

RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE



UNIVERSITÉ DE BATNA 1
INSTITUT DES SCIENCES VÉTÉRINAIRES
ET DES SCIENCES AGRONOMIQUES



THÈSE

Pour L'Obtention Du Diplôme De

DOCTORAT SCIENCES

Filière

SCIENCES VÉTÉRINAIRES

Option

ANATOMIE NORMALE DES ANIMAUX DOMESTIQUES

Présenté Par:

BELABBAS Hadj

THÈME

DÉVELOPPEMENT MORPHOLOGIQUE, HISTOLOGIQUE ET
BIOCHIMIQUE DE L'INTESTIN GRÊLE DU POULET DE CHAIR
PENDANT LA VIE POSTNATALE

JURY :

Président : ALLOUI Nadir
Examineur : BENSOUILAH Mourad
Examineur : BACHIR PACHA Mohamed
Examineur : BENNOUNE Omar
Examineur : KHENENOU Tarek
Examineur : MELIZI Mohamed

Professeur-Université Batna 1
Professeur-Université d'Annaba
Professeur-Université de Blida 1
Professeur-Université Batna 1
Maître de Conférences A-Université de Souk Ahras
Rapporteur : Professeur-Univ

ANNÉE UNIVERSITAIRE : 2018/2019

REMERCIEMENTS

En préambule à ce mémoire, je souhaite adresser mes remerciements les plus sincères aux personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail:

A notre maître et promoteur de thèse

*Un remerciement particulier et sincère à notre promoteur Pr. **MELIZI Mohamed** pour m'avoir confié ce travail de recherche, pour leur orientation et le temps qu'il a bien voulu me consacrer*

Que ce travail soit un témoignage de ma sincère gratitude et mon profond respect.

A notre président de thèse

*Pr. **ALLOUI Nadir** qui nous a fait le grand honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse. Veuillez accepter nos sentiments de vive reconnaissance et de profond respect.*

A notre jury de thèse

*A Pr. **BENSOUILAH Mourad**, Vous nous faites un grand honneur en acceptant de siéger parmi les membres de notre jury de thèse. Qu'il me soit permis de vous exprimer mon respect et ma gratitude.*

*A Pr. **BACHIR PACHA Mohamed**, pour avoir accepté d'examiner notre travail et pour l'honneur qu'il nous a fait en acceptant de faire partie de notre jury de thèse.*

*A Dr. **BENNOUNE Omar**, qui a accepté de bien vouloir juger ce travail et l'enrichir. Je vous remercie d'avoir accepté de participer à notre jury.*

*A Dr. **KHENENOU Tarek** Qui nous a fait l'honneur d'accepter de faire partie de ce jury de thèse*

Qu'ils trouvent ici mes vifs remerciements

Mes sincères remerciements

*A Dr. **AYACHI Amar**.*

*Au personnel du Département de Biochimie et de Microbiologie – Université Mohammed Boudiaf- Msila, spécialement Mr. **SEGHERI Kamel** et Mr. **BENKHALED Abderrahim** qui m'ont aidé dans la réalisation de cette thèse.*

*Au personnel de l'établissement populaire hospitalier d'Ain Hdjel - Msila, spécialement Mr. **LOMRI A**.*

DEDICACE

Je dédie ce modeste travail :

A mes parents, *Tes prières et tes bénédictions m'ont été d'un grand secours pour mener à bien mes études. Aucune dédicace ne saurait être assez éloquente pour exprimer ce que vous mérites pour tous les sacrifices que vous n'avez cessé de me donner depuis ma naissance*

Je vous dédie ce travail en témoignage de mon profond amour.

Puisse Dieu, le tout puissant, vous préserver et vous accorder santé, longue vie et bonheur.

A ma femme, *Ton encouragement et ton soutien étaient la bouffée d'oxygène qui me ressourçait dans les moments pénibles, de solitude et de souffrance.*

Merci d'être toujours à mes côtés, par ta présence et ta tendresse, pour donner du goût et du sens à notre vie de famille

En témoignage de mon admiration et de ma grande affection, je te prie de trouver dans ce travail l'expression de mon estime et mon sincère attachement.

Je prie dieu le tout puissant pour qu'il te donne bonheur et prospérité.

A mes chères enfants : Anes Abdelouadoud & Oumayma

A mes frères et sœurs.

A toute ma famille.

A tous mes amis et collègues

Sans oublier tous les enseignants qui ont contribué à ma formation, tous cycles confondus, je leur serai éternellement reconnaissant.

SOMMAIRE

Introduction	01
--------------	----

Partie I : ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre 01 : ANATOMIE ET HISTOLOGIE DE L'APPAREIL DIGESTIF

I.1. Organisation du tube digestif du poulet	04
I.1.1. Du bec au jabot	04
I.1.2. Le Pro ventricule "Estomac glandulaire"	05
I.1.3. Le gésier	05
I.1.4. L'intestin grêle	06
I.1.5. Les glandes annexes	07
I.1.5.1. Le foie	07
I.1.5.2. Le pancréas	07
I.1.5.3. Le diverticule de Meckel	07
I.1.6. Les caeca	08
I.1.7. Du colon au cloaque	08
I.2. Développement des organes digestifs du poulet	08
I.2-1. Développement prénatal	08
I.2-2. Développement postnatal	10
I.2.2.1. Effet de l'âge sur le poids des organes digestifs	10
I.2.2.2. Effet de l'âge sur les paramètres histologiques de l'intestin grêle	12
I.2.2.3. Effet du sexe sur le développement du tube digestif du poulet	12
I.2.2.4. Effet de l'espèce aviaire et du génotype sur le poids relatif des organes digestifs.	14
I.2.2.4.1. Différences inter-espèces	14
I.2.2.4.2. Influence du génotype sur le poids des organes digestifs	15
I.2.2.4.3. Influence du génotype sur l'histologie de l'intestin grêle	16
I.2.2.5. Effet de l'alimentation sur le développement du tractus digestif	16
I.2.2.5.1. Effet de l'accès à l'alimentation	16
I.2.2.5.2. Effets des caractéristiques des aliments	20
I.2.2.5.2.1. Taille des particules alimentaires	20
I.2.2.5.2.1.1. Cas des régimes présentés sous forme de farine	20
I.2.2.5.2.1.2. Cas des régimes présentés sous forme de granulés	20
I.2.2.5.2.1.3. Influence de la présence de grains entiers dans les régimes	20
I.2.2.5.2.1.4. Granulés versus farine	23
I.2.2.5.2.1.5. Types de céréales	23
I.2.2.5.3. Effet des fibres insolubles	24
I.2.2.5.4. Effet des polysaccharides non amylacés	24
I.2.2.5.5. Effet des phytobiotiques sur la morphométrie de l'intestin grêle du poulet	25

Chapitre 02 : FONCTIONS DIGESTIVES

II.1. Sécrétions digestives	25
II.1.1. Description	25
II.1.2. Absorption des nutriments	27
II.1.3. PH des contenus digestifs	27
II.1.4. Ontogenèse	28

II.1.4.1. Enzymes pancréatiques	28
II.1.4.2. Enzymes intestinales	29
II.2. Facteurs de variation des sécrétions enzymatiques	29
II.2.1. Facteur d'âge	29
II.2.2. Facteurs génétiques	31
II.2.3. Facteurs alimentaires	31
II.2.3.1. Stimulation mécanique et chimique	31
II.2.3.2. Composition d'aliment	32

Partie II : MATÉRIEL ET MÉTHODES

I/ Matériel	35
I.1. Aliment	35
I.2. Animaux	35
I.2.1. Souches	35
I.2.2. Provenance des poussins et mise en place	35
I.3. Pratiques générales de l'élevage	36
I.3.1. Bâtiment d'élevage	36
I.3.2. Température	36
I.3.3. Eclairage	36
I.3.4. Programme vaccinal	36
II. Méthodes	37
II.1. Evolution du poids moyen vif	37
II.2. Dissection anatomique	38
II.2.1. Principe	38
II.2.2. Autopsie	38
II.3. Etude morphologique	39
II.3.1. Objectif	39
II.3.2. Méthode	39
II.3.2.1. Prélèvement	39
II.3.2.2. Mesure	39
II.4. Etude histologique	39
II.4.1. Objectif	39
II.4.2. Méthode	40
II.4.2.1. Prélèvement et fixation	40
II.4.2.2. Coloration	41
II.4.2.3. Méthode histologique " Microdissection "	43
II.4.2.3.1. Introduction	43
II.4.2.3.2. Technique	44
II.4.2.4. Traitement des images	45
II.4.2.4.1. Description du logiciel	46
II.4.2.4.2. Etalonnage et Calibration	46
II.4.2.5. Mesure des paramètres histologiques	48
II.5. Étude histochimique	50
II.5.1. Prélèvement	50
II.5. Homogénéisation	50
II.5.3. Centrifugation	50
II.5.4. Dosage des activités enzymatiques du surnageant	50
II.5.4.1. Phosphatase Alcaline	50
II.5.4.1.1 Principe	50

II.5.4.2Gamma-glutamyltransférase	51
II.5.4.2.1 Principe	51
II.6 Analyse Statistique	51

Partie III : RÉSULTATS EXPÉRIMENTAUX

I. Étude morphologique	53
I.1. Evolution du poids moyen vif	53
I.2. Croissance pondérale de l'intestin du poulet	54
I.2.1 Le duodénum	54
I.2.2 Le jéjunum	55
I.2.3 L'iléon	56
I.3.Croissance allométrique de l'intestin du poulet.	57
II. Étude histologique	60
II.1.Étude des paramètres histologiques des villosités du duodénum	60
II.2. Étude des paramètres histologiques des cryptes du duodénum	65
II.3. Étude des paramètres histologiques des villosités du jéjunum	70
II.4. Étude des paramètres histologiques des cryptes du jéjunum	75
II.5. Étude des paramètres histologiques des villosités de l'iléon	80
II.6. Étude des paramètres histologiques des cryptes de l'iléon	85
III. Étude histochimique	90
III.1. Développement de l'activité de la Phosphatase Alcaline (PAL)	90
III.2. Développement de l'activité de la Gamma glutamyltransférase (γ GT)	93

Partie VI : DISCUSSION

I. Étude morphologique	97
I.1. Evolution du poids moyen vif	97
I.2. Croissance pondérale de l'intestin du poulet	97
I.3. Croissance allométrique de l'intestin grêle	99
II. Étude histologique	100
II.1. Développement des paramètres histologiques de l'intestin	100
III. Étude histochimique	102
III.1. Phosphatase alcaline (PAL)	102
III.2. Gamma glutamyltransférase (γ GT)	103
Conclusion	106
Recommandations	107
Références bibliographiques	109

LISTES DES FIGURES

	Page
Figure N° 1 : Le tractus digestif du poulet (modifié d'après MORAN 1982)	04
Figure N° 2 : Proventricule et gésier, vue externe (d'après DENBOW, 2000) et coupe longitudinale d'après (MORAN, 1982)	06
Figure N° 3 : Villosités intestinales (jéjunum) à différents stades de développement de j17 à j20 (UNI et al,2003b)	09
Figure N° 4 : Évolution du poids et croissance allométrique du pancréas, de l'intestin grêle et du foie chez le poussin nouveau-né (moyennes de 3 animaux par mesure). Adapté de NITSAN et al (1991a)	11
Figure N° 5 : Volume des villosités intestinales chez le poussin nouveau-né (n= 5) (UNI et al, 1998)	12
Figure N° 6 : Nombre d'entérocytes par villosité chez le poussin nouveau-né (n= 5) (UNI et al, 1998).	13
Figure N° 7 : Effets d'une alimentation précoce ou décalée de 34 heures sur le poids vif du poulet. Adapté de SKLAN et NOY (1999a)	17
Figure N° 8 : Effet d'une alimentation précoce (immédiatement après l'éclosion) ou décalée (48 h) sur le poids de l'intestin pendant la première semaine de vie (moyenne de 4 animaux par groupe). Adapté de SKLAN et NOY (2000) .	18
Figure N° 9 : Impact de l'alimentation décalée (36 h) sur le volume des villosités intestinales du poussin nouveau-né. Valeurs moyennes de 10 villosités adjacentes chez 5 animaux différents, Adapté par UNI et al (1998) .	18
Figure N° 10 : Effet des grains entiers de blé sur le poids des organes digestifs du poulet (GABRIEL et al., 2003a)	22
Figure N° 11 : Prélèvement des segments intestinaux (D: Duodénum, J: Jéjunum, I: Iléon et DV: Diverticule de Meckel)	39
Figure N° 12: Hydrolyse des échantillons dans l'HCL 1N pendant 6 mn à 60°C	41
Figure N° 13 : Lavage des échantillons avec l'eau distillée	42
Figure N° 14 : Coloration de Schiff	42
Figure N° 15: Conservation des échantillons dans l'Acide Acétique 45%	42
Figure N° 16 : Schéma des villosités(villi) et cryptes de Lieberkühn(crypte) au niveau de l'intestin grêle d'après (Brunsgaard, 1995) "H: hauteur; L: largeur"	43
Figure N° 17: Échantillon coloré avant la dissection (vue sous une loupe binoculaire)	44
Figure N° 18 : Dissection des villosités et des cryptes intestinales	44

Figure N° 19 : Vue microscopique des villosités avec leurs cryptes après dissection (Duodénum j 21) (Gx4)	45
Figure N° 20 : Vue microscopique des cryptes de lieberkhun après dissection (Duodénum j21) (Gx10)	45
Figure N° 21 : Interface du logiciel " Optika™ Vision Pro "	46
Figure N° 22 : Création de l'échelle	47
Figure N° 23 : Enregistrement de l'échelle créée	48
Figure N° 24 : Mesure des paramètres histologiques des villosités intestinales via le logiciel " Optica™ Vision Pro " L: largeur des villosités, H: hauteur des villosités, P: périmètre,S: surface des villosités	49
Figure N° 25 : Mesure des paramètres histologiques des cryptes intestinales via le logiciel " Optica™ Vision Pro " L: largeur des cryptes, P: profondeur des cryptes, Pr: périmètre,S: surface des cryptes	49
Figure N° 26 : Évolution du poids moyen vif en fonction de l'âgechezle poulet (N=6)	53
Figure N° 27 : Évolution de la masse absolue du duodénum en fonction de l'âge chezle poulet (N=6)	54
Figure N° 28 : Évolution de la masse absolue du jéjunum en fonction de l'âge chez le poulet(N=6)	55
Figure N° 29 : Évolution de la masse absolue del'iléon en fonction de l'âge chez le poulet(N=6).	56
Figure N° 30 : Évolution de la longueur moyenne du duodénum du poulet en fonction de l'âge. (N=6).	57
Figure N° 31 : Évolution de la longueur moyenne du jéjunum du poulet en fonction de l'âge. (N=6).	58
Figure N° 32 : Évolution de la longueur moyenne de l'iléon du poulet en fonction de l'âge. (N=6).	59
Figure N° 33 : Villosités intestinales avec leurs cryptes après dissection (duodénum du poulet- 21 j) (Gx10).	60
Figure N° 34 : Évolution de la hauteur des villosités du duodénum en fonction de l'âge chezle poulet (N=6).	61
Figure N° 35 : Évolution de la largeur des villosités du duodénum en fonction de l'âge chez poulet (N=6).	62
Figure N° 36 : Évolution du périmètre des villosités du duodénum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	63
Figure N° 37 : Évolution de la surface des villosités du duodénum en fonction de l'âge chezle poulet (N=6).	64

Figure N° 38 : Cryptes intestinales après dissection (duodénum du poulet- 21 j) (Gx40).	65
Figure N° 39 : Évolution de la profondeur des cryptes du duodénum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	66
Figure N° 40 : Évolution de la largeur des cryptes du duodénum en fonction de l'âge chez le poulet N=6).	67
Figure N° 41 : Évolution du périmètre des cryptes du duodénum en fonction de l'âge chez le poulet N=6).	68
Figure N° 42 : Évolution de la surface des cryptes du duodénum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	69
Figure N° 43 : Villosités intestinales avec leurs cryptes après dissection (jéjunum du poulet- 21 j) (Gx10).	70
Figure N° 44 : Évolution de la hauteur des villosités du jéjunum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	71
Figure N° 45 : Évolution de la largeur des villosités du jéjunum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6)	72
Figure N° 46 : Évolution du périmètre des villosités du jéjunum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	73
Figure N° 47 : Évolution de la surface des villosités du jéjunum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6)	74
Figure N° 48 : Cryptes intestinales après dissection (jéjunum du poulet- 21 j) (Gx40).	75
Figure N° 49 : Évolution de la profondeur des cryptes du jéjunum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	76
Figure N° 50 : Évolution de la largeur des cryptes du jéjunum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	77
Figure N° 51 : Évolution du périmètre des cryptes du jéjunum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	78
Figure N° 52 : Évolution de la surface des cryptes du jéjunum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	79
Figure N° 53 : Villosités intestinales avec leurs cryptes après dissection (iléon du poulet- 21 j) (Gx10).	80
Figure N° 54 : Évolution de la hauteur des villosités de l'iléon en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	81
Figure N° 55 : Évolution de la largeur des villosités de l'iléon en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	82
Figure N° 56 : Évolution du périmètre des villosités de l'iléon en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	83

Figure N° 57 : Évolution de la surface des villosités de l'iléon en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	84
Figure N°58 : Cryptes intestinales après dissection (iléon du poulet- 21 j) (Gx40).	85
Figure N° 59 : Évolution de la profondeur des cryptes de l'iléon en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	86
Figure N° 60 : Évolution de la largeur des cryptes de l'iléon en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	87
Figure N° 61 : Évolution du périmètre des cryptes de l'iléon en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	88
Figure N° 62 : Évolution de la surface des cryptes de l'iléon en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	89
Figure N° 63 : Évolution de l'activité de la phosphatase alcaline ($\mu\text{m}/\text{min}/\text{ml}$) dans le duodénum du poulet en fonction de l'âge.	90
Figure N° 64 : Évolution de l'activité de la phosphatase alcaline ($\mu\text{m}/\text{min}/\text{ml}$) dans le jéjunum du poulet en fonction de l'âge.	91
Figure N° 65 : Évolution de l'activité de la phosphatase alcaline ($\mu\text{m}/\text{min}/\text{ml}$) dans l'iléon du poulet en fonction de l'âge	92
Figure N° 66 : Évolution de l'activité de la Gamma -glutamyl transférase ($\mu\text{m}/\text{min}/\text{ml}$) dans le duodénum du poulet en fonction de l'âge.	93
Figure N° 67 : Évolution de l'activité de la Gamma- glutamyl transférase ($\mu\text{m}/\text{min}/\text{ml}$) dans le jéjunum du poulet en fonction de l'âge.	94
Figure N° 68 : Évolution de l'activité de la Gamma-glutamyl transférase ($\mu\text{mol}/\text{min}/\text{ml}$) dans l'iléon du poulet en fonction de l'âge.	95

LISTE DES TABLEAUX

	Page
Tableau N°1 : Composition des aliments distribués durant l'expérimentation	35
Tableau N°2 : Température de référence adaptée à l'âge des poussins	36
Tableau N°3 : Programme vaccinal pratiqué dans l'élevage	37
Tableau N°4 : Évolution du poids moyen vif en fonction de l'âge chez le poulet (N=6)	53
Tableau N°5 : Évolution de la masse absolue du duodénum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	54
Tableau N°6 : Évolution de la masse absolue du jéjunum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	55
Tableau N°7 : Évolution de la masse absolue de l'iléon en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	56
Tableau N°8 : Évolution de la longueur moyenne de l'intestin grêle (selon le segment) en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	57
Tableau N°9 : Évolution des mesures morphologiques des villosités du duodénum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	60
Tableau N°10 : Évolution des mesures morphologiques des cryptes du duodénum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	65
Tableau N°11 : Évolution des mesures morphologiques des villosités du jéjunum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	70
Tableau N°12 : Évolution des mesures morphologiques des cryptes du jéjunum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	75
Tableau N°13 : Évolution des mesures morphologiques des villosités de l'iléon en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	80
Tableau N°14 : Évolution des mesures morphologiques des cryptes de l'iléon en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).	85

Tableau N°15 : Évolution de l'activité de la phosphatase alcaline ($\mu\text{m}/\text{min}/\text{ml}$) de la muqueuse intestinale du poulet en fonction de l'âge (N=6). 90

Tableau N°16 : Évolution de l'activité de la Gamma glutamyl transférase ($\mu\text{m}/\text{min}/\text{ml}$) de la muqueuse intestinale du poulet en fonction de l'âge (N=6). 93

LISTE DES ABRÉVIATIONS

HCL : L'acide chlorhydrique

ADN : L'acide désoxyribonucléique

H : Heure

J : Jour

NSP : Polysaccharides non amylacés

UI : Unité internationale

ONAB : Office national des aliments du bétail

g : Gramme

Kg : Kilogramme

Kcal : Kilocalorie

Km : Kilomètre

°C : Degré Celsius

PAL : Alcaline phosphatase

γ-GT : Gamma glutamyltransférase

NaCl : Chlorure de sodium

FICC : Fédération internationale de chimie clinique

Nm : Nanomètre

R² : Coefficient de corrélation

cm : Centimètre

μm : Micromètre

min : Minute

ml : Millilitre

**DÉVELOPPEMENT MORPHOLOGIQUE,
HISTOLOGIQUE ET HISTOCHIMIQUE DE
L'INTESTIN GRÊLE DU POULET DE CHAIR**

INTRODUCTION

INTRODUCTION

En 2014, la production mondiale de viande de volailles est estimée à 110,5 millions de tonnes, soit une augmentation de 3,9 % par rapport à 2013. Les perspectives agricoles de la FAO montrent que l'on peut s'attendre à une progression de la production de volailles de 1,8 % par an de 2015 à 2024. Cette filière avicole deviendrait alors, d'ici 2020, la première production de viandes dans le monde (134,5 millions de tonnes en 2023), principalement afin de répondre à l'évolution des préférences alimentaires.

En Algérie, le secteur avicole a connu un véritable essor durant les deux dernières décennies, grâce à l'intervention de l'Etat, constituant ainsi l'une des activités agricoles les plus dynamiques au pays ; dont la croissance démographique et le changement des habitudes d'alimentation qui ont accompagné l'urbanisation de la société algérienne sont les principaux déterminants de ce développement. Ceci a permis de contribuer à la création d'emplois et à la réduction du déficit en protéines animales (**Kaci, 2009**).

L'augmentation de ce type de production se fait grâce aux progrès obtenus sur la vitesse de croissance du poulet qui dépend en partie de sa capacité à digérer et à assimiler les macromolécules ingérées ; dont l'intestin grêle en particulier les cryptes et les villosités de l'épithélium absorbant jouent un rôle important dans les dernières étapes de la digestion et d'absorption des nutriments.

Plusieurs études ont été menées sur le développement histologique et fonctionnel de l'intestin grêle du poulet durant la première semaine de vie du poussin ; rapportant la croissance précoce et rapide des compartiments digestifs durant cette période de vie **Sklan (2001)**.

Le présent travail s'inscrit dans ce sens et vise comme objectif d'étudier les changements histomorphométriques et fonctionnels de l'intestin grêle du poulet de chair sur une longue période allant de l'éclosion jusqu'à l'âge de 7 semaines.

Pour répondre à ces objectifs, notre méthodologie de travail a été divisée en deux parties :

La première concerne une étude bibliographique résumant les caractéristiques anatomo-histologiques et physiologique du tractus digestif du poulet, le développement prénatal de l'appareil digestif du poussin, ainsi que les récentes données relatives aux

facteurs influençant le développement du tractus gastro-intestinal chez les volailles durant la vie post-natale.

La seconde partie sera consacrée à l'étude des mesures morphométriques de l'intestin à savoir: la hauteur, la largeur, le périmètre et la surface des villosités et des cryptes de trois segments de l'intestin grêle à partir de l'éclosion jusqu'à l'âge prévu d'abattage (49 jours), tout en adoptant une nouvelle technique de ***Microdissection*** avec l'utilisation d'un logiciel d'analyse des images (**OPTIKATM Vision Pro**).

De plus, elle consistera aussi à l'étude du développement postnatal de l'activité enzymatique de la **Phosphatase alcaline** et de la **Gamma-glutamyltransférase** de la muqueuse du duodénum, du jéjunum et de l'iléon du poulet de chair, en utilisant une technique ***spectrophotométrique***.

ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE

I. ANATOMIE ET HISTOLOGIE DE L'APPAREIL DIGESTIF

I.1. Organisation du tube digestif du poulet

Dans cette partie, l'anatomie du tractus digestif, le rôle des différents organes, ainsi que certaines de leurs caractéristiques histologiques seront présentés. L'anatomie du tractus digestif du poulet est illustrée par la (Figure N°1).

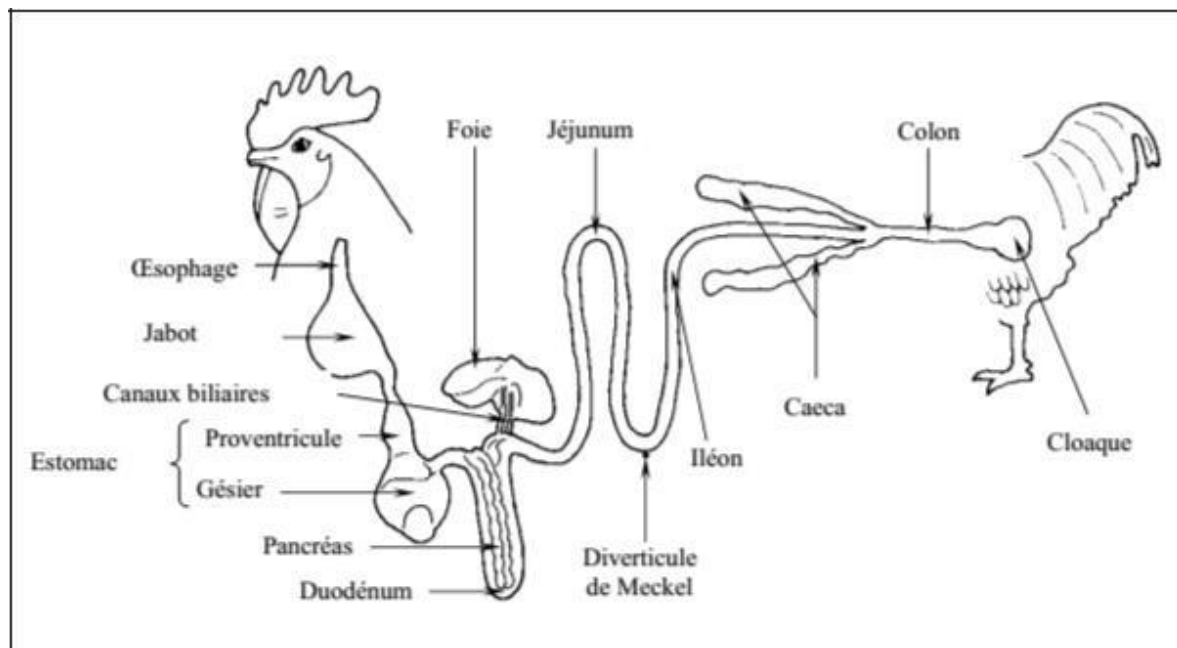


Figure N°1: Le tractus digestif du poulet modifier d'après **MORAN (1982)**

I. 1.1 Du bec au jabot

Le tractus digestif du poulet débute par le bec qui permet la préhension de l'aliment. Ensuite celui-ci est dirigé vers la bouche où la salive permet sa lubrification. Celle-ci est sécrétée par de nombreuses glandes salivaires présentes dans la cavité buccale (**HODGES, 1974**).

Des récepteurs gustatifs sont présents au niveau de la langue. De plus, le poulet possède de nombreux récepteurs tactiles au niveau du bec et un système de perception des odeurs très développé (**GOMEZ et CELII, 2008**). La perception de l'odeur de l'aliment prépare le tractus digestif à l'alimentation (**BRENES ETROURA, 2010**). La langue permet également de diriger l'aliment dans l'œsophage sans mastication préalable (**KLASING, 1998; DENBOW, 2000**).

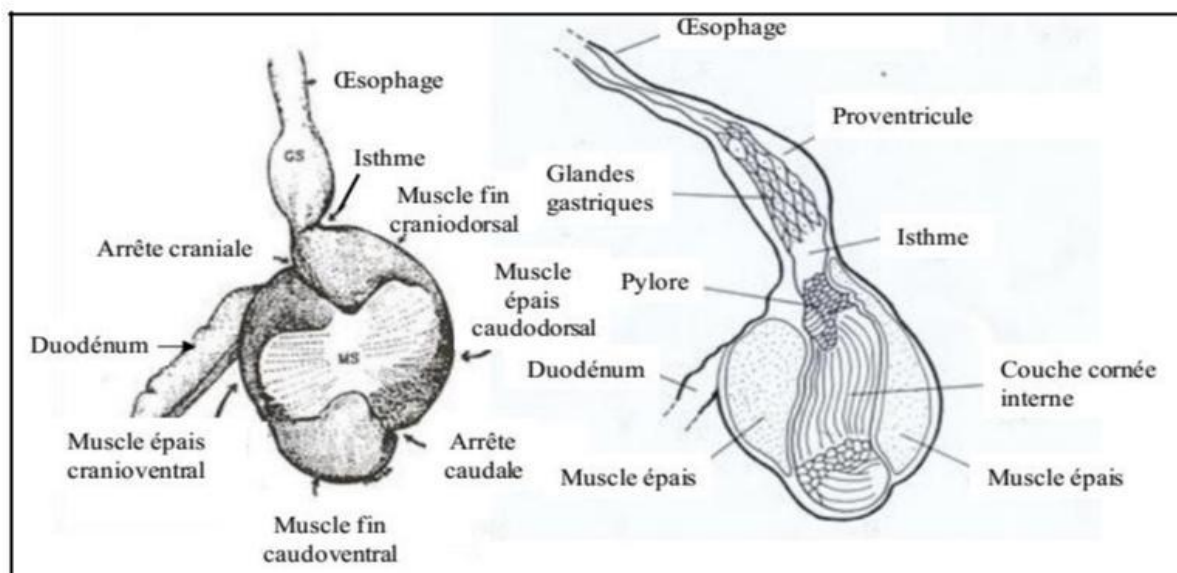
L'aliment est ensuite transféré de l'œsophage vers le proventricule avec un stockage dans le jabot qui est régulé par le taux de remplissage du gésier, si celui-ci est vide l'aliment est directement transféré dans le proventricule (**KLASING, 1998**). Durant son stockage dans le jabot, l'aliment se ramollit sous l'action du mucus et de l'eau ingérée par l'oiseau. L'épithélium du jabot se présente sous la forme d'une épaisse couche d'épithélium stratifié incomplètement kératinisé. Des glandes à mucus sont présentes dans la région de la jonction entre l'œsophage et le jabot, mais pas dans le jabot lui-même (**HODGES, 1974**).

