morphologiques (HE) et pour les glandes intra murales et extra murales les caractéristiques des mucines qu'elles contiennent (APS).

CHAPITRE DEUXIEME :
RESULTATS ET DISCUSSION



I. RESULTATS

I.1. DEFINITION ET CONSIDERATIONS GENERALES

L'appareil digestif chez les mammifères est composé de deux parties :

- Le tube digestif qui va de la cavité buccale jusqu'à l'anus ;
- Les glandes annexes qui regroupent les glandes salivaires, le foie, le pancréas.

La variation macroscopique permet de distinguer les polygastriques d'une part et les monogastriques de l'autre. Mais sur le plan microscopique, le tube digestif est caractérisé par son hétérogénéité tandis que les glandes annexes se présentent comme suit :

- Le Foie et le pancréas : uniformité de structure ;
- Les glandes salivaires offrent une plus grande diversité de type en fonction des espèces.

L'œsophage se situe en même temps dans la portion cervicale et dans la portion thoracique tandis que le gros intestin commence dans la portion abdominale et se termine dans la portion pelvienne.

Dans le souci d'éviter une répétition, nous allons scinder le tube digestif en deux grandes portions en fonction de leur position par rapport au diaphragme. Nous distinguerons ainsi (Photo 5) :

- La portion anté-diaphragmatique ;
- La portion post-diaphragmatique.

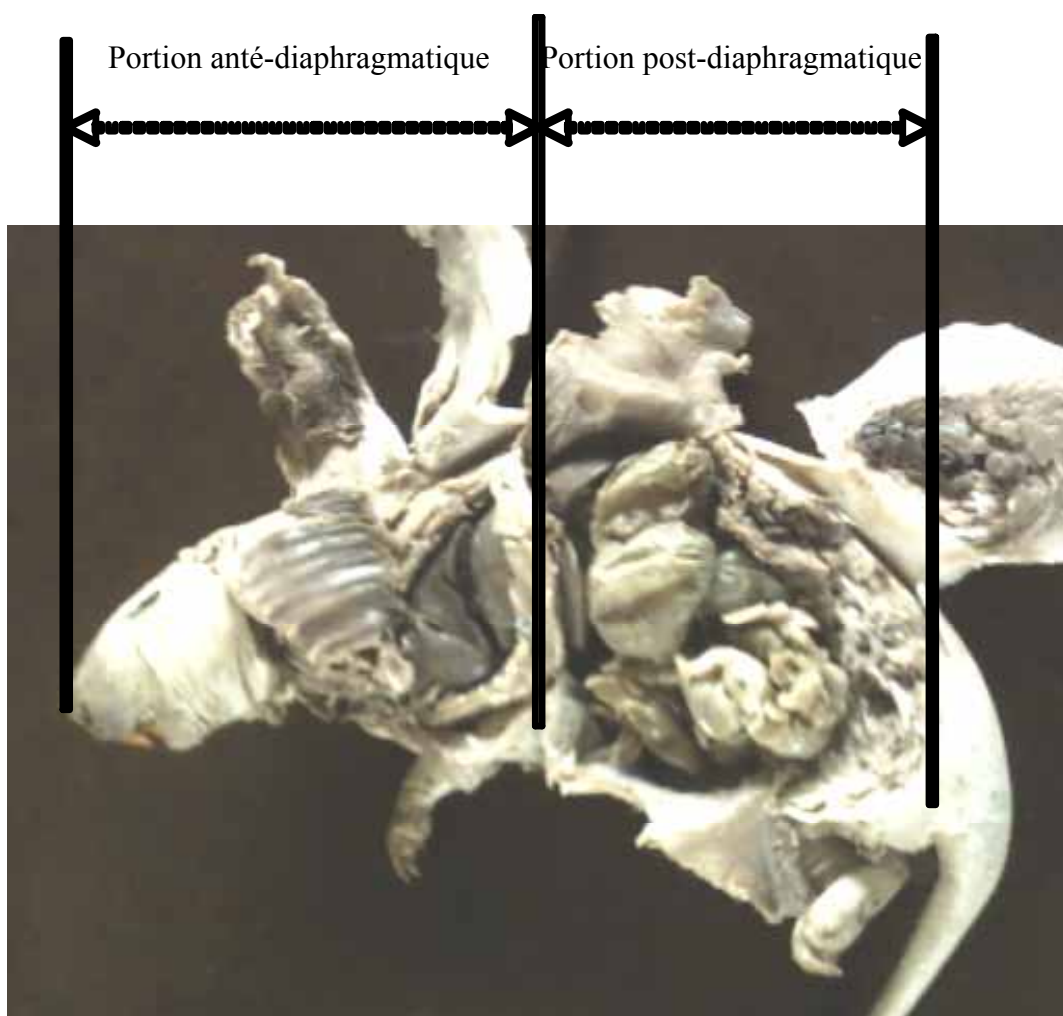


Photo 5 : les portions anté et post-diaphragmatique du tube digestif de l'aulacode
Source : SHE (2008)

I.2. TUBE DIGESTIF

Les différentes portions du tube digestif de l'aulacode après dissection et étalement sont présentées ci-dessous (photo 6).

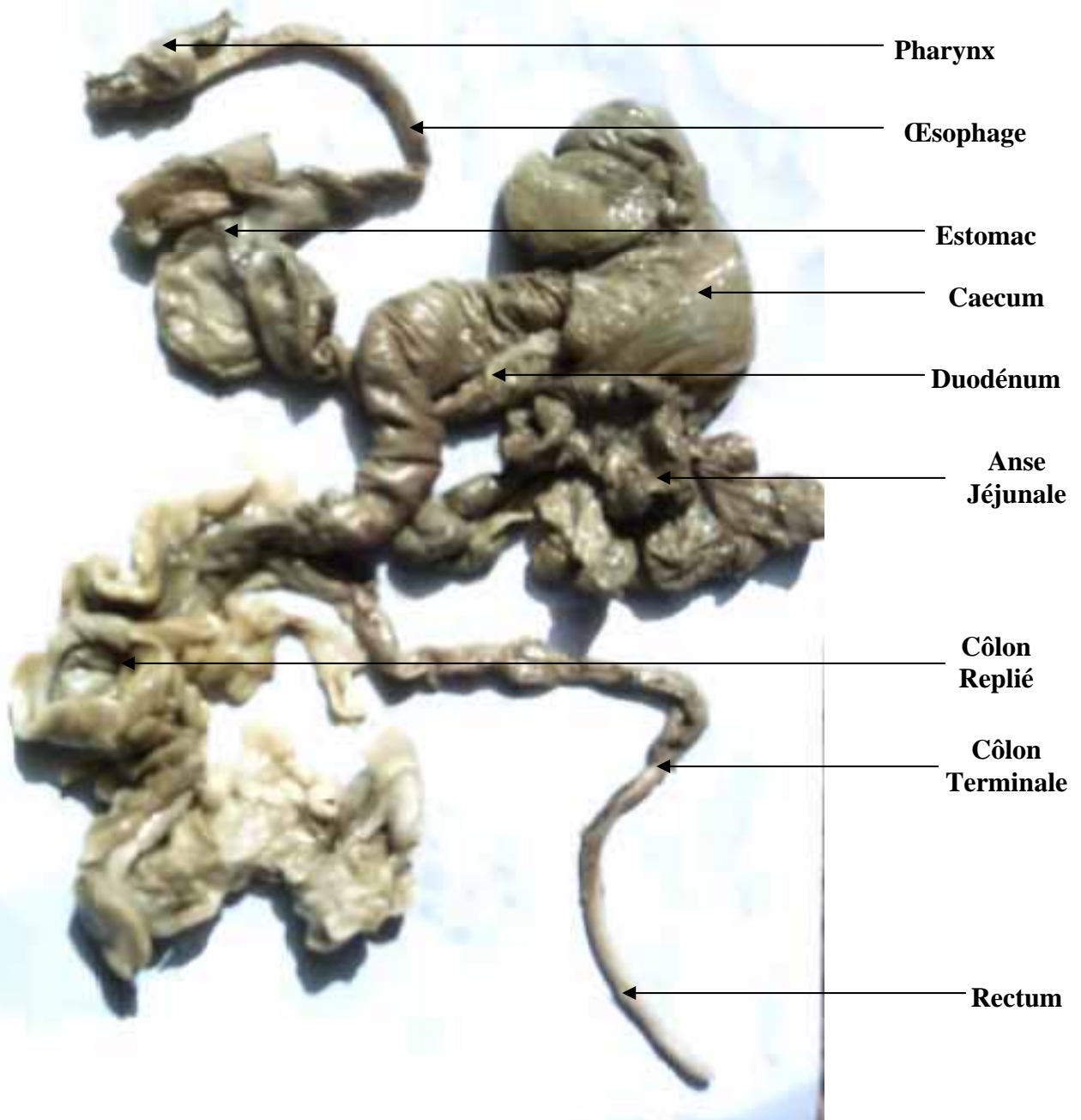


Photo 6 : le tube digestif de l'aulacode
Source : SHE (2008)

I.2.1. Portion anté -diaphragmatique du tube digestif

La portion anté - diaphragmatique du tube digestif est essentiellement constituée par la cavité buccale et l'œsophage.

I.2.1.1. Cavité buccale

I.2.1.1.1. Etude anatomique

Les résultats de notre étude sont similaires à ceux déjà rapportés par ALOGNINOUIWA *et al.* (1996). Ils confirment entre autres les particularités tel le développement important du torus lingual et la présence de nombreuses papilles filiformes sur la face dorsale de la langue chez l'aulacode. Cependant, nous avons mis en évidence et caractérisé d'autres papilles linguales au cours de notre étude.

I.2.1.1.2. Etude histologique

Sur le plan structural, la langue de l'aulacode est munie de papilles morphologiquement différentes les unes des autres, parmi lesquelles on distingue : des papilles fungiformes, des papilles foliées, des papilles circumvallées, et des papilles à rôle mécanique telles les papilles filiformes et les papilles coniques. Cependant les papilles les plus nombreuses sont les papilles filiformes ([planche 1](#)). Elles forment sur le dos de la langue, des prolongements élancés, pointus, dirigés vers le pharynx. Elles possèdent une base conjonctive avec une partie superficielle (épine), pointue et kératinisée.

La partie postérieure de la langue est parsemée de glandes linguales associées aux fibres musculaires striées squelettiques orientées dans tous les sens de l'organe ([planche 1](#)).

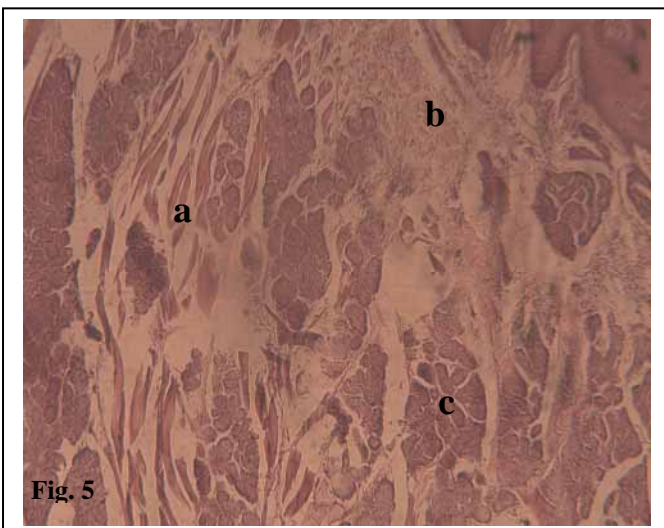
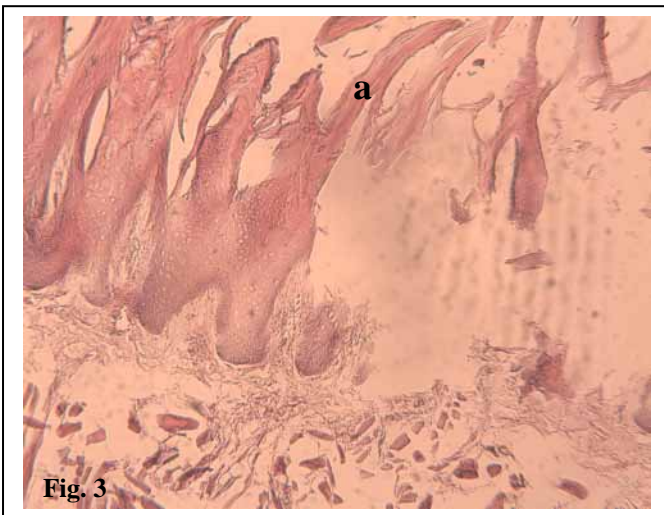
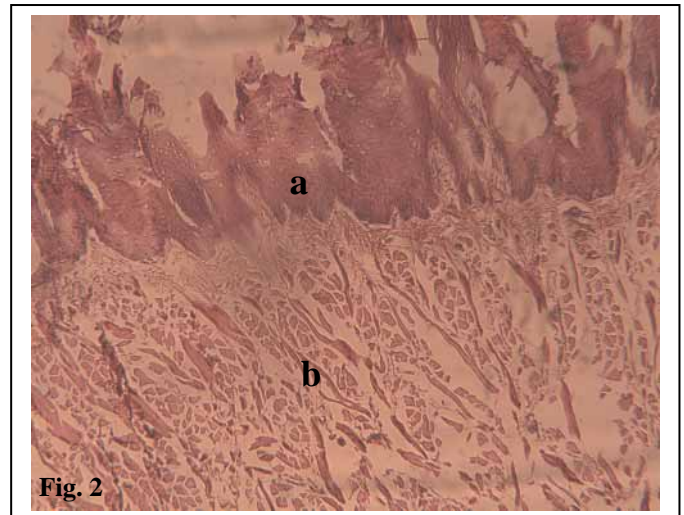
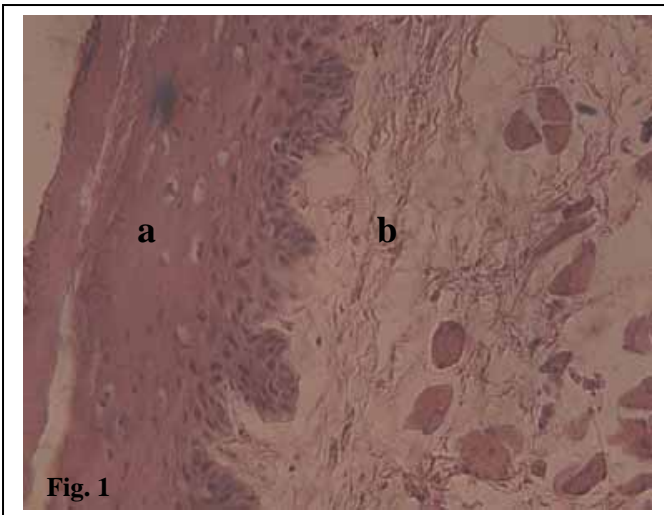


Planche 1 : La langue, les papilles et les glandes de l'aulacode
Coloration à l'Hémalun – Eosine (HE)

Planche 1 : La langue, ses papilles et ses glandes linguales

Fig. 1 : Langue

- a) Epithélium pluristratifié kératinisé
- b) Chorion (*lamina propria*)

Fig. 2 : Langue

- a) Papilles foliées
- b) Musculature strié squelettide la langue

Fig. 3 : Papilles filiformes de la langue

- a) Epine de la papille filiforme

Fig. 4 : Papilles filiformes de la langue

- a) Papilles filiformes
- b) Chorion (*lamina propria*) et fibres musculaires striées squelettiques

Fig. 5 : Partie postérieure de la langue

- a) Fibres musculaires
- b) Tissu conjonctif
- c) Glandes séreuses

Fig. 6 : Muqueuse linguale

- a) Epithélium pluristratifié squameux kératinisé
- b) Chorion

1.2.1.2. Œsophage

1.2.1.1.1. Etude anatomique

C'est un conduit musculo-membraneux qui va de la cavité pharyngienne à l'estomac. Il est divisé en deux portions :

Une portion cervicale ou œsophage supérieur et une portion thoracique ou œsophage inférieur.