I.1.2. Le proventricule "Estomac glandulaire"

La muqueuse du proventricule contient en effet une abondance de glandes de deux types principaux : les glandes tubulaires qui sécrètent le mucus et les glandes gastriques avec leurs cellules oxynticopeptiques qui sécrètent de l'HCl et de la pepsine (**KLASSING, 1998**). Le proventricule est séparé du gésier par un isthme appelé la zone intermédiaire gastrique (**KLASING, 1998; DENBOW, 2000**).

I.1.3. Le gésier

Le gésier forme "l'estomac musculaire" du poulet. Sa musculature développée permet une réduction mécanique de la taille des particules alimentaires. Il permet également à l'HCl et à la pepsine mélangés à l'aliment lors du passage dans le proventricule, d'exercer leurs effets protéolytiques. Il y a aussi une production de cuticule (caoline) au niveau de cet organe, permettant la protection de l'épithélium. Le gésier se termine par une zone pylorique qui le sépare du duodénum et ne permet le passage vers l'intestin grêle qu'aux particules alimentaires de taille inférieure à environ un millimètre (**KLASING, 1998; DENBOW, 2000**).



FigureN°2: Proventricule et gésier, vue externe d'après **DENBOW(2000)** et coupe longitudinale d'après **MORAN (1982)**.

I.1.4. L'intestin grêle

L'intestin grêle a pour rôle de poursuivre l'hydrolyse enzymatique de l'aliment qui a commencé dans l'estomac et de réaliser l'absorption des produits terminaux de la digestion. Il est habituellement subdivisé en trois segments, le duodénum, le jéjunum et l'iléon.

Le duodénum est défini comme étant la partie commençant au niveau de la zone pylorique et formant une boucle autour du pancréas. Le jéjunum est défini comme la portion suivante s'arrêtant au niveau du diverticule de Meckel (*résidudu sac vitellin*). Enfin l'iléon est défini comme étant la partie allant du diverticule de Meckel à la jonction iléo-caecale (**KLASING, 1998**).

La muqueuse intestinale porte un grand nombre de villosités qui sont des projections de la muqueuse intestinale dans la lumière, permettant d'augmenter la surface d'absorption (**HODGES, 1974**). A la base des villosités se trouvent les cryptes de Lieberkühn qui sont formées par une invagination de la muqueuse intestinale.

L'épithélium intestinal est formé d'une mono couche de cellules, majoritairement des entérocytes et également des cellules caliciformes et entéroendocrines. Toutes ces cellules sont produites au niveau des cryptes et à la base des villosités, elles migrent en se différenciant vers le sommet des villosités (**IMONDI et BIRD, 1966; UNI et al, 1998**) ou elles sont éliminées dans la lumière (**YAMAUCHI, 2002**).

Les entérocytes sont des cellules dont la partie apicale présente une bordure en brosse au niveau de laquelle se trouvent des enzymes et des transporteurs.

Les cellules caliciformes ou cellules à mucus sont responsables de la sécrétion du composant majoritaire du mucus et les cellules entéroendocrines, produisent une grande variété d'hormones peptidiques.

I.1.5. Les glandes annexes

L'intestin grêle possède également des glandes annexes et un diverticule : le foie et la vésicule biliaire, le pancréas et le diverticule de Meckel.

I.1.5.1. Le foie

Il entoure in vivo, le gésier. Il reçoit le sang chargé des nutriments et des molécules traversant la paroi intestinale. Il a notamment une fonction de détoxification et peut donc modifier certaines de ces molécules. Il synthétise les sels et acides biliaires qui sont évacués par deux canalicules soit, directement vers le duodénum, soit vers la vésicule biliaire reliée elle-même à la fin du duodénum (KLASING, 1998).

I.1.5.2. Le pancréas

C'est une glande annexe mixte de l'appareil digestif. Il sécrète à la fois des hormones et des enzymes impliqués dans la digestion. Les enzymes sécrétées rejoignent le tractus digestif par un conduit situé au niveau du duodénum terminal (DENBOW, 2000).

I.1.5.3. Le diverticule de Meckel

C'est un résidu du sac vitellin. Celui-ci est une formation embryonnaire qui pourvoit aux besoins énergétiques de l'embryon et permet d'assurer la transition alimentaire vers une alimentation exogène qui a lieu les premiers jours après éclosion.

À l'éclosion, le sac vitellin représente entre 15 - 25% du poids corporel et il est réduit à moins de 1% du poids corporel pour la majorité des poussins âgés de 10 jours (JAMROZ et al, 2004). Après l'éclosion, une partie des nutriments contenus dans le sac vitellin est absorbée directement dans la circulation sanguine via sa membrane et une partie est expulsée vers la lumière de l'intestin grêle puis hydrolysée et absorbée de la même manière que les aliments chez les animaux plus âgés (NOY et al, 1996).

I.1.6. Les caeca

Chez le poulet, les caeca forment deux diverticules de longueur égale, situés à la jonction entre l'iléon et le colon. A l'entrée des caeca se trouve un sphincter déterminant leur ouverture.

L'épithélium au niveau des sphincters est constitué de longues villosités qui forment une sorte de filtre. Ainsi, seuls les fluides et les plus fines particules provenant de l'iléon et du colon peuvent entrer par rétropéristaltisme dans les caeca, empêchant l'entrée de particules fibreuses solides indigestibles. 87 à 97% des fluides du caeca proviendraient de l'urine.

Chez les oiseaux domestiques, le rôle des caeca n'est pas très bien connu, mais ils semblent participer à l'absorption d'eau et d'électrolytes. Ils pourraient également contribuer à l'apport en acides aminés et l'apport énergétique de l'animal grâce à la production d'acides gras volatiles par les fermentations bactériennes, bien que leurs contributions ne soient pas clairement établies (CLENCH et MATHIAS, 1995 ; JOZEFIAK et al, 2004).

I.1.7. Du colon au cloaque

Le gros intestin est très court chez le poulet. Il est formé du colon et débouche directement dans le cloaque. Le colon du poulet, contrairement à celui des mammifères et de certains oiseaux herbivores comme l'autruche, n'est pas composé de circonvolutions, n'en faisant pas une chambre fermentaire comme chez ces derniers. Au contraire, il est droit.

Le cloaque est composé de trois chambres, en allant de la partie antérieure vers la partie postérieure, le coprodeum, l'urodeum et le proctodeum. Ces deux compartiments ont un rôle important dans la réabsorption d'eau (DENBOW, 2000).

I.2. Développement des organes digestifs du poulet

I.2-1. Développement prénatal

Pendant l'incubation **UNI et al (2003a)** ont constaté que l'intestin grêle se développe rapidement avec une vitesse de croissance largement supérieure à celle du corps de l'embryon.

D'après **GREY(1972)** les premiers signes de développement du tractus digestif apparaissent vers le 1^{er} jour d'incubation où il y a une augmentation du nombre des cellules épithéliales duodénales. Du 14^{ème} au 16^{ème} jour d'incubation, les villosités commencent à émerger de la couche musculaire avec l'apparition des crêtes pré-villositaires qui se

développent plus tard en villosités matures (GREY, 1972). De même, SKLAN(2001) a constaté qu'au 17^{ème} jour d'incubation le poids de l'intestin grêle devient important et représente environ 1% du poids de l'embryon. Ainsi, les villosités et les couches musculaires de l'intestin ont été de plus en plus développées.

Au 17^{ème} jour d'incubation, des cryptes et des villosités à différents stades de développement "petites et grandes villosités" ont été constatés par UNI et al (2003B). (Figure N°3).

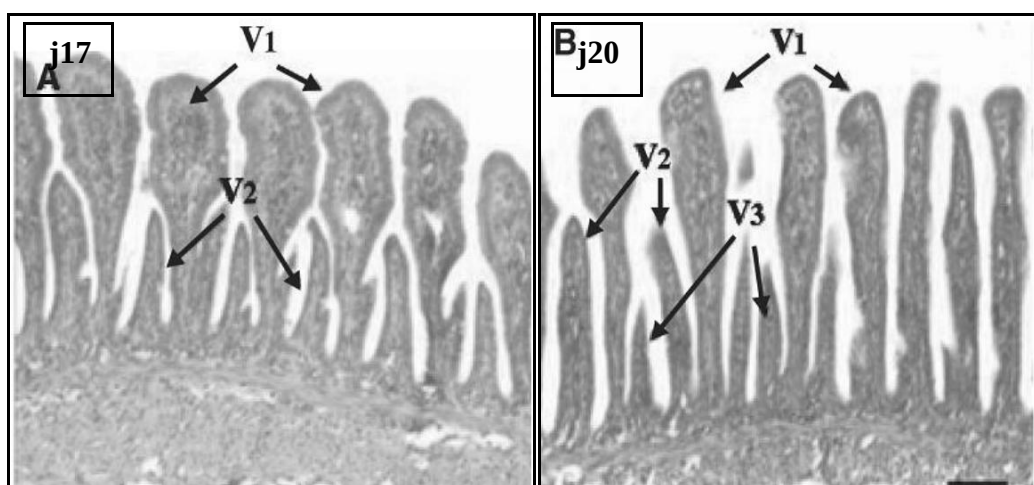


Figure N°3 : Villosités intestinales (jéjunum) à différents stades de développement (j17 - j20). (UNI et al, 2003B)

UNI et al (2003B) ont observé qu'au 20^{ème} jour d'incubation, les grandes villosités représentent environ 70% de la population totale de villosités intestinales. Les cellules caliciformes situées le long des villosités augmentent également en nombre avec l'évolution de la hauteur des villosités mais à des rythmes différents selon les segments de l'intestin grêle. Selon les mêmes hauteurs, la concentration des cellules par villosités dans les trois portions intestinales (duodénum, jéjunum et iléon) augmente légèrement à partir du 18^{ème} au 20^{ème} jour d'incubation.

Après le 20^{ème} jour d'incubation, la concentration des cellules caliciformes augmente de manière significative dans le jéjunum et l'iléon, ce qui entraîne une plus grande production de mucine (UNI et al, 2003B). Et comme l'embryon se développe et se rapproche à l'éclosion, il y a une augmentation de concentration d'ADN duodénaux et du nombre des entérocytes par villosités comme rapportée par UNI et al (1996).

L'activité enzymatique des enzymes intestinales (sucrase, maltase et aminopeptidase) était faible au 15^{ème} jour d'incubation et demeure constante jusqu'à l'âge de 19 jours d'incubation, puis elle deviendrait importante après cet âge selon **UNI et al (2003A)**.

SELL et al (1991) ont rapporté que chez le poulet, l'activité enzymatique des enzymes intestinales et pancréatiques augmente considérablement en fonction de l'âge de l'embryon jusqu'à l'éclosion.

I.2-2. Développement postnatal

I.2.2.1. Effet de l'âge sur le développement des organes digestifs

Après l'éclosion, le poussin est exposé à une variété de facteurs exogènes qui diffèrent sensiblement de ce que l'embryon de poulet rencontre pendant l'incubation.

LAMBSON (1970) a constaté qu'une fois le poussin commence à ingérer des glucides à base des nutriments exogènes, le sac vitellin subit une orientation vers l'utilisation. Cette exploitation du contenu vitellin par le poussin s'effectue de deux manières. Il s'agit à la fois d'un passage dans la circulation sanguine via les membranes du sac vitellin, perméables entre autres aux lipides et d'un transfert du contenu du sac vitellin vers l'intestin par le canal de Meckel (**NOY et al, 1996 ; NOY et SKLAN, 1998A et B**).

NOY et SKLAN(1999) ont montré qu'à la naissance, le sac vitellin pèse environ 8 g ce qui représente 17 % du poids du poussin. La présence précoce d'aliments contribue à stimuler la motilité intestinale et augmentera la vitesse avec laquelle le vitellus est complètement absorbé par l'intestin (**NOY et al, 2001**). Dans les premiers jours suivant l'éclosion, le développement de l'appareil digestif est prioritaire sur le reste du corps, avec une vitesse de croissance des organes digestifs plus rapide que celle du corps entier (**LILJA, 1983; SELL et al, 1991; NIR et al, 1993**) et un taux de croissance de l'appareil digestif maximal dans les sept premiers jours après l'éclosion (**SHANAWANY, 1994**).

La taille et le poids des trois principales portions de l'intestin (duodénum, jéjunum, iléon) et des organes annexes (foie, pancréas, gésier, proventricule) augmentent significativement durant les premiers jours de la vie postnatale des poussins (**UNI, 1999 ; UNI et al, 1999**). (Figure N°4). Néanmoins, chaque organe et chaque portion de l'intestin se caractérise par un taux de croissance propre (**NITSAN et al, 1991^A ; NIR et al, 1993 ; NOY et SKLAN, 1998^C ; UNI et al, 1998**).

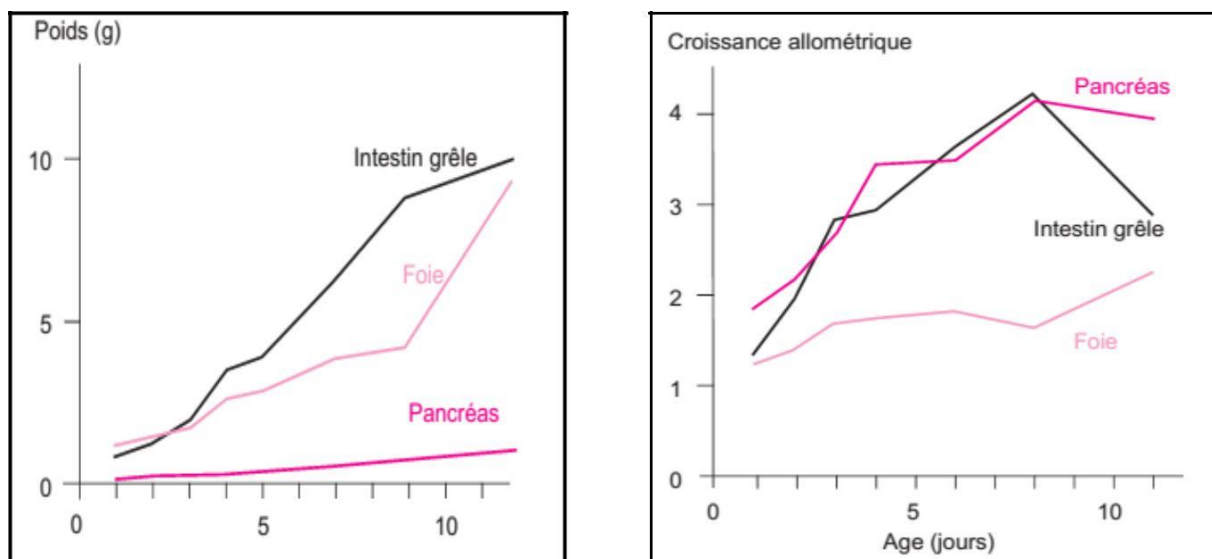


Figure N°4 : Evolution du poids et croissance allométrique du pancréas, de l'intestin grêle et du foie chez le poussin nouveau-né (moyennes de 3 animaux par mesure). Adapté de NITSAN et al (1991^A).

Les poids relatifs du proventricule, de l'intestin grêle et du pancréas augmentent fortement pendant les premiers jours suivant l'éclosion, avec un pic de poids relatif situé entre le 3^{ème} et le 5^{ème} jour pour le proventricule (DROR et al, 1977 ; NITSAN et al, 1991^B). Entre le 5^{ème} et le 8^{ème} jour pour l'intestin grêle (DROR et al, 1977 ; NITSAN et al, 1991^A ; NITSAN et al, 1991^B ; NIR et al, 1993) et vers le 10^{ème} jour pour le pancréas (DROR et al, 1977 ; NITSAN et al, 1991^B). De l'éclosion à 3 jours d'âge, le poids relatif du proventricule double et celui du pancréas triple. (SKLAN, 2001).

Concernant le gésier, les données sont différentes selon les études: certaines indiquent une augmentation du poids relatif jusqu'à 3 jours après l'éclosion, puis une diminution progressive (Dror et al, 1977; Nitsan et al, 1991A; Gracia et al, 2003) ; d'autres suggèrent un poids relatif maximal à l'éclosion puis une diminution progressive quand l'âge augmente (Iji et al, 2001; Gonzales-Alvarado et al, 2008). Ces différences pourraient être, au moins en partie, liées au génotype des individus. Après leur pic de croissance, les poids relatifs des différents organes diminuent progressivement et se stabilisent vers l'âge de 40 jours. À cet âge, les organes semblent avoir atteint leur taille relative définitive.

I.2.2.2. Effet de l'âge sur les paramètres histologiques de l'intestin grêle

Le développement très rapide de l'intestin grêle pendant les premiers jours de la vie postnatale du poussin s'accompagne d'une croissance considérable de la muqueuse intestinale.

Les premières observations au microscope électronique à balayage relatives aux changements morphologiques après l'éclosion des poussins de chair ont été menées par **BAYER et al, (1975)**. Selon **BARANYLOVA et HOLMAN (1976)** chez les poussins d'un jour, les villosités dans le duodénum et le jéjunum ont l'aspect de larges projections semblable à des doigts plats et étroits.

NOY et SKLAN (1997) ont découvert une augmentation importante du volume des villosités durant les sept premiers jours de vie du poussin (Figure N°5).

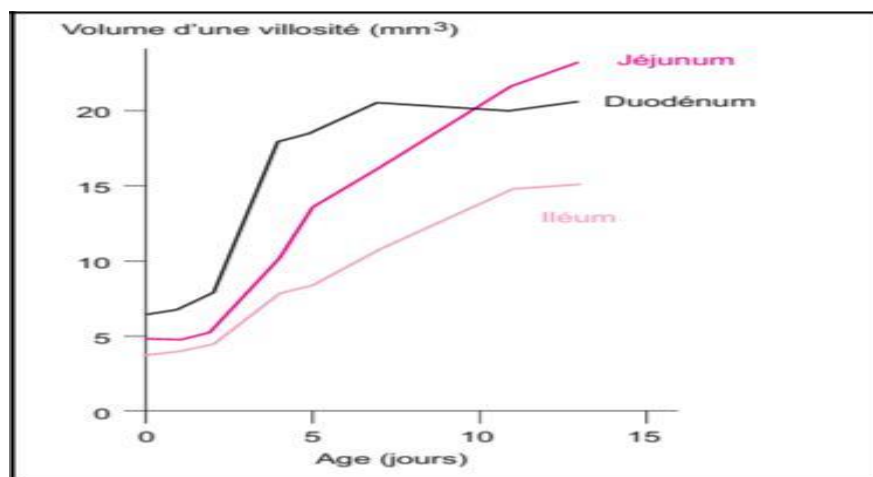


Figure N°5 : Volume des villosités intestinales chez le poussin nouveau-né (n= 5). (**UNI et al, 1998**).

Selon les mêmes auteurs, les cellules des villosités intestinales, "entérocytes" sont produites dans les cryptes, puis elles migrent vers le sommet des villosités au bout de 72 heures ; ce temps de migration peut aller jusqu'à 96 heures quand le poulet devient de plus en plus adulte (**GEYRA et al, 2001 ; UNI et al, 1998**).

GEYRA et al (2001) ont rapporté qu'immédiatement après l'éclosion, les entérocytes se prolifèrent rapidement, pour représenter environ 50% de cryptes à l'âge de 48 heures. Vers le 10^{ème} jour de vie du poussin, il y a environ 6-15% seulement d'entérocytes proliférées au niveau des cryptes. Plus, le poussin devient de plus en plus mûr, plus la vitesse de croissance intestinale se ralentit et plus le nombre d'entérocytes proliférées diminue.

En outre, le nombre d'entérocytes peut également être lié à la croissance des cryptes, puisque cette dernière se stabilise entre le 2^{ème} et le 3^{ème} jour d'âge. **UNI et al (1998)** pourraient suggérer que de 2 à 3 jours après l'éclosion il y a un ralentissement du taux de croissance intestinale et à l'âge de 10 jours, le développement intestinal atteint une phase de stabilisation.

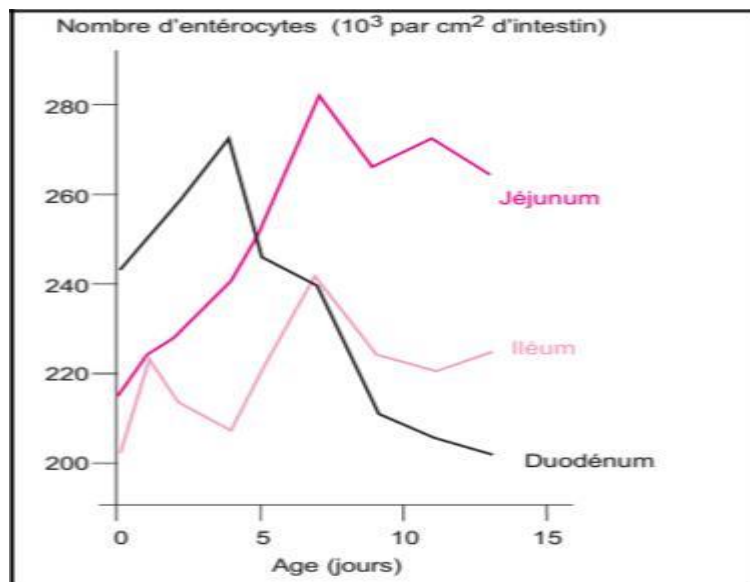


Figure N°6. Nombre d'entérocytes par villosité chez le poussin nouveau-né (n= 5). (**UNI et al, 1998**).

I.2.2.3. Effet du sexe sur le développement digestif du poulet

Il n'y avait pas de différence de gain de poids corporel entre les mâles et les femelles de 0 à 14 jours d'âge. Au 21^{ème} jour d'âge, les mâles ont eu une plus grande prise du poids corporel que les femelles. La longueur et le poids du jéjunum et de l'iléon étaient similaires à toutes les périodes de mesure, sauf à 7 jours d'âge où les mâles avaient un iléon plus lourd.

Au 14^{ème} jour d'âge, les mâles avaient les plus hautes villosités que les femelles, mais dans tous les autres âges, la hauteur des villosités était semblable entre les deux sexes.

I.2.2.4. Effet de l'espèce aviaire et du génotype sur le poids relatif des organes digestifs.

I.2.2.4.1. Différences inter-espèces

Les différences inter espèces sont importantes. Le poids relatif du gésier est le plus élevé chez l'oie (**JAMROZ et al, 2001**) et le canard (**JAMROZ et al, 2001**) et le plus faible chez le poulet (**JAMROZ et al, 2001**), celui de la dinde étant intermédiaire (**JAMROZ et al, 2001**).

Cependant, **JAMROZ et al (2001)** ont été les seuls à effectuer une étude comparée sur des animaux nourris avec les mêmes régimes. Il est possible que ces différences de tailles de gésier reflètent des adaptations alimentaires spécifiques à chaque espèce. Ainsi, les muscles du gésier sont plus développés chez des oiseaux herbivores (oie, autruche) ou chez des granivores (poulet) que chez des oiseaux ne nécessitant pas de fort broyage des aliments, tels que les frugivores (merle) (**KLASING, 1998**). Le poids de l'intestin grêle est plus léger chez le canard que chez l'oie et le poulet (**JAMROZ et al, 2001**).

JAMROZ et al (2004) rapportent que la longueur relative de l'intestin grêle chez les poussins était significativement plus longue que celle des canards et des oies. Selon les même auteurs, le tractus intestinal se développe plus tôt chez le poulet que chez les oiseaux aquatiques.

Les recherches comparant le développement du tractus digestif n'ont pas été limitées aux poulets. **APPLEGATE et al (2005)** ont comparé les dindonneaux et les canetons de Pékin durant la première semaine de vie postnatale.

Les deux types des oiseaux (Dindes et canards de Pékin) ont des poids d'œufs similaires, les chercheurs ont découvert que les canetons avaient un jéjunum et un iléon plus lourds et plus longs et la croissance des villosités jéjunales est plus rapide par rapport aux dindonneaux. Ce qui permet aux canetons d'atteindre un poids corporel plus lourd au cours de la période d'expérimentation. Suggérant en outre l'importance de la croissance de villosités par rapport au développement intestinal rapide. (**APPLEGATE et al, 2005**).

I.2.2.4.2. Influence du génotype sur le poids des organes digestifs

Les espèces aviaires sélectionnées sur le critère d'une vitesse de croissance élevée présentent un développement précoce du système digestif (**LILJA, 1983 ; JIN et al, 1998**). Inversement, la croissance des organes digestifs est lente chez les volailles sélectionnées pour la ponte (**NIR et al, 1993**). Le poids relatif du gésier est généralement plus important chez les poulets de souche « légère » (« ponte » ou « croissance lente ») par rapport aux poulets de souche « lourde » (« chair » ou « croissance rapide ») de l'éclosion au 35^{ème} jours d'âge.

Certaines études relatives au développement du tractus gastro-intestinal entre les différents types d'oiseaux ont été menées par **DROR et al (1977)** qui ont comparé les poussins mâles d'une race légère (New Hampshire x White Leghorn) et une race lourde (White Rock) en mesurant le poids relatif des organes digestifs, du cœur et les sections du cerveau.

Les auteurs ont rapporté des différences significatives entre les deux races avec un poids vif de 17% plus élevé dans la race lourde. La race légère avait un poids relatif plus lourd du pancréas, du cœur et du cerveau. Il n'y avait pas de différence dans le poids relatif de l'ensemble du tractus gastro-intestinal entre les races, mais le duodénum et le jéjunum étaient plus lourds chez les oiseaux de race légère, tandis que, les oiseaux de race lourde avaient un iléon et des caeca plus lourds à l'âge de 21 jours.

Une expérimentation a été menée par **DUNNINGTON et SIEGEL (1995)** sur des poussins mâles d'un jour issus de deux races, légères et lourdes et qui a montré que les poussins issus de race à croissance rapide avaient le plus lourd poids relatif du tractus digestif durant les 10 premiers jours de vie du poussin; tandis que les poulets de race légère avaient un tractus digestif du poids relatif plus lourd entre le 10^{ème} et le 42^{ème} jour d'âge du poulet.

En comparant les lignes des poules pondeuses, **MITCHELL et SMITH (1991)** ont mené une expérience avec trois races différentes de six semaines : les oiseaux de lignées hautement sélectionnées, avaient des poids absolus élevés de tous les segments de l'intestin grêle et ils ont également eu la plus grande surface de villosités.

En revanche, le poids relatif des trois segments intestinaux était remarquablement élevé chez les oiseaux non sélectionnés. Ces expériences suggèrent une relation inverse entre le poids corporel des oiseaux et du poids relatif de l'intestin grêle ; les oiseaux les plus lourds ayant un faible poids relatif de l'intestin grêle par rapport aux oiseaux du poids léger. Les

différences observées entre génotypes sur le poids relatif de l'intestin grêle sont inverses à celles observées sur les compartiments digestifs proximaux (proventricule et gésier).

I.2.2.4.3. Influence du génotype sur l'histologie de l'intestin grêle

Sur le plan histologique, les intestins grêles les plus lourds présentent souvent des villosités plus grandes (**MAISONNIER et al, 2003**). On peut donc supposer que à poids équivalent, les souches qui présentent des poids intestinaux plus importants ont probablement des villosités intestinales également plus longues.

Il est donc probable que les différences de largeur villositaire entre souches observées par **UNI et al (1995^{A,B})** sont associées à des poids intestinaux différents. **YAMAUCHI et ISSHIKI (1991)** ont constaté que les oieaux sélectionnés pour une vitesse de croissance rapide ont des villosités plus grandes que ceux sélectionnés pour la ponte.

UNI et al (1995) ont mené une expérimentation sur deux types du poulet " Arbor Acres AA" et "Lohmann L", pour déterminer les différences entre les souches à partir de l'éclosion jusqu'au 14^{ème} jour d'âge. Ils ont rapporté que les poussins "AA" avaient des villosités plus grandes et plus organisées à tous les âges et dans tous les segments de l'intestin grêle par rapport aux poussins " L » ; de plus les poussins AA avaient des cryptes plus profondes, une lamina propria plus épaisse et un nombre important d'entérocytes par villosités par rapport aux poussins «L» à tous les âges. Ces même résultats ont été démontrés par **UNI et al (1996)**.

De même, **WATKINS et al (2004)** ont constaté que la surface des villosités était remarquablement plus élevée chez le canard domestique par rapport au canard sauvage.

I.2.2.5. Effet de l'alimentation sur le développement du tractus digestif

I.2.2.5.1. Effet de l'accès à l'alimentation

Dans la pratique, le premier apport d'aliment et d'eau a lieu de 10 à 60 heures environ après l'éclosion. Ce délai correspond globalement autant que les poussins passent dans l'éclosoir avant leur expédition, auquel il faut y ajouter le temps du transport des animaux vers les élevages. Comme il a été mentionné par **HILL et GREEN (1997)**, **MISRA et FANGUY (1978)**.

La perte du poids causée par un jeûne de 24 heures après l'éclosion reste minimale (**PINCHASOV et NOY, 1993**) alors qu'un jeûne de 48 heures provoque une perte du poids du poussin d'environ 10 % de son poids à l'éclosion (**PINCHASOV et NOY, 1993 ; NOY et**

SKLAN, 1998^C). Ces mêmes résultats ont été rapportés par **GEYRA et al (2001)**. Cet écart du poids vif est notable sur un laps de temps aussi court sachant que le gain du poids en 48 heures de vie d'un poussin alimenté rapidement après sa naissance est en moyenne de 10 g, ce qui représente 20 % de son poids à l'éclosion (**PINCHASOV et NOY, 1993**).

Dès l'ingestion du premier aliment, la vitesse de croissance est semblable chez des poussins alimentés après un jeûne et ceux alimentés précocement (**SKLAN et NOY, 2000**). Néanmoins, l'écart du poids vif dû au jeûne, est maintenu à court et long termes (Figure N°7).

Un apport décalé d'eau et d'aliment de 34 heures après la naissance, réduit le poids des poulets au 40^{ème} jour de 100 à 200 g (**NOY et SKLAN, 1998c et 1999a**). Ces données, suggèrent donc l'existence d'une relation inverse entre le délai d'alimentation appliqué après l'éclosion et les performances des animaux.

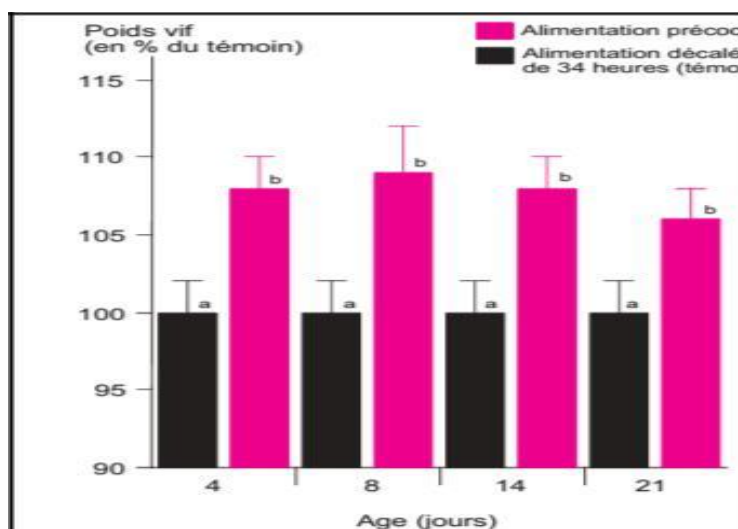


Figure N°7 : Effets d'une alimentation précoce ou décalée de 34 heures sur le poids vif du poulet. Adapté de **SKLAN et NOY (1999a)**.

L'alimentation précoce permet un développement intense de l'intestin et notamment le jéjunum et l'iléon (**MAIORKA et al, 2003 ; UNI et al, 1998**). Le poids de celui-ci est multiplié par deux durant les premières 48 heures de vie. La croissance de l'intestin est réduite par le jeûne post éclosion, mais un apport d'aliment décalé de 48 heures ne modifie pas ce processus de croissance et on mesure toujours une augmentation de 60% du poids de l'intestin pendant cette période (**SKLAN et NOY, 2000**). La première ingestion rétablit une vitesse de croissance similaire à celle des animaux nourris dès la naissance.

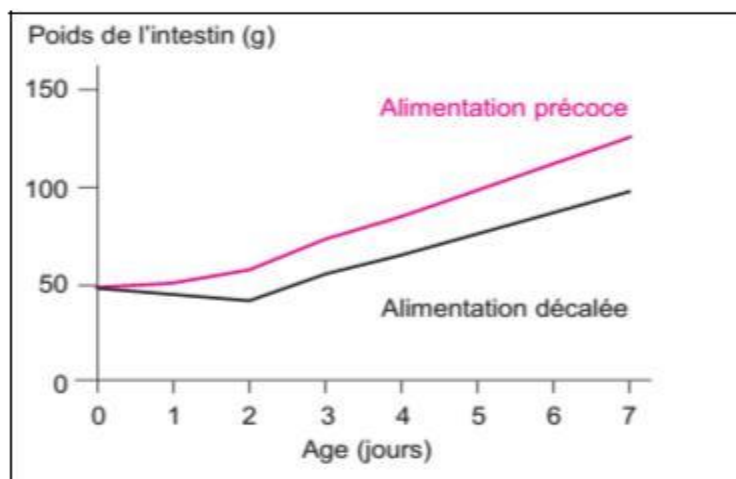


Figure N°8 : Effet d'une alimentation précoce (immédiatement après l'éclosion) ou décalée (48 h) sur le poids de l'intestin pendant la première semaine de vie (moyenne de 4 animaux par groupe). Adapté de **SKLAN et NOY(2000)**.

D'après **UNI et al (1998)**, l'apport décalé d'aliment après la naissance ralentit le développement des villosités intestinales et modifie leur morphologie (Figure N°9). Dans ce sens, **MAIORKA et al (2003)** rapportent qu'un apport d'aliment décalé de 72 heures affecte le nombre de villosités par zone avec des villosités plus courtes. Ces altérations qui sont la conséquence du manque de substrat nécessaire pour une bonne prolifération cellulaire, diminuent la surface d'absorption des nutriments. **UNI et al (1998)** ont également montré qu'un apport d'aliment décalé de 36 heures déprime le volume des villosités jéjunales jusqu'au et même après le 11^{ème} jour de vie du poussin ; tandis que dans l'iléon aucune différence n'a été observée concernant le volume des villosités durant la période d'essai (11 jours).

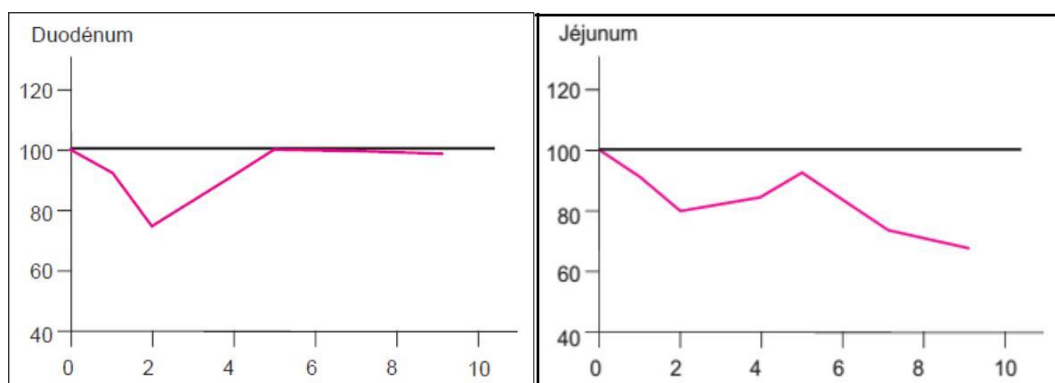


Figure N°09 : Impact de l'alimentation décalée (36 h) sur le volume des villosités intestinales du poussin nouveau-né. Valeurs moyennes de 10 villosités adjacentes chez 5 animaux différents, Adapté par **UNI et al(1998)**.

GEYRA et al (2001) ont constaté que le nombre de cellules proliférantes dans tous les segments de l'intestin grêle, a diminué. En outre, la profondeur des cryptes était aussi déprimée par le retard d'accès à l'alimentation jusqu'à la fin de la première semaine de vie. À cet âge la profondeur des cryptes dans le duodénum et le jéjunum deviendrait similaire à celle des oiseaux nourris immédiatement après l'éclosion.

UNI et al (2003), GEYRA et al (2001) ont constaté qu'une alimentation décalée de 48 h à une incidence sur la taille et la concentration de cellules caliciformes, ainsi que sur leurs produits" les mucines".

Même si l'accès à l'alimentation retardée va ralentir la croissance des villosités, la présence d'aliments va stimuler l'intestin pour la croissance compensatrice des villosités trois à quatre jours après l'accès à l'alimentation (**UNI et al, 2003^A**).

Lorsque des poussins ont subi une alimentation décalée de 72h, **SMIRNOV et al (2004)** ont noté une diminution marquée de la surface des villosités et de la taille des cellules caliciformes dans les trois segments de l'intestin grêle, à l'âge de 28 jours par rapport aux oiseaux nourris immédiatement après l'éclosion.

Smirnov et ses collègues, ont également signalé des effets négatifs sur l'intégrité musculaire de l'intestin grêle, en raison de la diminution de l'épaisseur de la couche adhérente de mucus lorsque les oiseaux ont été alimentés tardivement.

CORLESS et SELL (1999) ont rapporté qu'une alimentation décalée de 54heures après l'éclosion des dindonneaux se traduit par une diminution de la masse absolue de l'intestin grêle, du pancréas et de la longueur de l'intestin grêle, dans les cinq premiers jours de vie.

En outre, un décalage de 48 heures d'alimentation et d'abreuvement diminue la croissance des villosités et le nombre d'entérocytes dans les trois segments de l'intestin grêle par rapport aux dindonneaux nourris précocement (**NOY et al, 2001**).

POTTURI et al (2005), NOY et al (2001) ont noté que l'intestin grêle a grandement bénéficié de plus longues et de plus larges villosités et de plus profondes cryptes et de nombreuses cellules caliciformes lorsque les dindonneaux ont été immédiatement alimentés après l'éclosion.

TAKO et al (2004) ont injecté des embryons de race Ross au 17^{ème} jour d'incubation avec une source d'hydrate de carbone (CHO) ou bêta-hydroxy-bêta-méthylbutyrate (HMB). Dans les 48

heures qui suivent l'injection, la largeur des villosités et leur surface montrent une amélioration significative. Même après l'éclosion et jusqu'au 3^{ème} jour d'âge, la surface des villosités était encore augmentée et il y avait une augmentation de 50% du nombre des cellules caliciformes dans le jéjunum par rapport aux embryons non traités (**TAKO et al, 2004 ; SMIRNOV et al, 2006**).

I.2.2.5.2. Effets des caractéristiques des aliments

I.2.2.5.2.1. Taille des particules alimentaires

I.2.2.5.2.1.1. Cas des régimes présentés sous forme de farine

Une granulométrie grossière des particules d'un régime sous forme de farine est associée à un plus gros gésier (poids relatif) qu'avec une farine de granulométrie plus fine (**ENGBERG et al, 2002 ; NIR et al, 1994**).

Les profils granulométriques des régimes « farine » n'entraînent pas d'effet significatif sur la taille de l'intestin grêle (**ENGBERG et al, 2002 ; NIR et al, 1994**). Néanmoins, on observe une tendance à la diminution de ce poids relatif plus la proportion de particules grossières dans le régime augmente (**NIR et al, 1994**).

I.2.2.5.2.1.2. Cas des régimes présentés sous forme de granulés

Le profil granulométrique des régimes sous forme de granulés est obtenu par tamisage humide (**ENGBERG et al, 2002 ; PERON et al, 2005**). Le gésier des poulets est plus gros, avec des granulés contenant des particules grossières (>850µm) qu'avec des particules fines (**ENGBERG et al, 2002 ; PERON et al, 2005**).

L'incorporation de céréales entières avant granulation entraîne de la même façon une augmentation du poids du gésier (**HETLAND et al, 2002 ; SVIHUS et al, 2004^B**), par contre, il n'y a pas d'effet significatif sur le poids de l'intestin grêle d'après **PERON et al(2005)**.

I.2.2.5.2.1.3. Influence de la présence de grains entiers dans les régimes

De nombreuses études rapportent l'utilisation de blé entier dans les régimes (**JONES &TAYLOR, 2001; BENNETT et al, 2002; HETLAND et al, 2002; SVIHUS et al, 2002; ENGBERG et al, 2004; SVIHUS et al, 2004^A; WU&RAVINDRAN, 2004**). Son emploi est avantageux, puisqu'il permet de réduire les coûts de fabrication des

aliments. L'utilisation de blé entier entraîne cependant des réponses différentes selon les études. L'incorporation intra granulés de grains entiers (**WU et al, 2004^B**) n'a pas d'effet prononcé sur la taille (poids relatif) des compartiments digestifs.

GABRIEL et al (2005) rapportent que le premier organe modifié par l'utilisation de graine entière est le gésier. Son poids relatif est nettement augmenté (26 % en moyenne). Ceci a été observé dans de nombreuses études (**CUMMING, 1994 ; WALDENSTEDT et al, 1998 ; BANFIELD et al, 2002 ; PLAVNIK et al, 2002 ; GABRIEL et al, 2003^A ; ENGBERG et al, 2004**) et est attribué à l'augmentation des fréquences de contraction de cet organe pour réduire en fines particules les graines entières. Ceci est accompagné par une baisse du pH de son contenu (**GABRIEL et al, 2003 ; ENGBERG et al, 2004**) qui peut augmenter la dénaturation des protéines et favoriser leur hydrolyse.

Le deuxième organe modifié par l'utilisation de graines entières d'après **GABRIEL et al (2005)** est le pancréas. Son poids est augmenté de 12 % en moyenne. Ceci a été observé au cours d'études précédentes (**BANFIELD et al, 2002 ; ENGBERG et al, 2004**). Cette augmentation de poids est accompagnée d'une baisse de l'activité de l'amylase dans le tissu pancréatique, mais sans modification de l'activité de la trypsine, la chymotrypsine et la lipase (**ENGBERG et al, 2004**).

Au niveau de l'intestin, le poids des différentes sections (duodénum, jéjunum, iléon) ne fait pas apparaître de différences (Figure 10). D'autres études avaient montré un poids plus faible du duodénum en présence de graines entières (**GABRIEL et al, 2003**) et des modifications de pH du duodénum tantôt diminué (**ENGBERG et al, 2004**) tantôt augmenté (**GABRIEL et al, 2003**).

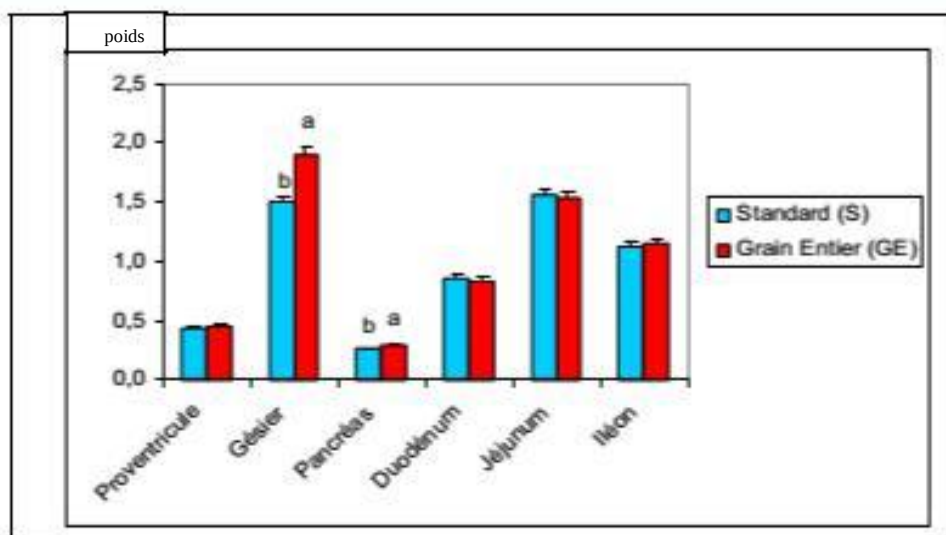


Figure N°10 : Effet de graines entiers de blé sur le poids des organes digestif du poulet (GABRIEL et al, 2003)

WILLYAMS et al (2008) ont rapporté que la surface des cryptes (iléon) était le seul paramètre histologique affecté par la présence des grains entiers de blé dans le régime alimentaire. La hauteur et la surface des villosités ne sont pas significativement modifiées par l'introduction des grains entiers de blé.

JAMROZ et al (2001) ont voulu comparer les effets de l'ajout de 40% d'orge aux régimes de poulets de chair, du canard et de l'oie ; les résultats montrent que l'intestin grêle était plus long chez le poulet et l'oie que chez le canard à l'âge de 21 jours. En fin d'expérimentation (42 jours d'âge) il n'y avait pas de différence dans les longueurs intestinales chez les trois espèces.

Selon **YASAR et FORBES (1999)** l'introduction des grains entiers de blé, de l'orge à raison de 60 à 70% dans des régimes alimentaires présentés sous forme de farine durant une période de 42 jours, influence positivement la masse absolue de l'intestin grêle du poussin ; cependant la longueur et le poids relatif ne montrent aucun changement. En outre, ils ont rapporté une augmentation de la hauteur des villosités intestinales et une réduction du taux de prolifération cellulaire des cryptes.

Lorsque les poulets de chair ont été nourris avec un régime granulé constitué soit de 20% de blé sur une période allant de 17 à 42 jours d'âge, aucune différence dans la proportion relative des mesures de la longueur intestinale entre les traitements n'est apparue, comme souligné par **JONES et TAYLOR (2001)**.

Pour plus d'information concernant les effets de l'aliment sur le développement du tractus digestif dans la vie postnatale du poulet, **BATAL et PARSONS (2002)** avaient testé un aliment à base d'acides aminés cristallisé "AA" chez les poussins de chair.

Les auteurs montrent que, le régime AA a diminué la croissance en masse absolue de l'intestin grêle, du pancréas, du foie et du gésier durant les trois premières semaines de vie du poussin ; en outre les poids relatifs des organes digestifs prennent des valeurs faibles par rapport aux témoins (régime maïs-soja) durant les sept premiers jours. Cette différence des mesures relatives deviendrait négligeable à partir du 21^{ème} jour d'âge du poussin.

I.2.2.5.2.1.4. Granulés versus farine

Le poids relatif du gésier est plus élevé chez des poulets nourris avec un régime présenté sous forme de farine qu'avec un régime présenté sous forme de granulés (**ENGBERG et al, 2002**).

Ceci est probablement dû au fait que la taille particulière des farines est plus importante que celle des constituants des granulés (**NIR et al, 1994^A** ; **SVIHUS & HETLAND, 2001** ; **ENGBERG et al, 2002** ; **AMERAH et al, 2007**) et cette différence est d'autant plus marquée que la taille des particules de l'aliment de départ est élevée (**NIR et al, 1994^B** ; **NIR et al, 1994^C**).

La présentation en farine ou en granulés n'a en général pas d'influence sur le poids de l'intestin grêle. Après broyage dans le gésier, la taille particulière du chyme est réduite et harmonisée entre les différentes classes de tailles particulières, ce qui d'après **HETLAND et al (2004)** pourrait expliquer l'absence d'effets entre farine et granulés sur le poids et la longueur de l'intestin grêle. Cependant, la taille de l'intestin grêle ne dépend pas forcément de la taille des particules qui y résident. Il n'est pas exclu que la vitesse de l'évacuation gastrique agisse aussi sur le poids de l'intestin, étant donné que l'on observe souvent une relation inverse entre les tailles du gésier et de l'intestin .

I.2.2.5.2.1.5. Type de céréale

Selon **THOMAS et RAVINDRAN (2008)**, **CARRE et al (2008)** le poids relatif du gésier est plus élevé avec un régime à base de maïs qu'avec un régime à base de blé. L'ingestion de maïs tend à diminuer (**THOMAS et RAVINDRAN, 2008**) ou diminue (**Carré et al, 2008**) le poids relatif de l'intestin par rapport à celui obtenu avec du blé.

I.2.2.5.3. Effet des fibres insolubles

Plusieurs chercheurs ont observé que les fibres alimentaires ont un effet spectaculaire sur le développement de l'appareil digestif dans la vie postnatale. Une expérimentation a porté sur des poussins de race Ross 308, afin de déterminer l'effet de fibres insolubles sur le développement du tube digestif, elle a montré que l'augmentation de la taille du tractus digestif a été remarquablement affectée par les fibres du pois, tandis que le son d'avoine a entraîné une plus forte diminution de la digestibilité de la ration (**JORGENSEN et al, 1996**).

En outre, quand les poulets ont reçu une alimentation contenant 80% de seigle, des dommages de villosités intestinales et de l'épithélium de l'intestin grêle ont été remarqués par **RAKOWSKA et al(1993)**.

Des travaux similaires ont également été réalisés avec les oies domestiques, afin d'évaluer l'impact des fibres sur le développement du tractus digestif. Les auteurs n'ont rapporté aucune différence dans la longueur de l'intestin grêle quel que soit le type de fibres (**YU et al, 1998**).

Les résultats de **BORIN et al (2006)** ont suggéré une augmentation du poids et de la longueur des organes digestifs avec l'augmentation des niveaux de fibres dans la ration alimentaire.

Sur le plan histomorphologique, les chercheurs n'ont constaté aucune différence significative due à des fibres. Ces résultats peuvent être expliqués par l'âge des oies utilisées durant l'expérimentation (6 semaines). Chez d'autres oiseaux outre que le poulet de chair, les chercheurs ont constaté que l'alimentation à base de fibres affecte différemment le développement du tube digestif.

I.2.2.5.4. Effet des polysaccharides non amylacés

Plusieurs variétés de céréales telles le maïs, le blé, le seigle et l'orge, sont utilisées dans les régimes de volailles pour servir de source d'énergie ou de carbo-hydrate et ces grains peuvent avoir un impact sur le développement du tractus digestif. Le composant majeur de certains de ces grains de céréales est les polysaccharides non amylacés (NSP) qui sont considérés comme ayant des facteurs anti-nutritionnels entraînant des effets négatifs sur les performances de croissance des oiseaux ainsi que le développement digestif comme souligné par **SMITS et ANNISON (1996)**. En effet, la présence de (NSP) a été rapportée pour augmenter la profondeur de la crypte et la hauteur des villosités de l'iléon tout en réduisant le nombre des entérocytes dans le jéjunum (**IJI et al, 2001**).

D'autre part, la fraction insoluble du (NSP) semblait avoir des facteurs bénéfiques pour la santé chez l'homme. Cependant chez le poulet, seulement quelques études ont fourni des preuves des effets bénéfiques du (NSP) sur le développement intestinal (**RIDDELL, 1976 ; HETLAND et al, 2004**).

Dans une expérimentation menée par **IJI et al (2001)** les poussins de race Ross reçoivent un régime standard supplémenté par des (NSP) à raison de 10% "Exp1" et 5% "Exp2", sur une période allant de 7 au 21 jours, il en ressort que la supplémentation en (NSP) a donné lieu à des cryptes plus profondes dans le jéjunum, des villosités iléales plus longues et une grande surface des villosités. Ces changements de paramètres histologiques ont pour but de compenser la diminution de la disponibilité des nutriments d'après **IJI et al (2001)**.

I.2.2.5.5.L'effet des phytobiotiques sur la morphométrie de l'intestin grêle du poulet

DEMIR et al (2005) ont observé une baisse de la profondeur des cryptes de l'iléon des poulets supplémentés avec l'huile essentielle de thym.

Avec de l'huile essentielle d'origan, **TEKELI et al (2006)** ont rapporté une augmentation du poids du jéjunum et **DA SILVA et al (2009)** rapportent une baisse de la profondeur des cryptes, reflétant une diminution de renouvellement cellulaire intestinal, celle-ci entraînant donc un coût métabolique moindre pour le tissu intestinal et sans modification de la hauteur des villosités.

Avec un mélange des huiles essentielles riches en carvacrol une augmentation de la quantité de mucus dans le proventricule et dans le jéjunum a été rapportée chez le poulet, conférant une protection de la muqueuse (**BRENES et ROURA,2010**). Ce mélange a modifié la taille des cryptes du jéjunum en fonction du type de régime (maïs/régime blé-orge).

II. FONCTIONS

DIGESTIVES II.1. Sécrétions

digestives II.1.1. Description

Il faut distinguer les sécrétions digestives enzymatiques et les sécrétions digestives non enzymatiques. Parmi les sécrétions non enzymatiques se trouvent le mucus, la bile et les ions (hydrogène, sodium, chlorure et bicarbonate). Les sécrétions enzymatiques sont constituées des enzymes pancréatiques et intestinales.

Les glandes salivaires de la cavité buccale et les cellules de la muqueuse de l'œsophage, du jabot et de l'intestin grêle sécrètent du mucus, composé essentiellement de glycoprotéines (DENBOW, 2000 ; UNI et al, 2003a).

Le mucus humidifie les aliments, joue un rôle de lubrifiant pour faciliter le déplacement du chyme (DENBOW, 2000) et assure une protection de la muqueuse intestinale (UNI et al, 2003^A). Dans la muqueuse du proventricule, des cellules spécialisées oxyntico-peptiques sécrètent à la fois du pepsinogène et de l'HCl (DENBOW, 2000).

Le pepsinogène est activé en pepsine sous l'action du pH bas qui règne dans le compartiment, ou par activation par de la pepsine déjà présente (CREVIEU-GABRIEL, 1999 ; DENBOW, 2000). La pepsine initie la dégradation des protéines (HILL, 1971).

Les sécrétions pancréatiques et biliaires se déversent dans le duodénum par les canaux pancréatique, hépatique et biliaire respectivement. Le suc pancréatique contient:

- du bicarbonate de sodium qui neutralise le chyme acide en provenance du gésier
- des protéases, sous forme de zymogènes inactifs (trypsinogène, chymotrypsinogène, procarboxypeptidases, proelastase) (MORAN, 1985 ; PUBOLS, 1991) qui après activation par l'entérokinase duodénale hydrolysent les protéines en peptides. Le trypsinogène est activé en trypsine par auto-hydrolyse ou par l'intermédiaire de l'entérokinase de la bordure en brosse de l'intestin ; la trypsine active à son tour les autres zymogènes.
- de la lipase (KROGDAHL & SELL, 1989 ; JIN et al, 1998) qui avec l'action de la colipase, permettent la dégradation des lipides, en association avec des sels biliaires.
- de l' α -amylase (PUBOLS, 1991 ; SELL et al, 1991) qui dégrade les molécules d'amidon en oligomères de glucose (WHELAN, 1953).

Le foie produit la bile (DENBOW, 2000) qui contient du bicarbonate de sodium et des acides biliaires sous forme conjugués, dont les principaux chez le poulet sont l'acide cholique et l'acide chénodéoxycholique conjugués à la taurine ou à la glycine. Ils sont stockés dans la vésicule biliaire puis excrétés dans le duodénum (JIN et al, 1998 ; DENBOW, 2000).

Les enzymes digestives présentes au niveau de la surface apicale des entérocytes de la muqueuse intestinale assurent les étapes finales de digestion (JIN et al, 1998). Ces enzymes ne sont pas sécrétées mais sont ancrées dans la membrane ou sont intracellulaires. On distingue :

- l'entérokinase qui permet l'activation du trypsinogène en trypsine (**MALAGELADA, 1981 ; JIN et al, 1998**).
- les dipeptidases et aminopeptidases qui libèrent des dipeptides et des acides aminés (**JIN et al, 1998 ; CREVIEU-GABRIEL, 1999**).
- les disaccharidases telles que la maltase (**SIDDONS et al, 1985 ; JIN et al, 1998 ; UNI et al, 1999**), l'isomaltase (**JIN et al, 1998**) et l'invertase.

II.1.2. Absorption des nutriments

Une fois dégradés par les enzymes digestives, les nutriments sont absorbés à travers la muqueuse intestinale. L'absorption a lieu principalement dans la partie distale de l'intestin grêle (**CREVIEU-GABRIEL, 1999**). Le plus fréquemment, l'absorption s'effectue grâce à des transporteurs plus ou moins spécifiques.

Concernant les protéines, les tri- et di- peptides peuvent être absorbés tels quels par le transporteur pepT1 (**GILBERT et al, 2007**) qui est H⁺ dépendant (**CHEN et al, 2005**) tandis que les acides aminés libres sont absorbés grâce à des transporteurs plus ou moins spécifiques d'un acide aminé (**GILBERT et al, 2007**).

Pour les glucides, les transporteurs sont soit actifs (Na⁺ dépendant) soit passifs (facilités par un gradient de glucose) (**THORENS, 1996**). Le transport du glucose et du galactose se fait par le transporteur SGLT1 (**FERRARIS, 2001 ; GARRIGA et al, 2002**). Ce transporteur est peut-être limitant pour l'absorption (**SKLAN & NOY, 2003**).

Le transport du fructose est effectué à l'aide du transporteur GLUT5 (diffusion facilitée) (**FERRARIS, 2001**). Quant aux lipides, ils sont absorbés sous forme d'acides gras libres, de monoglycérides et de cholestérol par endocytose du contenu micellaire. Les acides biliaires sont réabsorbés à plus de 90% dans le jéjunum et l'iléon (**EBIHARA & SCHNEEMAN, 1989**).

II.1.3. PH des contenus digestifs

Chaque enzyme agit à un pH optimal (**HERPOL, 1966**). Le pH dans les contenus digestifs diffère selon le compartiment digestif. Il est déterminé par le déversement des sécrétions digestives tout au long du tractus digestif mais peut être influencé par la composition et la forme de l'aliment.

Le pH du contenu de gésier est plus élevé chez des poulets nourris avec un aliment présenté sous forme de granulés par rapport à des poulets nourris avec un aliment sous forme de farine (**ENGBERG et al, 2002**). Un aliment sous forme de farine doit donc stimuler plus fortement la sécrétion de HCl par le proventricule. Cette différence pourrait s'expliquer par le fait que les aliments « farine » ont un temps de séjour plus long dans le gésier que les aliments « granulés », du fait de leur plus grande taille particulière (**ENGBERG et al, 2002**).

De façon similaire, les aliments grossiers ou contenant des grains entiers pourraient entraîner un pH plus bas dans le gésier que les aliments constitués par des particules de faible taille. Ainsi l'ajout de fibres grossières dans le régime a entraîné une baisse de pH dans le gésier (**JIMENEZMORENO et al, 2009**).

En revanche, dans l'intestin grêle, le pH est plus faible pour les poulets nourris avec des granulés que pour ceux nourris avec un aliment sous forme de farine, ce qui suggère une moindre sécrétion de bicarbonate de sodium par le pancréas et les voies biliaires dans le cas de l'utilisation de granulés.