La longueur moyenne est de 14 cm pour un diamètre d'environ 0,5 cm. C'est un conduit uniforme sur toute sa longueur contrairement à d'autres rongeurs tel que le lapin où il présente une série de rétrécissements correspondant à un épaissement de la paroi notamment au niveau de la région diaphragmatique.

Il ne présente pas un fort élargissement précédent le cardia.

Il est situé dorsalement à la trachée dans sa portion cervicale puis à l'entrée de la poitrine, l'œsophage dévie latéralement à gauche de la trachée ([Photo 7](#)).

Dans la cavité thoracique, il se place en position dorsale à la trachée et au cœur. De ce fait, il se trouve ventralement à l'aorte jusqu'à traverser le diaphragme entre les deux piliers charnus.

1.2.1.1.2. Etude histologique

La portion cervicale présente une muqueuse, une sous-muqueuse, une musculeuse et une séreuse.

La muqueuse est formée d'un épithélium pluri-stratifié pavimenteux kératinisé reposant sur un chorion. La musculaire muqueuse est présente par endroits. La sous-muqueuse est dépourvue de glandes œsophagiennes. La musculeuse est formée d'une couche de fibres musculaires striées.

La portion thoracique, quant à elle, est aussi constituée d'une muqueuse, d'une sous-muqueuse, d'une musculeuse et d'une adventice (ou séreuse au niveau du cardia).

La muqueuse présente un épithélium pluristratifié pavimenteux kératinisé avec une lamina propria. Ici, la musculaire muqueuse est absente. La sous-muqueuse est glandulaire : Ce sont des glandes tubulo-acineuses (planche 2).

La musculature est identique à celle observée dans la portion cervicale avec des fibres musculaires lisses au niveau du cardia.

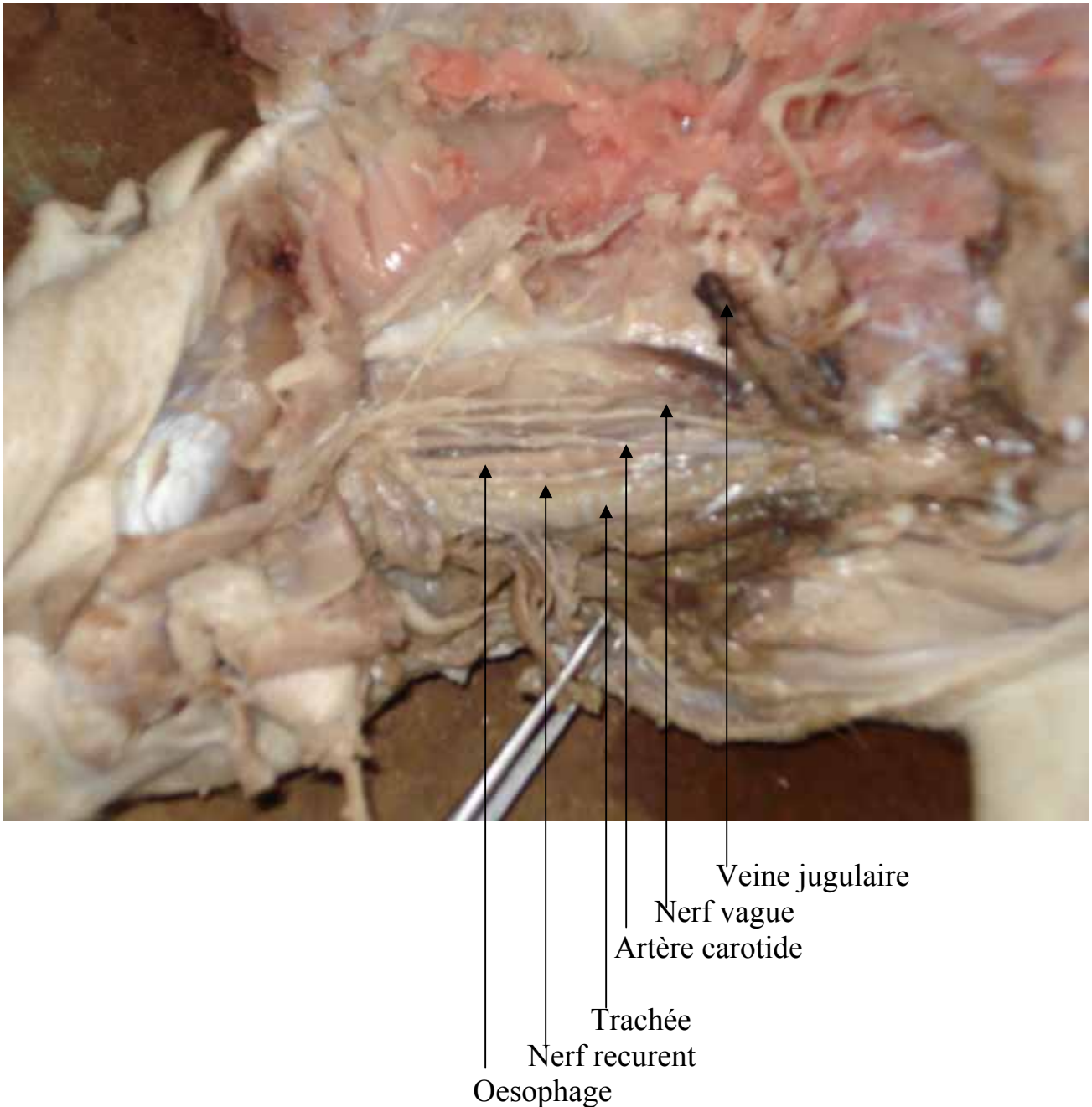


Photo 7 : œsophage de l'aulacode (portion cervicale)
Source : SHE (2008)

Planche 2 : Structure histologique de l'œsophage de l'aulacode

Fig. 1 : Œsophage crâniale (vue panoramique)

- a) Paroi de l'œsophage
- b) lumière oesophagienne

Fig. 2 : Œsophage crâniale

- a) lumière oesophagienne
- b) épithélium pluristratifié kératinisé
- c) chorion (*lamina propria*)
- d) sous muqueuse
- e) musculieuse

Fig. 3 : Œsophage crâniale

- a) lumière oesophagienne
- b) épithélium pluristratifié kératinisé
- c) chorion (*lamina propria*)
- d) musculieuse (couche interne)

Fig. 4 : Œsophage crâniale

- a) fibres végétales dans lumière oesophagienne
- b) épithélium pluristratifié kératinisé
- c) chorion (*lamina propria*)
- d) musculaire muqueuse

Fig. 5 : Œsophage caudale

- a) épithélium pluristratifié kératinisé
- b) canaux excréteurs des glandes oesophagiennes dans le chorion (*lamina propria*)
- c) musculaire muqueuse

Fig. 6 : Musculaire et séreuse de l'œsophage

- a) couche circulaire interne de la musculieuse
- b) couche longitudinal externe de la musculieuse
- c) séreuse

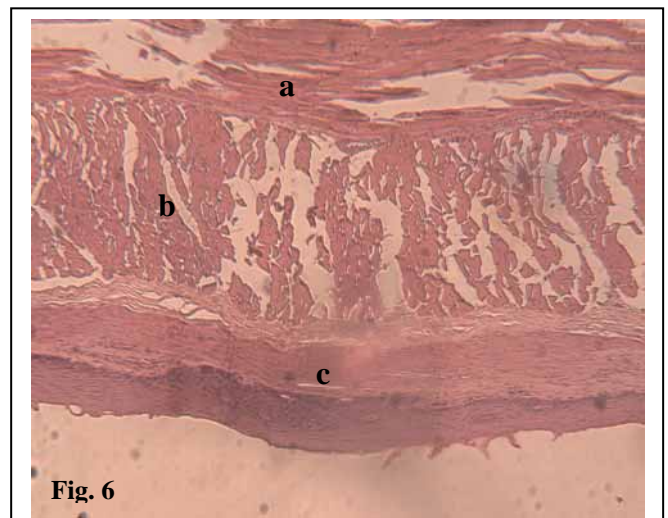
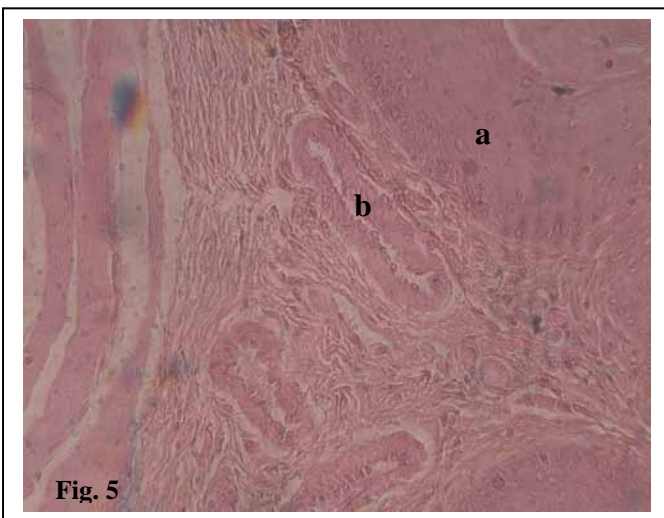
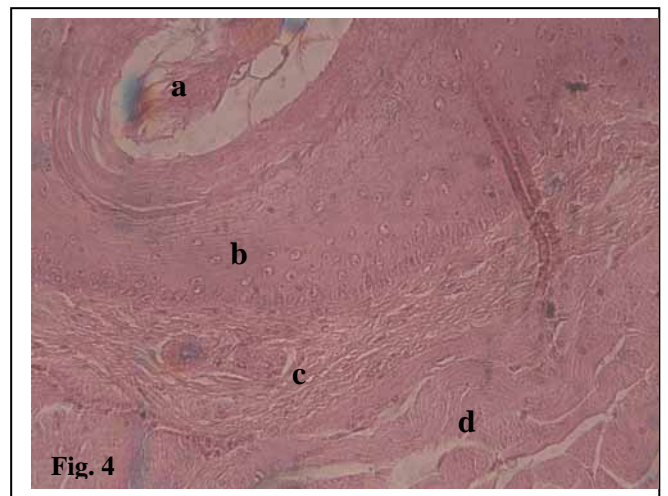
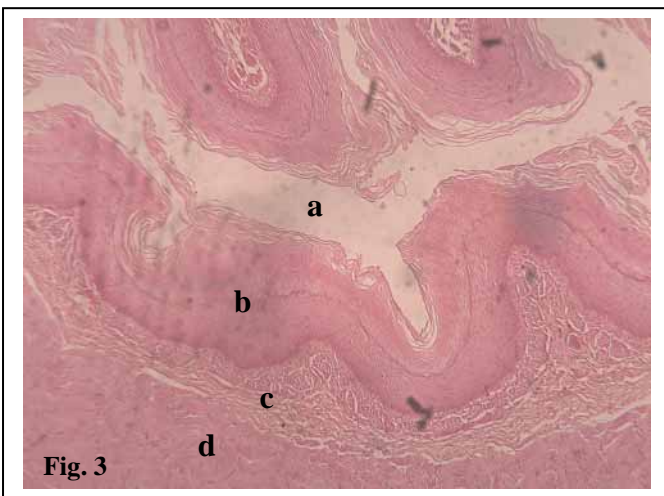
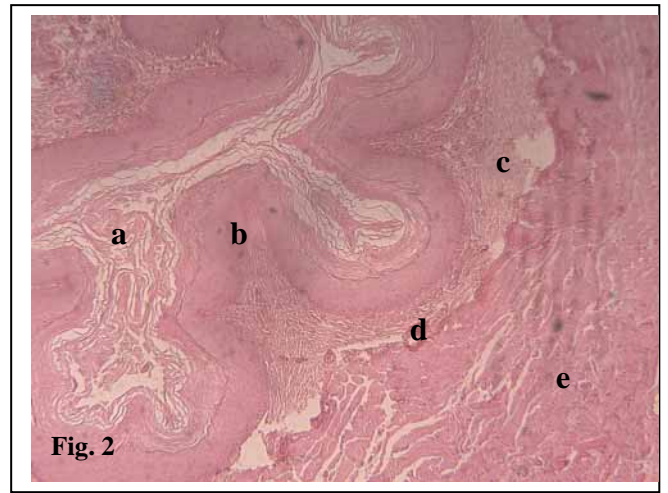
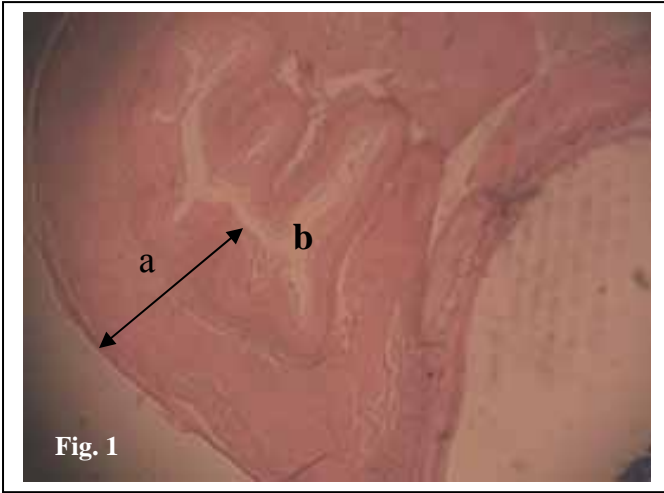


Planche 2 : Structure histologique de l'œsophage de l'aulacode
Coloration à l'Hémalun – Eosine (HE)

I.2.2. Portion post-diaphragmatique du tube digestif

La portion post-diaphragmatique est logée dans sa plus grande partie dans la cavité abdominale et se continue dans la cavité pelvienne. Elle comporte l'estomac, l'intestin grêle, le gros intestin et l'anus.

C'est ici que s'effectue la quasi-totalité de la digestion, l'absorption des nutriments et l'évacuation des déchets.

Elle constitue aussi la portion la plus touchée par les processus infectieux, le parasitisme et les perturbations métaboliques. Elle part de l'estomac à l'anus. Son poids total est estimé à environ 6 % du poids corporel.

I.2.2.1. Etude anatomique

I.2.2.1.1. Estomac

Le tube digestif proprement dit est un conduit de calibre variable, qui part de l'œsophage à l'anus. Son poids moyen a été évalué à 154,03 g ([Photo 6](#)).

La cavité buccale et le pharynx constituent des passages communs à la digestion et à la respiration.

L'aulacode est un monogastrique. Il possède un estomac simple comme la plupart des rongeurs.

L'estomac de l'aulacode est une poche musculo-membraneuse qui présente deux faces, deux bords ou courbures et deux extrémités.

La face pariétale est plaquée contre le diaphragme et est recouverte partiellement vers l'avant par le lobe gauche du foie. La face viscérale est celle qui fait corps aux intestins.

La petite courbure est orientée vers la droite et mesure en moyenne 7 cm depuis le cardia jusqu'au pylore. Elle présente une concavité qui loge l'ampoule duodénale. La grande courbure va du sommet du fundus jusqu'au pylore et donne attache sur toute sa longueur à l'épiploon. Elle est de ce fait très extensible et mesure environ 15 cm.

L'extrémité gauche est la plus importante en volume : c'est le cul de sac gauche qui correspond au fundus. Il s'attache à la rate. L'extrémité droite se dilate légèrement et

constitue la tubérosité droite de l'estomac : c'est la partie pylorique qui se constitue par l'ampoule duodénale.

L'estomac de l'aulacode est situé à gauche en arrière du diaphragme et en avant de la masse intestinale. Il est maintenu craniâlement par le ligament cardiaque qui fixe l'œsophage à la face postérieure du diaphragme et caudalement par le duodénum.