II.1.4. Ontogenèse

II.1.4.1. Enzymes pancréatiques

Les enzymes pancréatiques apparaissent en fin de période d'incubation (**MORAN, 1985 ; NOY & SKLAN, 1997 ; SKLAN, 2001**). À partir de l'éclosion, l'augmentation du poids relatif du pancréas reflète l'augmentation de la production et du stockage d'enzymes pancréatiques.

Les sécrétions d'enzymes pancréatiques dans l'intestin grêle peuvent être évaluées avec la mesure des activités enzymatiques dans les contenus digestifs (**KROGDAHL et SELL, 1989 ; NITSAN et al, 1991 ; NIR et al, 1993**). La mesure des activités enzymatiques dans le pancréas sert d'indicateur de la production d'enzymes.

Les activités enzymatiques sont exprimées en unités internationales (U.I.). Une U.I. correspond à la quantité d'enzymes nécessaire pour hydrolyser un μmol de substrat par minute dans des conditions spécifiques de pH et de température pour une enzyme donnée (**HULAN et BIRD, 1972**).

Les activités enzymatiques (U.I.) sont souvent rapportées au poids vif de l'animal (**NIR et al, 1993**), au poids de l'organe (**KROGDAHL et SELL, 1989**) ou à la masse de protéines (activité spécifique).

L'activité des enzymes pancréatiques rapportée au poids vif mesurée dans le pancréas et dans les contenus intestinaux augmente significativement à partir de l'éclosion (**NITSAN et al, 1991^A** ; **SKLAN & NOY, 2003** ; **KROGDAHL et SELL, 1989**) en rapport avec la consommation d'aliment.

L'augmentation de l'activité de la lipase dans les jours suivant l'éclosion est moins forte que les autres enzymes. La raison invoquée serait que la lipase est déjà active très précocement (**SKLAN & NOY, 2003**) pour digérer le contenu du sac vitellin.

L'activité de l'amylase augmente fortement dans les contenus digestifs jusqu'à atteindre un seuil vers le 24^{ème} jour suivant l'éclosion (**KROGDAHL et SELL, 1989**). Cette augmentation reflète probablement l'adaptation à la consommation d'un aliment riche en amidon (**NOY & SKLAN, 1999**). Les activités protéasiques (**NITSAN et al, 1991^A** ; **NIR et al, 1993**) et lipasiques (**UNI et al, 1995**) semblent atteindre un pic vers le 11^{ème} jour d'âge.

II.1.4.2. Enzymes intestinales

Les enzymes de la bordure en brosse sont elles aussi déjà présentes aux derniers jours de la période d'incubation (**UNI et al, 2003B**). Après l'éclosion, leur activité augmente beaucoup plus rapidement que pendant les derniers jours d'incubation (**UNI et al., 1999**).

L'activité de la maltase et de l'invertase atteint un pic vers le deuxième jour après l'éclosion, puis se stabilise (**UNI et al, 1998**)

II.2. Facteurs de variation des sécrétions enzymatiques

II.2.1 Facteur d'âge

BOY et SKLAN (1995) ont constaté que les concentrations d'enzymes digestives augmentent rapidement et immédiatement après l'éclosion et sont cruciales pour la digestion et l'absorption des nutriments.

Une grande partie de l'hydrolyse de molécules complexes dans l'intestin grêle est le résultat de la sécrétion d'enzymes pancréatiques. Les enzymes les plus importantes sécrétées par le

pancréas sont l'amylase, la lipase et la trypsine qui sont responsables de la digestion de l'amidon, des triglycérides et des polypeptides respectivement.

Selon **UNI et al (1995)** l'activité amylasique augmente dès la naissance, mais reste toutefois négligeable jusqu'à l'âge de 2 jours. Ce n'est qu'entre le 2^{ème} et le 7^{ème} jour d'âge qu'il est constaté une augmentation rapide et importante de cette activité. Ceci serait probablement lié au quasi absence des glucides dans le liquide vitellin ; le délai correspondrait à l'adaptation des sécrétions aux nutriments ingérés par le poussin.

La présence de lipides et de protéines dans le liquide vitellin permettrait une sécrétion et donc une activité intestinale plus précoce des enzymes de dégradation de ces nutriments. On observe un pic de l'activité de la trypsine aux alentours de 4 jours d'âge et l'activité lipasique augmente régulièrement dès l'éclosion. (**SKLAN et NOY, 2000**).

UNI et al (1995) ont observé un pic de l'activité de la trypsine aux alentours de 4^{ème} jours d'âge et l'activité lipasique augmente régulièrement dès l'éclosion jusqu'au 21^{ème} jour d'âge (**NILSEN et al, 1991 ; NOY et SKLAN, 1995**).

À l'éclosion, l'activité spécifique de la trypsine dans le pancréas commence à diminuer jusqu'à l'âge de 4 jours, après quoi elle augmente jusqu'au 20^{ème} jour d'âge. Dans l'intestin, l'activité de la trypsine augmente dix fois de l'éclosion à 15 jours d'âge, puis se stabilise, alors que l'activité relative atteint un maximum plus tôt au 11^{ème} jour d'âge, selon **NIELSEN et al (1991)**. **NOY et SKLAN (1995)** ont constaté que le niveau net quotidien de la sécrétion de trypsine dans le duodénum suit une tendance similaire à une activité spécifique avec des niveaux bas à 4 jours d'âge, puis une augmentation jusqu'au 21^{ème} jour d'âge.

Les enzymes de la bordure en brosse sont produites à l'intérieur des entérocytes ou dans leur membrane externe. **UNI(1999)** a constaté qu'après l'éclosion du poussin il y a une augmentation de deux fois de l'activité de la sucrase qui est resté stable jusqu'au 35^{ème} jour d'âge, après cet âge, l'activité de sucrase va diminuer.

UNI et al (1998) ont observé des niveaux inférieurs des activités de sucrase et de maltase dans le duodénum contre le jéjunum et l'iléon de poussins de chair à 2 jours d'âge. L'activité de maltase atteint un niveau maximum au 2^{ème} jour d'âge et diminue légèrement au 4^{ème} jour de vie.

TARVID (1992) a rapporté des niveaux très élevés de l'activité relative de l'aminopeptidase et di peptidase à l'éclosion, suivie d'une diminution rapide au 10^{ème} jour d'âge. Dans le cas de

l'aminopeptidase il y a une augmentation de l'activité relative à l'âge de 15 jours, avec différents taux d'augmentation dans les différents segments de l'intestin grêle.

L'activité relative de la dipeptidase continue à diminuer de 10^{ème} au 40^{ème} jour d'âge selon **TARVID (1992)**.

II.2.2. Facteurs génétiques

NIR et al (1993) ont mis en évidence un fort effet génétique sur l'activité des enzymes digestives entre des poules pondeuses et des poulets de chair.

A partir de 10^{ème} jour d'âge, les activités (rapportées au poids vif de l'animal) de l'amylase et de la lipase dans les contenus digestifs étaient plus importantes pour la souche « pondeuse » par rapport à la souche « chair », en association avec un poids relatif de pancréas plus élevé pour la souche « pondeuse ». Les différences du poids relatif du pancréas, observées entre génotypes suggèrent ainsi des différences d'activité enzymatique.

PERON et al (2005) ont observé un poids du pancréas plus élevé quant les poulets sont nourris avec un régime riche en blé.

UNI et al (1995) ont rapporté que l'activité enzymatique de l'amylase, de la trypsine et de la lipase était plus faible chez les poussins à croissance faible que chez les poussins à croissance rapide.

II.2.3. Facteurs alimentaires

II.2.3.1. Stimulation mécanique et chimique

La distension du duodénum provoquée par la présence de chyme, stimule le nerf vague et entraîne la libération d'hormones, notamment la secretine, par l'épithélium intestinal. A son tour, la secrétine stimule la sécrétion d'enzymes pancréatiques dans le duodénum (**DUKE et al, 1987**). En revanche, la présence d'enzymes dans l'intestin grêle (trypsine, chymotrypsine) sert de rétrocontrôle négatif sur la sécrétion pancréatique (**FUSHIKI et al, 1999**).

D'après **GERTLER et NITSAN (1970)**, **PERROT (1995)** chez le poulet, la présence de facteurs antitrypsiques dans l'aliment entraîne une augmentation des sécrétions d'enzymes pancréatiques, probablement à cause de la liaison des facteurs antitrypsiques avec la trypsine

dans les digesta . Dans ce cas, le rétrocontrôle négatif sur la sécrétion pancréatique ne peut plus s'exercer.

II.2.3.2. Composition d'aliment

Un régime pauvre en lipides favorise l'augmentation en trypsine, chymotrypsine, et α -amylase tandis qu'un régime riche en lipides, augmente l'activité de la lipase et diminue celles de la trypsine et de la chymotrypsine chez la dinde (**KROGDAHL et SELL, 1989**).

A la naissance, le poussin dispose d'une faible réserve d'enzymes pancréatiques (trypsine, chymotrypsine, amylase et lipase) synthétisées durant la vie embryonnaire (**DIBNER, 1997**). Leur sécrétion est stimulée de façon significative dès la première semaine de vie.

La mesure de la sécrétion totale d'azote, reflet de la sécrétion enzymatique totale est multipliée par deux entre le 4^{eme} et le 7^{eme} jour d'âge (**NOY et SKLAN, 1995 ; UNI et al, 1995B**). La synthèse et l'activité de ces enzymes ont été déterminées dans le pancréas mais ces données donnent peu d'information sur les capacités digestives réelles du poussin. En effet, ces enzymes doivent être présentes et actives dans l'intestin pour agir sur la digestion.

La mesure des activités enzymatiques dans l'intestin (**NITSAN et al, 1991^{A,B}**) montre que chaque enzyme présente son propre profil de stimulation.

Il semble donc que l'âge et l'état nutritionnel du poussin soient deux paramètres influençant la sécrétion et l'activité des enzymes pancréatiques (**SKLAN et NOY, 2000**).

L'activité de la phosphatase alcaline de l'intestin a été influencée par le niveau d'énergie et de l'âge des animaux.

L'activité de la lipase a été affectée seulement par l'âge des poulets de chair. Il n'y avait pas d'effet de traitement sur l'activité de la trypsine pancréatique.

Il a été conclu que l'activité des enzymes pancréatiques peut être réglée par différents mécanismes dans des conditions de stress induit par la chaleur

Selon **LEE et al (2004)** l'activité amylasique a augmenté dans les contenus digestifs avec l'emploi d'un mélange contenant du thymol chez le poulet âgé de trois semaines.

D'autres chercheurs ont montré que les huiles essentielles utilisées chez les poulets à des doses entre 0,075 et 0,15 g/kg, ont influencé positivement l'activité de la trypsine et de l'amylase (**LEE et al, 2003 ; JAMROZ et al, 2005**).

On a constaté aussi que les additifs phytobiotiques (origan, 5g/kg ; thym, 1,0g/kg ; piment rouge, 1,0g/kg) possédaient un effet stimulateur intestinal (sécrétion du mucus) chez les poulets. Cet effet consisterait à compromettre l'adhérence des agents pathogènes et donc à contribuer à stabiliser l'équilibre microbien dans l'intestin des animaux (**JAMROZ et al, 2006**).

JI et al (2001) ont également signalé une diminution de l'activité de l'alcaline phosphatase et de la maltase dans le jéjunum durant la première semaine de vie chez les oiseaux nourris avec les polysaccharides non amylacés.

TARVID (1992), SUSBILLA et al (2003) ont constaté que l'activité protéolytique proventriculaire a été considérablement diminuée en raison de la restriction de l'aliment.

MATÉRIEL ET MÉTHODES

MATÉRIEL ET MÉTHODES

I Matériel**I.1. Aliment :**

Au cours de l'expérimentation, les animaux ont été nourris avec un régime équilibré à base de maïs et de soja, avec une composition adaptée à la période d'élevage, de démarrage, de croissance et de finition et une granulométrie respectée (ONAB). Les animaux étaient nourris *ad libitum* pour l'eau et les aliments.

Tableau N° 1 : Composition des aliments distribués durant l'expérimentation.

Composants (g/kg)	Démarrage (1-11j)	Croissance (11-35j)	Finition (35-49j)
Mais	610	620	670
Tourteaux de soja	297	260	180
Son de blé	50	85	120
Phosphate bi calcique	16.7	16	10
Complément minéralo-vitaminique	10	10	10
Calcaire	06	09	10
Energie métabolisable	2900Kcal	2835Kcal	2847Kcal

Source : Office national des aliments de bétail.

I.2 Animaux :**I.2.1 Souches**

Dans notre étude, les animaux utilisés étaient des poulets de chair de souche Arbor-Acres, race à croissance rapide pesant en moyenne 2.8kg à l'âge d'abattage. Ils sont élevés en bande unique. L'indice de consommation est de 2,10%, alors que le taux de mortalité est de l'ordre de 2%.

I.2.2. Provenance des poussins et mise en place :

Les poussins utilisés sont issus de mêmes reproducteurs ; ils ont été obtenus auprès du couvoir (ONAB-Rouïba-ALGER). Ils ont été vaccinés contre la bronchite infectieuse au couvoir, puis transportés jusqu'à leur bâtiment d'élevage, situé à 200km environ, dans le nord Est de la wilaya de M'sila. Dès leurs arrivées, les poussins ont été placés au sol, avec une densité moyenne de 12 sujets par m².

I.3 Pratiques générales de l'élevage

I.3.1 Bâtiment d'élevage

Le bâtiment d'élevage était un bâtiment de type obscur avec un sol en béton et équipé d'une ventilation statique. La litière du bâtiment était composée de copeaux de bois. Une évaluation régulière de l'état de la litière et de l'état sanitaire des animaux a été effectuée afin de s'assurer que ce procédé ne mettait pas en danger la santé des poulets.

I.3.2 Température

La température a été assurée par des radiants à gaz et contrôlée en fonction de l'âge des poussins selon le programme présenté dans le tableau N°02. **Tableau N°2 :** Température de référence adapté à l'âge des poussins.

Age (en Jours)	Température de référence (en C°)
0-3	32
4-6	30
7-13	28
14	27
15-49	26

I.3.3 Éclairage :

Durant toute l'expérimentation, l'éclairage était continu (24/24h) de j1 (jour de l'arrivée du poussin) à j49, pour stimuler la consommation d'aliment et d'eau, avec une intensité lumineuse avoisinant 5 Watts/m².

I.3.4 Programme vaccinal :

Le programme vaccinal appliqué par l'exploitation inclut les principales maladies du poulet de chair, à savoir : la Bronchite Infectieuse, la maladie de Newcastle et la maladie de Gumboro. Le tableau N°3 illustre les souches vaccinales utilisées, l'âge de vaccination et les voies d'administration des vaccins.

Tableau N°3 : Programme vaccinal pratiqué dans l'élevage.

Age (Jours)	Nom du vaccin et Souche vaccinales	Maladie prévenue	Voie d'administration
3 jours	Hipraviar B1/H120 (vaccin vivant recombinant B1+H120)	Maladie de Newcastle et la Bronchite infectieuse	Eau de boisson
10 jours	Iba-vac (vaccin vivant)	Maladie du Gumboro	Eau de boisson
16 jours	Bronipra 1 (vaccin vivant, souche H120)	Bronchite infectieuse	Eau de boisson
21 jours	Hipraviar s (vaccin vivant, souche la Sota)	Maladie de Newcastle	Eau de boisson

II Méthodes

II.1. L'évolution du poids moyen vif

L'évolution du poids vif a été réalisée par des pesées régulières à différents âges des animaux sur un échantillon de six sujets. Ces pesées ont été effectuées au moment de la mise en place des poussins (J1) et à la fin de chaque période de 7 jours (J7 ; J14 ; J21 ; J28, J35, J42 et J 49).

II.2. Dissection anatomique :**II.2.1 Principe :**

Six poussins vivants ont été choisis au hasard et autopsiés à différents âges ; à 1, 7, 14, 21, 28, 35, 42 et 49 jours.

II.2.2. Autopsie

L'autopsie des sujets prélevés s'est déroulée selon les étapes suivantes :

- Préparation de l'oiseau :
 - Euthanasie par saignement.
 - Humectation de la peau et plumage
 - Disposition en décubitus dorsal
- Dépouillement du cadavre en incisant la peau des plis de l'aîne et désarticulant les pattes en les ramenant vers le dos.
- Ouverture du cadavre et éviscération : l'ouverture a lieu en trois temps :
 - 1-Incision cutanée médiane
 - 2-Mise à nu des organes thoraco-abdominaux
 - 3- Eviscération

II.3 ÉTUDE MORPHOLOGIQUE

II.3.1 Objectif :

Dans cette partie nous voulons suivre la croissance allométrique des différents segments intestinaux du poulet (le Duodénum, le Jéjunum et l'Iléon) à partir de l'éclosion jusqu'à l'âge prévu d'abattage (49jours), tout en procédant à des mesures de la masse absolue et de la longueur de trois portions de l'intestin grêle du poulet.

II.3.2 Méthode

II.3.2.1 Prélèvement

Après la dissection du poulet, l'intestin grêle est prélevé dans sa totalité puis divisé en trois segments : le duodénum (du gésier aux canaux pancréatique), le jéjunum (des canaux pancréatiques au diverticule de Meckel) et l'iléon (du diverticule de Meckel à la jonction iléo-caecal).

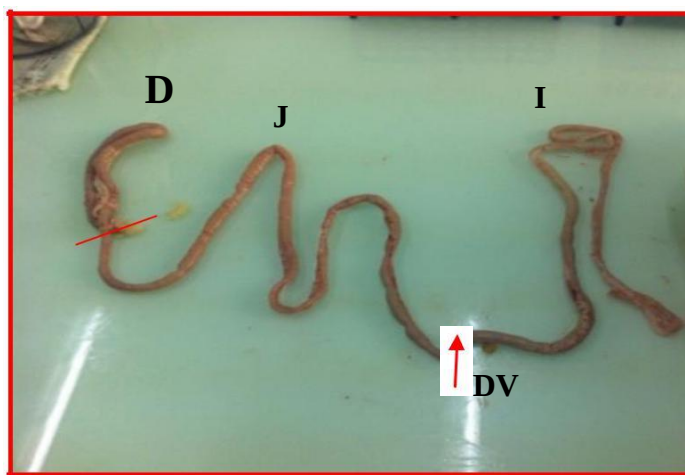


Figure N°11 : Prélèvement des segments intestinaux (D : Duodénum, J : Jéjunum, I : Iléon et DV : Diverticule de Meckel)

II.3.2.2 Mesure

- Vider le segment intestinal de son contenu
- Peser le segment à l'aide d'une balance de précision de 0.0001g
- Mesurer le segment.

II.4. ÉTUDE HISTOLOGIQUE

II.4.1 Objectif :

L'analyse histologique par *microdissection* (GOODLAD et al, 1991) permet de déterminer la morphométrie des villosités et des cryptes intestinales (hauteur / profondeur de villosité et crypte, surface et périmètre).

II.4.2. Méthodes :**II.4.2.1 Prélèvement et fixation :**

À partir des échantillons prélevés pour l'étude morphologique :

- Couper un morceau du segment digestif situé au milieu du segment étudié (duodénum, jéjunum et l'iléon).
- Prélever 0.5 cm du segment maximum, pour que le rapport "volume de tissus / volume de formol" permet une fixation correcte, soit un rapport de 1/10
- Couper le segment digestif longitudinalement
- Nettoyage de l'échantillon prélevé : Eliminer les contenus digestifs avec du sérum physiologique (NaCl 9g/l) maintenu à température ambiante pendant les prélèvements :
 - *Prendre le morceau d'intestin avec une pince
 - *Secouer le morceau dans un bécher contenant du sérum physiologique pour éliminer les contenus digestifs adhérents
 - *Renouveler l'opération dans deux autres béchers
- Fixation dans le tampon formol: Mettre le morceau de tissu dans le tube de tampon formol pré-rempli (maintenu au froid dans la glace), l'échantillon doit rester entre 4h et 20h maximum dans le tampon formol au froid (à 4°C)
- Lavages avant stockage dans l'éthanol 70%
 - *Vider le tampon formol dans un récipient adéquat (pour retraitement des déchets) en retenant l'échantillon avec une pince
 - *Remplir le tube avec 4 ml d'éthanol 70% à la pipette en le faisant couler doucement le long de la paroi (pour ne pas abîmer l'échantillon)
 - *Faire des cycles d'aspiration-refoulement de l'éthanol, de manière à mettre l'échantillon en suspension et favoriser le remplacement du tampon formol par l'éthanol
 - *Vider à nouveau dans le récipient pour retraitement des déchets et renouveler 2 autres fois les opérations
 - *Laisser les échantillons dans le dernier bain d'éthanol 70%
- Conservation dans éthanol 70% (4°C) jusqu'à la coloration.

II.4.2.2 Coloration :

- Couper avec le bistouri un morceau de 0.5cm^2 à partir des échantillons conservés dans l'éthanol 70%.
- Introduire l'échantillon dans un tube de 5ml, dans lequel on fera la coloration et on conserve le reste de l'échantillon original par sécurité dans son tube original avec la solution d'éthanol 70%.
- Déposer les morceaux découpés dans des tubes de 5ml avec 2ml du mélange Acide Acétique/Ethanol (25/75)%, laisser au moins 24 h.
- Réhydrater l'échantillon dans l'éthanol 50% pendant 15mn à température ambiante.
- Laver le avec de l'eau distillée pendant 10 minutes à température ambiante.
- Hydrolyser l'échantillon dans une solution de HCL 1N pendant 6 minutes à 60°C , en utilisant un bain marie. (Figure N°15).



Figure N°12 : Hydrolyse des échantillons dans l'HCL 1N pendant 6 mn à 60°C .

- Lavage avec l'eau distillée trois fois. (Figure N°16).



Figure N°13 : Lavage des échantillons avec l'eau distillée

- Coloration de Schiff pendant 20 à 40 min (1.5ml) en obscurité. (Figure N°17)



Figure N°14 : Coloration de Schiff

- Lavage avec l'eau distillée deux fois (3ml), pour enlever l'excès du colorant
- Conserver l'échantillon dans l'Acide Acétique 45% (2 ml) à 4°C. (Figure N°18).



Figure N°15 : Conservation de l'échantillon dans l'Acide Acétique 45%.

II.4.2.3 Méthode histologique "Microdissection"

II.4.2.3.1. Introduction

La technique histologique utilisée au cours de cette étude est rapide, peu coûteuse et n'entraîne pas d'artefact de rétraction liée à la déshydratation contrairement à la méthode classique d'inclusion de l'échantillon dans la paraffine.

Par ailleurs, cette technique permet de mesurer la largeur des villosités (Figure N°19) et non pas leur épaisseur. Cette largeur peut être modifiée tout comme la hauteur des villosités en fonction de l'âge du poulet (**Mathlouthi et al, 2002 ; Salgado et al, 2002**).

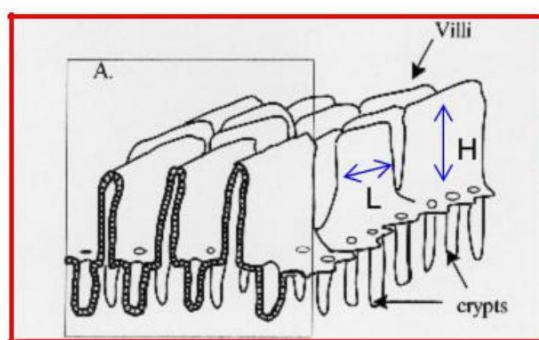


Figure N°16 : Schéma des villosités (villi) et cryptes de Lieberkhün (cryptes) au niveau de l'intestin grêle d'après (**Brunsgaard, 1995**) (H : hauteur ; L : largeur).

La surface mesurée par le biais du logiciel utilisé correspond donc à la surface réelle de villosité exposée à la lumière intestinale.

Malgré ses avantages, cette méthode est moins utilisée que la méthode classique d'inclusion de l'échantillon dans la paraffine. Cependant, elle a déjà été employée pour l'analyse morphologique de l'intestin de différentes espèces animales, aussi bien chez le porc (**Salgado et al, 2002**), le veau (**Montagne et al, 1991**), le lapin (**Gallois et al, 2005**) et le poulet (**Mathlouthi et al, 2002 ; Gabriel et al, 2005 ; Mallet et al, 2005**).

Des études comparatives entre ces deux techniques ont été effectuées et ont montré des tailles de villosités et cryptes plus élevées dans le cas de la microdissection par rapport à l'inclusion dans la paraffine vraisemblablement dues à la rétraction liée à la déshydratation dans le cas de méthode classique (**Fergusson et al, 1977 ; Alves et al, 2004**).

II.4.2.3.2 Technique

- Disposer l'échantillon coloré sur une boîte de Pétri avec l'Acide Acétique (45%)
- Couper un segment plat de 4x4mm et le déposer sur la lame numérotée (ajouter quelques gouttes d'Acide Acétique (45%) sur l'échantillon. (Figure N°20).

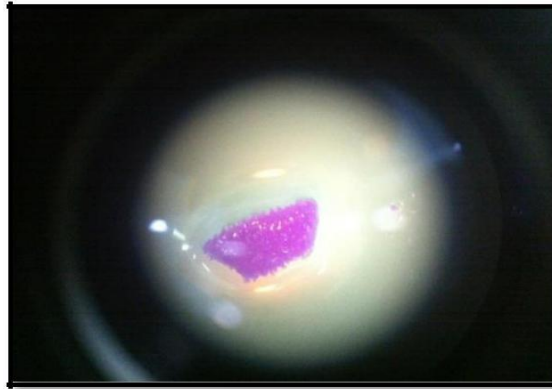


Figure N°17 : Echantillon coloré avant la dissection (vue sous une loupe binoculaire)

- Disséquer les villosités une à une soigneusement à l'aide des aiguilles fines et sous une loupe binoculaire, au moins dix villosités par sujet. (Figure N°21).



Figure N°18 : Dissection des villosités et des cryptes intestinales

- Pour fixer les villosités avec ses cryptes sur la lame, enlever l'excès d'Acide Acétique par capillarité à l'aide d'un papier, ajouter 2-3 gouttes du liquide de montage et couvrir avec la lamelle. . (Figure N°22, 23).



Figure N°19 : Vue microscopique des villosités avec leurs cryptes après dissection, (Duodénum j 21) (coloration au Schiff.Gx400)

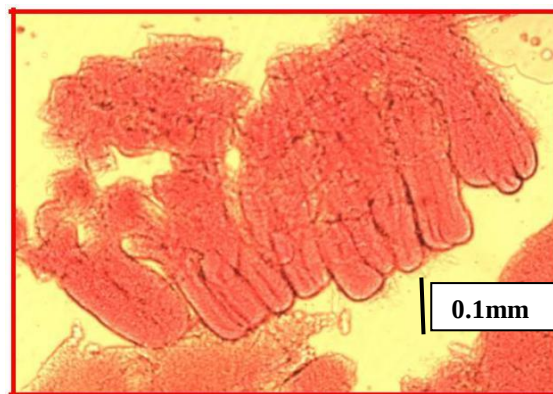


Figure N°20 : Vue microscopique des cryptes de Lieberkühn après dissection (Duodénum j21) (coloration au Schiff.Gx100).

II.4.2.4 Traitement des images

Pour chaque prélèvement 10 villosités et 20 cryptes de Lieberkühn sont photographiées et mesurées en utilisant un microscope doté d'une caméra et un logiciel d'acquisition et d'analyse d'image (**Optika™ Vision Pro Version 2.7**).

II.4.2.4.1 Description du logiciel

Le logiciel d'analyse d'image "**Optika™ Vision Pro**" est une application puissante orientée vers les utilisateurs avancés. Le contrôle total de la capture d'image, une variété de mesures et calibrations et de haute performance dans l'analyse de l'image font de ce logiciel un outil capable de satisfaire les utilisateurs les plus exigeants.

II.4.4.2 Etalonnage et Calibration

Pour calibrer un objectif :

- Utiliser la lame micrométrique
- Capturer l'image et l'envoyer dans la mémoire tampon (FIELD GROUP)

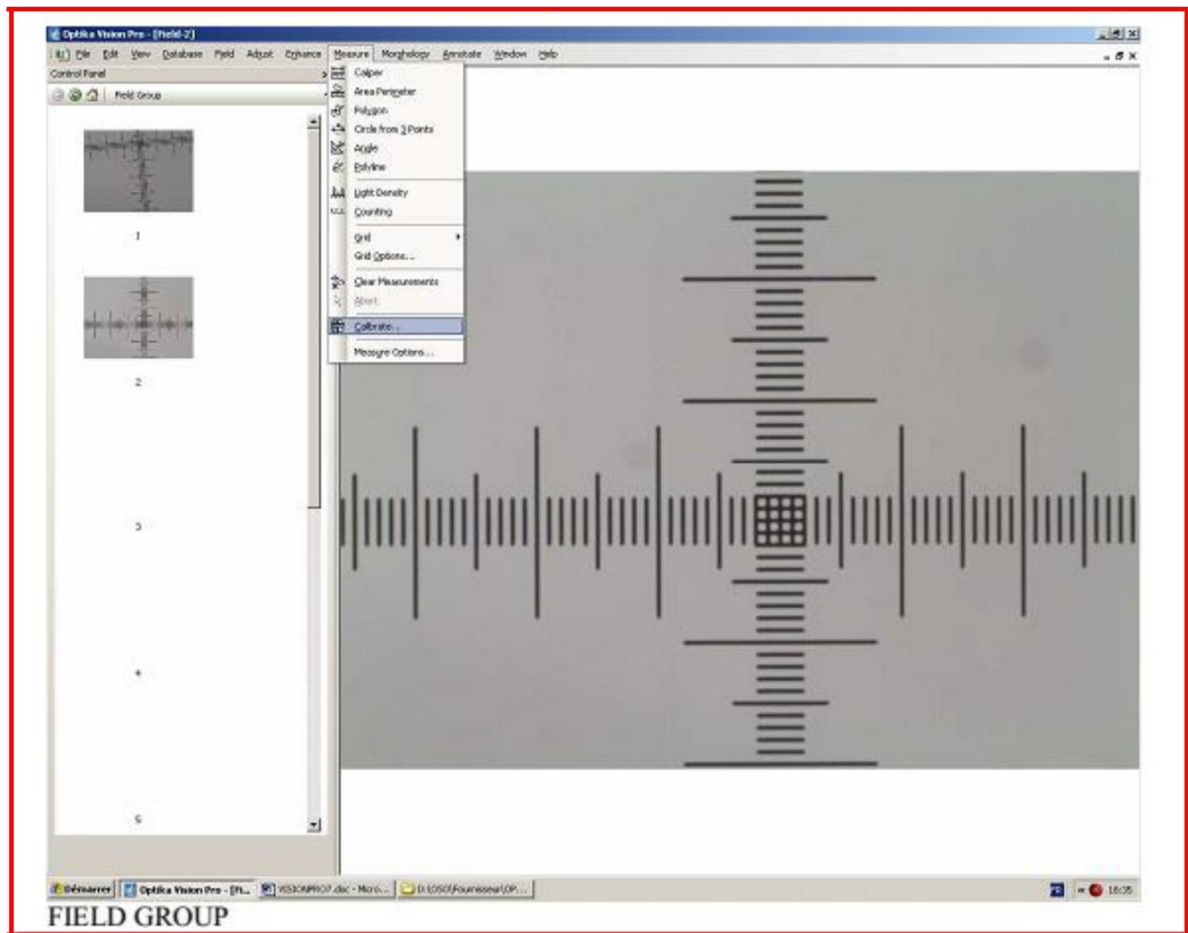


Figure N°21 : Interface du logiciel "**Optika™ Vision Pro**"

- Double clic sur l'imagette pour l'ouvrir
- Ouvrir l'onglet CALIBRATE dans l'angle " mesure"

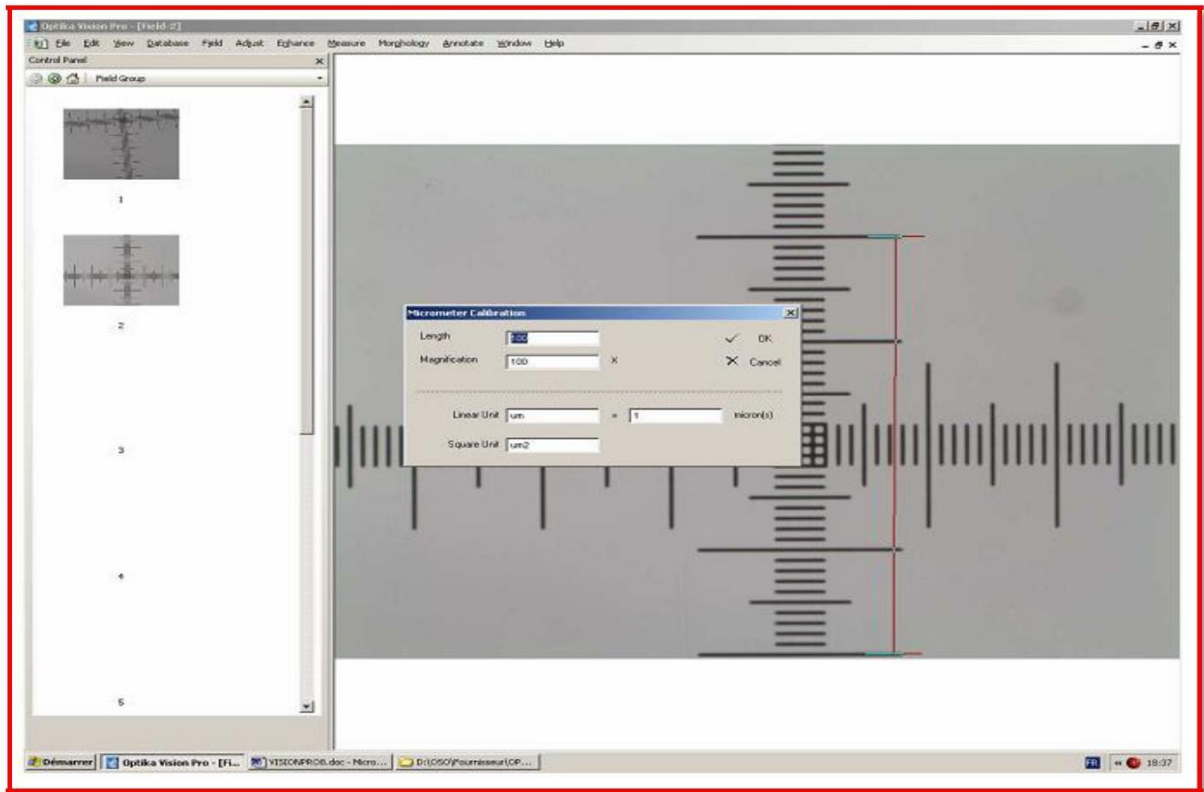


Figure N°22 : Création de l'échelle

- Avec la souris, tirer un trait entre deux graduations (un clic droit, garder le doigt enfoncé jusqu'à la deuxième graduation, relâché).
- Un clic droit : Une boîte de dialogue apparaît.
- Modifier :
 - Length : Introduire la valeur mesurée sur la lame de calibration
 - Magnification : Introduire la valeur du grossissement (Soit la valeur de l'objectif soit l'objectif X l'oculaire). Pour ce logiciel, cela n'a pas d'importance, il traduit le nombre de pixels mesurés en longueur.
- Ajuster LINEAR UNIT et SQUARE UNIT à l'unité de mesure de la lame micrométrique
- Cliquer sur OK

Pour que les modifications soient enregistrées il faut revenir sur la page « CAPTURE CONTROL » ; soit créer un nouveau profil ; soit modifier un profil existant. Sinon les modifications ne seront pas enregistrées.

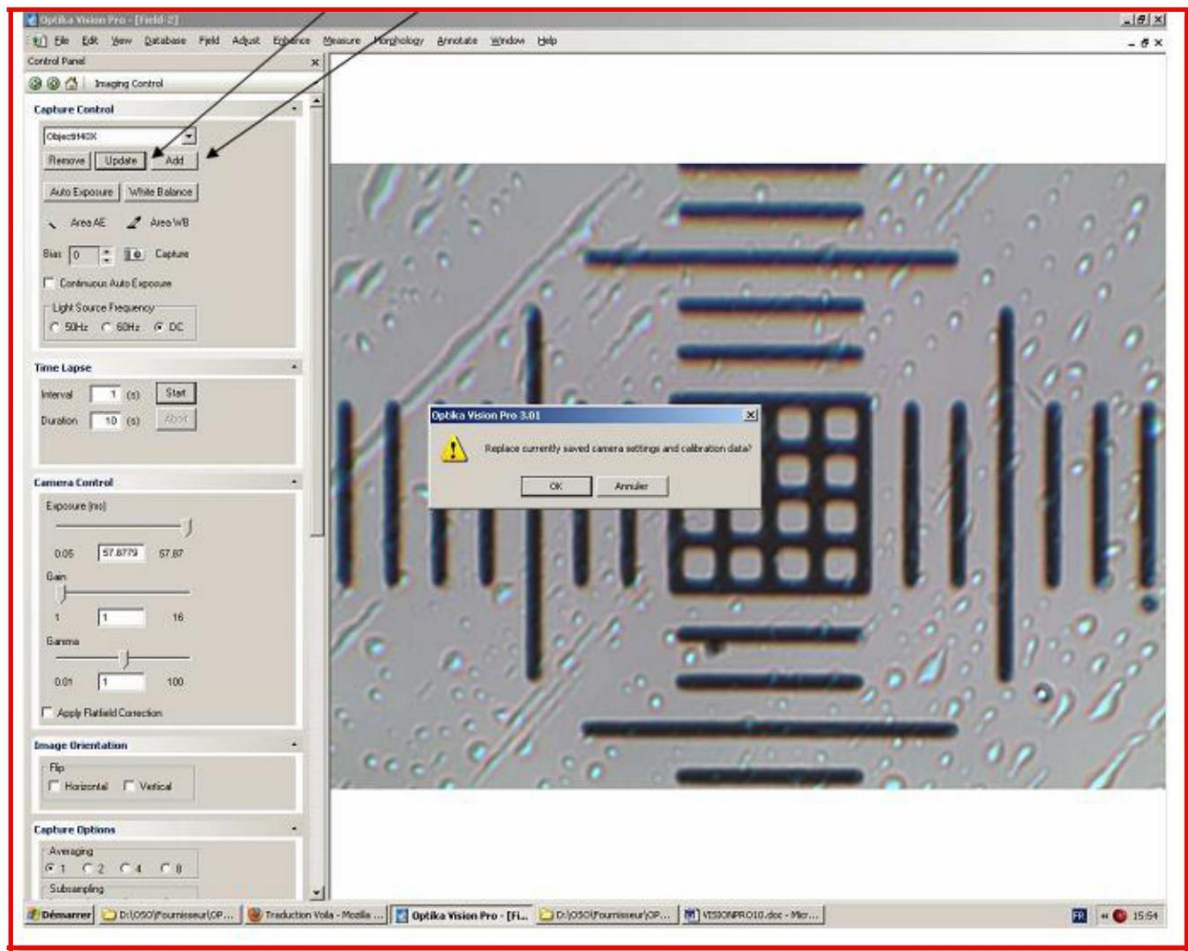


Figure N°23: Enregistrement de l'échelle créée

II.4.4.5 Mesure des paramètres histologiques

- Capturer l'image et l'enregistrer dans la mémoire tampon
- Ouvrir l'imagette par double clic
- A partir de l'ongle " Mesure" en effectuant les différentes mesurent de paramètres histologiques de l'intestin à savoir la hauteur, la largeur, le périmètre et la surface de villosités et de cryptes intestinales.

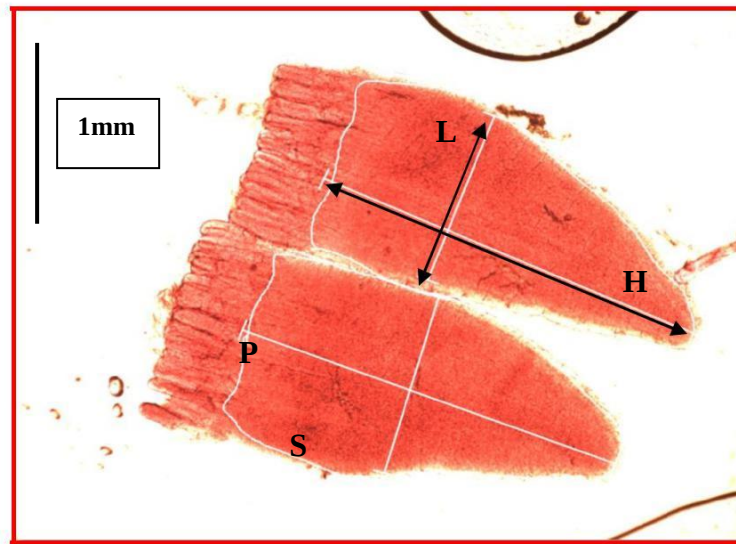


Figure N°24 : Mesure des paramètres histologiques des villosités intestinales via le logiciel "OpticaTM Vision Pro" L : largeur des villosités, H : hauteur des villosités, P : périmètre, S: surface des villosités (coloration au Schiff.Gx100).



Figure N°25 : Mesure des paramètres histologiques des cryptes intestinales via le logiciel "OpticaTM Vision Pro" L : largeur des cryptes, P : profondeur des cryptes, Pr : périmètre, S: surface des cryptes (coloration de Schiff.Gx400).

II.5 ÉTUDE BIOCHIMIQUE :**II.5.1 prélèvement**

Les échantillons intestinaux du poulet (Duodénum, Jéjunum et Iléon) ont été analysés pour l'étude de l'évolution de l'activité enzymatique de la phosphatase alcaline (PAL) (EC 3.1.3.1) ainsi que de la Gamma-glutamyltransférase (γ -GT) à partir de premier jour d'éclosion jusqu'à l'âge de 49 jours (WILLIAMS et al, 2008).

II.5.2. Homogénéisation :

Un gramme de chacun des trois segments intestinaux est soigneusement dégraissé et ouvert longitudinalement et lavé avec du sérum physiologique glacé (Na Cl 9%) puis, homogénéisé avec un rapport de 50 mg / ml dans une solution saline de tampon phosphate (pH 7,4) à l'aide d'un Mixeur 3 x10 secondes.

II.5.3 Centrifugation

Les broyats ont été centrifugés à (10 000g) pendant un quart d'heure à (+ 4°C), en utilisant une centrifugeuse réfrigérée. Le surnageant a été récupéré, puis conservé à (– 20°C) pendant 10 heures (jusqu'au début de l'expérience).

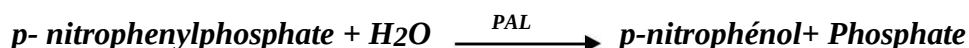
II.5.4 Dosage des activités enzymatiques du surnageant

Après décongélation à température ambiante et homogénéisation, les mesures des activités de " PAL" et de " γ –GT" ont été faites par spectrophotométrie sur l'automate de biochimie (BIO PANELS 144 "PH Diagnostics". Rochester, NY, USA), en utilisant les kits commerciales " Spinreact. Les réactions catalysées par l'automate se font selon les recommandations de la Fédération Internationale de Chimie Clinique (FICC) à la température de réaction de 37 °C.

II.5.4.1 Phosphatase Alcaline

II.5.4.1.1 Principe

La phosphatase alcaline catalyse l'hydrolyse du phosphate de p-nitrophenyl à pH 10,4 libérant le p-nitrophénol et le phosphate selon la réaction suivante :

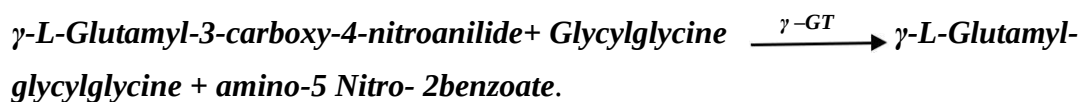


La vitesse de formation du p-nitrophénol, mesurée photométriquement est proportionnelle à la concentration catalytique de la phosphatase alcaline présente dans l'échantillon.

II.5.4.2 Gamma-glutamyl transférase.

II.5.4.2.1 Principe

La gamma-glutamyltransférase (γ -GT) catalyse le transfert du groupe γ -glutamyl de γ -glutamyl-p-nitroanilide à la glycylglycine, libérant *amino-5 Nitro- 2benzoate* selon la réaction suivante :



La quantité d'amino-5 nitro-2 benzoate formée est proportionnelle à l'activité de la γ GT dans l'échantillon. On la mesure avec l'augmentation de l'absorbance à 405 nm.

II.6. ANALYSE STATISTIQUE

Tous les résultats relatifs aux changements des paramètres morphologiques et histologiques ainsi que les paramètres biochimiques sont exprimés en (moyenne $\pm$). Leur comparaison a été traitée à l'analyse de variance à un facteur (ANOVA) au seuil de signification (0,05), utilisant le logiciel SPSS version 2.0 for Windows (SPSS Inc., Chicago, IL) ce qui nous a permis de calculer :

- Les moyennes
- Les écarts types
- Le coefficient de corrélation (R^2)

RÉSULTATS EXPÉRIMENTAUX

I/ ÉTUDE MORPHOLOGIQUE**I.1.Evolution du poids moyen vif**

La pesée de six sujets choisis au hasard est effectuée chaque semaine y compris le premier jours de vie jusqu'à l'âge de 49 j; dont le tableau N°4 exprime les changements relatifs au poids vif du poulet durant la vie post natale.

Tableau N°4 : Évolution du poids moyen vif (g) en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Age(j)	J 1	J 7	J 14	J 21	J 28	J 35	J 42	J 49
Poids vif(g)	45,09 ± 4,79	105,22 ± 12,28	240,54 ± 36,58	455,61 ± 55,28	828,59 ± 127,77	1406,16 ± 71,13	2009,66 ± 152,55	2628,16 ± 265,66

J : Jours. g : gramme

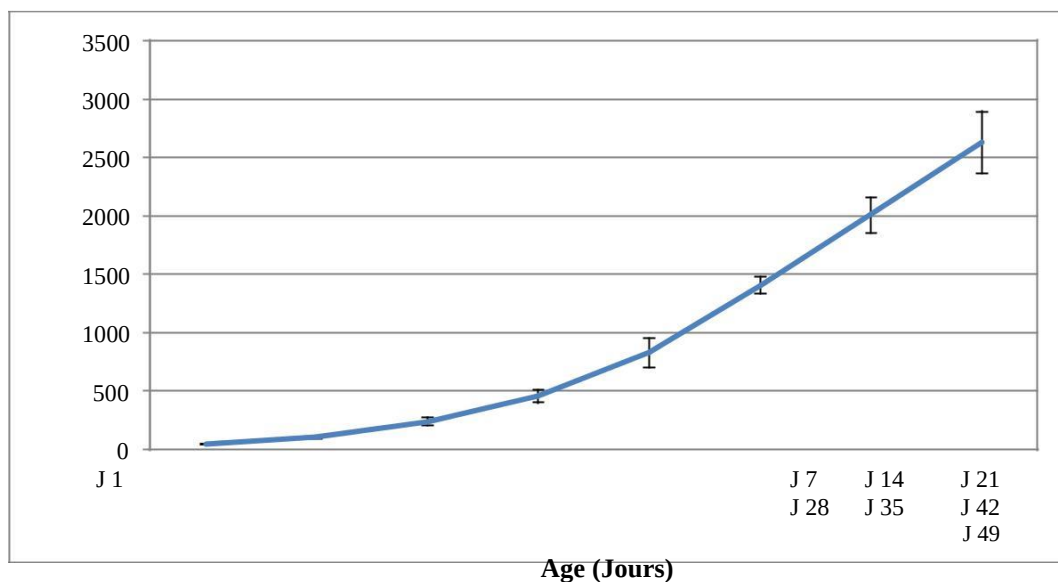


Figure N°26 : Évolution du poids moyen vif (g) en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Les variations du poids moyen vif du poulet sont résumées dans le tableau N°4 qui montre que le poids du poulet prend des valeurs extrêmes variant de **(45,09 ± 4.79g)** au premier jour à **(828.59 ± 127.77g)** à la 4^{ème} semaine et **(2628,16 ± 265,66g)** à la 7^{ème} semaine d'âge. Ce qui représente une évolution significative du poids vif en fonction de l'âge du poulet.

Le taux de croissance le plus élevé du poids moyen est remarqué vers la première semaine de vie du poulet, ce taux de croissance reste maintenu jusqu'à la fin de la deuxième semaine, puis il va sensiblement diminuer à partir de la 4^{ème} semaine jusqu' à la fin de la période d'essai (**p < 0,05**). Ceci pourrait être expliqué par la croissance rapide et précoce des organes

digestifs ainsi que le développement de la musculature du poulet dans les premiers jours après l'éclosion.

I.2. Croissance pondérale de l'intestin du poulet.

I.2.1 Le duodénum

Tableau N°5 : Évolution de la masse absolue du duodénum (g) en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Age(j)	J 1	J 7	J 14	J 21	J 28	J 35	J 42	J 49
Poids (g)	0,74 ± 0,13	2,56 ± 0,27	4,80 ± 0,27	9,68 ± 0,92	12,86 ± 1,61	14,92 ± 2,05	16,36 ± 1,67	19,95 ± 1,74

J : Jours. g : gramme

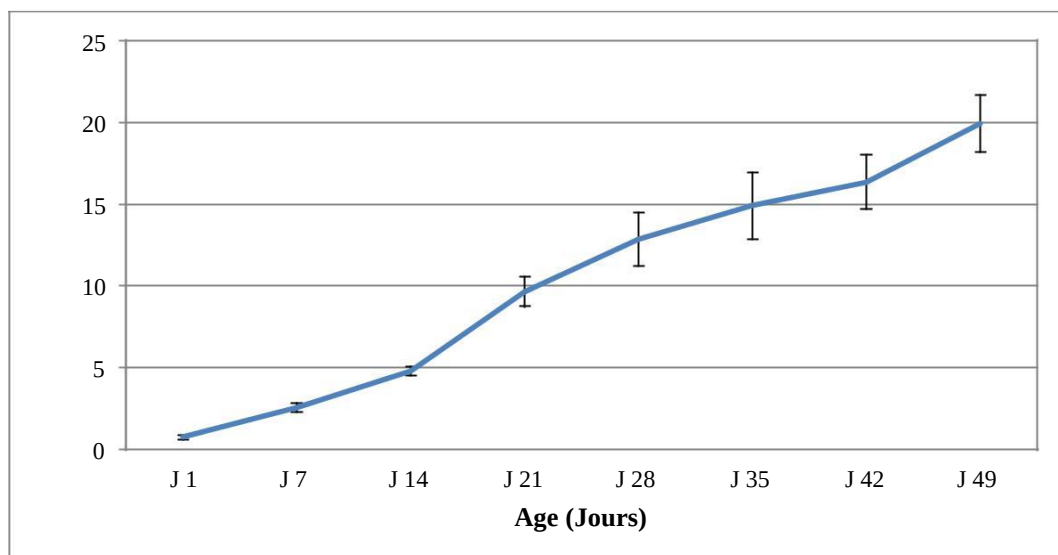


Figure N°27 : Évolution de la masse absolue du duodénum (g) en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Les variations du tableau N°5 illustrent la croissance du duodénum en masse absolue en fonction du temps. Ce paramètre est de l'ordre de **(0,74 ± 0,13g)** durant la première semaine de vie du poussin, pour avoir les valeurs **(12,86 ± ,61g)** et **(19,95 ± 1,74g)** durant la 4^{ème} et la 7^{ème} semaine respectivement.

Il en ressort clairement que le duodénum se développe précocement, avec une vitesse de croissance maximale remarquée vers la première semaine d'âge (**p < 0,01**). Néanmoins, cette

vitesse va diminuer considérablement avec l'âge, où elle devient lente à partir de la 5^{ème} semaine.

L'augmentation du poids du duodénum peut s'expliquer par le développement des structures histologiques de la paroi intestinale notamment le volume des villosités et leurs cryptes.

I.2.2 Le jéjunum

Tableau N°6 : Évolution de la masse absolue du jéjunum (g) en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Age(j)	J 1	J 7	J 14	J 21	J 28	J 35	J 42	J 49
Poids (g)	1,12 ± 0,39	5,36 ± 0,96	9,33 ± 0,81	15,84 ± 1,42	26,96 ± 5,41	30,15 ± 5,33	33,41 ± 3,97	44,81 ± 4,26

j : jours. g : gramme

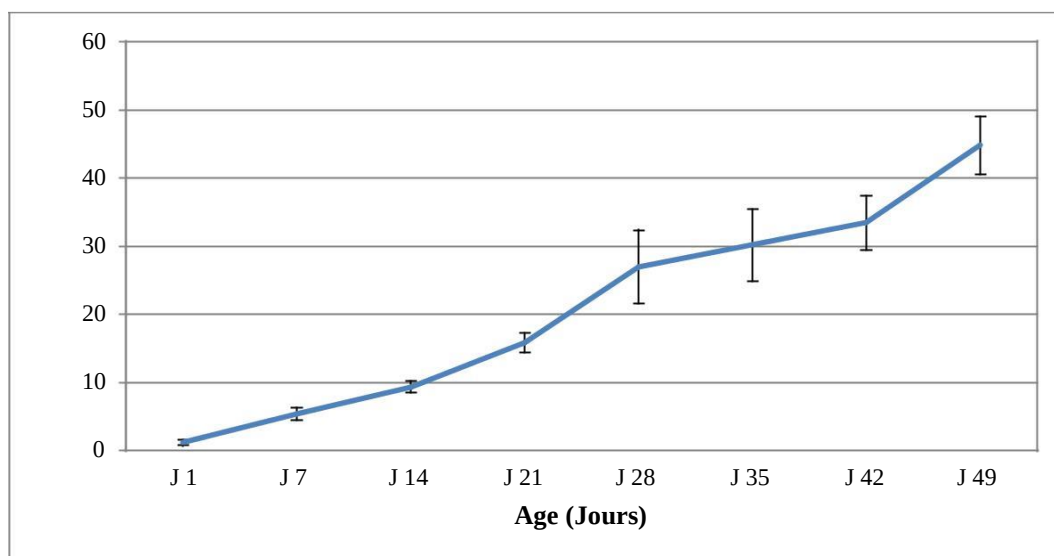


Figure N°28 : Évolution de la masse absolue du jéjunum (g) en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Les résultats relatifs à la croissance en masse absolue du jéjunum du poulet sont représentés dans le tableau N°6 qui montre des valeurs comprises entre **(1,12 ± 0,39g)** et **(44,81 ± 4,26g)** sur une période allant du premier jour jusqu'à la 7^{ème} semaine d'âge.

L'étude de sa courbe de croissance permet de conclure que la vitesse maximale se situe vers la première semaine de vie du poussin (**p < 0,01**). Cette vitesse va diminuer ensuite avec l'âge jusqu'à la 4^{ème} semaine pour se stabiliser entre la cinquième et la septième semaine.

Cette tendance de croissance de ce segment intestinal peut être due au développement précoce et rapide des structures histologiques de la paroi intestinale.

I.2.3 L'iléon

Tableau N°7 : Évolution de la masse absolue du l'iléon (g) en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Age(j)	J 1	J 7	J 14	J 21	J 28	J 35	J 42	J 49
Poids (g)	0,83 ± 0,24	3,22 ± 0,81	6,41 ± 1,18	11,35 ± 1,12	18,08 ± 3,33	21,25 ± 3,57	26,53 ± 6,37	33,11 ± 2,97

J : Jours. g : gramme

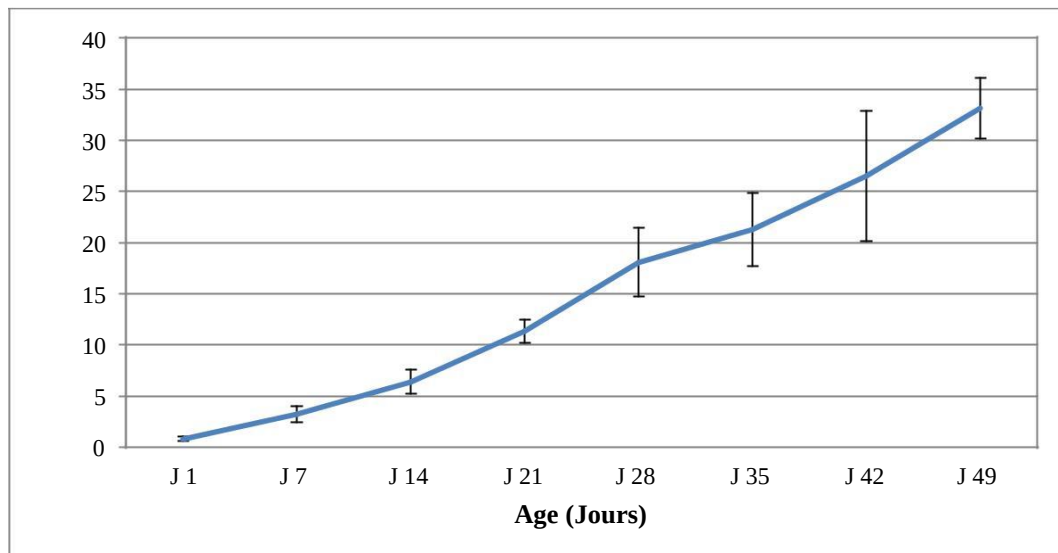


Figure N°29 : Évolution de la masse absolue du l'iléon (g) en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

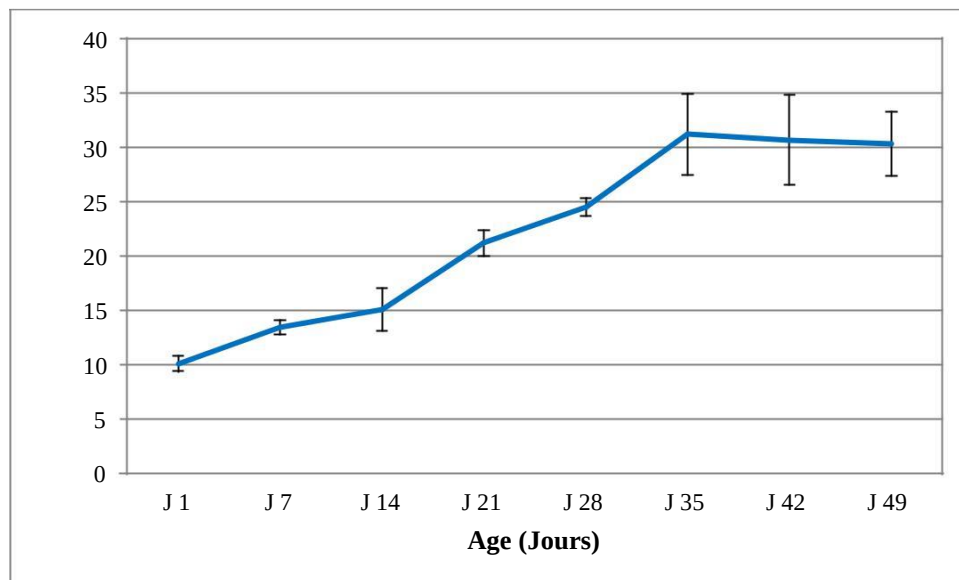
Le tableau N°7 montre que le poids moyen de l'iléon prend des valeurs variant de **(0,83 ± 0,24g)** au premier jour à **(18,08 ± 3,33g)** et **(33,11 ± 2,97g)** à la 4^{ème} et la 7^{ème} semaine d'âge respectivement.

Sa courbe de croissance montre que l'organe se développe avec une vitesse de croissance rapide durant la première semaine de vie (**p < 0,01**). Cette vitesse de croissance va sensiblement régresser entre la deuxième et la quatrième semaine pour prendre des valeurs presque constantes jusqu'à la fin de l'expérimentation.