Il est fixé à droite au niveau de la petite courbure par le ligament hépato-gastrique, ou petit épiploon qui le relie à la face inférieure du foie et à la face dorsale du duodénum.

Il est fixé à gauche sur toute la longueur de la grande courbure par le grand épiploon, dont le ligament gastro-splénique qui est la partie du grand épiploon qui relie l'estomac à la rate, et le ligament gastro-colique qui est la partie du grand épiploon rattachée au côlon transverse.

Il est maintenu caudalement par la pression du caecum au niveau de sa courbure et celles des anses jéjunales.

L'estomac est l'un des viscères abdominaux les moins sujets aux déplacements à cause des nombreux moyens de fixités et de la pression exercée sur lui craniâlement par le diaphragme et le foie, caudalement par la masse intestinale, et latéralement par les parois costales.

I.2.2.1.2. Intestin grêle

Duodénum

Le duodénum va du pylore à la courbure duodéno- jéjunale. Sa longueur est comprise entre 40 et 65 cm. Il débute par une dilatation pouvant atteindre 2,5 cm de diamètre juste après le pylore : c'est l'ampoule duodénale. Il reçoit sur son trajet les canaux excréteurs du foie et du pancréas.

Du point de vue topographique, le duodénum se divise d'abord vers la droite puis vers la gauche, formant ainsi « le duodéal » dans lequel se trouve logé le pancréas. Il croise le côlon terminal avant de déboucher dans le jéjunum au niveau du rein gauche. Le duodéal qui épouse la courbure du caecum auquel il est fixé par un méso permet de distinguer le bulbe duodéal, le duodénum descendant et le duodénum ascendant.

Jéjunum

C'est la portion la plus longue et la plus mobile de l'intestin grêle. Sa longueur varie entre 100 et 110 cm. Il apparaît plus claire et plus lisse que le duodénum. Il est soutenu par le mésentère qui est lâche.

A gauche, les anses jéjunales sont pelotonnées en arrière de l'estomac, depuis la courbure de la 11^e côte jusqu'en bas du flanc gauche ; elle se trouve de ce fait en bas du caecum.

A droite, elles sont coincées craniâlement par la partie pylorique de l'estomac, dorsalement par le côlon, médialement par le caecum et latéralement par la paroi abdominale depuis la 11^e côte jusqu'à la 3^e vertèbre lombaire (L3).

Iléon

Cette partie de l'intestin grêle tend à ressembler au jéjunum d'où la dénomination de jéjunon-iléon.

C'est un segment pratiquement toujours vide, plus foncé que le jéjunum et dont la lumière est toujours étroite. Sa paroi est beaucoup plus épaisse que celle du jéjunum. Il n'est pas soutenu par le mésentère comme le jéjunum. Il est court, sa longueur varie entre 4 et 5 cm, et il débouche dans le gros intestin au niveau du caecum par l'ostium iléal.

I.2.2.1.3. Gros intestin

Caecum

C'est un cul-de-sac cylindroïde situé entre l'iléon et le côlon. Chez l'aulacode, c'est le viscère le plus développé de par son volume qui peut varier de 80 à 105 cm³. Sa longueur est de 30 cm. Il a une paroi lisse et mince, et présente trois parties : un corps, une base et un apex.

L'apex est l'extrémité libre, il est dépourvu d'appendice vermiforme comme chez le lapin.

Le corps qui est la partie intermédiaire montre des haustrations. Son diamètre varie de 3 à 6 cm.

La base a un calibre un peu plus important. Il varie de 6 à 8 cm. La réduction de son diamètre marque le début du côlon. Il porte ventralement deux bandes charnues sur toute sa longueur.

Il occupe les 2/3 supérieurs du flanc gauche, depuis l'estomac au niveau de la 10^e côte où il se coude jusqu'à l'entrée de la cavité pelvienne. Sur ce même côté gauche, il est en rapport dorso-craniâlement avec la rate et le rein gauche.

A droite, seul l'apex est présente et se trouve logé au niveau du flanc droit en position ventrale. Il est en rapport craniâlement avec le côlon, latéralement et ventralement avec la paroi abdominale.

Côlon

Il se distingue en côlon replié et en côlon terminal.

Côlon replié

C'est la partie libre et mobile du côlon. Il mesure 60 cm et se distingue en deux branches unies par un méso : le méso côlon replié.

La première branche est plus grosse et fait suite à la base du caecum. Il présente des haustrations comme celles du caecum, mais son diamètre est plus faible et est de 3 à 4 cm environ.

La deuxième branche est plus lisse : son diamètre est d'environ 1 cm.

Il occupe tout le flanc dorsal par ses deux branches. Suite, à la 2^e branche, une partie du côlon se dirige de la droite vers la gauche et présente un ligament qui le lie au duodénum : c'est le ligament duodéno-colique.

Malgré le fait que le côlon replié soit lisse, sa branche proximale est solidaire du duodénum descendant, tandis que la branche distale est solidaire du duodénum ascendant.

Côlon terminal

Il se reconnaît facilement par ses bosselures qui correspondent à la présence à l'intérieur, des crottes dures. Il est bien visible du côté droit où il est empilé à l'entrée de la cavité pelvienne caudalement au côlon replié et au caecum. Sa longueur est de 25 cm.

Rectum

Il se situe à l'entrée de la cavité pelvienne et se continue par le canal qui débouche à l'extérieur par l'anus. Il mesure 3 cm environ. Son diamètre varie selon l'état de réplétion, car sa paroi est extensible.

Il se place dorso-crânialement à la vessie et se continue caudalement par le canal anal qui suit dorsalement l'urètre intra - pelvien pour déboucher dans l'anus.

I.2.2.1.4. Anus

C'est l'orifice d'élimination vers l'extérieur des déchets issus de la digestion des aliments.

Il est situé dorsalement à l'orifice de la glande ano-génitale qui de ce fait, se trouve à son tour compris entre l'anus dorsalement, et le pénis ventralement.

I.2.2.2. Etude histologique

I.2.2.2.1. Estomac

L'étude histologique de cet organe a été faite et présente une muqueuse entièrement peptique. En outre, les coupes histologiques réalisées au niveau de la zone cardiaque, de la zone fundique, et de la zone pylorique nous montre que ces trois zones ont la même architecture à savoir une muqueuse, une sous muqueuse, une musculature et une séreuse.

- Au niveau de la zone cardiaque ([planche 3](#)), La muqueuse présente un épithélium pluristratifié pavimenteux corné, un chorion, et une muscularis mucosae. La sous muqueuse comporte des glandes tubulo-acineuses avec des formations lymphoïdes. La musculature est formée par des fibres musculaires non distinctes.
- Au niveau de la zone fundique ([planche 3](#)), La muqueuse est plissée et formée d'un épithélium simple qui comportant des glandes de type tubulaires. Au chorion fait suite une muscularis mucosae. La sous-muqueuse est dépourvue de glandes. La musculature est formée d'une double couche de fibres musculaires lisses. La couche interne est longitudinale, tandis que la couche externe est circulaire.
- Au niveau de la zone pylorique ([planche 3](#)), On observe la même structure que dans la zone fundique mais à cette muqueuse succède une muqueuse de type intestinale.

I.2.2.2.2. Intestin grêle

Duodénum

Les coupes histologiques réalisées au niveau des différents segments du duodénum montrent les quatre tuniques : muqueuse, sous muqueuse, musculuse, et séreuse.

C'est la description de la muqueuse et de la sous-muqueuse qui est importante car la musculuse est identique tout le long de l'intestin et comporte une couche interne qui est circulaire et l'autre, externe, qui est longitudinale.

La muqueuse montre une multitude de petites saillies ou villosités intestinales et renferme des glandes en tube droit ou glandes de Lieberkhün, logées dans l'épaisseur de la muqueuse. Ainsi :

Au niveau du bulbe duodéal, ([planche 3](#)), La muqueuse présente un épithélium de type intestinal formé de cellules cubiques jointives, un chorion avec des glandes de Lieberkhün et une musculuse muqueuse.

Au niveau du duodénum descendant, ([planche 3](#)), la muqueuse est identique à celle du bulbe duodéal, mais avec de place en place des villosités. La sous muqueuse présente ici des glandes tubuleuses ramifiées : des glandes de Brünner décrites dans toute l'épaisseur de la sous muqueuse du duodénum des autres animaux [[CORSET, J., 1960](#)]. Celles-ci peuvent remonter jusque dans la couche muqueuse. La musculuse muqueuse est dissocié par la présence des glandes de Brünner de sorte que, par endroits, on ne trouve plus de limite nette entre muqueuse et sous muqueuse.

Au niveau du duodénum ascendant, la muqueuse est la même, mais ici, les villosités sont plus denses et les cellules plus larges. La sous muqueuse est dépourvue de glandes de Brünner; par contre, entre les deux couches de la musculuse, se trouve un tissu conjonctif dense.

Jéjunum

La coupe histologique montre :

- ✓ Une muqueuse de type intestinale avec un épithélium riche en cellules mucipares
- ✓ Une sous muqueuse dépourvue de glandes de Brünner
- ✓ Une musculuse avec les deux couches
- ✓ Une séreuse.

Iléon

Il présente la même architecture que le jéjunum, mais diffère de ce dernier par deux éléments très importants : la présence de villosités très espacées avec beaucoup de cellules mucipares au niveau de l'épithélium de la muqueuse ; la présence dans la sous muqueuse de grandes plaques de PEYER, caractéristique de l'iléon des animaux (Planche 3).

I.2.2.2.3. Gros intestin

Caecum

Les quatre tuniques du gros intestin ont la même disposition topographique que dans l'intestin grêle.

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 musculaire 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 (planche 4) La sous-muqueuse est dépourvue de glandes de Brünner, et la musculature présente une seule couche.

Côlon replié

Les deux branches présentent des analogies à savoir :

De nombreux plis de la muqueuse qui facilitent les dilatations lors de la poussée des fèces.

Un grand développement des glandes de Lieberkhün et de la musculaire muqueuse qui présente deux couches au niveau de la portion fine. (Planche 4)

Côlon terminal

Histologiquement, il diffère du côlon replié par la présence par endroits de deux couches au niveau de la musculaire muqueuse.

Rectum

A l'histologie, le mésentère montre un épithélium de revêtement très plissé avec beaucoup de cellules mucipares. Sous cet épithélium se trouve un chorion avec des glandes de Lieberkhün moins nombreuses que dans le côlon.

La musculaire muqueuse, représentée aux sommets des plis, est moins représentée aux endroits où la muqueuse est lisse.

Entre les glandes de Lieberkhün et la sous-muqueuse se trouvent des glandes rectales de type acineuses. (Planche 4)

I.2.2.2.4. L'anús.

L'histologie de la muqueuse anale montre la présence de volumineuses glandes périanales. Celles-ci sont identifiées dans la zone cutanée du canal anal. Elles sont organisées en lobules faits de cellules hépatoïdes, et isolés par des cellules pariétales conjonctives. Plus les cellules hépatoïdes sont claires, plus elles contiennent des vacuoles lipidiques. Des sécrétions PAS-négatives et Soudan-III positives sont démontrées dans ces cellules.

En microscopie électronique, les organites intra-cellulaires sont très développés comme étant le stigmate d'une importante activité métabolique et de stockage par les cellules hépatoïdes. De plus, de nombreuses vésicules kystiques, de taille et de nombre variables, sont observées dans les lobules. La position des cellules kystiques et la variabilité de leur taille laisse penser que ces kystes sont formés à la suite d'un processus sécrétoire holocrine. Tout se passe comme s'il y avait une maturation progressive de la glande au fur et à mesure qu'on se rapproche de son site d'excrétion. Il n'y a pas de canaux sécrétoires à l'intérieur du lobule, mais des voies d'excrétion sans paroi propre comme les canalicules biliaires.

(Planche 4)

La muqueuse montre également deux sphincters anaux qui jouent un rôle important dans la fermeture de l'orifice anal après la défécation.

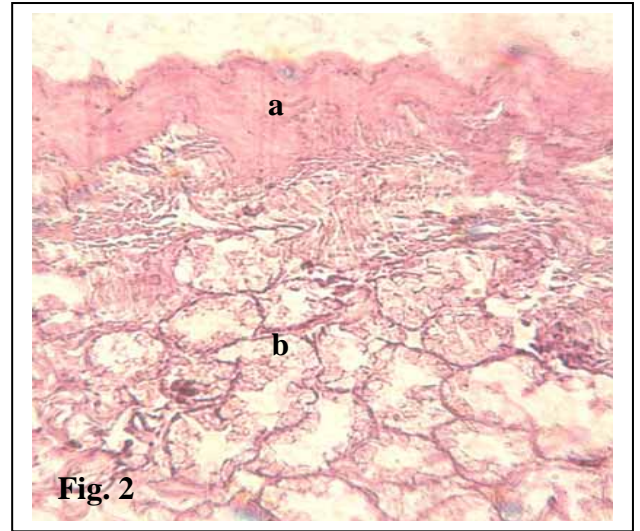
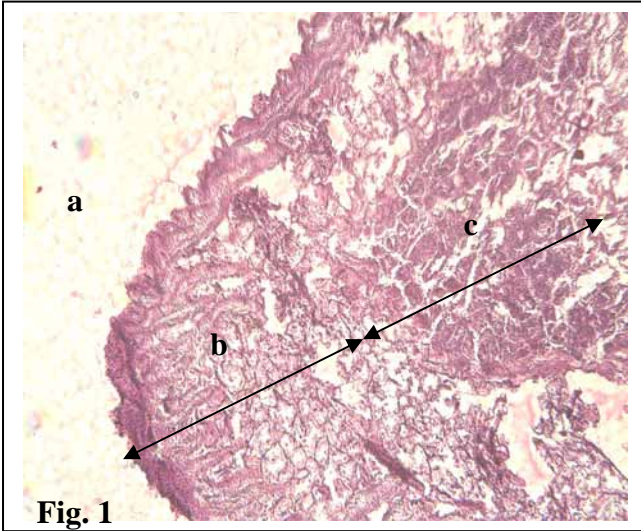


Planche 3 : Structure histologique de l'estomac de l'aulacode (coloration Acide périodique de Schiff – APS)

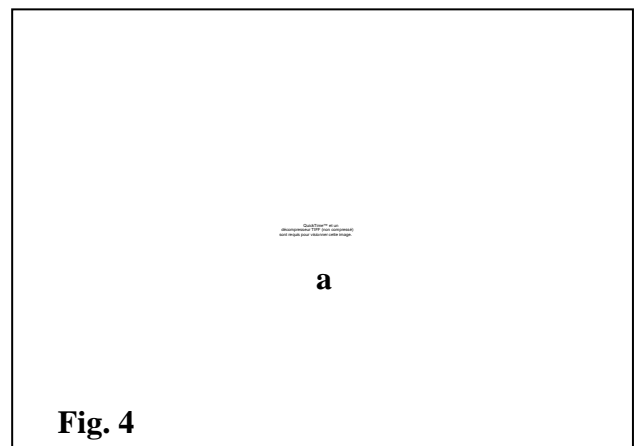
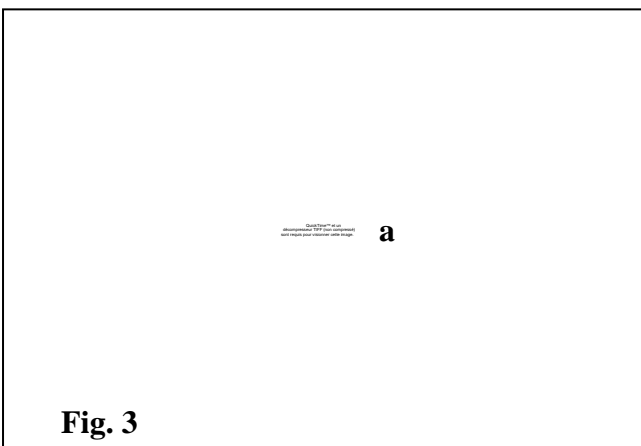
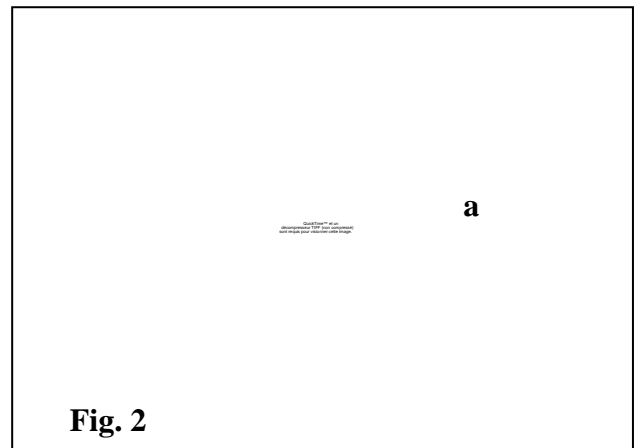
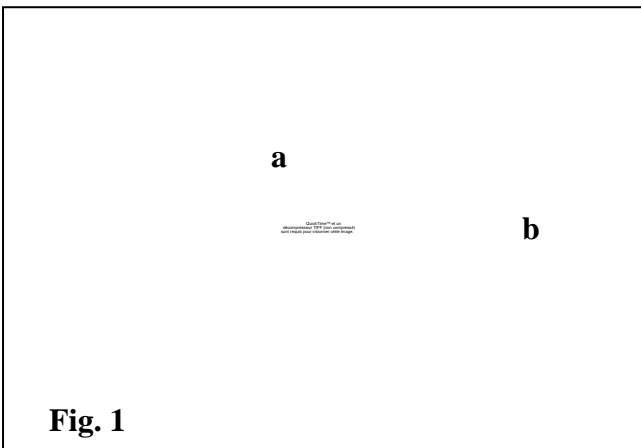


Planche 3 : Structure histologique de l'intestin grêle de l'aulacode (coloration Acide périodique de Schiff – APS)

Planche 3 : Structure histologique de l'estomac de l'aulacode (coloration Acide périodique de Schiff – APS)

Fig. 1. Estomac : fundus

- a) lumière gastrique
- b) Muqueuse fundique
- c) chorion

Fig. 2. Estomac : cardia

- a) muqueuse cardiale
- b) glandes cardiales

Planche 3 bis : Structure histologique de l'intestin grêle de l'aulacode (coloration Acide périodique de Schiff – APS)

Fig. 1. : Duodénum

- a) épithélium
- b) chorion

Fig. 2. : Duodénum

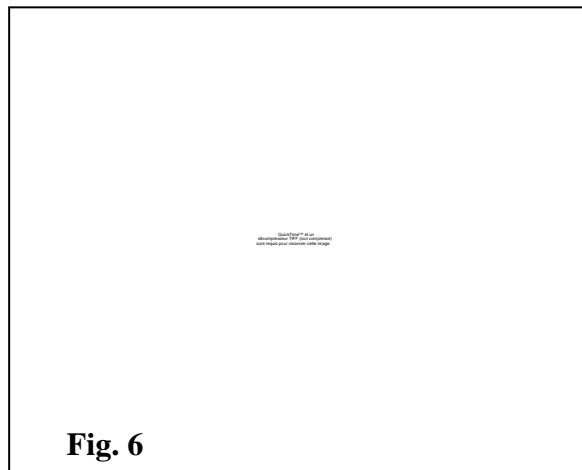
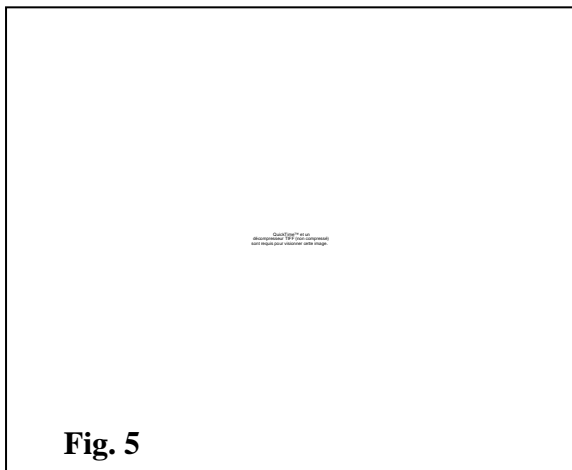
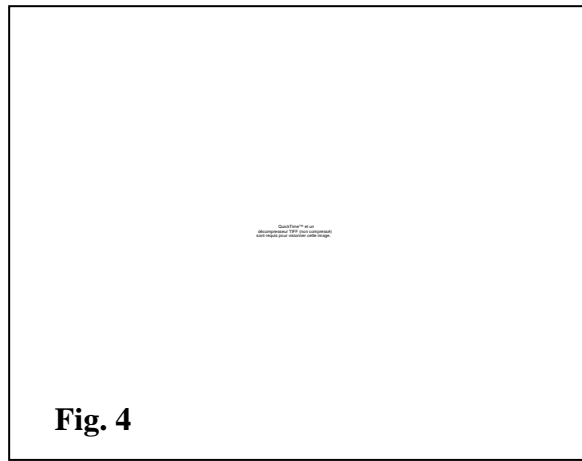
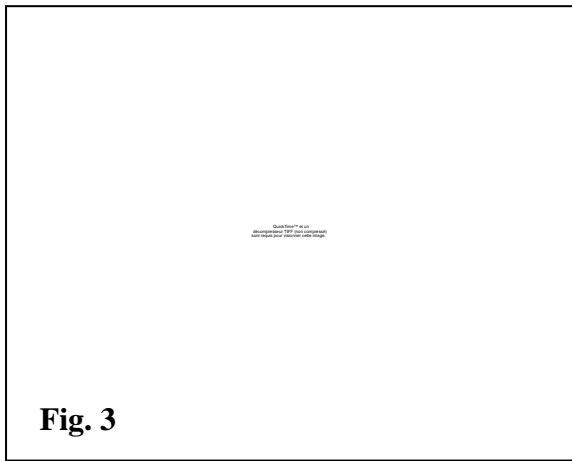
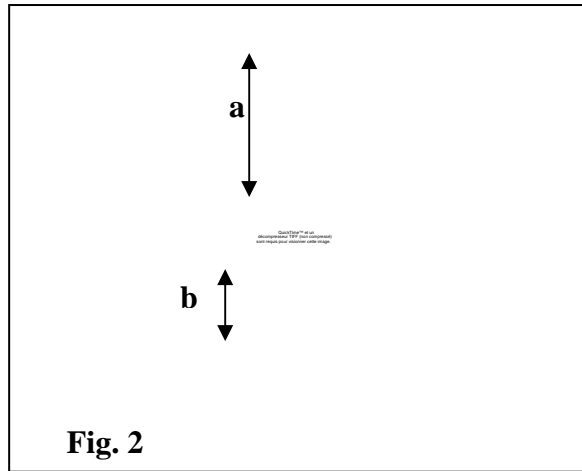
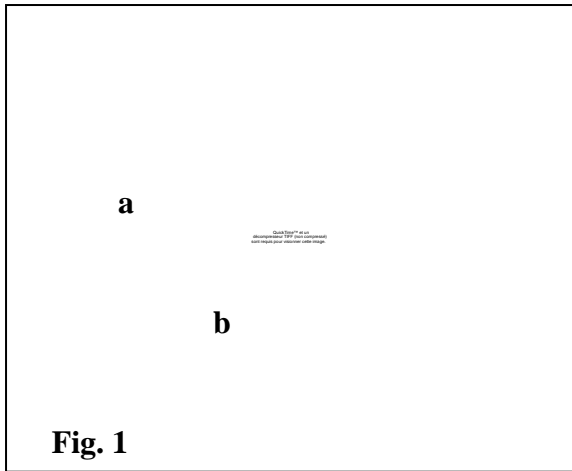
- a) glande de Lieberkhün

Fig. 3. : Iléon

- a) plaque de Peyer

Fig. 4. : Duodénum

- a) glande de Brünner



**Planche 4 : Structure histologique du gros intestin, du rectum et de l’anus de l’aulacode
(coloration Acide Périodique de Schiff et Hémalun – Eosine)**

Planche 4 : Structure histologique du gros intestin, du rectum et de l'anus de l'aulacode (coloration Acide Périodique de Schiff et Hémalum – Eosine)

Fig. 1. : Muqueuse caecale

- a) muqueuse caecale
- b) sous-muqueuse

Fig. 2. : Caecum

- a) muqueuse caecale
- b) musculieuse

Fig. 3. : Muqueuse du Côlon replié

Fig. 4. : Muqueuse et sous-muqueuse du Côlon replié

Fig 5. : Muqueuse rectale

Fig. 6. : Glandes anales

I.3. LES GLANDES DIGESTIVES

I.3.1. Etude anatomique

I.3.1.1. Les glandes salivaires

Les glandes salivaires se divisent en glandes séreuses (parotides, mandibulaires et sublinguales) qui humidifient l'aliment pour favoriser sa mastication et en glandes muqueuses (buccales, labiales, linguales, palatines) qui lubrifient l'aliment pour favoriser sa déglutition. Parmi les glandes salivaires, il en existe dont les lobules sont éparpillés à la surface ou dans la paroi d'un organe tiers (glandes disséminées) et d'autres dont les lobules se regroupent pour constituer une entité anatomique (glandes conglomérées). Les premières (glandes buccales, labiales, linguales, palatines) sont des découvertes d'histologie. Les secondes (glandes parotides, mandibulaires et sublinguales) peuvent être isolées et pesées.

I.3.1.1.1. Glande parotide

La parotide est située dans l'espace compris entre le bord postérieur du maxillaire, et l'apophyse transverse de l'atlas. Cette glande est allongée de haut en bas, aplatie d'un côté à l'autre, et cette forme permet de la diviser en deux faces, deux bords et deux extrémités.

La face externe, à peu près plane, est creusée, dans sa partie inférieure, d'une gouttière longitudinale quelque fois transformée en canal complet, laquelle loge la veine jugulaire, après que celle-ci a traversé la parotide pour passer de dessous cette glande à sa superficie. Cette face externe répond au muscle parotido - auriculaire, au muscle peaucier, à l'anse atloïdienne, au rameau cervical du nerf facial, à la veine auriculaire postérieure.

La face interne moulée sur les parties sous-jacentes, recouvre la poche gutturale, l'insertion mastoïdienne du petit oblique de la tête, le muscle stylo-hyoïdien, la tubérosité du bord postérieure de l'hyoïde, le digastrique, la glande mandibulaire, l'artère carotide externe et ses deux branches terminales, l'auriculaire postérieure et le nerf facial qui traverse l'épaisseur de la glande.

Le bord antérieur de la parotide s'unit au bord postérieur du maxillaire ; il est en rapport avec l'articulation temporo-maxillaire, les vaisseaux et les nerfs sous-zygomatiques, et les vaisseaux maxillo-musculaires.

Le bord postérieure, plus épais est séparé de l'apophyse transverse de l'atlas par l'aponévrose terminale du mastoïdo-huméral.

L'extrémité supérieure est bifurquée et embrasse la base de la conque.

L'extrémité inférieure est comprise dans l'angle formé par la réunion des veines jugulaire et glosso-faciale (Photo 8).

Vaisseaux et nerfs de la glande parotide

Cette glande reçoit le sang d'une multitude d'artéριοles émanées de gros vaisseaux qu'il recouvre. Ses nerfs proviennent du nerf facial, du nerf maxillaire inférieur et du plexus carotidien.

Canal excréteur de la glande parotide

La glande parotide est pourvue d'un canal excréteur unique appelé *Canal de STENON*, qui se détache du bord antérieur de la glande, près de l'extrémité inférieure. Il contourne le bord postérieur du digastrique, entre dans l'auge, rampe sur le muscle masséter interne, au dessous de la veine glosso-faciale, et arrive vers la scissure maxillaire, dans laquelle il s'engage, avec la veine précitée et l'artère correspondante, l'une et l'autre en avant de lui. Ce canal remonte, accolé au bord antérieur du muscle masséter externe, jusqu'au niveau des molaires inférieures ; puis il passe au dessous de ses deux vaisseaux satellites, et vient croiser la joue, en regard de la troisième molaire supérieure, en s'ouvrant sur un gros tubercule.

I.3.1.1.2. Glande mandibulaire

Cette glande, plus petite que la précédente, est située dans l'espace intra-maxillaire, sur le plan latéral du pharynx, en dedans de la parotide. Elle est légèrement arrondie, bilobée, et présente deux faces, deux bords, et deux extrémités.

Par sa face externe, elle répond au ptérygoïdien médial, au digastrique, au tendon du muscle sterno-mandibulaire.

Sa face interne, appliquée sur le côté du larynx, répond supérieurement à la poche gutturale, à l'artère carotide, et aux nerfs qui accompagnent ce vaisseau en haut du cou.

Le bord supérieur est longé par la partie moyenne du digastrique

Le bord inférieur se trouve en rapport avec la veine glosso-faciale.

L'extrémité postérieure est maintenue sous l'apophyse transverse de l'atlas par un tissu cellulaire lâche.

L'extrémité antérieure s'insinue entre le ptérygoïdien interne et le muscle hyo-thyroïdien (Photo 8).

Vaisseaux et nerfs de la glande mandibulaire

Le sang est apporté à la glande mandibulaire par diverses petites artères, comme celles de la parotide, qui lui viennent le plus souvent de la carotide externe et de la glosso-faciale. Les nerfs sont principalement fournis par le plexus carotidien.

Canal excréteur de la glande mandibulaire

Appelé *Canal de WHARTON*, on le voit régner sur presque toute la longueur du bord supérieur de la glande, où il reçoit les ramifications qui proviennent des divers lobules. Ce canal se porte en avant, entre le muscle mylo-hyoïdien et le muscle basio-glosse. Après avoir croisé en dehors l'artère glosso-faciale et le nerf grand hypoglosse, en dedans le tendon du muscle digastrique et le nerf lingual, il passe entre le muscle kérato-glosse et la glande sublinguale, arrive près du frein de la langue, se place sous la membrane de la bouche et finit par s'ouvrir sur un petit tubercule situé un peu en avant du frein.

I.3.1.1.3. Glande sublinguale

Elle présente un moindre volume que la précédente, et se trouve situé sous la langue dans l'espace intra-maxillaire. Arrondie, elle a, comme la glande mandibulaire, deux faces, deux bords et deux extrémités.

La face externe est recouverte par le muscle mylo-hyoïdien.

La face interne répond au canal de Wharton et aux muscles kérato-glosse et génio-glosse.

Le bord supérieur fait saillie sous la muqueuse de la bouche, dans le fond du sillon latéral du canal, où ce bord forme la crête sublinguale.

Le bord inférieur est compris entre le muscle mylo-hyoïdien et le muscle génio-glosse.

L'extrémité postérieure tient une branche du nerf lingual.

L'extrémité antérieure s'étend jusqu'au fond de l'angle rentrant formé par la réunion des deux branches du maxillaire ([Photo 8](#)).

Vaisseaux et nerfs de la glande sublinguale

Cette glande possède une petite artère qui lui est spécialement destinée, l'artère sublinguale. Ses nerfs lui viennent du lingual et du plexus carotidien.

Canaux excréteurs de la glande sublinguale

Ils sont nombreux et portent le nom de *Canaux de RIVINUS*. Flexueux et très déliés, ils se détachent du bord supérieur, ou de la face interne de la glande, et s'ouvrent dans la bouche sur la crête sublinguale, par une série linéaire de petits orifices percés au centre d'un tubercule.