I.3.Croissance allométrique de l'intestin du poulet.**Tableau N°8 :** Évolution de la longueur moyenne de l'intestin grêle (selon le segment) en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Age (jours)	J 1	J 7	J 14	J 21	J 28	J 35	J 42	J 49
Longueur(Cm)								
Duodénum	10,08 ±0,73	13,41 ±0,66	15,08 ±1,96	21,16 ±1,16	24,5 ±0,83	31,16 ±3,71	30,66 ±4,13	30,33 ±2,94
Jéjunum	21,91 ±2,2	34,75 ±3,86	43,5 ±1,04	52,66 ±6,77	65,66 ±3,88	62,5 ±10,89	64,33 ±6,62	84,08 ±5,10
Iléon	17,16 ±2,33	27,75 ±2,27	38,5 ±0,54	46,33 ±5,57	54,33 ±7,13	53,08 17,03±	53,33 ±9,35	72,33 ±7,08

Cm : centimètre

**Figure N°30 :** Évolution de la longueur moyenne du duodénum du poulet en fonction de l'âge. (N=6).

Les variations de la longueur moyenne du duodénum du poulet sont résumées dans le tableau N°8 qui montre que ce paramètre prend des valeurs extrêmes variant de **(10,08 ± 0,73cm)** au premier jour à **(24,50 ± 0,83cm)** à la quatrième semaine et **(30,33 ± 2,94cm)** à la septième semaine d'âge du poulet.

La vitesse maximale de ce paramètre apparaît vers la première semaine de vie pour diminuer ensuite jusqu'à la 5^{ème} semaine, à partir de laquelle l'organe évolue avec une vitesse de croissance faible jusqu'à l'âge d'abattage.

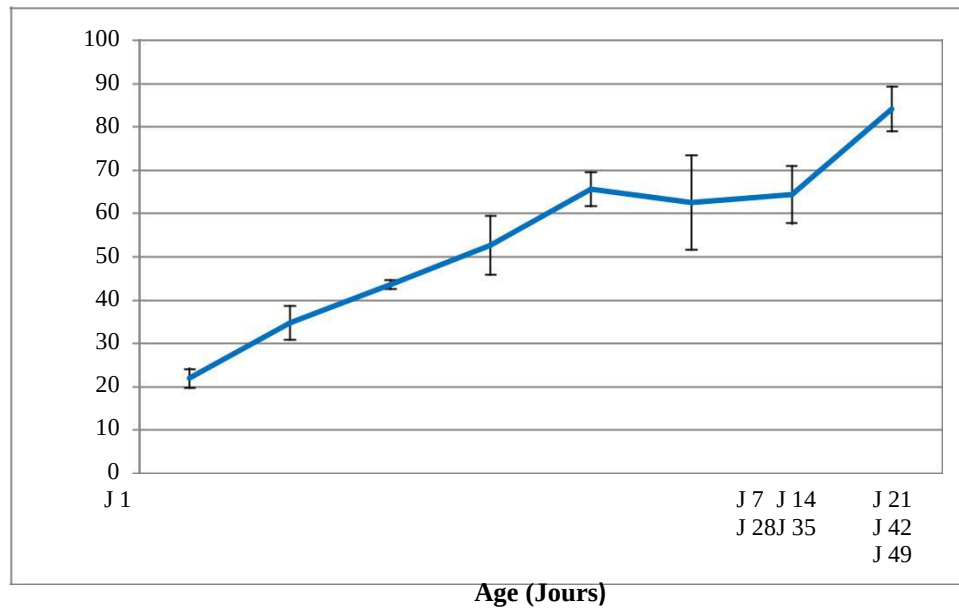


Figure N°31 : Évolution de la longueur moyenne du jéjunum du poulet en fonction de l'âge. (N=6).

Le tableau N°8 montre les variations de la longueur moyenne du jéjunum du poulet qui varie de **(21,91 ± 2,2cm)** au premier jour à **(84,08 ± 5,10cm)** à la septième semaine d'âge.

L'étude de la courbe de croissance de l'organe montre que sa longueur évolue considérablement avec l'âge du poulet avec une vitesse maximale qui se situe vers la première semaine de vie. Cette vitesse va diminuer ensuite jusqu'à la 4^{ème} semaine pour devenir lente jusqu'à l'âge d'abattage. De plus, nos résultats affirment que le jéjunum reste de loin la portion la plus longue de l'intestin du poulet tout au long de notre expérimentation.

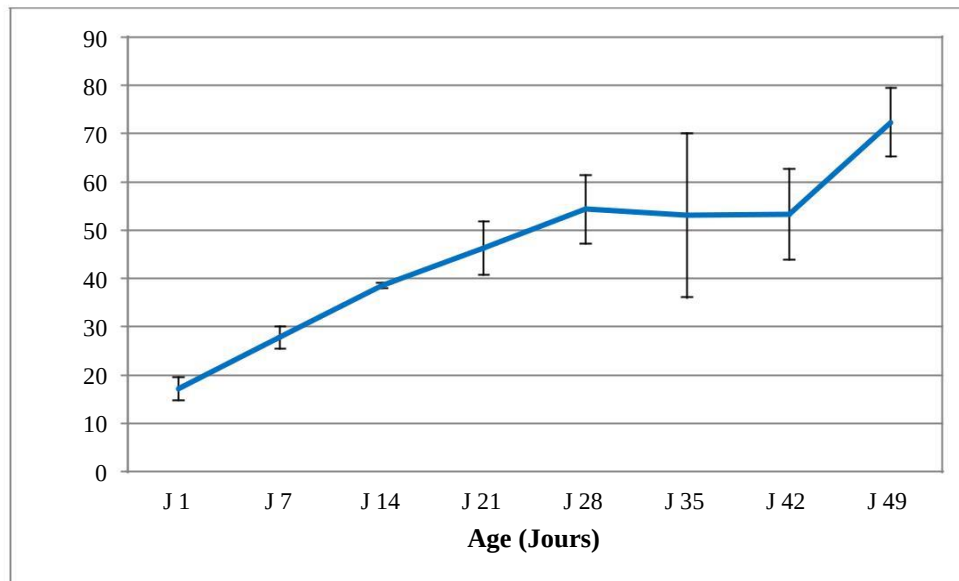


Figure N°32 : Évolution de la longueur moyenne de l'iléon du poulet en fonction de l'âge.
(N=6).

Les changements relatifs à la longueur moyenne du l'iléon du poulet durant la vie postnatale sont exprimés dans le tableau N°8 qui montre que la taille de l'iléon présente des valeurs allant de **(17,16 ± 2,33cm)** au premier jour à **(72,33 ± 7,08cm)** à la 7^{ème} semaine d'âge.

À partir de ces résultats, on peut ressortir que la longueur de l'iléon évolue sensiblement en fonction de l'âge avec un taux de croissance maximale observé vers la fin de la première semaine de vie du poussin ; ce taux de croissance va diminuer ensuite en fonction de l'âge pour devenir presque constant jusqu'à l'âge d'abattage.

II/ ÉTUDE HISTOLOGIQUE**II.1. Étude des paramètres histologiques des villosités du duodénum**

Tableau N°9 : Évolution des mesures morphologiques des villosités du duodénum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Age(j)	J1	J7	J14	J21	J28	J35	J42	J49
H (µm)	676.66± 77.84	1024,12 ± 63,87	1284,01 ± 168,81	1510,81 ±156,46	1555,01 ± 73,09	1581,05 ±132,63	1663,72 ± 138,89	1641,49 ±130,7
L (µm)	244.07± 36,34	444,66 ± 84,29	616,41 ± 82,8	1022,58 ± 136,57	1151,28 ± 67,06	1326,52 ± 41,02	1234,28 ± 235,96	1328,56 ± 160,88
P (µm)	1825.04± 159,43	2912 ± 11,48	3506,03 ± 346,19	4753,61 ± 278,67	4752,97 ± 154,29	5059,30 ± 387,80	5076,74 ± 598,18	5303,68 ± 278,57
S (µm²)	282350.±30 017.07	837987, 3 ±107402,78	1274306,5 4±286561,3	2360962,4 2±326717,0	2723737,4 ±186896,64	3404718,3 ±248076,14	3247494,2 ±844430,86	3395942,9 ±689993,22

H : Hauteur. **L :** Largeur. **P :** Périmètre. **S :** Surface. **J :** Jour. **µm:** Micromètre.

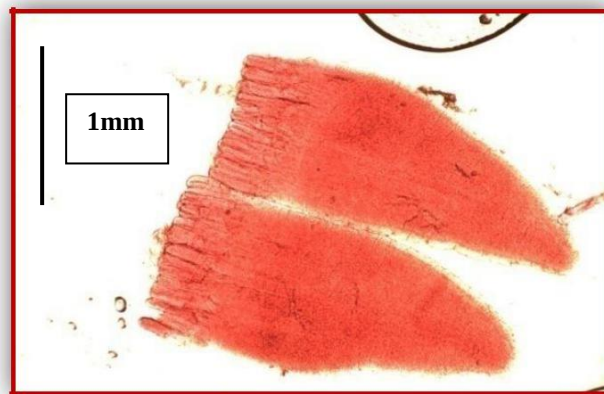


Figure N°33 : Villosités intestinales avec leurs cryptes après dissection (duodénum du poulet - 21 j) (coloration au Schiff.Gx100).

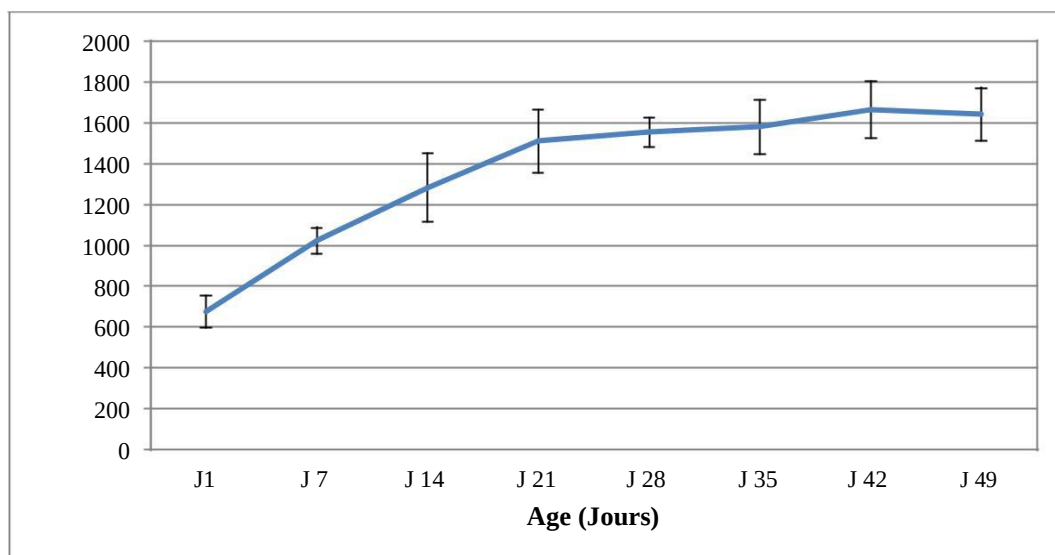


Figure N°34 : Évolution de la hauteur des villosités du duodénum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Les variations de la hauteur des villosités du duodénum en fonction de l'âge chez le poulet sont exprimées dans le tableau N°9 qui montre que ce paramètre varie de $(676,66 \pm 77,84\mu\text{m})$ au premier jour de l'éclosion à $(1555,01 \pm 73,09\mu\text{m})$ et $(1694,67 \pm 145,42\mu\text{m})$ à la quatrième et à la septième semaine d'âge respectivement.

A propos de la figure N°37 relative au développement de la longueur des villosités duodénales, nous pouvons constater que ce paramètre se développe rapidement et précocement après l'éclosion ($P < 0,01$) avec un taux de croissance maximale observé durant la première semaine de vie, après quoi un ralentissement de la vitesse de croissance se manifeste pour devenir pratiquement nulle entre 6 et 7 semaines d'âge. Cette tendance de la croissance peut s'expliquer par le taux important de prolifération et de migration cellulaire tout au long des villosités à partir de cryptes durant la première semaine de vie du poussin.

A l'éclosion, la comparaison de la hauteur de villosités intestinales indique qu'il y avait une différence significative ($p < 0,01$) entre les villosités des trois régions de l'intestin, suivi d'un développement plus marqué de ce paramètre dans le duodénum que dans l'iléon et le jéjunum. De plus, notre étude montre que la hauteur des villosités duodénales a été significativement corrélée ($p < 0,01$) avec le poids vif du poulet ($R^2 = 0.69$) et le poids moyen du duodénum ($R^2 = 0.77$).

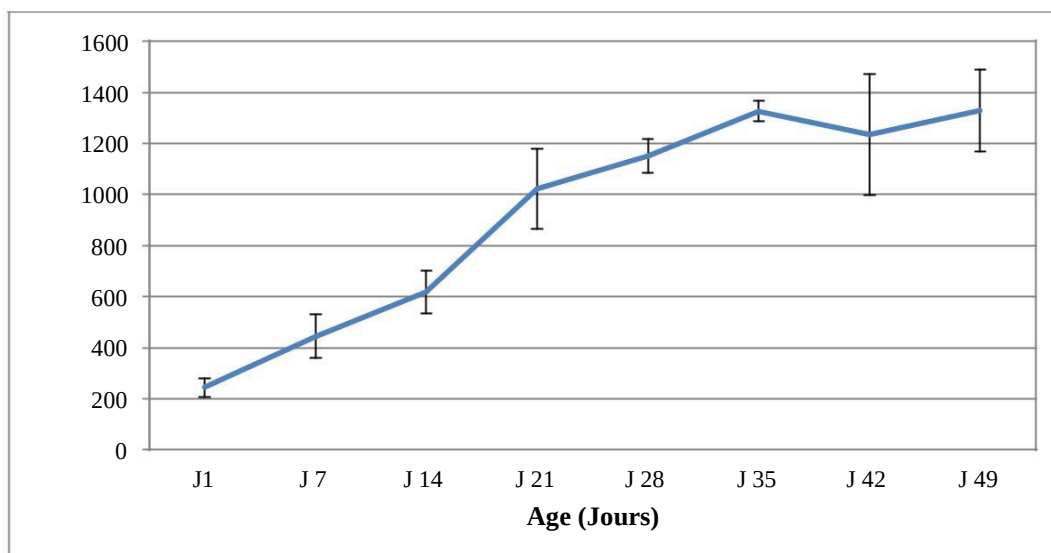


Figure N°35 : Évolution de la largeur des villosités du duodénum en fonction de l'âge chez poulet (N=6).

Le tableau N°09 montre que la largeur des villosités du duodénum prend des valeurs différentes variant de **(244,07 ± 36,34µm)** au premier jour de vie à **(1151,28 ± 67,06µm)** et **(1410,00 ± 123,04µm)** à la quatrième et la septième semaine d'âge respectivement ; ce qui représente une augmentation significative (**p < 0,01**) de ce paramètre en fonction de l'âge.

A la naissance, la largeur des villosités était presque similaire dans les trois segments intestinaux (duodénum, jéjunum et iléon) puis elle augmente significativement en fonction de l'âge (**p < 0,01**) avec des taux de croissance nettement différents selon la portion intestinale.

D'après les résultats illustrés dans la figure N° 38, les villosités duodénales s'accroissent en largeur avec une vitesse de croissance maximale marquée vers la première semaine de vie du poussin. Cette vitesse devient de plus en plus faible à mesure que le poulet se rapproche de son âge d'abattage.

L'analyse statistique de nos résultats révèle une corrélation positive (**p < 0,01**) entre ce paramètre et le poids vif du poulet (**R2 = 0.79**) d'une part et la masse absolue du duodénum d'une autre part (**R2 = 0.88**).

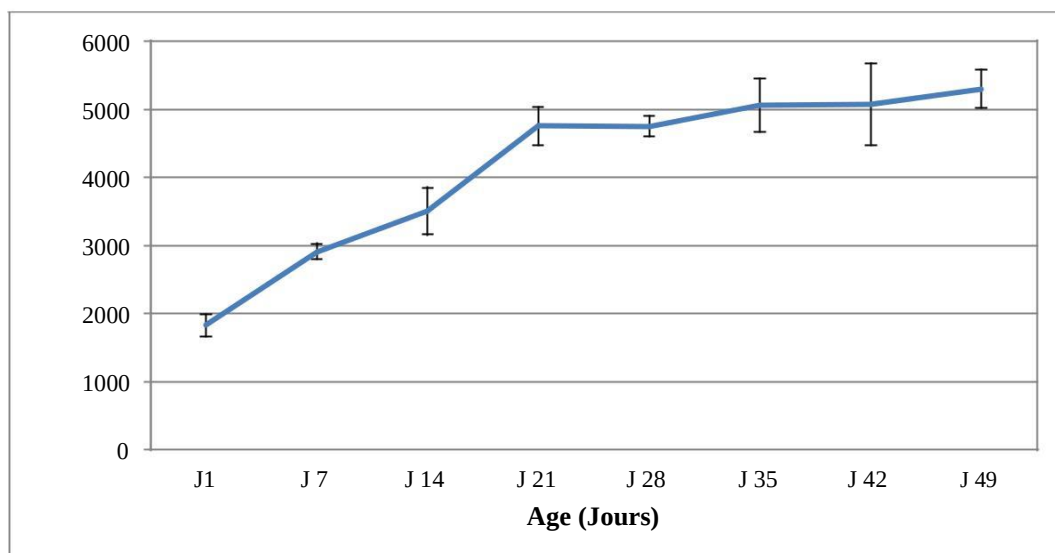
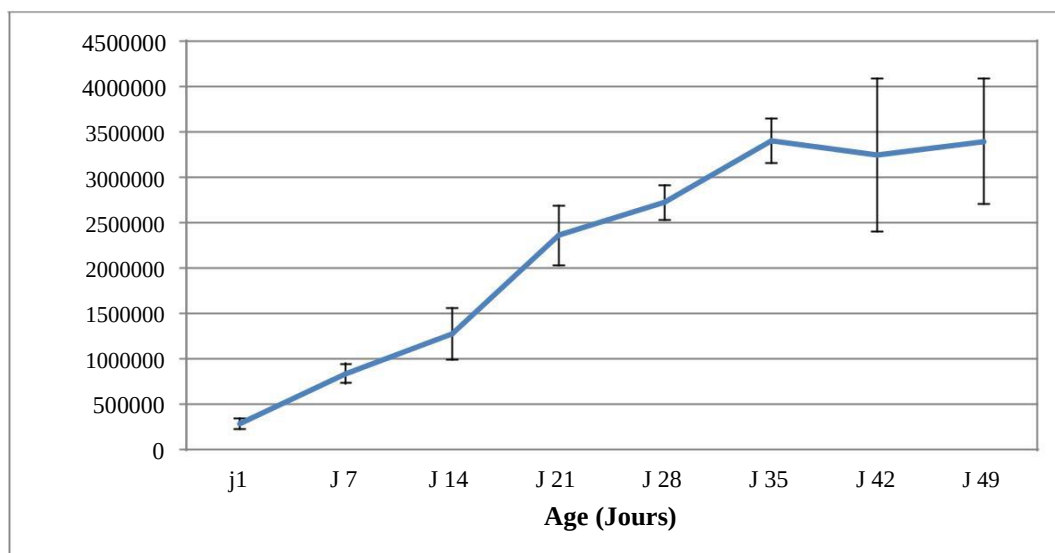


Figure N°36 : Évolution du périmètre des villosités du duodénum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

D'après les résultats présentés dans le tableau N°9 et illustrés dans la figure N°39 on remarque que le périmètre des villosités du duodénum évolue lentement en fonction du temps, passant de **(1825,04 ± 159,43μm)** à l'éclosion à **(4753,61 ± 278,67μm)** et **(5366,22 ± 250,93μm)** à la 3^{ème} et à la 7^{ème} semaine d'âge respectivement.

En effet, cette évolution était maximale durant la première semaine de vie du poussin (**p < 0,01**) et de plus en plus faible dans les deux semaines qui suivent ; elle devient pratiquement nulle durant les quatre dernières semaines de vie du poussin.

La comparaison des paramètres histologiques du premier segment de l'intestin grêle indique que le périmètre des villosités duodénales est étroitement corrélé avec la hauteur des villosités (**p < 0,01. R² = 0.92**) et la largeur des villosités (**p < 0,01. R² = 0.94**). De plus, le traitement statistique des résultats d'expérimentation montre une corrélation significative (**p < 0,01**) du périmètre avec le poids corporel du poulet (**R² = 0.76**) et le poids moyen de l'organe (**R² = 0.85**).



FigureN°37 : Évolution de la surface des villosités du duodénum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Les variations de la surface des villosités du duodénum du poulet de chair dans la vie post natale sont résumées dans le tableau N°9 et bien illustrées dans la figure N° 40 ; ce paramètre prend des valeurs croissantes allant de $(282350.24 \pm 30017.07 \mu\text{m}^2)$ au premier jour à $(3404718,3 \pm 248076,14 \mu\text{m}^2)$ à la fin de la 5^{ème} semaine de vie. Après cet âge, la surface des villosités duodénales se stabilise jusqu'à la fin de l'expérimentation.

A partir de l'illustration figurée ci-dessus on peut déduire que la surface des villosités dans ce premier segment de l'intestin a connu un développement rapide juste après l'éclosion, puis elle devient de plus en plus faible durant la phase de croissance, tandis que la phase de finition marque des taux de croissance très faibles ($p < 0,01$).

Il s'est avéré que la surface des villosités représente les capacités d'absorption et d'assimilation des nutriments. Elle devient faible quand on descend du duodénum vers l'iléon, comme nous le montre l'analyse statistique ($p < 0,01$).

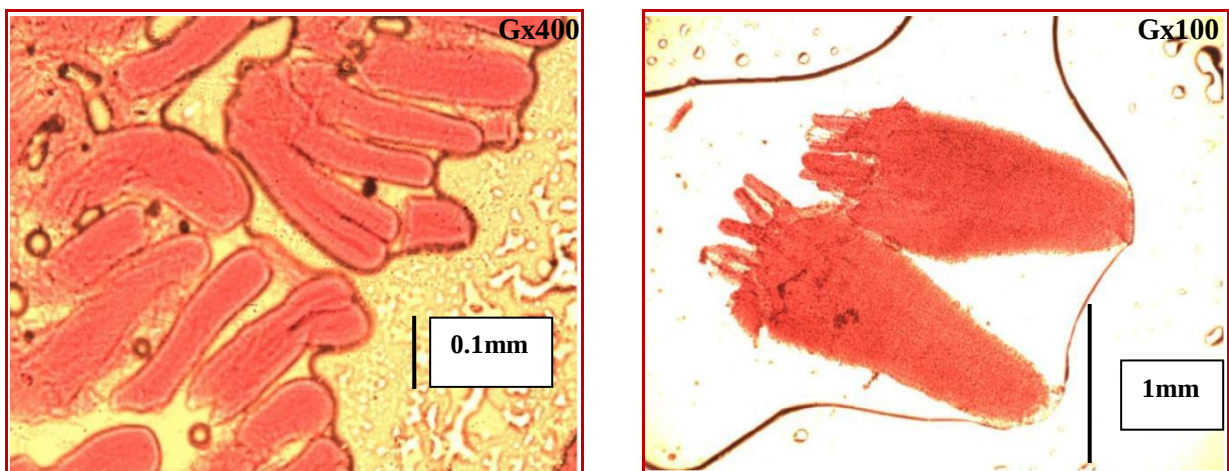
Le coefficient de corrélation révèle que la surface des villosités duodénales est très fortement corrélé ($p < 0,01$) avec les trois paramètres décrits ci-dessus (hauteur : $R^2 = 0.90$, largeur : $R^2 = 0.97$ et périmètre : $R^2 = 0.95$).

De plus, une corrélation positive a été signalé entre ce paramètre et le poids vif du poulet d'un côté avec ($p < 0,01$, $R^2 = 0.79$) et avec le poids moyen du duodénum d'un autre côté ($p < 0,01$, $R^2 = 0.88$).

II.2. Étude des paramètres histologiques des cryptes du duodénum**Tableau N°10 :** Évolution des mesures morphologiques des cryptes du duodénum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Age (j)	J1	J7	J14	J21	J28	J35	J42	J49
P (µm)	166,19 ±20,45	203,73 ±2 5,06	237,16 ±13,87	315,56 ±46,65	442,19 ±37,01	481,36 ±44,21	453,06 ±43,75	402,25 ± 22,96
L (µm)	64,52 ±5,22	50,51 ±5,53	53,91 ±2,90	59,25 ± 6,81	57,41 ± 2,76	60,23 ± 4,39	63,17 ± 5,83	58,89 ± 2,99
P (µm)	528,32 ±35,69	533,62 ±41,57	630,24 ±51,55	805,19 ±85,66	1055,81 ±82,31	1175,83 ± 64,30	1100,22 ± 113,76	1038,87 ± 65,69
S (µm²)	21544,3 ±2723,2	8540,85 ± 3777,18	10147,70± 1206,9	18854,87 ± 4025,14	22561,03 ± 2726,77	26022,76 ± 2737,86	27085,56 ± 4555,07	23244,83 ± 2133,34

P : Profondeur. **L** : Largeur. **P** : Périmètre. **S** : Surface. **J** : Jour. **µm** : Micromètre.

**Figure N°38 :** Cryptes intestinales après dissection (coloration au Schiff. Duodénum du poulet - 21 j)

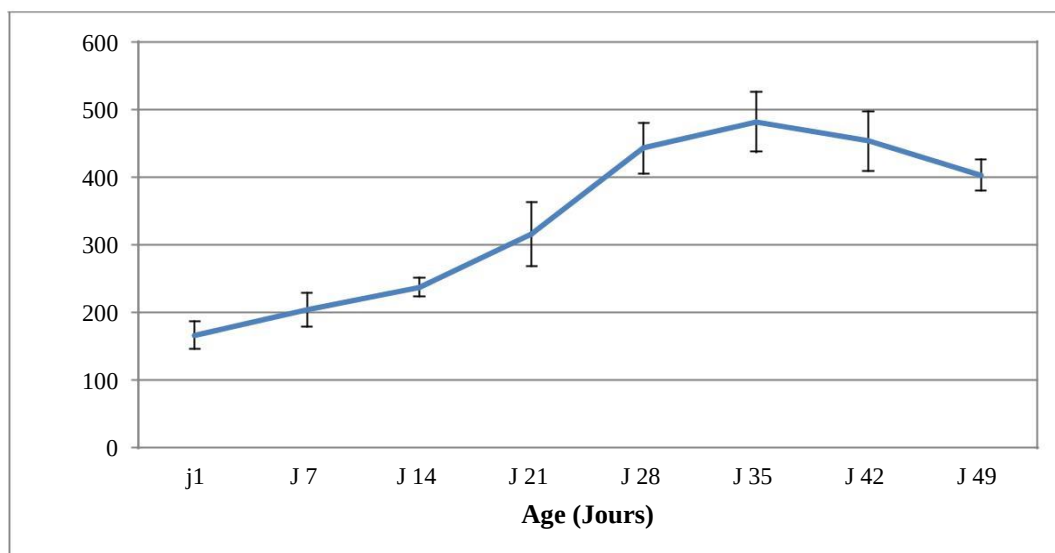


Figure N°39 : Évolution de la profondeur des cryptes du duodénum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Dans la figure ci-dessus sont illustrées les variations de la profondeur des cryptes du duodénum en fonction du temps. On remarque que ce paramètre suit un développement considérable avec, une phase de croissance allant de la première (**203,73 ± 25,06 µm**) jusqu'à la 5^{ème} semaine de vie (**481,36 ± 44,21 µm**) suivi par une phase de régression à partir de ce point d'inflexion jusqu'à la fin de l'expérimentation (**376,17 ± 49,62 µm**).

Il en ressort clairement que la profondeur des cryptes se développe lentement en fonction de l'âge du poulet avec une vitesse de croissance maximale remarquée vers la quatrième semaine de vie (**p < 0,01**) à partir de quel ce paramètre se stabilise jusqu'à l'âge d'abattage.

Nous avons enregistré une corrélation positive entre l'évolution de la profondeur et la surface d'un côté (**p < 0,01. R² = 0.92**) et entre la profondeur et le périmètre des cryptes d'un autre côté (**p < 0,01. R² = 0.97**).

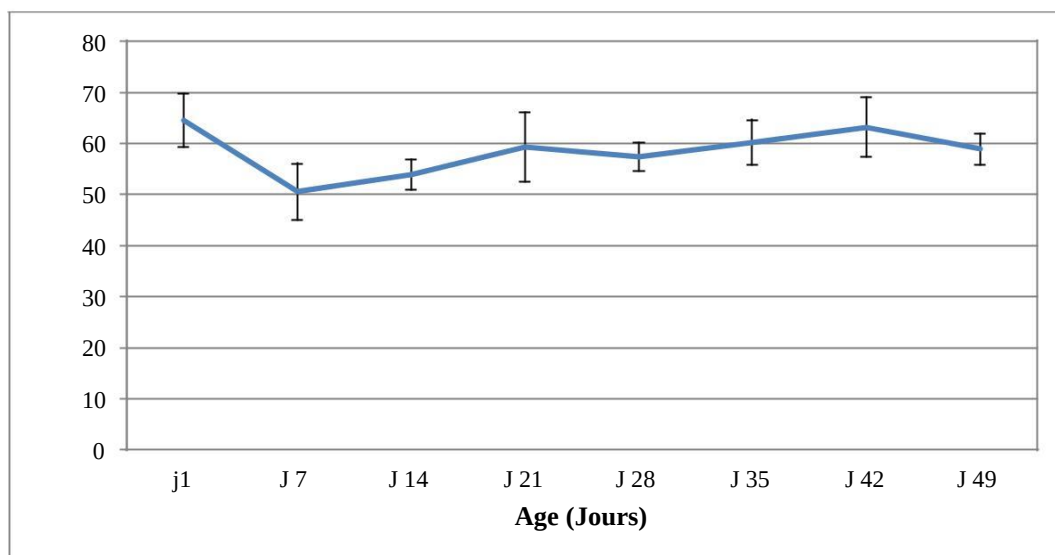


Figure N°40 : Évolution de la largeur des cryptes du duodénum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Les résultats exprimés dans le tableau N°10 relatifs au développement de la largeur des cryptes duodénales en fonction de l'âge du poulet ne présentent pas des changements importants durant les sept semaines de vie des poussins, tout en suggérant que le paramètre termine sa croissance aussi tôt durant la vie embryonnaire du poussin afin de se stabiliser après l'éclosion tout le long de l'expérimentation ($p < 0,05$) comme le montre l'illustration de la figure N°43.