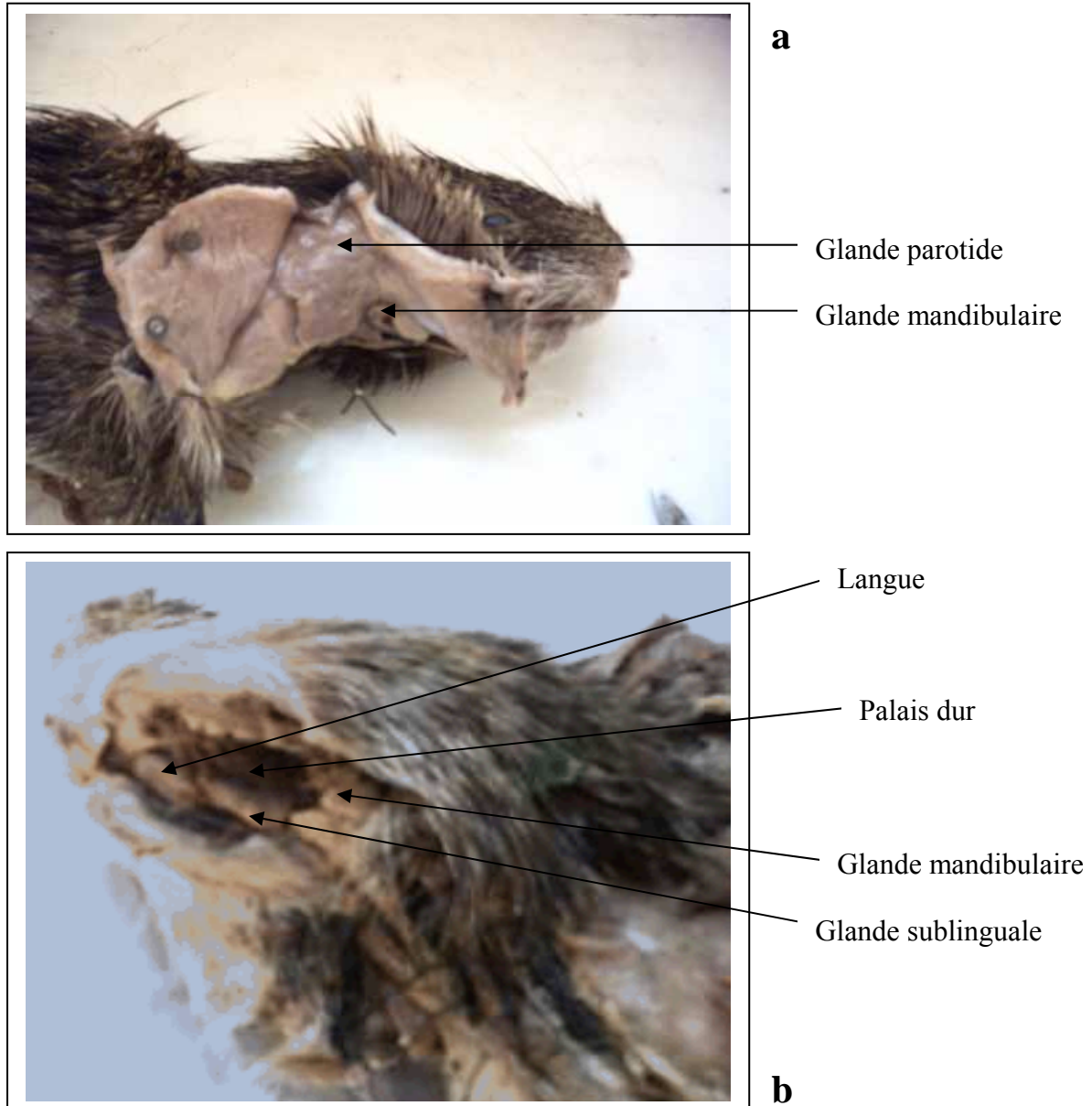


Photo 8 : Topographie des glandes salivaires de l'aulacode **10a** : plan superficiel , **10a** : plan superficiel.

Source : SHE (2008)

1.3.1.2. Foie et Vésicule biliaire

Le foie est un organe plein. Son poids est de 48,89g. Il présente deux faces (une face viscérale et une face pariétale), séparées par deux bords (un bord dorsal et un bord ventral). Le bord ventral étant échancré par des scissures qui divisent l'organe en 6 lobes (deux lobes gauches, deux lobes droits, un lobe intermédiaire, un lobe caudé ou lobe de spiegel). (Photo 9).

Le lobe de spiegel est acuminé, épais et détaché. La vésicule biliaire est présente. Le canal cystique se branche à angle aigu sur le canal cholédoque qui, par la suite, va s'ouvrir dans le duodénum.

Le foie est fortement maintenu contre le diaphragme grâce à des moyens de fixité représentés par des troncs vasculaires (veine cave caudale, veine porte) et des ligaments tels que : le ligament coronaire, le ligament falciforme, le ligament triangulaire gauche, le ligament triangulaire droit, le ligament hépato-renal, le ligament hépato-gastrique.

La face pariétale est en rapport antérieurement avec l'empreinte des trois dernières côtes et la scissure cave. La face viscérale est en rapport postérieurement avec les empreintes gastrique, colique et duodénale, la scissure porte et le petit omentum.

1.3.1.3. Pancréas

Le pancréas est une glande diffuse, légèrement de forme triangulaire, en rapport dorsalement avec le rein droit, le foie, l'aorte abdominale et la veine cave caudale ; ventralement avec le caecum ; à droite avec le côlon terminale ; à gauche avec le côlon flottant . Son poids est de 1,974g. On lui distingue deux extrémités séparées par un corps central. L'extrémité gauche est en rapport avec l'estomac, le rein gauche et la rate. L'extrémité droite est en rapport avec l'anse duodénale craniâle ; le corps central est en rapport avec la veine porte. Ses moyens de fixité sont assurés par le mésoduodénum et son unique canal excréteur, à savoir le canal principal (canal de Wirsung) qui débouche dans la papille duodénale majeure. (Photo 10).

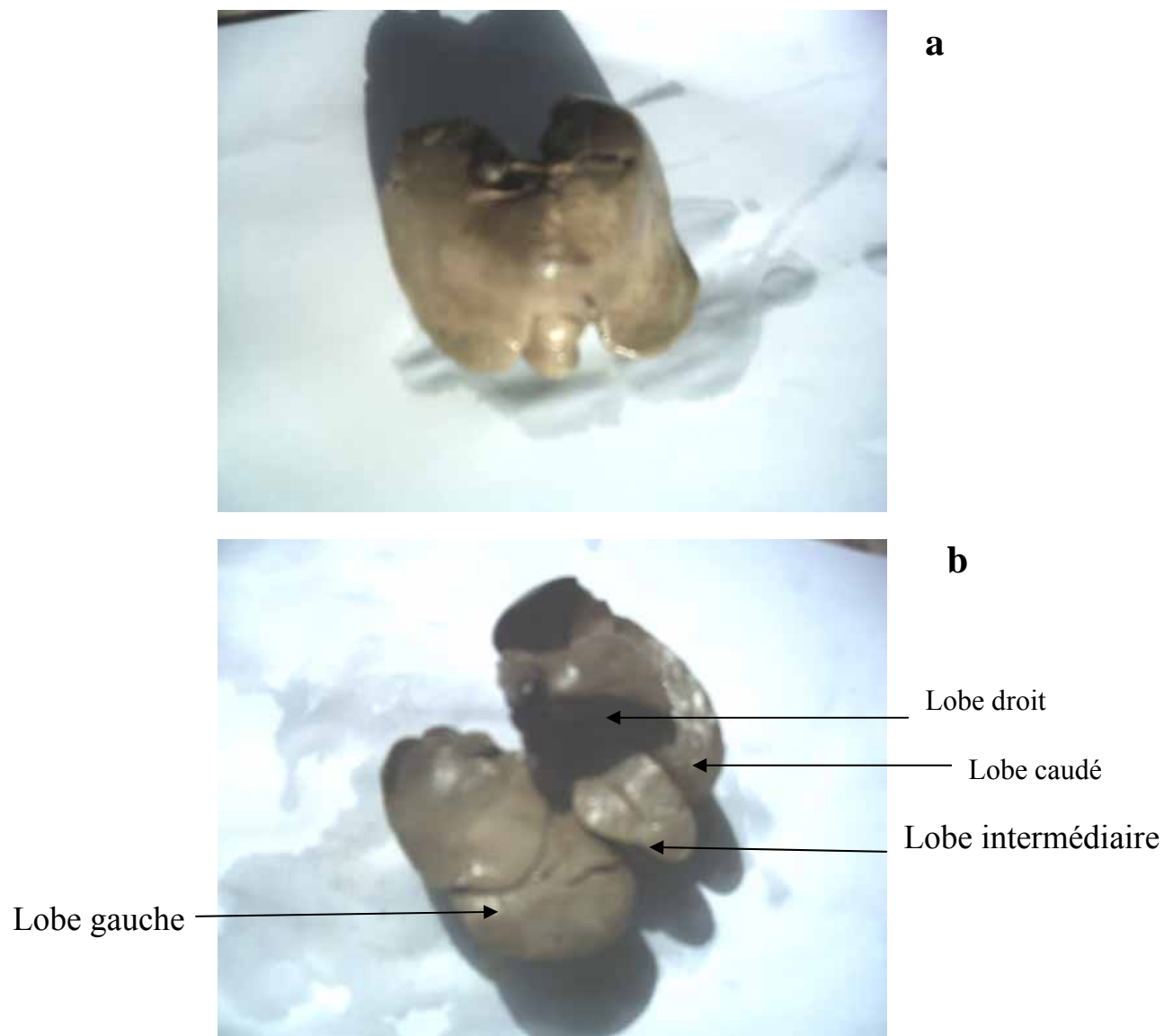


Photo 9: Conformation du foie de l'aulacode. **9a** : face pariétale. **9b** : face viscérale

Source: SHE (2008)

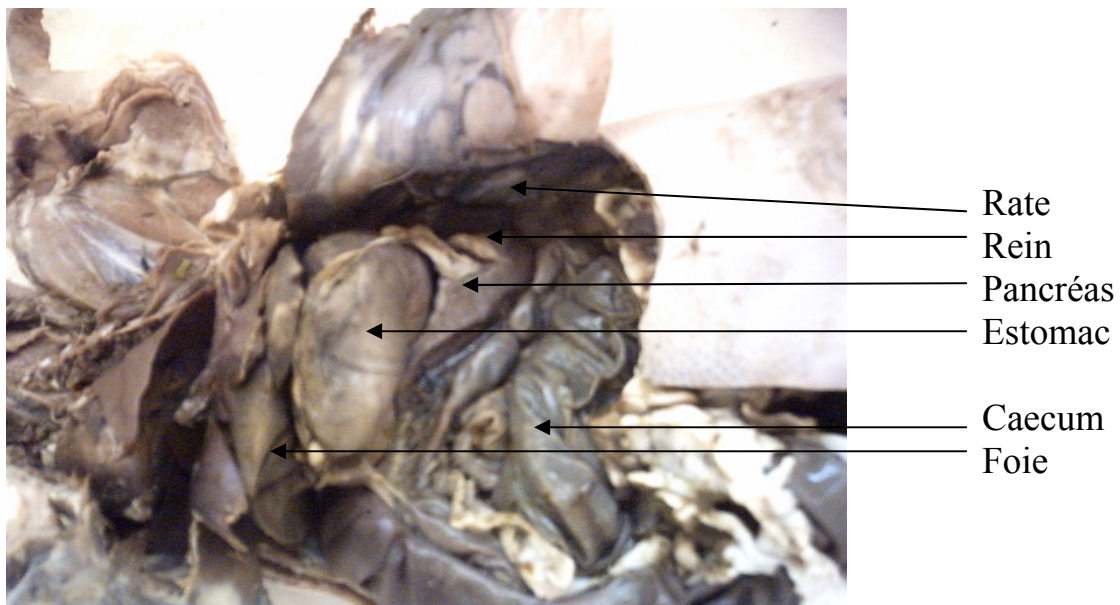


Photo 10 : Topographie du pancréas de l'aulacode

Source : SHE (2008)

I.3.2. Etude histologique

I.3.2.1. Glandes salivaires

I.3.2.1.1. Glande parotide

La glande parotide est une des principales glandes salivaires. Elle est exocrine. A faible grossissement, on distingue une lobulation de la portion glandulaire. Ces lobes sont séparés, en 2, par une faible composante conjonctive. A petit grossissement, la portion glandulaire

apparaît relativement foncée. Ceci est propre à la nature de la sécrétion: la parotide a une sécrétion séreuse qui est sombre.

De plus près, on observe la portion glandulaire, sécrétrice. Il s'agit d'un ensemble d'unités sécrétantes de forme arrondie, serrées les unes contre les autres. L'unité sécrétante de base porte le nom d'acinus. La portion excrétrice est formée de canaux excréteurs de différents types. C'est une glande exocrine composée.

I.3.2.1.2. Glande mandibulaire

La mandibulaire est une glande salivaire qui présente, comme la parotide, un aspect général foncé, preuve d'une sécrétion séreuse au niveau de ses formations glandulaires. Cette partie glandulaire est lobulée, séparée par du tissu conjonctif.

A plus fort grossissement, on voit que la portion glandulaire possède deux types de sécrétion: une sécrétion foncée, donc séreuse, enzymatique; et une sécrétion beaucoup plus claire, de type muqueux. On peut observer en outre les canaux excréteurs.

I.3.2.1.3. Glande sublinguale

A petit grossissement, la sublinguale montre un aspect général beaucoup plus clair. La sécrétion muqueuse est dominante et synthétisée comme dans la sous-maxillaire par des formations tubuleuses. la sécrétion séreuse est nettement moins importante et provient, pour la plus grande part, de cellules disposées en croissant sur les formations muqueuses.

La sublinguale est une glande composée. On y rencontre également des petits canaux excréteurs qui sont les segments intercalaires, des canaux de Pflüger, des canaux excréteurs plus larges localisés dans les cloisons conjonctives.

I.3.2.2. Foie et Vésicule biliaire

Le foie est entouré par une capsule fibreuse qui pénètre à l'intérieur de l'organe en accompagnant les vaisseaux, les canaux et les nerfs. C'est la capsule de Glisson.

Le parenchyme hépatique est formé de lobules qui représentent les unités morphologiques du foie. Les cellules hépatiques ou hépatocytes y sont disposées en cordons qui convergent vers la veine centro-lobulaire.

Aux endroits où trois lobules sont contigus, existent des espaces interlobulaires ou espace porte, qui contiennent chacun au moins trois formations :

- une branche de la veine porte ;
- une branche de l'artère hépatique ;
- un canalicule biliaire.

Cependant, il faut noter qu'entre les lobules hépatiques, il n'existe pas de trabécules conjonctives interlobulaires.

1.3.2.3. Pancréas

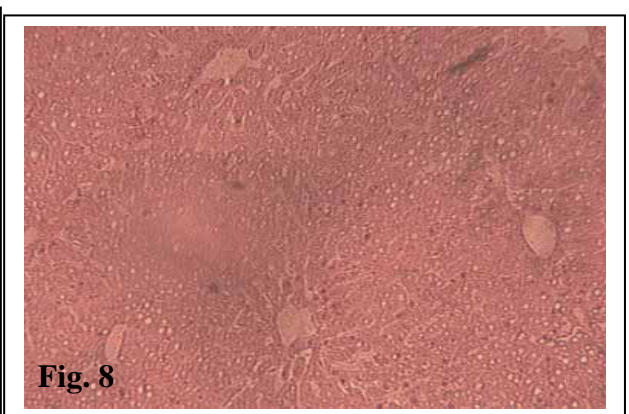
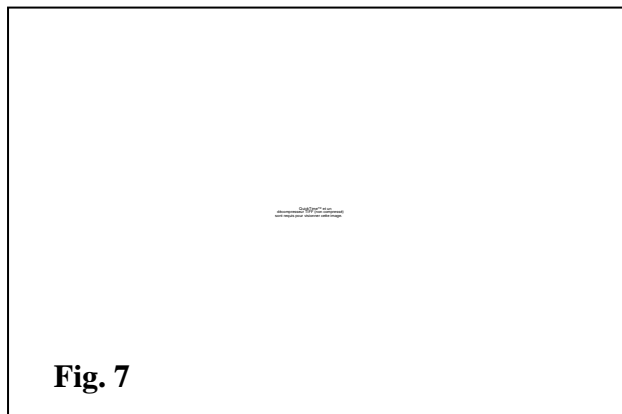
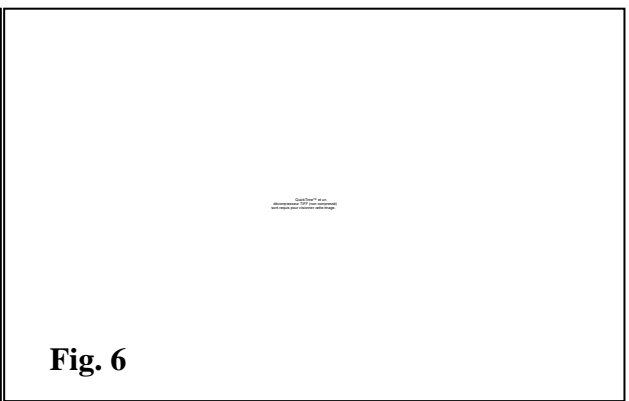
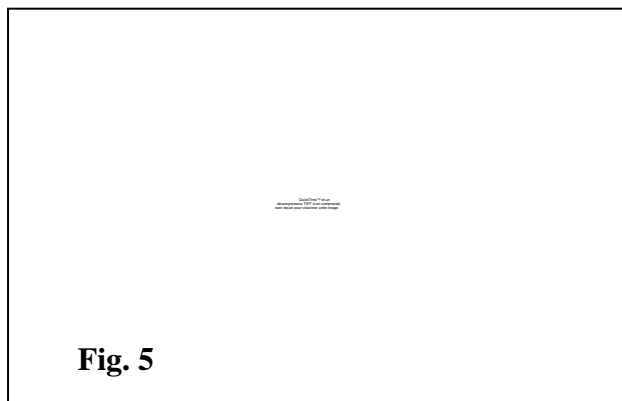
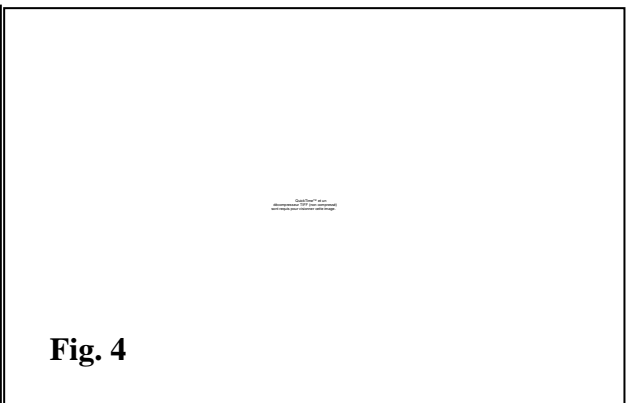
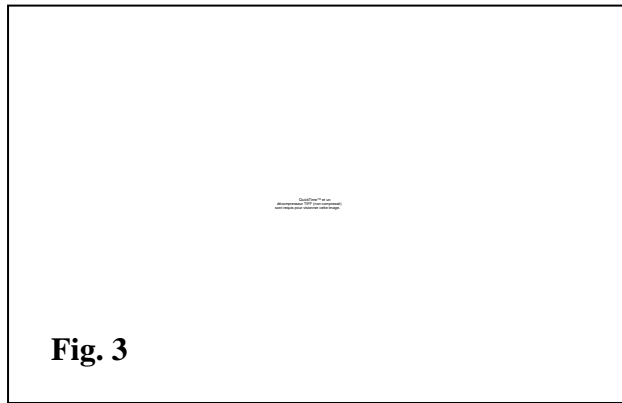
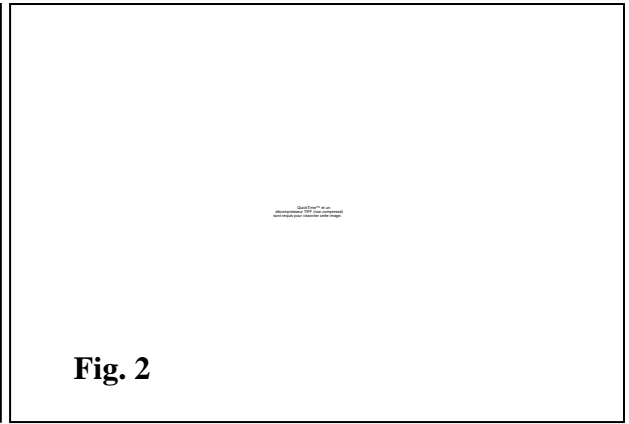
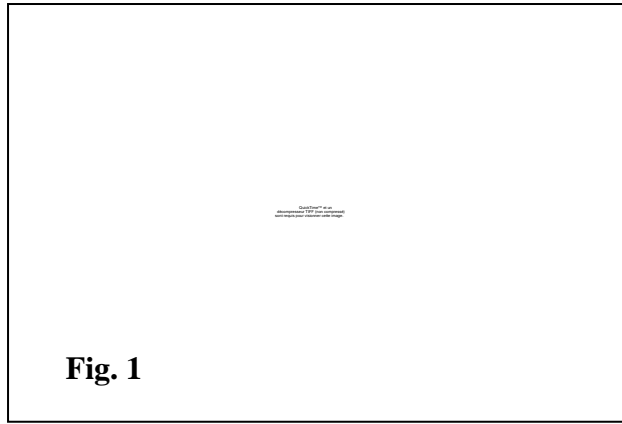
Le parenchyme pancréatique est constitué en majeure partie d'acini et d'un système canalaire formé de canaux excréteurs. Dans les acini sont groupées des cellules renfermant des granules de zymogène ou proferments.

Le système canalaire de drainage de la glande est formé de 4 éléments:

- la lumière de l'acinus avec les cellules centro-acineuses ;
- les canaux intercalaires et intralobulaires ;
- les canaux interlobulaires ;
- les canaux collecteurs.

Les cellules centro-acineuses sont des cellules allongées. Elles constituent les passages de Boll qui s'unissent les uns aux autres pour former des canaux qui sont des ramifications des canaux principaux de Wirsung et de Santorini.

Entre les acini se trouvent des amas de cellules endocrines groupées en îlots de Langerhans. Ces derniers sont beaucoup plus nombreux dans la partie centrale du pancréas. Elles contiennent de fines granulations, les cellules bêta, qui sécrètent l'insuline et des cellules plus grandes, les cellules alpha, qui produisent le glucagon. Il faut noter qu'il existe encore d'autres types cellulaires dans l'îlot de Langerhans. Entre toutes ces cellules courent de nombreux capillaires sanguins.



**Planche 5 : Structure histologique des glandes digestives de l'aulacode
(Colorations à l'Hémalun éosine et à l'Acide périodique de Schiff)**

Planche 5 : Structure histologique des glandes digestives de l'aulacode (Colorations à l'Hémalun éosine et à l'Acide périodique de Schiff)

Fig. 1 : Glande parotide

Fig. 2 : Glande mandibulaire

Fig. 3 : Glande sublinguale

Fig. 4: Glande sublinguale

Fig. 5 : Glande sublinguale

Fig. 6 : Foie

Fig. 7 : Pancréas

Fig. 8 : Foie

II. DISCUSSION

Une critique de la méthodologie employée et une analyse des résultats obtenus seront envisagées dans ce chapitre. Les résultats feront l'objet d'une comparaison avec ceux décrits dans la bibliographie.

II.1. CONDUITE DE L'ETUDE EXPERIMENTALE

Dans notre étude, nous avons disséqué des animaux qui avaient été préalablement fixés dans du formol pour des raisons de transport depuis le lieu de prélèvement (Bénin) au Laboratoire d'anatomie de l'EISMV de Dakar. Cette fixation préalable a rendu le matériel animal difficile à étaler après la dissection et les prises de vues en ont été altérées.

Sur le plan des techniques histologiques, il aurait été judicieux de réaliser d'autres colorations histochimiques tel le noir soudan ou le Oil Red O pour la mise en évidence des lipides, mais malheureusement les réactifs nous ont fait défaut.

II.2. ANALYSE DES RESULTATS

L'étude du tube digestif et des glandes digestives du grand aulacode, comparativement à celle des autres espèces animales, nous a permis de ressortir des particularités qui chez cette espèce, justifient ses habitudes alimentaires et les pathologies qui lui sont fréquemment associées.

II.2.1. Etude de la portion anté-diaphragmatique

La muqueuse de l'œsophage présente sur toute sa longueur, un épithélium pluristratifié pavimenteux kératinisé. [AGOSSOU, 1991 ; ALOGNINOXA *et al.*, 1996]. La présence de cette couche kératinisée semble en rapport avec les habitudes alimentaires de cet animal ; en effet, les matières très dures, tel le calcaire, les os qu'il ronge, peuvent entraîner, en l'absence de la couche kératinisée des lésions de cette muqueuse. En outre, la présence des glandes dans la sous muqueuse de la portion thoracique de l'œsophage, permet une bonne lubrification du bol alimentaire, facilitant ainsi son passage dans un cardia dépourvu d'un fort élargissement comme chez la plupart des rongeurs ; cela permet également d'éviter les obstructions œsophagiennes.

II.2.2. Etude de la portion post-diaphragmatique

L'étude de cette portion montre des particularités au niveau de l'estomac, de l'intestin grêle, du gros intestin et du rectum.

L'estomac des rongeurs montre une très grande variation morphologique en termes de compartimentation et de type de muqueuse de revêtement [CARLETON, 1973 ; STEVENS ET HUME, 1975]. Chez plusieurs espèces de rongeurs ayant un estomac uniloculaire, la portion proximale de ce dernier est formée d'une muqueuse aglandulaire constituée d'un épithélium pluristratifié squameux kératinisé. Ce type d'estomac est appelé estomac « semi-glandulaire » et semble être une adaptation au régime herbivore [PERRIN ET CURTIS, 1980]. Ce type d'estomac est observé chez le rat de laboratoire [BAKER *et al.*, 1979] et chez l'aulacode. Aussi, l'estomac uniloculaire de l'aulacode, le rapproche de tous les animaux monogastriques végétariens y compris le Cheval. Cependant, cet estomac est très extensible au niveau de sa grande courbure et de l'extrémité gauche dont le cul-de-sac correspondant au fundus est le plus important en volume. C'est là que s'accumulent les aliments ingérés pour y subir la première digestion enzymatique grâce à l'imbibition salivaire et aux sécrétions des glandes tubulo-acineuses de la zone oesophagienne de l'estomac ainsi que celles des glandes tubulaires de la zone fundique. Il est donc aisé de lier à cela, l'existence de nombreuses gastrites peptiques lorsqu'il y a une stase trop prolongée d'autant que, la muqueuse de la zone pylorique de l'estomac est de type intestinal (c'est-à-dire absorbante), et d'autre part les formations lymphoïdes associées à l'estomac s'observent seulement dans la sous-muqueuse de la zone oesophagienne, beaucoup plus en amont [AGOSSOU, 1991].

Cette zonation qui apparaît dans l'estomac de l'aulacode, peut être comparé à celle de l'estomac du Lamantin (*Trichechus senegalensis*, LINK) décrite par LEMIRE qui pense que ces arrangements histomorphologiques et histophysiologiques semblent être liés à une double adaptation : à l'habitat aquatique et au régime alimentaire végétarien des Siréniens.

De plus, GENEST-VILLARD, qui a étudié l'estomac de *Lophuromys sikapusi*, TEMMINCK, un rongeur muridé, signale que toutes les glandes digestives sont rassemblées dans un diverticule appendu du fond de la poche stomacale, et communiquant avec celle-ci par un très petit orifice, et que la paroi interne de la poche est uniquement couverte d'un épithélium corné. Il affirme que cette disposition anatomique ne paraît pas en rapport avec le

régime essentiellement insectivore de ce rongeur, mais plutôt à une adaptation à l'absorption des substances dégradées.

En dépit du fait qu'ils soient tous des rongeurs herbivores, le rat taupe des dunes du Cap (*Bathyergus suillus*) [KOTZE *et al.*, 2006], le Capybara (*Hydrochoerus hydrochaeris*) [DE BARROS MORAES *et al.*, 2002], le Castor (*Castor canadensis*) et le rat taupe commun (*Cryptomys hottentotus*) [PERRIN *et* CURTIS., 1980] ont un estomac uniloculaire exclusivement recouvert par un épithélium de type glandulaire. L'estomac de ces rongeurs est différent de celui de l'aulacode en ce qui concerne le type de muqueuse de revêtement.

Selon CARLETON (1973), la relation entre les variations morphologiques de l'estomac et les habitudes alimentaires, implique le fait qu'il faille tenir compte de toute la morphologie du tractus digestif. Le même auteur suggère que les animaux ayant des régimes alimentaires variés présentent le plus souvent des similarités morphologiques de leur estomac, mais montrent des différences marquées tout le long du tube digestif.

Au niveau de l'intestin grêle et contrairement aux autres mammifères, les glandes de Brünner sont présentes dans la sous-muqueuse du duodénum descendant. Par ailleurs, le duodénum constitue une portion transitoire du tube digestif où va s'achever la digestion enzymatique autant que s'amorce l'absorption des premiers nutriments issus de cette digestion. La pathologie duodénale est donc essentiellement associée à la pathologie de l'estomac : ce sont les gastro-entérites, très fréquentes chez l'aulacode.

Le jéjunum est la partie la plus longue et la plus mobile de l'intestin grêle, avec ses anses pelotonnées en arrière de l'estomac ; il est le siège de phénomène d'occlusion intestinale par torsion, volvulus, ou invagination [AKOMEDI, T.C., 1988].

Au niveau du gros intestin, la plus grande partie de la digestion microbienne se fait dans le caecum [GOUET *et* FONTY, 1973] ; [LAWANI, 1989]. C'est donc, à l'image du cheval, un réservoir digestif.

Le côlon replié à une conformation double qui explique sa prédisposition aux phénomènes de stase. En effet, il est formé par deux branches reliées par un méso, le côlon replié possède une première branche de diamètre plus important que celui de la deuxième branche, plus lisse et plus fine. Il est le siège d'un important métabolisme hydro-électrolytique. On comprend pourquoi, une modification du régime alimentaire après la mise en captivité ou une modification du profil moteur de l'intestin par le stress, soit à l'origine d'un véritable

phénomène d'auto-intoxication métabolique si ce n'est pas simplement une entérotoxémie [ABUL et AKOMEDI, 1986].

Selon **HLADICK**, qui a étudié la morphologie des villosités intestinales et les corrélations avec le régime alimentaire, le gros intestin (côlon très long) semble lié au régime herbivore et à la grande quantité de résidus alimentaires. On l'oppose à la brièveté du côlon des carnivores.

Au niveau du rectum, le nombre de cellules mucipares de l'épithélium et la présence de glandes rectales de types acineux facilite la défécation, c'est-à-dire le désencombrement de l'intestin évitant ainsi une constipation qui pourrait aggraver les phénomènes de fermentations au niveau du caecum.

En somme, l'étude de la portion post-diaphragmatique montre une parfaite transition d'un segment digestif à l'autre. Toute perturbation de nature à désorganiser cette structure pourrait être à l'origine des diarrhées chez le grand aulacode comme signaler chez le lapin.

II.2.3. Etude des glandes digestives

Les glandes salivaires (parotide, mandibulaire et sublinguales) du grand aulacode présentent des caractéristiques morphologiques qui les différencient des autres espèces animales.