L'analyse statistique des résultats obtenus montre que la largeur des cryptes est faiblement corrélée avec les autres paramètres histologiques à savoir le périmètre ($p < 0,01$, $R^2 = 0.97$), la surface ($p < 0,01$, $R^2 = 0.71$) et la profondeur ($p < 0,01$, $R^2 = 0.69$).

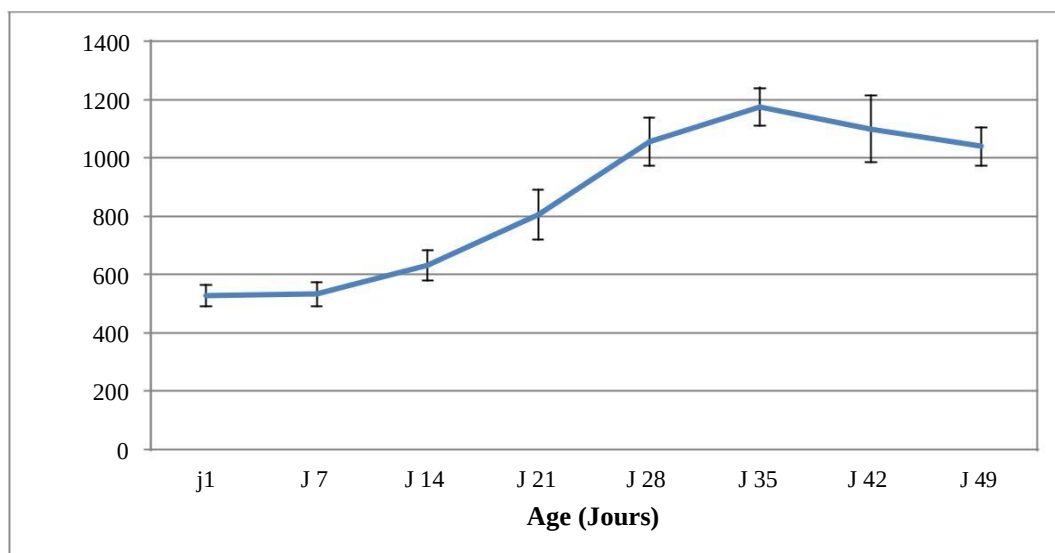


Figure N°41 : Évolution du périmètre des cryptes du duodénum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Le périmètre des cryptes du duodénum n'est que de **(528.32 ± 35.69μm)** à la naissance, alors qu'il devient double vers la fin de la quatrième semaine de vie **(1055.81 ± 82.31μm)** à partir duquel il présente des valeurs presque constantes jusqu'à la fin de la 7^{ème} semaine d'âge.

L'illustration figurée ci-dessus montre que le périmètre des cryptes évolue avec une vitesse de croissance très lente durant les trois premières semaines de vie des poussins. Un taux maximal (**p < 0,01**) est nettement remarqué vers la quatrième semaine, après cela, ce taux de croissance devient nul.

D'après l'étude statistique utilisée, l'évolution du périmètre des cryptes du duodénum est très fortement liée avec la profondeur des cryptes (**p < 0,01. R² = 0.97**) et le poids du duodénum (**p < 0,01. R² = 0.79**) ; cette corrélation était positive mais moins importante avec le poids du poulet (**p < 0,01. R² = 0.65**) et la largeur des cryptes (**p < 0,01. R² = 0.65**).

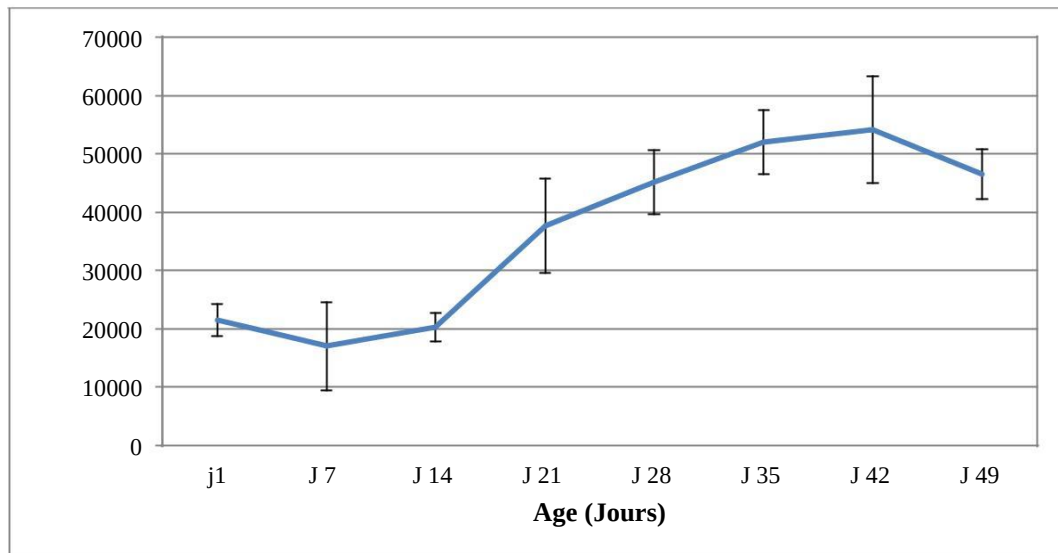


Figure N°42 : Évolution de la surface des cryptes du duodénum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Le tableau N°10 montre les variations de la surface des cryptes du duodénum en fonction de l'âge chez le poulet dont les résultats sont exprimés dans la figure N° 45.

D'après nos données, la vitesse de croissance de la surface des cryptes était relativement basse durant les deux premières semaines de vie des poussins, elle est maximale ($p < 0,01$) vers la troisième semaine et presque nulle dans les derniers jours de l'expérimentation.

L'analyse statistique des résultats obtenus nous a permis de souligner que la surface des cryptes est très fortement corrélée avec la profondeur ($p < 0,01$. $R^2 = 0.92$) par ailleurs cette corrélation était faible avec la largeur ($p < 0,01$. $R^2 = 0.71$).

Ainsi, le développement de la surface des cryptes du duodénum est significativement corrélé avec le poids du duodénum ($p < 0,01$. $R^2 = 0.77$).

II.3. Étude des paramètres histologiques des villosités du jéjunum

Tableau N° 11 : Évolution des mesures morphologiques des villosités du jéjunum du poulet en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Age (J)	J1	J7	J14	J21	J28	J35	J42	J49
H (µm)	400.26 ±28.59	613,79 ± 111,97	778,15 ± 102,27	963,77 ± 110,53	1125,92 ± 152.47	1233,83 ± 119,91	1236,33 ± 151,24	1249,79 ± 94.9
L (µm)	205.56 ±51.93	413,25 ± 54,66	527,39 ± 95,92	920,04 ± 63,29	1076,45 ± 75,65	1106,35 ± 90,11	1313,37 ± 105,39	1303.57 ± 112,53
P (µm)	1125.11 ±140.81	1847,72 ± 271,51	2368,64 ± 286,88	3914,88 ± 1134,61	4058,02 ± 298,50	4300,33 ± 331,22	4791,53 ± 514,91	4614,32 ±389,80
S (µm²)	123439.52 ±31344.68	449251,72 ±122622,7	694347,14 ±166073,88	1489257,86 ±183104,04	2061088,72 ±359857,24	2376342,46 ± 402665,96	2896523,6 ±346393,9	2989087,68 ±178548,08

H : Hauteur. **L** : Largeur. **P** : Périmètre. **S** : Surface. **J** : Jour. **µm** : Micromètre.

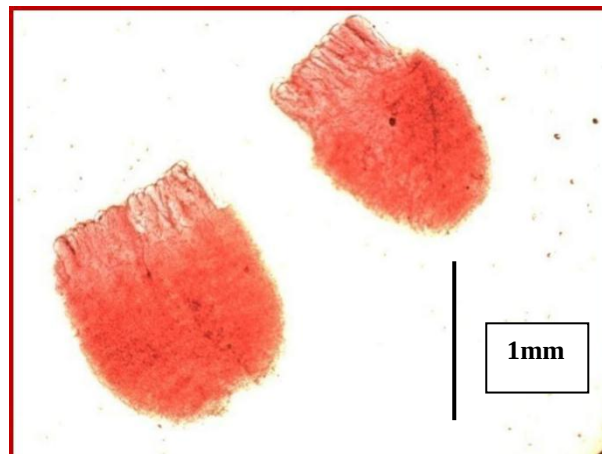


Figure N°43 : Villosités intestinales avec leurs cryptes après dissection (jéjunum du poulet - 21 j) (coloration au Schiff.Gx100).

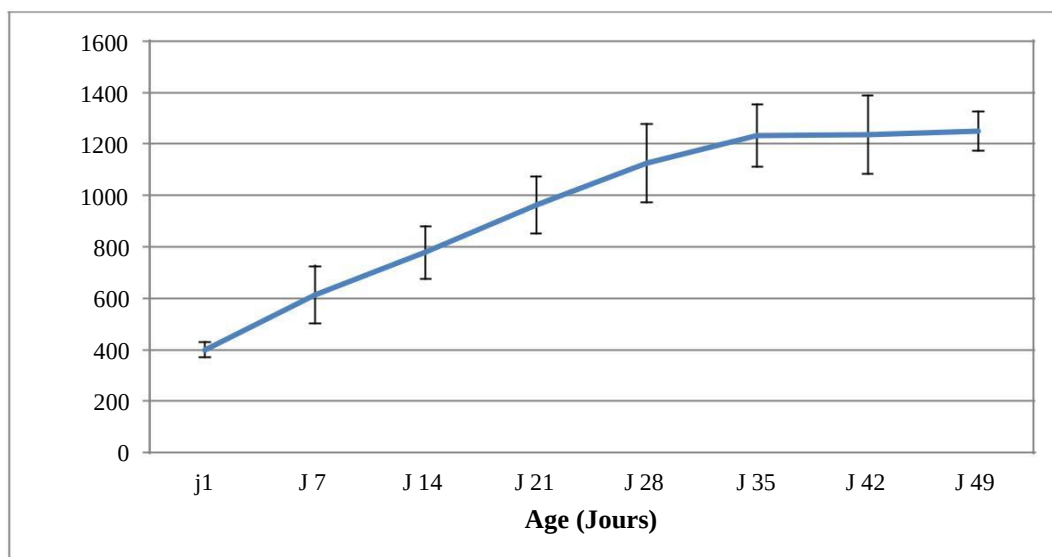


Figure N°44 : Évolution de la hauteur des villosités du jéjunum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Les résultats relatifs à la croissance en hauteur des villosités jéjunales sont représentés dans le tableau N°11 qui montre des valeurs comprises entre $(400.26 \pm 28.59 \mu\text{m})$ et $(1249.79 \pm 94.9 \mu\text{m})$ sur une période allant du premier jour d'éclosion jusqu'à la 7^{ème} semaine d'âge.

Il se dégage de ces résultats que la hauteur des villosités du jéjunum a connu un développement rapide et précoce ($p < 0,01$) dès l'éclosion, avec une vitesse de croissance maximale située vers la première semaine de vie pour diminuer sensiblement ($p < 0,01$) avec l'âge jusqu'à la 5^{ème} semaine.

À partir du 35^{ème} jour d'âge, la hauteur des villosités se stabilise jusqu'à la fin de l'expérimentation.

Le coefficient de corrélation a révélé que la hauteur des villosités jéjunales est positivement liée ($p < 0,01$) avec les autres paramètres histologiques avec ($R^2 = 0.90$) pour la largeur, ($R^2 = 0.93$) pour la surface et ($R^2 = 0.83$) pour le périmètre.

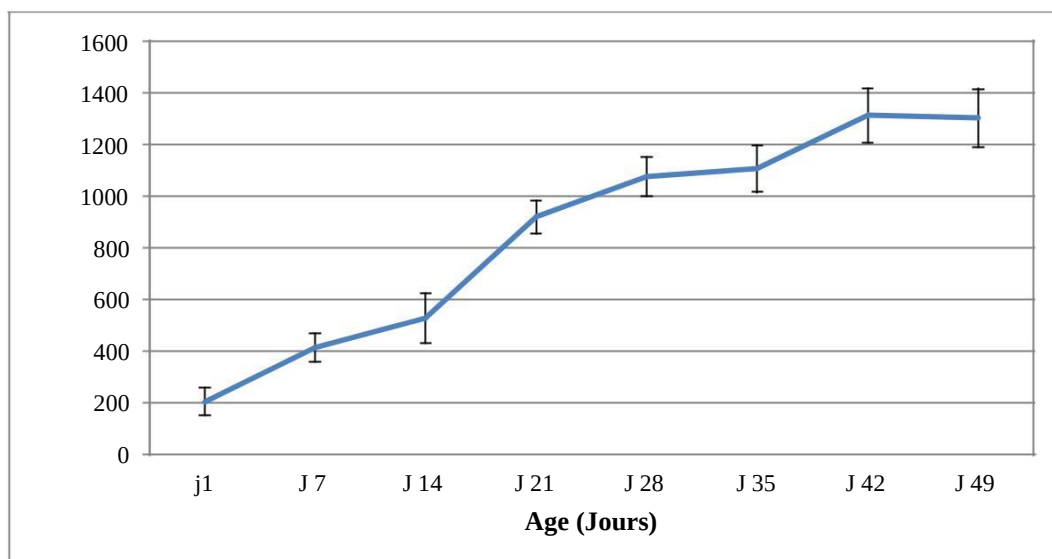


Figure N°45 : Évolution de la largeur des villosités du jéjunum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Les variations de la largeur des villosités du jéjunum sont exprimées dans le tableau N°11 qui montre que ce paramètre prend des valeurs extrêmes allant de **(205,56±51,93 μm)** au premier jour à **(1303,57 ± 112,53 μm)** à la septième semaine d'âge.

Le taux de croissance maximal se situe entre le premier et le septième jour de vie du poussin (**p < 0,01**). Un ralentissement de la vitesse de croissance est remarqué à partir de la troisième semaine pour devenir pratiquement nulle en fin de l'expérimentation (**p < 0,01**).

À propos de notre étude nous pouvons constater que les villosités jéjunales restent toujours moins larges en comparaison avec celles du duodénum à partir du jour d'éclosion jusqu'à l'âge de 49 jours.

L'analyse statistique des résultats révèle que ce paramètre est positivement (**p < 0,01**) corrélé avec la masse absolue du jéjunum (**R² = 0,87**) ainsi qu'avec le poids vif du poulet (**R² = 0,84**).

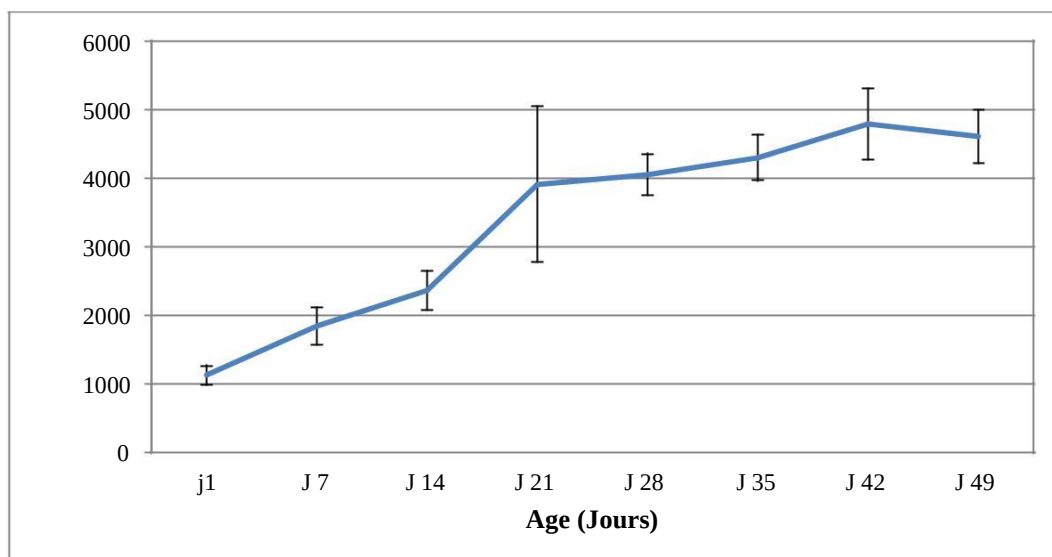


Figure N°46 : Évolution du périmètre des villosités du jéjunum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Le tableau N°11 montre que le périmètre des villosités du jéjunum prend la valeur de **(1125,11 ± 140,81 μm)** au premier jour d'âge pour avoir des valeurs allant de **(4058,02 ± 298,50 μm)** à **(4614,32 ± 389,80 μm)** à la quatrième et la septième semaine d'âge respectivement.

D'après les résultats illustrés dans la figure N°49 nous pouvons affirmer que le périmètre évolue avec une vitesse de croissance maximale (**$p < 0,01$**) dès l'éclosion. Cette vitesse reste maintenue jusqu'à la troisième semaine de vie pour diminuer sensiblement (**$p < 0,01$**) avec l'âge.

Notons que le périmètre s'accroît environ de **(556 μm)** entre la quatrième et la septième semaine contre **(2932,91 μm)** entre le premier jour et la quatrième semaine.

L'étude du coefficient de corrélation montre une corrélation importante entre le paramètre étudié et le poids du segment intestinal (**$p < 0,01$. $R^2 = 0.77$**) d'un côté et le poids du poulet d'un autre côté (**$p < 0,01$. $R^2 = 0.73$**).

De plus, cette étude statistique prouve que ce paramètre est très fortement lié aux variations de la largeur (**$p < 0,01$. $R^2 = 0.91$**) et la hauteur des villosités intestinales (**$p < 0,01$. $R^2 = 0.83$**).

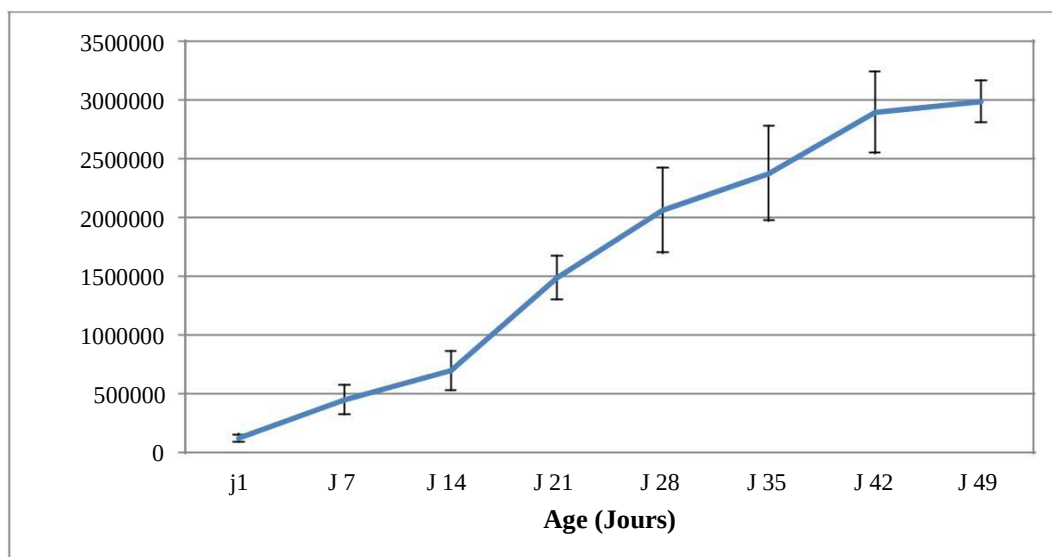


Figure N°47 : Évolution de la surface des villosités du jéjunum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

D'après les résultats présentés dans le tableau N°11 on remarque que la surface des villosités du jéjunum évolue avec l'âge du poulet. En effet, cette surface qui était aux alentours de $(123439,52 \pm 31344,68\mu\text{m}^2)$ à l'éclosion est passée à $(2061088,72 \pm 359857,24\mu\text{m}^2)$ au 28^{ème} jour d'âge pour atteindre une valeur équivalente à $(2989087,68 \pm 178548,08\mu\text{m}^2)$ vers l'âge de 49 jours.

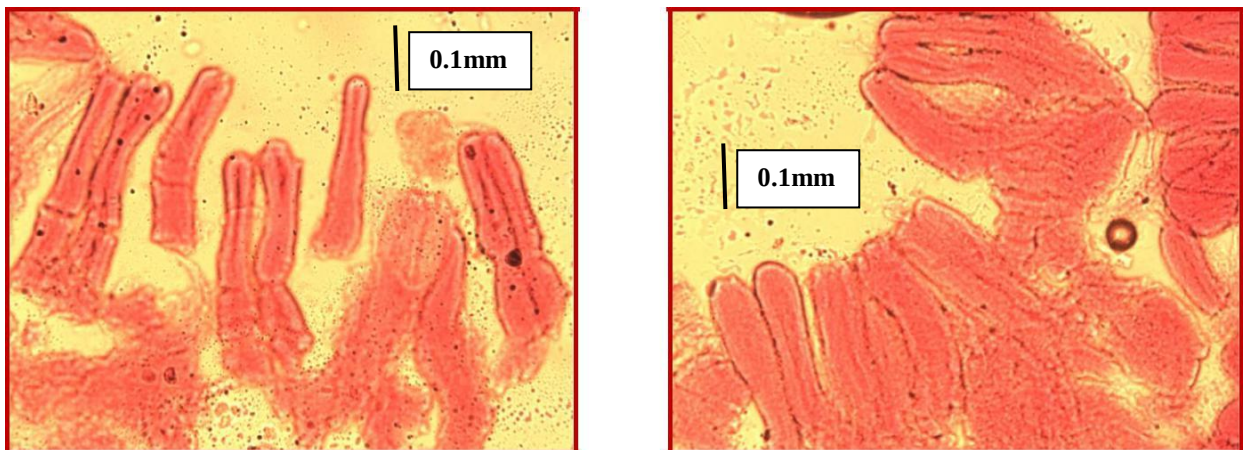
À partir de la courbe figurée ci-dessus (figure N°50) on constate que la surface des villosités du jéjunum prend une allure croissante à partir de l'éclosion avec un taux de croissance maximale ($p < 0,01$) signalé au cours de la première semaine de vie. Ce taux de croissance va diminuer considérablement ($p < 0,01$) en fonction de l'âge à mesure que le poulet arrive à son poids adulte.

L'étude analytique de nos résultats permet de conclure que la surface des villosités jéjunales est très positivement corrélée avec le poids du jéjunum ($p < 0,01$. $R^2 = 0.89$), le poids moyen du poulet ($p < 0,01$. $R^2 = 0.91$), la hauteur ($p < 0,01$. $R^2 = 0.93$) et le périmètre de même paramètre histologique ($p < 0,01$. $R^2 = 0.95$).

II.4. Étude des paramètres histologiques des cryptes du jéjunum**Tableau N°12 :** Évolution des mesures morphologiques des cryptes de jéjunum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Age (J)	J1	J7	J14	J21	J28	J35	J42	J49
Pr (µm)	119,63 ± 15,55	164,55 ± 14,59	228,70 ± 15,40	323,63 ± 34,36	440,26 ± 24,23	463,79 ± 20,10	438,16 ± 25,81	397,08 ± 17,71
L (µm)	52,73 ± 6,33	49,39 ± 3,22	52,69 ± 4,53	62,76 ± 3,96	58,88 ± 3,22	60,63 ± 4,26	62,24 ± 2,14	67,74 ± 3,11
P (µm)	365,29 ± 55,69	455,34 ± 32,95	579,17 ± 67,09	862,10 ± 51,54	1069,35 ± 33,60	1137,19 ± 60,38	1046,18 ± 57,63	1026,88 ± 87,37
S (µm ²)	8352,99 ± 2249,59	12372,58 ± 5443,54	22345,2 ± 3105,36	42198,98 ± 5593,14	48401,12 ± 3027,2	55710,54 ± 9327,52	45203,52 ± 4525,84	49584,8 ± 2651,5

Pr : Profondeur. **L** : Largeur. **P** : Périmètre. **S** : Surface. **J** : Jour. **µm** : Micromètre.

**Figure N°48 :** Cryptes intestinales après dissection (Jéjunum du poulet - 21 j) (coloration au Schiff.Gx400).

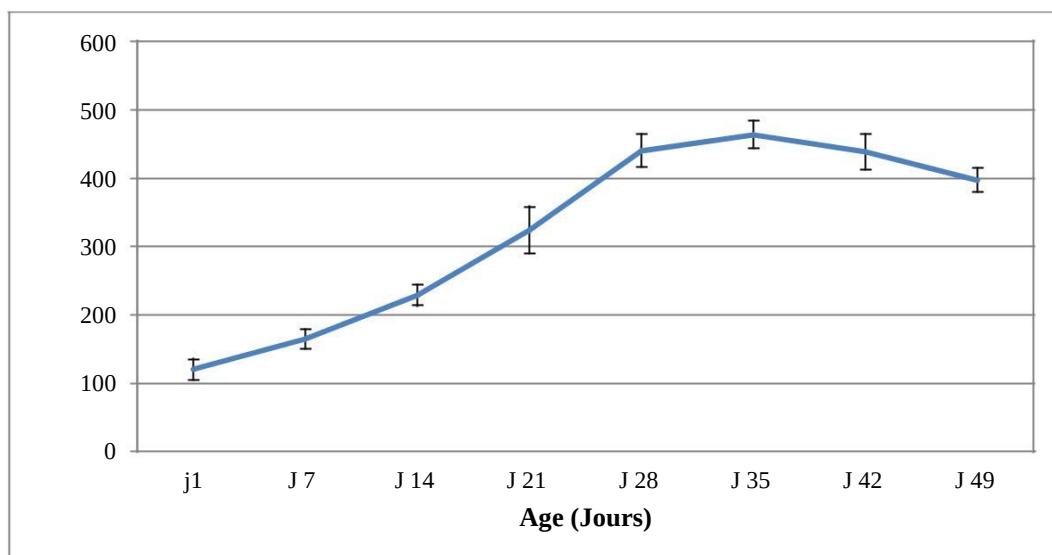


Figure N°49 : Évolution de la profondeur des cryptes du jéjunum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Les variations de la profondeur des cryptes du jéjunum en fonction de l'âge sont exprimées dans le tableau N°12 qui montre que ce paramètre prend des valeurs croissantes passant de **(119,63 ± 15,55μm)** le premier jour d'éclosion à **(440,26 ± 24,23μm)** le 28^{ème} jour d'âge du poulet puis se stabilise entre la quatrième et la septième semaine de vie.

L'illustration figurée ci-dessus (figure N°52) montre que la profondeur des cryptes de ce segment intestinal médian évolue lentement durant les deux premières semaines pour atteindre sa vitesse de croissance maximale (**p < 0,01**) vers la troisième semaine d'âge. Un ralentissement de cette vitesse apparaît dans la semaine qui suit et elle devient pratiquement nulle durant les derniers jours qui précèdent l'âge d'abattage (**p < 0,01**).

D'après l'étude statistique, la profondeur des cryptes est faiblement liée à la largeur (**p < 0,01. R² = 0.66**). En revanche elle était fortement corrélée avec le périmètre (**p < 0,01. R² = 0.97**) et la surface (**p < 0,01. R² = 0.93**) de l'élément anatomique concerné.

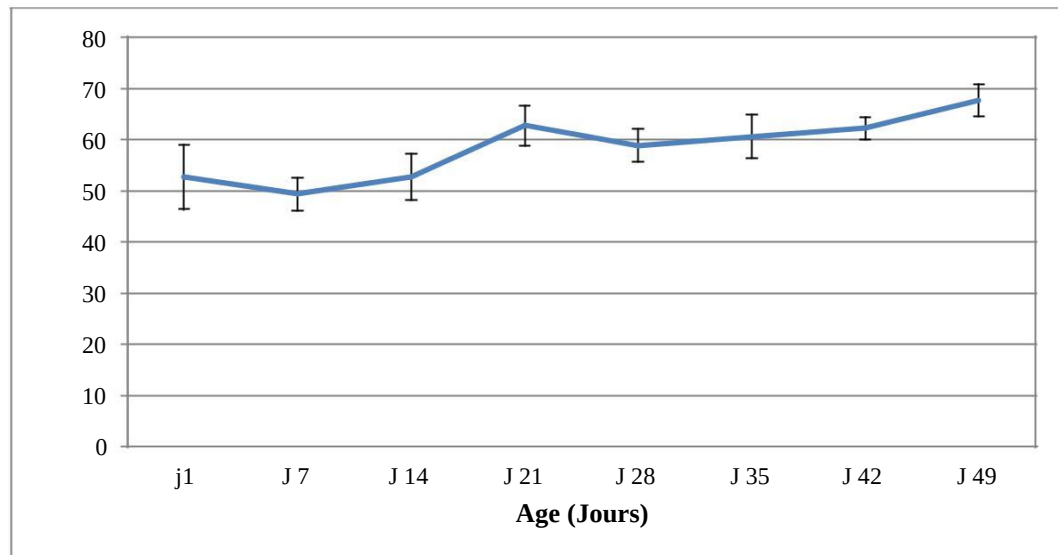


Figure N°50 : Évolution de la largeur des cryptes du jéjunum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Les variations de la largeur des cryptes du jéjunum en fonction de l'âge du poulet sont résumées dans le tableau N°12 et bien illustrées dans la figure N°53.