La glande parotide est développée comme chez le lapin, les petits ruminants, et les porcins. Elle se différencie donc de celle du bœuf et du chat qui est peu développée. Son canal de Wharton, tout comme celui bœuf et le mouton, suit le bord inférieur du masséter, et va percer la membrane palatine vis-à-vis des molaires inférieures. Il se différencie ainsi de celui du lapin, qui traverse le haut du masséter avant d'aller percer la membrane palatine vis-à-vis des molaires inférieures.

La glande mandibulaire est bilobée comme c'est le cas chez les ruminants et les porcins. L'orifice de son canal de Wirsung est placé sur le côté du frein de la langue et est pourvu d'une papille comme c'est le cas chez le bœuf, le mouton, contrairement au lapin où cette papille est absente.

La glande sublinguale présente une seule partie monostomatique comme c'est le cas chez le lapin. Elle se différencie de celle du cochon, du bœuf et du mouton, qui est double et présente une partie monostomatique et une partie polystomatique. Ses canaux excréteurs sont multiples comme c'est le cas chez le cheval.

Le foie du grand aulacode est caractérisé comme chez le cobaye par l'absence de trabécules conjonctives interlobulaires tel que décrit par **BAKOU**. Il présente en outre de nombreuses inclusions lipidiques caractéristiques du foie des rongeurs.

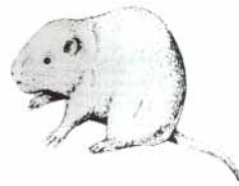
Le nombre de lobes hépatiques (6), est supérieur à celui du cochon d'Inde (3 lobes), du cheval (3 lobes), du porc (4 lobes), du castor (4 lobes), du lapin (5 lobes), et inférieure à celui du porc-épic (7 lobes), du chien (7 lobes). Le lobe caudé (lobe de spiegel) est acuminé et épais comme chez la chèvre, ce qui le différencie de celui du mouton où il est allongé. Ce lobe est en outre, plus détaché que celui du bœuf. De plus, le foie est proportionnellement moins volumineux par rapport à la surface corporelle (1,7% pour l'aulacode) comparativement aux carnivores (3,3 % pour le chien ; 4,5 % pour le chat).

La vésicule biliaire est présente comme c'est le cas chez les petits ruminants, le bœuf, le porc, le chien, le chat, le lapin. L'aulacode se différencie ainsi du cheval, du rat, du hamster chez qui, la vésicule biliaire est absente. Le canal cystique se branche à angle aigu sur le canal cholédoque comme c'est le cas chez le mouton, ce qui n'est pas le cas chez la chèvre où ce canal s'infléchit légèrement à sa terminaison, et le bœuf où ce canal se branche transversalement au canal cholédoque. La muqueuse présente de nombreux replis de formes irrégulières. La musculature est formée par une seule couche musculaire.

Le pancréas du grand aulacode est une glande diffuse, avec beaucoup des îlots de Langerhans dans sa partie centrale. Il présente un canal excréteur : le canal principal (canal de wirsung). Ce qui le rapproche de celui des petits ruminants et du boeuf où seul le canal principal est présent, et de celui du lapin et du porc où seul le canal accessoire (canal de santorini) est présent. Il se différencie ainsi de celui du chien et du cheval, chez qui les deux canaux pancréatiques sont présents. Sur le plan histologique, le tissu pancréatique est divisé en lobules entre lesquelles se trouve des lamelles de tissu conjonctif. Les lobules sont constitués d'acini séreux entassés à activité exocrine, des petits conduits excréteurs et des îlots de Langerhans qui assure la fonction endocrine du pancréas.

La rate du grand aulacode est de forme triangulaire comme c'est le cas chez les petits ruminants. Elle est donc morphologiquement différente de celle du bœuf qui est allongée et rectangulaire, et de celle du porc qui est très allongée et légèrement oblique. Sur le plan histologique, c'est un organe encapsulé présentant un amas de cellules lymphoïdes formant la pulpe blanche et la pulpe rouge formée par des sinus et des cordons spléniques.

CONCLUSION



La viande de l'aulacode, ce rongeur de la famille des Thryonomidae, prend de plus en plus de l'importance dans l'approvisionnement en protéines animales des populations d'Afrique de l'Ouest et du Centre. Très appréciée, la demande en viande d'aulacode est souvent supérieure à l'offre au point où elle constitue la viande la plus chère par rapport aux viandes de gibier. De ce fait, l'aulacode est victime d'une chasse effrénée, voire illégale (braconnage) qui expose ce gibier à une surexploitation qui à terme va se traduire par sa disparition et celles des ressources qu'elles procurent aux populations qui l'exploitent.. C'est pour cette raison que, de nombreux élevages et plusieurs études ont été effectués afin de maîtriser les paramètres zootechniques et médicaux de sa production.

La connaissance de la topographie, de la conformation et de l'histologie du tube digestif et ses glandes digestives a constitué notre préoccupation chez cette espèce.

Au terme de notre étude, les particularités anatomiques du tube et des glandes digestifs du grand aulacode sont les suivantes :

La kératinisation de l'épithélium de l'œsophage sur toute sa longueur, avec la présence de glandes dans la sous muqueuse de la portion thoracique ; l'absence d'un véritable pylore à l'entrée du duodénum ; la présence des glandes de Brünner dans la sous muqueuse du duodénum descendant ; le jéjunum chez l'aulacode est le segment de l'intestin grêle le plus pariétal ; dans la sous muqueuse de l'iléon, on observe de nombreuses plaques de Peyer, seuls éléments qui le différencient du jéjunum. Cependant, s'il y a une partie du tube digestif qui caractérise bien l'aulacode, c'est son caecum, de par son volume et sa situation topographique, qui le rapproche de celui du cheval. De ce fait, à gauche, il est palpable et auscultable dans les $\frac{3}{4}$ supérieurs de la cavité abdominale depuis la 10^e côte, jusqu'à l'entrée de la cavité pelvienne. A droite, son apex se trouve en position basse depuis la 2^e vertèbre lombaire jusqu'au sacrum. Il est dépourvu d'appendice vermiforme. Au niveau de la muqueuse anale, on a la présence de volumineuses glandes périanales.

Les glandes parotides sont développées, les glandes mandibulaires sont bilobées, les glandes sublinguales présentent une partie monostomatique et une partie polystomatique. Le foie présente six lobes et est pourvu d'une vésicule biliaire. Le canal cystique se branche à angle aigu sur le canal cholédoque. Sur le plan structural, il est caractérisé par l'absence de cloisons conjonctives interlobulaires.

Le pancréas est une glande diffuse, légèrement triangulaire, présentant un canal excréteur unique qui correspond au Canal de Wirsung (Canal principal) et de nombreux îlots de Langerhans dans sa partie centrale.

Au total, l'étude anatomique du tube digestif et des glandes annexes du grand aulacode, révèle des particularités morphologiques et structurales auxquelles devraient correspondre des particularités fonctionnelles.

Du reste, le présent travail mériterait d'être complété par des études histochimiques et physiologiques qui permettront de mieux comprendre la physiologie des différentes portions de cet appareil.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. **Abraham L. Kierszenbaum.** Histologie et biologie cellulaire : une introduction à l'anatomie pathologique. *De boeck*
2. **Abul, L.E.S. et T.C. Akomedi (1986).** Quelques données sur la pathologie de L'aulacode en captivité étroite. Rapport d'activité PBAA, Godomey (Bénin).
3. **Adjanohoun E., 1988.** Contribution au développement de l'élevage de l'aulacode (*Thryonomys swinderianus*, Temminck 1827) et à l'étude de sa reproduction. *Thèse Med.Vét.* Créteil, page 199.
4. **Adjanohoun E. et Mensah, G.A., (1989):** L'élevage de l'aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK 1827). La Lettre du Réseau Arbres Tropicaux 9 et 10, supplément à Silva (*Arbres, Forêts et Sociétés*). Page. 21.
5. **Adjanohoun E., (1992).** Le cycle sexuel et la reproduction de l'aulacode (*Thryonomys swinderianus*, Temminck 1827). *Mammalia*, 56 : page 109, 119.
6. **Adjanohoun E., (1992):** Quelques aspects du cycle sexuel de l'aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK 1827) et leurs conséquences pratiques sur la conduite des élevages. In Actes, *1ère conférence internationale sur l'aulacodiculture* : Acquis et perspectives, Cotonou – BENIN. Page 111, 117.
7. **Adoun C. (1992) :** Place de l'aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK 1827) dans le règne animal et sa répartition géographique. In Actes, *1ère conférence internationale sur l'aulacodiculture* : Acquis et perspectives, Cotonou – BENIN. Page 35, 40.
8. **Afolayan T. and Anadu P. A., (1980):** Preliminary observation of the ecology and domestication of the grasscutter (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK 1827). *Journal of the Institute of Animal Technicians.* volume 31 ; n°1.
9. **Agossou E. (1991).** Etude anatomique et histologique de la portion tubulaire de L'appareil digestif de l'aulacode (*Thryonomys swinderianus*, TEMMINCK 1728). *Thèse Méd. Vét.* Dakar - Sénégal : page 62.
10. **Ainadou C. (1993) :** Contribution à l'étude de quelques aspects Zootechniques et Socioéconomique des élevages pilotes d'aulacodes (*Thryonomys swinderianus*, TEMMINCK 1827).
11. **Ajayi S. S. and Tewe O. O., (1980) :** Food preference and carcass composition of the grasscutter (*Thryonomys swinderianus*) in captivity. *Afr. J. Ecol.* vol. 18, page. 133, 140.
12. **Akomedi T.C. (1988).** Aperçu sur la pathologie de l'aulacode. *Nature et Faune* 4(4) : page 29, 37
13. **Alogninouwa T., Kaboret Y. Y., Kpodekon M., Agossou E. et Fall E.H.M., (1992) :** Le tube digestif de l'aulacode (*Thryonomys swinderianus*) : Relations morphologie structure et pathologie. In Actes, *1ère conférence internationale sur l'aulacodiculture*: Acquis et perspectives, Cotonou – BENIN. Page 73, 78.

14. **Alogninouwa T.C., Agba K.C., Agossou E. et Kpodekon (1996)** : Anatomical, histological and functional specificities of the digestive tract in the male grasscutter (*Thryonomys swinderianus*, TEMMINCK, 1827). *Anat. Histol. Embryol.* 25, 15 - 21.
15. **Amany, K. J. (1973)** : Etude des populations d'aulacode dans les savanes de Lamto. *Mémoire de D.E.A.* Université d'Abidjan, Côte d'Ivoire
16. **Amany, K. J. (1976)** : Mise au point sur nos connaissances actuelles sur L'aulacode (*Thryonomys swinderianus*, TEMMINCK, 1827). Etude des Possibilités d'élevage de L'aulacode en Côte d'Ivoire. Ministère de la production animale, Côte d'Ivoire. Page 9 - 25.
17. **Asibey E. O. A., (1974)**. The grasscutter, (*Thryonomys swinderianus*, Temminck 1827) In Ghana. *Symposium of the Zoological Society of London.* 34, 161 - 170.
18. **Atchade S. C. (1980)**: Contribution au développement de l'élevage en Captivité De l'aulacode en République Populaire du Bénin. *Thèse Méd. Vét.* : n°7 Dakar, Sénégal. Page 85.
19. **Baker H.J., J.R. Lindsey and S.H. Zeisbroth, 1979** : The laboratory Rat, vol. 1. Biology and diseases. Orlando: Academy Press Inc.
20. **Bakou S. et Ague K.M.** : revues des études anatomiques sur l'aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK 1827). ; Numéro 3 ; novembre – décembre 2000 ; Page 3, 7, 8.
21. **Baptist R. and Mensah G.A., (1986)**: The cane rat farm animal of the future. *World Animal Review.* Vol. 60, page. 2 - 6.
22. **Barone, R.** anatomie comparée des mammifères domestiques, tome 3, Splanchnologie 1, appareil digestif, appareil respiratoire. Laboratoire d'anatomie, ENV de Lyon : 1976. page 556, 566, 879.
23. **Bimes Ch., D. Barthe, J.F. David**: les cellules interstitielles plasmocytaires des glandes sous-maxillaires. Bulletin de l'association des anatomistes ; vol. 59, N° 165, Juin 1975.
24. **Bulletin Veto, ome - eismv** : N°04, Novembre – Décembre 2000.
25. **Campbell J.A. E.A.O. Asibey and Y. Ntiamo - baidu (1978)**: Rodent ticks in Ghana. In: Proc. of int. Cont: Tick-borne Diseases and their Vectors. Univ. Press, Edingburgh. Page 68-74.
26. **Canopée, N°5 – Mai 1995** ; l'élevage d'aulacode au Gabon : un exemple d'exploitation rationnel de la faune
27. **Carleton ; M.D., 1973**: A survey of gross stomach morphology in nez world Cricetinae (*Rodentia, Muroidea*), with comments on functional interpretations. *Mus.Wool.* Michigan. 146 , 1-43
28. **Chamoro C. A., Sandoval J., Fernandez J.G., Fernandez M., De Paz P. (1987)** - Estudio comparado de las papilas linguales del Gato (*Felis catus*) y del Conejo (*Oryctolagus cuniculus*) mediante el Microscopio electronico de barrido. *Anat. Histol. Embryol.* 16 : 37-47.

29. **Codjia, J.T.C., (1985):** Utilisation du gibier et son impact socioéconomique en zone rurale à travers une étude comparative de l'écoéthologie des rats de Gambie (*Cricetomys gambianus*, C.emini), du rat palmiste (*Xerus erythropus*) et de l'aulacode (*Thryonomys swinderianus*) en captivité étroite. *Thèse Ir. agr.. Université Nationale du Bénin*, page 188.
30. **Codjia, J.T.C. et Heymans, J.C., (1988):** Problématique liée à l'utilisation du gibier et écoéthologie de quelques rongeurs consommés au Bénin. *Revue Nature et Faune*, vol. 4, n°4, page 4 - 16.
31. **Corset, J.:** Atlas d'histologie animale. Edition N. BOUBEE et Cie. Paris (VIe) : 1960
32. **Cox, J.M., Marinier, S.L. et Alexanber, A.J., (1988):** Auditory communication in the cane rat (*Thryonomys swinderianus*). *Zoology Society London*, vol. 216, page 141 - 167.
33. **De BarrosMoraes, P.T., M.R. Pacheco, W.M. De souza, R.A. Da Silva, P.B.S. Neto, C.S. De Figueiro Barreto, and A.A.C.M. Ribeiro, 2002 :** Morphology aspects of the capybara stomach (*Hydrochaeris hydrochaeris*): gross and microscopic structure. *Anat. Histo. Embryol.* 31, 362-366
34. **DGEG (1999).** Rapport d'activité annuel, page 56. *Vétérinaires sans frontières*, Lyon.
35. **Edderai D., Charbonnier A. (2000) :** Diffusion de l'aulacodiculture au Gabon, Résultats et stratégies. *In Actes du Séminaire International sur l'Elevage Intensif de Gibier à But Alimentaire en Afrique*, Libreville, 23 et 24 mai 2000, page 144 - 148
36. **Edderai D, Houben P. (2001) :** La gestion de la reproduction en aulacodiculture. Synthèse des outils et méthodes existants. *INRA Prod. Anim.* 14(2),97-103.
37. **Edderai D., Ntsame Nguema M. (2000)** La gestion de la reproduction en aulacodiculture. *In Actes du Séminaire International sur l'Elevage Intensif de Gibier à But Alimentaire en Afrique*. Libreville, 23 et 24 mai 2000, page 60 – 65
38. **Edderai D., Ntsame Nguema M. (2000)** Résultats zootechniques de la station d'aulacodiculture d'Owendo. *In Actes du Séminaire International sur l'Elevage Intensif de Gibier à But Alimentaire en Afrique*. Libreville, 23 et 24 mai 2000, page 75 – 77.
39. **Ewer, R. F. (1969):** Form and fonction in grass-cutter (*Thryonomys Swinderianus*, TEMMINCK, 1827) (Rodentia, Thryonomydae) Ghana J. SC., p 131-149
40. **Fantodji A., Soro D., (2004).** L'élevage d'aulacodes. Expériences en Côte d'Ivoire. GRET/MAE/CTA, Coll. Guide pratique, page 136.
41. **Garrod A. H., (1873):** On the visceral anatomy of the ground rat (*Aulacodus swinderianus*). *Proc. Zool. Soc. London.* Page 788-789.
42. **Genest-Villard, H.** l'estomac de *Lophuromys sikapusi* (TEMMINCK). *Rongeurs, Muridés, Mammalia* : 1968, 32 : 639 - 656.
43. **Gouet Ph. ; Fonty, G.** Evolution de la microflore digestive du lapin Haloxénique de La naissance au sevrage. *Ann. Biol. Ann. Bioch. Biophys.* 1973, 13, p. 733-735.

44. **Grasse P.P.** Traité de zoologie mammifères, splanchnologie (XVI), Fascicule V, Volume II. 1973.
45. **Heymans J. C., (1992):** Sur l'écoéthologie de l'aulacode (*Thryonomys swinderianus* T.)- Rongeur thryonomyde. In *Actes 1^{ère} Conférence sur l'aulacodiculture: Acquis et perspectives* – Cotonou - Bénin, page 41 - 47.
46. **Heymans J.C., (1996) :** L'élevage de l'aulacode (*Thryonomys swinderianus*). Cahier technique de la FAO n°31
47. **Hladick C.M.** surface relative du tractus digestif de quelques primates. Morphologie des villosités intestinales et corrélations avec le régime alimentaire. *Mammalia* : 1968, (31) : page 120-147.
48. **Holzer R., Mensah G. A., Baptist R. (1986):** Aspects pratiques en Elevage d'aulacode (*Thryonomys swinderianus*, TEMMINCK, 1827). *Revue d'élevage et de Médecine Vétérinaire des pays tropicaux*, 39 (2), Page 247 - 252.
49. **IEMVT-CIRAD, (1992):** L'élevage de l'aulacode. Fiches techniques d'élevage tropical. Productions animales. Ministère de la Coopération et du Développement. Maisons Alfort. N°2, page 10.
50. **Jacobshagen (1925)**, Anatomie comparée des animaux de laboratoire.
51. **Jori F., Mensah G. A., Adjanohoun E., 1995 :** Grasscutter Production, a model of rational exploitation of wildlife. *Biodiversity Conservation*, 4 (3): 257- 265.
52. **J. Kingdon (1997).** The Kingdon fiels guide to african mammals. Academic Press Natural World, San Diego, USA, page 188.
53. **Kotse S.H., E.L. Van der Merwe and M.J. O'Riain :** The topography and gross anatomy of the gastrointestinal tract of the cape dune mole-rate (*Bathyergus suillus*)
54. **Laboratoire de biologie de Laval duchesne :** dissection de l'aulacode
55. **Lamarque F. (1995):** Une mystérieuse maladie de l'aulacode. Bul. d'inf. sur la pathologie des animaux sauvages en France, Vol. 12, page 24 - 28.
56. **Laval duchesne:** Laboratoire de biologie, 2007
57. **La voix du paysan (2001).** Recueil de fiches techniques pour l'entrepreneur rural. Tome 2. *Editions SAILD*, page. 159 - 226.
58. **Lawani, M.M. (1989).** Physiologie digestive chez l'aulacode (*Thryonomys Swinderianus*, TEMMINCK 1827), Etudes préliminaires. *Thèse Méd. Vét.* Dakar (Sénégal) : page 57.
59. **Lemire M :** Particularités de l'estomac de Lamantin (*Trichechus Sénégalensis*, LINK). Siréniens, trichéhidés. *Mammalia* : 1968, (32), page 475-520.
60. **Mensah, G. A, Heymans, J. C., (1984) :** Sur l'exploitation rationnelle de l'aulacode Rongeur Thryonomydé en République Populaire du Bénin. Données Préliminaires. *Tropicutura*. Vol.2, N°2, page 56-59.

61. **Mensah, G.A. Agbessi, F.A.N. ; Abdul, LES.** Point sur le CBEA « Le matériel d'aulacode », N° 6 DEP [MDRAC (RPB)], 1985. Inédit
62. **Mensah G.A., Baptist. R. (1986).** Aspects pratiques en élevage d'aulacodes (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK 1827). Modes d'accouplement et durées de la gestation. *Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop.* 39, page 239 - 242.
63. **Mensah, G. A. (1989):** Laufende Unter surchurger am grass-cutter bestand. Rapport d'activités 1988-1989. Université de Hohenheim, page 44.
64. **Mensah, G.A., (1990):** zur Domestikation des Grasnagers (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK 1827). - Biologie einschliesslich Verhalten. Polygraphie, Colloquium, Université de Hohenheim, page 17
65. **Mensah, G.A., (1991):** Elevage des espèces de gibier: cas de l'aulacodiculture (élevage de l'aulacode *Thryonomys swinderianus* TEMMINCK 1827). Actes du Dixième Congrès Forestier Mondial, Paris -1991, Revue Forestière Française, Hors série. Volume n° 5, page 301 - 309.
66. **Mensah, G.A., Stier, C.-H., et Gall, C.F., (1992):** Aspects pratiques en élevage d'aulacodes (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK 1827). IV. Premiers essais de tranquillisation per os d'aulacodes indociles - *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire en pays tropicaux*, 45 (1): 37 - 39.
67. **Mensah, G.A., Bronnemann, A., Stier, C.-H., et Gall, C.F., (1992):** Aspects pratiques en élevage d'aulacodes (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK 1827). V. Croissance et usure normale des incisives. *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire en pays tropicaux*, 45 (2): 175 - 178.
68. **Mensah, G. A. (1992):** Termes zootechniques en élevage d'aulacode. In Actes 1ère conférence sur l'aulacodiculture: Acquis et perspectives. Cotonou, BENIN, page. 219 - 220.
69. **Mensah, G.A., Stier, C.-H., et Gall, C.F., (1992):** Aspects pratiques en élevage d'aulacodes (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK 1827). IV. Premiers essais de tranquillisation per os d'aulacodes indociles - *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire en pays tropicaux*, 45 (1): 37 - 39.
70. **Mensah, G.A., Bronnemann, A., Stier, C.-H., et Gall, C.F., (1992):** Aspects pratiques en élevage d'aulacodes (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK 1827). V. Croissance et usure normale des incisives. *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire en pays tropicaux*, 45 (2): 175 - 178.
71. **Mensah, G. A., (1993):** Futteraufnahme und Verdaulichkeit beim Grasnager (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK 1827). *Thèse de Doctorat*, Institut 480, Université de Hohenheim, Allemagne, page 107.
72. **Mensah, G. A., (1995):** Consommation et digestibilité alimentaire chez l'aulacode *Thryonomys swinderianus* . *TROPICULTURA*, 13 (3) 123-124.
73. **Mensah, G.A., Schwarzenberg, A., Stier, C.-H., Kangni, T.C. et Gall, C.F., (1996):** Aspects pratiques en élevage d'aulacodes (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK 1827). Mesures préventives contre la mauvaise usure des incisives. *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire en pays tropicaux*, 49 (4):341-346.

74. **Mensah, G. A. (1998)** : Note technique sur l'aulacodiculture. Page 156.
75. **Mensah G.A., Ekue M.R.M. (2002)**. Guide technique d'élevage n°1 sur les aulacodes [On Line]. Bureau pour l'échange et la distribution de l'information sur le mini-élevage (B.E.D.I.M.), éd. J.Hardouin, BEDIM, page 8. [28/02/2006]
76. **Monod, Th. (1970)**: A propos d'un aulacode (*Thryonomys*) du gisement néolithique d'Amekni (Ahaggar). *Bull. de l'IFAN*, T. 32, page. 531 - 550.
77. **N'goran dje, F. :** L'aulacode, *thryonomys swinderianus* et son utilisation pour la consommation humaine en côte d'ivoire. DEA, option : géographie de l'environnement : académie de Montpellier, Université Paul Valéry – Montpellier III. 1985
78. **Parigi – Bini R.** Les bases de l'alimentation du bétail. PISE : faculté de médecine vétérinaire de l'université de PADOV, Italie : 1986 ; page 292
79. **Perrin, M.R. and B.A. Curtis, 1980** : Comparative morphology of the digestive system of 19 species of southern african myomorph rodents in relation to diet and evolution. *S. Afri. J. Zool.* 15, 22-33
80. **Schrage, R. (1988)** : Quelques résultats des expériences faites sur les aulacodes au Projet Bénino-allemand d'aulacodiculture (PBAA), Bénin, page 11 (Inédit).
81. **Schrage, R. (1990)**. Untersuchungen zur Eignung von *Thryonomys swinderianus* (Grasnager) als landwirtschaftliches Nutztier.
82. **Schrage R, et W. Müller, (1989)**: Die Typisierung von im Darm der Bambusratte (*Thryonomys swinderianus*) vorkommenden Clostridium perfringens, Keimen, Tierärztl, Umschau 44: 471-475.
83. **Schwarzenberg, A., Stier, C.-H., Gall, C. F. et Bessei, W., (1992)**: Sur des aspects de l'éthologie de la reproduction chez l'aulacode (*Thryonomys swinderianus* TEMMINCK 1827). In Actes 1ère Conférence sur l'aulacodiculture : Acquis et perspectives. Cotonou - BENIN, page 119 - 122.
84. **Stevens, C.E. and I.D. Hume, 1995** : Comparative physiology of the vertebrate system. Cambridge : Cambridge University
85. **Tondji, P. M., Agbessi, F. (1992)** : Données générales sur l'anatomie de l'aulacode (*Thryonomys swinderianus*, TEMMINCK, 1827). Actes première conférence Internationale sur l'aulacodiculture : *acquis et perspectives*. Page 17-19, Février 1992. Cotonou – Bénin. Page 51 - 58.
86. **Tutu K. A., Ntiamoa - Baidu Y., Asuming - Brempong S., (1996)**. The economics of living with wildlife in Ghana. In: The economics of wildlife. AFTES working paper n° 19, Bojo (ed.), *The World Bank*, Washington.
87. **Van de Velde M. (1991)**. L'élevage d'aulacodes au Zaïre. Publication du Service agricole ; n°27, Bruxelles, Belgique. Page 90.

88. **Weir B.J. (1974)**. Reproductive characteristics of Hystricomorph rodents. Symp. Zool. Soc. Lond., 34, page 265-301.
89. **Yewadan, T. L. et Schrage, R. (1995)**: Abrégé d'élevage des aulacodes. Rossdort, Verlagsgesellschaft mbH ; GTZ, page 103.
90. **Zougou - tovignon : C. G.** Influence des parties végétatives de manioc (*Manihot esculenta*) sur les performances zootechniques des aulacodes (*Thryonomys swinderianus*, TEMMINCK, 1827) d'élevage. *DES en gestion des ressources animales et végétales en milieux tropicaux*.

WEBOGRAPHIE

1. **Anonyme, s.d.c.** La production de rongeurs en milieu tropical [On line]. [27/02/2006] <URL : <http://www.virtualcentre.org/fr/enl/EN1/rongb.htm>>
2. **Cirad, s.d.** Développement d'alternatives au braconnage en Afrique Centrale (DABAC) [On line]. [08/03/2006]<URL: <http://dabac.cirad.fr>>
3. **DABAC.** L'élevage d'aulacode – description morphologique. Htm
4. **ECOFAC, (2005)**. L'élevage d'aulacodes au Gabon : un exemple d'exploitation rationnelle de la faune. *Canopée n°5*, mai 2005 [On line].[18/02/2006]
5. <URL http://www.ecofac.org/Canopee/N05/N0504_Aulacodes/Aulacodes.htm>
6. **Jori F. (2001)** : La production des rongeurs en milieu tropical : Article 2 de la lettre d'information LEAD (Novembre 2001)
7. **Leçons d'anatomie comparée:** <http://books.google.com>
8. **Thierry Roger** : Anatomie comparée des Animaux de Laboratoire. <http://www2.vet-lyon.fr/ens/expa/cours/anatcomparee/anataccueil.htm>

ANNEXE 1

HEMALUM EOSINE SUR COUPES EN PARAFFINE

➤ TECHNIQUE

- Réalisation des coupes de 4 µm
- Déparaffinés et amenées à l'eau
- Colorer les noyaux à l'hémalum **3 à 10 mn**
- Différencier dans l'alcool chlorhydrique **Quelques secondes**
- Laver à l'eau courante
- Bleuir avec une solution aqueuse de carbonate de lithium saturée
Quelques secondes
- Laver à l'eau courante
- Colorer les cytoplasmes dans l'éosine-érythrosine **5 min**
- Laver à l'eau courante
- Déshydrater dans les alcools à 95°, 100°, 100°
- Passer très rapidement dans l'alcool à 100°
- Eclaircir au toluène et monter à l'Eukitt ND.

➤ RESULTATS

- Noyaux : **Bleu à noir**
- Cytoplasmes : **Rose**
- Hématies : **Rouge vif**
- Collagène : **Jaune orangé**

ANNEXE 2

**COLORATION A L'ACIDE
PERIODIQUE DE SCHIFF SUR
COUPES EN PARAFINE**

➤ **TECHNIQUE**

- Réalisation des coupes au microtome de 4 µm
- Déparaffiner et amener les coupes l'eau **3 x 15 minutes**
- Faire agir l'acide périodique à 1 % à 22°C **5 minutes**
- Rincer à l'eau bi-distillée
- Faire agir le réactif de Schiff à 37°C **25 minutes**
- Rincer 10 fois à l'eau bi-distillée
- Déshydrater dans les alcools de degré croissant
- Alcool à 70° **1 minute**
- Alcool à 95° **3 minutes**
- Alcool à 100° **3 minutes**
- Eclaircir au toluène et monter à l'EukittND

➤ **RESULTATS**

- Fibres contenant du collagène apparaissant **rose fuschia à rose pâle**

Serment des Vétérinaires Diplômés de Dakar



Fidèlement attaché aux directives de CLAUDE BOURGELAT, fondateur de l'enseignement vétérinaire dans le monde, je promets et je jure devant mes maîtres et mes aînés :

- ✎ D'avoir en tous moments et en tous lieux le souci de la dignité et de l'honneur de la profession vétérinaire*
- ✎ D'observer en toutes circonstances les principes de correction et de droiture fixés par le code de déontologie de mon pays*
- ✎ De prouver par ma conduite, ma conviction, que la fortune consiste moins dans le bien que l'on a, que dans celui que l'on peut faire*
- ✎ De ne point mettre à trop haut prix le savoir que je dois à la générosité de ma patrie et à la sollicitude de tous ceux qui m'ont permis de réaliser ma vocation.*

Que toute confiance me soit retirée s'il advient que je me parjure.

LE(LA) CANDIDAT(E)

**VU
LE DIRECTEUR
DE L'ECOLE INTER-ETATS
DES SCIENCES ET MEDECINES
VETERINAIRES DE DAKAR**

**VU
LE PROFESSEUR RESPONSABLE
DE L'ECOLE INTER-ETATS DES
SCIENCES ET MEDECINE
VETERINAIRE DE DAKAR**

**VU
LE DOYEN
DE LA FACULTE DE MEDECINE
ET DE PHARMACIE DE L'UNIVERSITE
CHEIKH ANTA DIOP DE DAKAR**

LE PRESIDENT DU JURY

VU ET PERMIS D'IMPRIMER.....

DAKAR, LE.....

**LE RECTEUR, PRESIDENT DE L'ASSEMBLEE
DE L'UNIVERSITE CHEIKH ANTA DIOP
DE DAKAR.**