D'après nos résultats, nous avons constaté que la largeur des cryptes jéjunales montre des valeurs presque constantes aux alentours de **(52.69μm)** durant les deux premières semaines de vie. Une croissance modérée de ce paramètre a été observé vers la troisième semaine d'âge pour se stabiliser encore pour la deuxième fois jusqu'à la fin de notre expérimentation. (**p < 0,01**).

Il ressort des résultats que la largeur des cryptes reste presque stable dans les deux premiers segments de l'intestin (duodénum et jéjunum) où elle ne montre pas des changements importants durant la période d'essai (49 jours) ; Elle était moins corrélée aux autres paramètres histologiques (**R² < 0.70**).

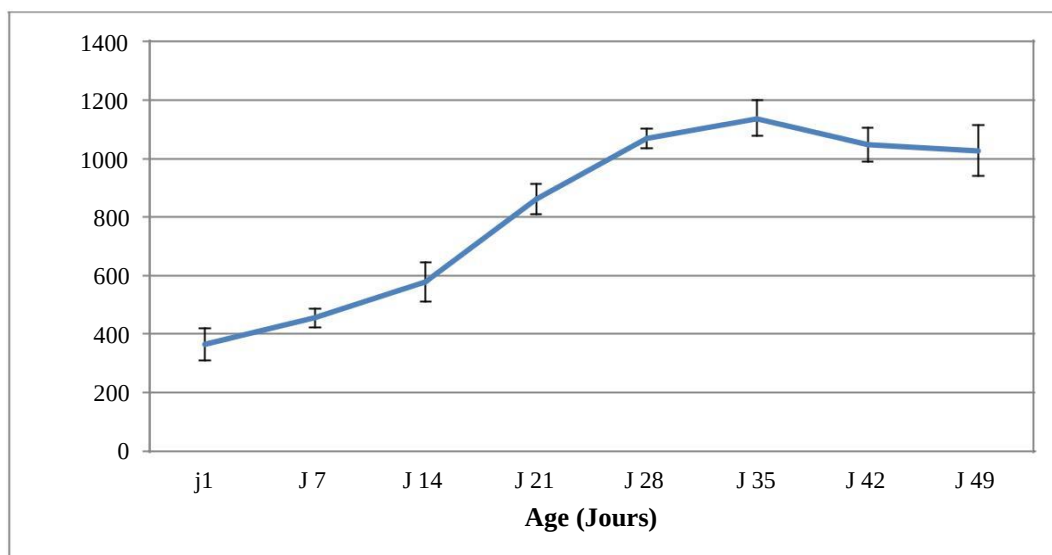


Figure N°51 : Évolution du périmètre des cryptes du jéjunum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Le tableau N°12 montre que le périmètre des cryptes du jéjunum prend des valeurs différentes variant de **(365,56 ± 55,69µm)** au premier jour d'éclosion à **(862,10 ± 51,54µm)** et **(1026,88 ± 87,37µm)** à la troisième et la septième semaine d'âge respectivement ; ce qui représente une augmentation significative (**p < 0,01**) de ce paramètre histologique en fonction de l'âge du poulet.

L'analyse de nos résultats montre que ce paramètre histologique se développe avec une vitesse de croissance lente durant les deux premières semaines de vie du poussin. Cette vitesse de croissance devient maximale (**p < 0,01**) vers la troisième semaine pour se ralentir dans la semaine qui suit.

Durant les deux dernières semaines de vie, le périmètre des cryptes intestinales (jéjunum) ne montre pas de variations et reste cantonnée à des valeurs de l'ordre de **(1026 µm)**.

L'analyse statistique des résultats recueillis démontre que le développement du périmètre des cryptes jéjunales est significativement (**p < 0,01**) corrélé avec le poids vif du poulet (**R² = 0.554**) ainsi qu'avec le poids moyen du jéjunum (**R² = 0.682**). Cette corrélation est moins importante (**R < 0.7**) malgré leur significativité.

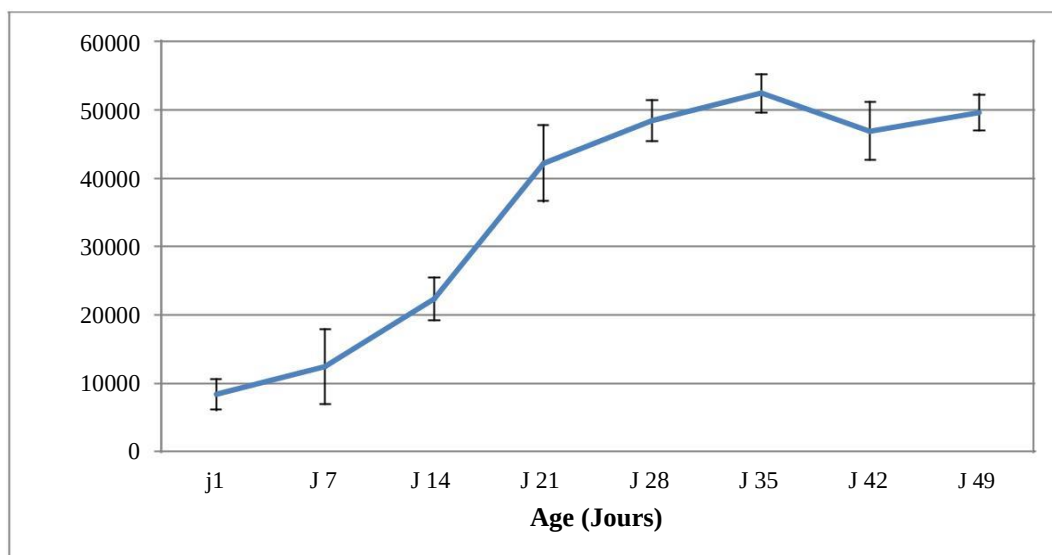


Figure N°52 : Évolution de la surface des cryptes du jéjunum en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Le tableau N°12 montre que la surface des cryptes du jéjunum varie de **(8352,99 ± 2249,59 μm^2)** au premier jour d'éclosion pour prendre des valeurs allant de **(42198,98 ± 5593,14 μm^2)** à la troisième et la septième semaine d'âge respectivement.

L'étude morphométrique du segment intestinal concerné montre que la surface des cryptes jéjunales se développe précocement et rapidement dès les premiers jours de la vie post natale et continue de se développer significativement (**p < 0,01**) en fonction de l'âge pour atteindre sa vitesse maximale (**p < 0,01**) vers la troisième semaine de vie. Un ralentissement de cette vitesse de croissance s'observe durant la quatrième et la cinquième semaine d'âge pour devenir pratiquement nulle dans les deux dernières semaines.

Ainsi, nous pouvons ressortir de ce travail que la surface des cryptes de jéjunum est très fortement liée aux autres paramètres histologiques (**p < 0,01**) à savoir la profondeur (**R² = 0,93**), la largeur (**R² = 0,78**) et le périmètre des cryptes (**R² = 0,95**). De même, notre étude statistique révèle une corrélation significative, mais plus ou moins importante, avec le poids moyen vif (**R² = 0,51**) et le poids du jéjunum (**R² = 0,63**).

II.5. Étude des paramètres histologiques des villosités du l'iléon**Tableau N° 13 :** Évolution des mesures morphologiques des villosités de l'iléon en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Age (j)	J1	J7	J14	J21	J28	J35	J42	J49
H (µm)	245,95 ± 15,13	450,58 ± 96,03	562,33 ± 24,64	692,05 ± 75,12	798,85 ± 106,96	945,21 ± 51,95	955,07 ± 176,70	1008,49 ± 150,69
L (µm)	114,18 ±9,99	325,05 ± 27,16	487,44 ± 83,21	720,68 ± 79,10	799,63 ± 152,90	911,33 ± 34,69	913,59 ± 122,40	849,15 ± 112,02
P (µm)	721,91 ± 35,77	1405,26 ± 223,65	2365,17 ± 579,14	2607,84 ± 177,58	2914,01 ± 520,23	3423,90 ± 85,79	3532,08 ± 461,29	3446,31 ± 359,02
S (µm²)	55383,66 ±2249,58	185651,4 ±138981,98	470648,0 ± 81355	877760,64 ±127135,12	1152775,3 ±366983,18	1482778,56 ±194113,18	1529831,58 ±450891,12	1547643,58 ±369803,8

H : Hauteur. **L** : Largeur. **P** : Périmètre. **S** : Surface. **J** : Jour. **µm** : Micromètre.

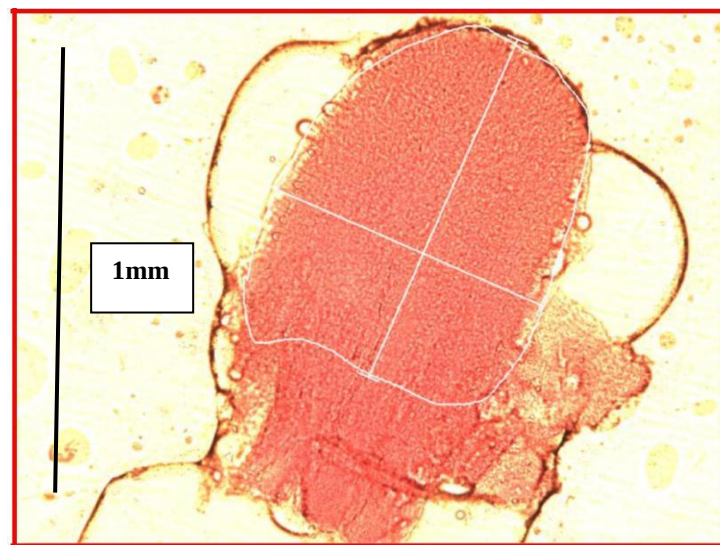


Figure N°53 : Villosités intestinales avec leurs cryptes après dissection (Iléon du poulet - 21 j)
(coloration au Schiff.Gx100).

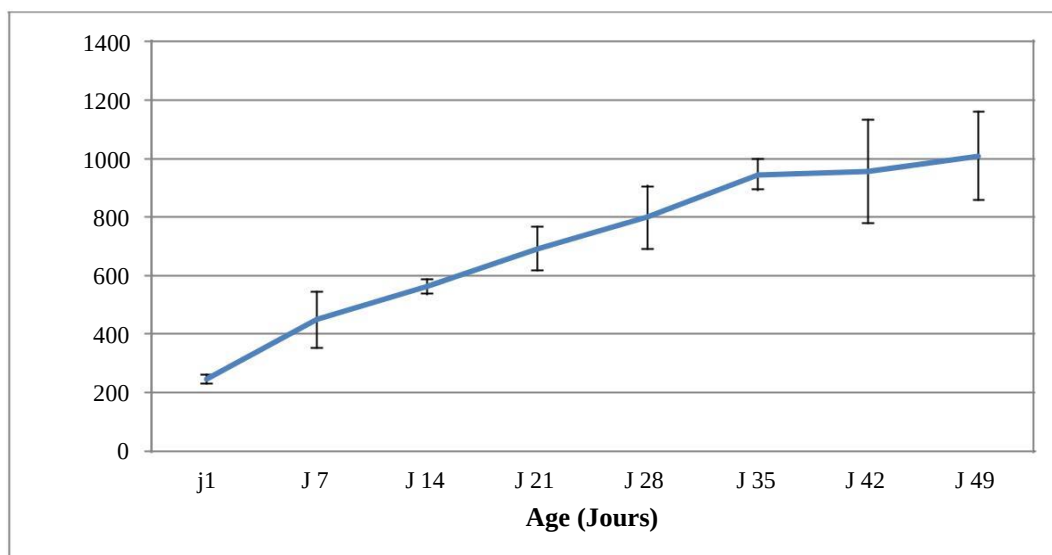


Figure N°54 : Évolution de la hauteur des villosités de l'iléon en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Les variations du tableau N°13 illustrent le développement de la hauteur des villosités de l'iléon en fonction du temps durant la vie post natale. Ce paramètre histologique est de l'ordre de **(245,95 ± 15,13 µm)** le premier jour de vie du poussin, pour avoir les valeurs **(798,85 ± 106,96 µm)** et **(1008,49 ± 150,69 µm)** durant la 4^{ème} et la 7^{ème} semaine respectivement.

Il en ressort clairement que la hauteur des villosités de l'iléon se développe précocement et rapidement (**p < 0,01**) avec une vitesse de croissance maximale remarquée vers la première semaine de vie du poussin. Néanmoins, cette vitesse va sensiblement (**p < 0,01**) diminuer avec l'âge où elle devient trop lente pendant la sixième et la septième semaine comme nous avons illustré dans la figure N°57.

De plus, nous avons remarqué que les villosités de l'iléon étaient moins longues en comparaison avec celles du duodénum et du jéjunum tout au long de la période d'essai (7 semaines) ce qui explique les différences en capacités d'absorption entre les trois segments intestinaux.

Ainsi, le développement de la hauteur des villosités dans cette portion intestinale est linéairement corrélé (**p < 0,01**) avec la masse absolue de l'iléon (**R² = 0,71**) et le poids vif du poulet (**R² = 0,70**). Une corrélation significative (**p < 0,01**) très importante est constatée au cours de l'analyse statistique entre la hauteur et la largeur des villosités d'une part (**R² = 0,85**) et la hauteur et le périmètre d'une autre part (**R² = 0,89**).

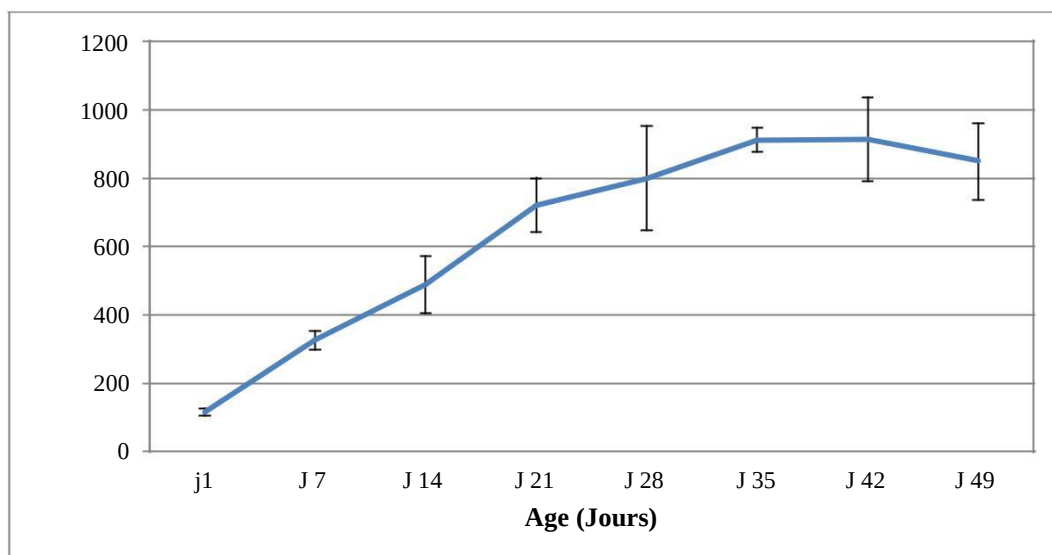


Figure N°55 : Évolution de la largeur des villosités de l'iléon en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Les résultats relatifs à la croissance en largeur des villosités de l'iléon du poulet en fonction de l'âge sont représentés dans le tableau N°13 qui montre des valeurs comprises entre **(114,18 ± 9,99 µm)** et **(849,15 ± 112,02 µm)** sur une période allant du premier jour jusqu'à la fin de la 7^{ème} semaine d'âge.

L'illustration figurée ci- dessus (figure N°58) démontre que la largeur des villosités de l'iléon se développe précocement (**p < 0,01**) dès les premiers jours de vie et elle continue de croître considérablement (**p < 0,01**) en fonction du temps jusqu'à la cinquième semaine avec un taux de croissance maximal remarqué vers la première semaine de vie du poussin pour diminuer sensiblement ensuite avec l'âge jusqu'au 35^{ème} jour.

En revanche, les résultats de notre étude affirment que la croissance de la largeur des villosités intestinales (Iléon) est pratiquement réduite en fin d'expérimentation.

En outre, le traitement statistique des résultats relatifs au développement postnatal des paramètres histologiques de l'iléon du poulet nous a permis de signaler une corrélation positive entre la largeur des villosités intestinales du segment étudié et le poids vif du poulet (**p < 0,01, R² = 0,71**) ainsi qu'avec le poids moyen de l'iléon (**p < 0,01, R² = 0,75**).

De même, l'évolution de la largeur des villosités concernées est très fortement liée au développement de la hauteur des villosités de la même portion intestinale (**p < 0,01, R² = 0,85**).

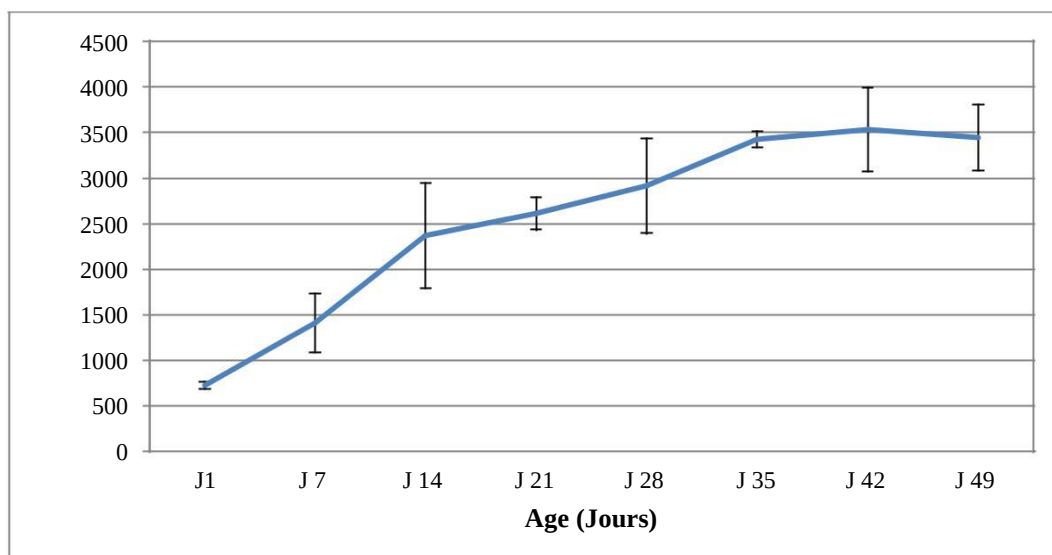


Figure N°56 : Évolution du périmètre des villosités de l'iléon en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Le tableau N°13 montre les variations du périmètre des villosités de l'iléon du poulet à partir de l'éclosion jusqu'à la septième semaine de la vie postnatale dont les résultats sont bien exprimés dans la figure N°59.

D'après nos données, le périmètre évolue sensiblement suivant l'âge du poulet ($p < 0,01$), cependant cette évolution s'effectue avec des taux de croissance nettement différents d'une semaine à une autre.

En effet, la vitesse de croissance du périmètre des villosités de l'iléon était maximale durant la première semaine après la naissance pour diminuer dans la semaine suivante. Par ailleurs, ce paramètre montre des taux de croissance trop faibles entre la troisième et la cinquième semaine en comparaison avec les deux premières semaines de vie.

Nous avons également noté que la fin de notre expérimentation marque une certaine constance du périmètre des villosités de l'iléon qui reste loin de tout changement perceptible entre la 6^{ème} et la 7^{ème} semaine d'âge. ($p < 0,01$)

En outre, nos résultats montrent une corrélation significative très importante entre le périmètre des villosités étudiées et les deux paramètres décrits ci-dessus : la hauteur ($p < 0,01$ et $R^2 = 0,89$) et la largeur des villosités ($p < 0,01$, $R^2 = 0,89$). Ainsi, l'évolution du périmètre est positivement corrélée avec le poids vif du poulet ($p < 0,01$, $R^2 = 0,72$) et la masse absolue de l'iléon $p < 0,01$, $R^2 = 0,74$).

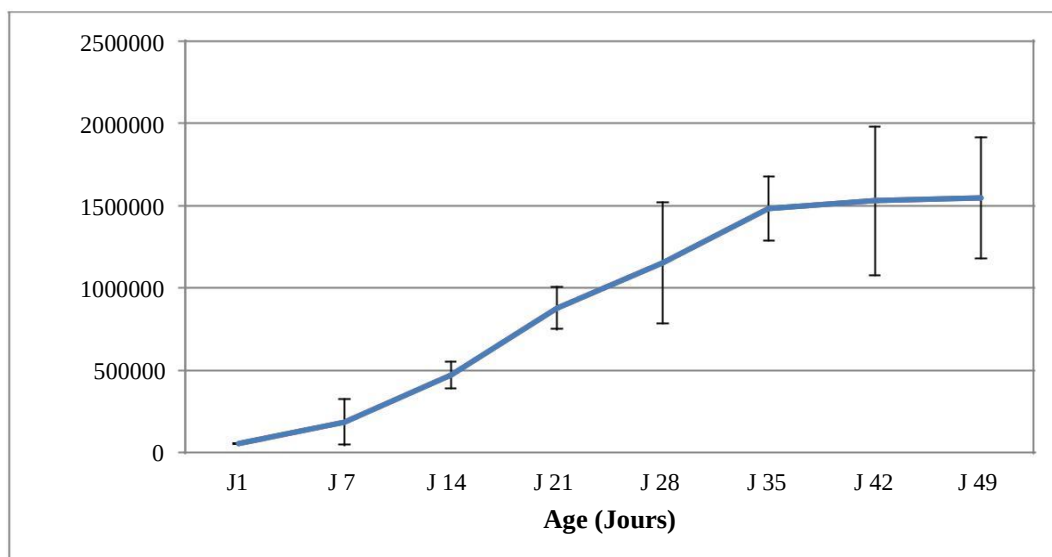


Figure N°57 : Évolution de la surface des villosités de l'iléon en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Le tableau N°13 représente les changements de la surface des villosités de l'iléon en fonction de l'âge du poulet, il montre que ce paramètre prend des valeurs variant de $(55383,66 \pm 2249,58 \mu\text{m}^2)$ au premier jour à $(1152775,3 \pm 366983,18 \mu\text{m}^2)$ et $(1547643,58 \pm 369803,86 \mu\text{m}^2)$ à la 4^{ème} et la 7^{ème} semaine d'âge respectivement, ce qu'exprime la tendance de croissance de paramètre étudié en fonction de l'âge du poulet ($p < 0,01$).

À partir de sa courbe de croissance nous pouvons démontrer que la surface des villosités de l'iléon se développe rapidement et précocement dès l'éclosion avec une vitesse de croissance maximale située vers la première semaine de vie du poussin ($p < 0,01$), puis elle va sensiblement régresser en fonction du temps jusqu'à la cinquième semaine pour devenir pratiquement nulle. La surface des villosités prend des valeurs presque constantes entre la sixième et la septième semaine d'âge du poulet.

Durant cette étude nous avons affirmé que dans ce dernier segment intestinal (Iléon), la surface des villosités devient moins importante par rapport à celle du duodénum et du jéjunum.

De plus, la croissance de la surface des villosités de l'iléon est significativement corrélée avec les différents paramètres du même élément anatomique et au sein d'un même segment intestinal à savoir la hauteur ($p < 0,01$, $R^2 = 0,94$), la largeur ($p < 0,01$, $R^2 = 0,93$) et le périmètre des villosités de l'iléon ($p < 0,01$, $R^2 = 0,90$).

Ainsi une corrélation positive importante a été observée entre la surface des villosités de l'iléon et le poids de l'animal ($p < 0,01$, $R^2 = 0,73$) et le poids moyen de la portion intestinale étudiée ($p < 0,01$, $R^2 = 0,74$).

II.6. Étude des paramètres histologiques des cryptes du l'iléon

Tableau N° 14 : Évolution des mesures morphologiques des cryptes de l'iléon en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Age (J)	J1	J7	J14	J21	J28	J35	J42	J49
P (μm)	92,24 $\pm 9,96$	128,59 $\pm 24,51$	168,84 $\pm 21,40$	289,36 $\pm 6,13$	387,52 $\pm 25,62$	391,02 $\pm 34,19$	290,61 $\pm 45,97$	284,64 $\pm 73,61$
L (μm)	47,61 $\pm 7,03$	47,98 $\pm 3,97$	56,11 $\pm 6,64$	63,50 $\pm 4,10$	58,24 $\pm 3,19$	60,55 $\pm 5,96$	56,56 $\pm 1,88$	60,38 $\pm 3,48$
Pr (μm)	313,69 $\pm 57,91$	408,18 $\pm 33,51$	482,72 $\pm 28,83$	754,55 $\pm 20,18$	947,24 $\pm 61,05$	982,85 $\pm 70,41$	746,07 $\pm 41,99$	730,13 $\pm 72,22$
S (μm^2)	8352,99 $\pm 2249,99$	12217,7 $\pm 2140,72$	14605,64 $\pm 7056,36$	34870,64 $\pm 1762,52$	43341,16 $\pm 6124,32$	44151,48 $\pm 48851,16$	32464,02 $\pm 5183,1$	31953,18 $\pm 7765,48$

Pr : Profondeur. L : Largeur. P : Périmètre. S : Surface. J : Jour. μm : Micromètre.

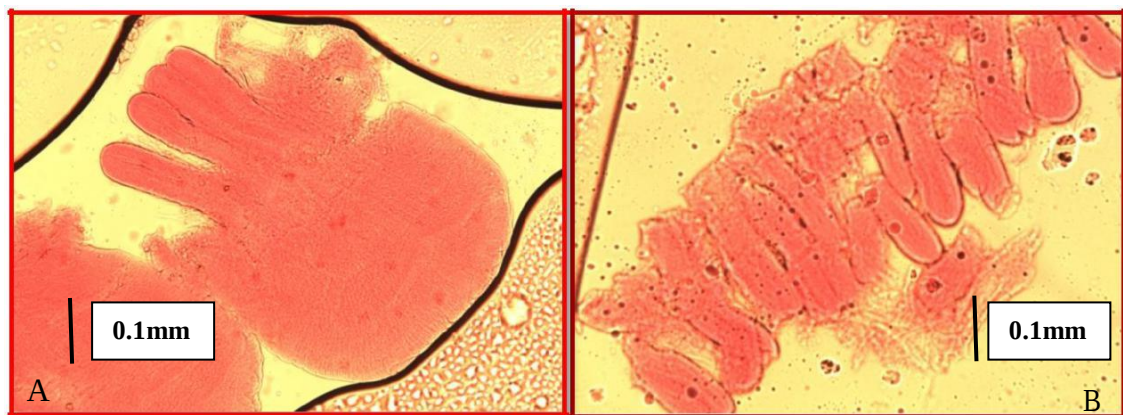


Figure N°58 : Cryptes intestinales après dissection (iléon du poulet - 21 j). **A :** Cryptes attachées aux villosités (Gx10). **B :** Cryptes seules (coloration au Schiff.Gx400).

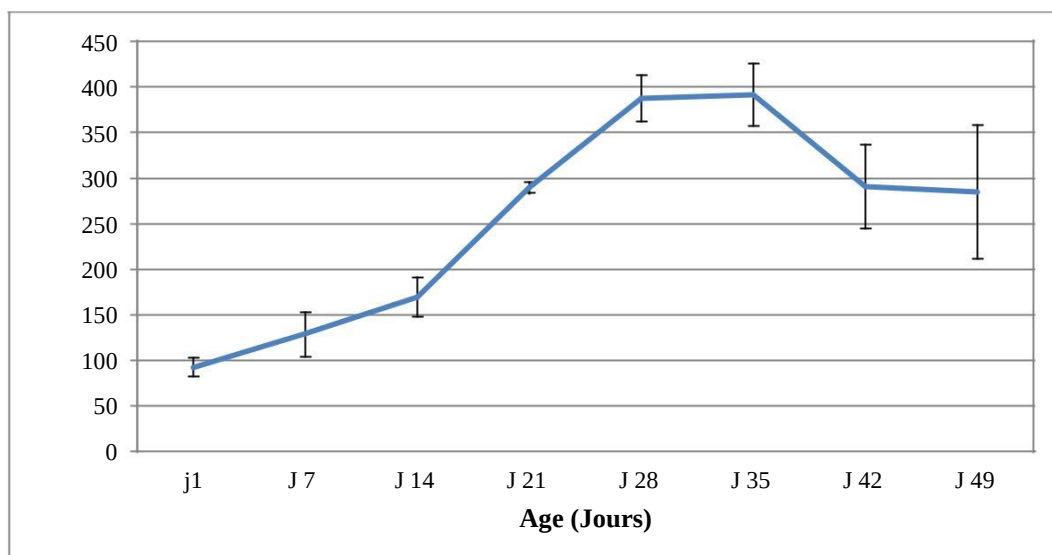


Figure N°59 : Évolution de la profondeur des cryptes de l'iléon en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Les variations de la profondeur des cryptes de l'iléon en fonction de l'âge du poulet sont exprimées dans le tableau N°14 qui montre que ce paramètre prend des valeurs extrêmes variant de **(92,24 ± 9,96µm)** au premier jour à **(289,36 ± 6,13µm)** à la 3^{ème} semaine et **(284,64 ± 73,61µm)** à la 7^{ème} semaine d'âge.

À partir de ces résultats, nous pouvons constater que la hauteur des cryptes de l'iléon évolue progressivement en fonction de l'âge durant les quatre premières semaines de vie, tout en gardant presque la même vitesse de croissance sauf pour la troisième semaine, où cette vitesse a connu une fluctuation importante (**p < 0,01**).

Durant la cinquième semaine, la hauteur des villosités intestinales ne montre pas des variations importantes et reste presque stable. En revanche, la fin de notre étude montre des valeurs décroissantes de ce paramètre histologique (**p < 0,01**).

L'analyse statistique des résultats obtenus montre que l'évolution de la hauteur des villosités intestinales (iléon) est très faiblement liée au poids vif du poulet (**p < 0,05, R² = 0,34**) et le poids moyen de l'iléon (**p < 0,01, R² = 0,45**). De même, une corrélation positive mais moins importante est remarquée entre la hauteur et la largeur du même élément anatomique (**p < 0,01, R² = 0,51**).

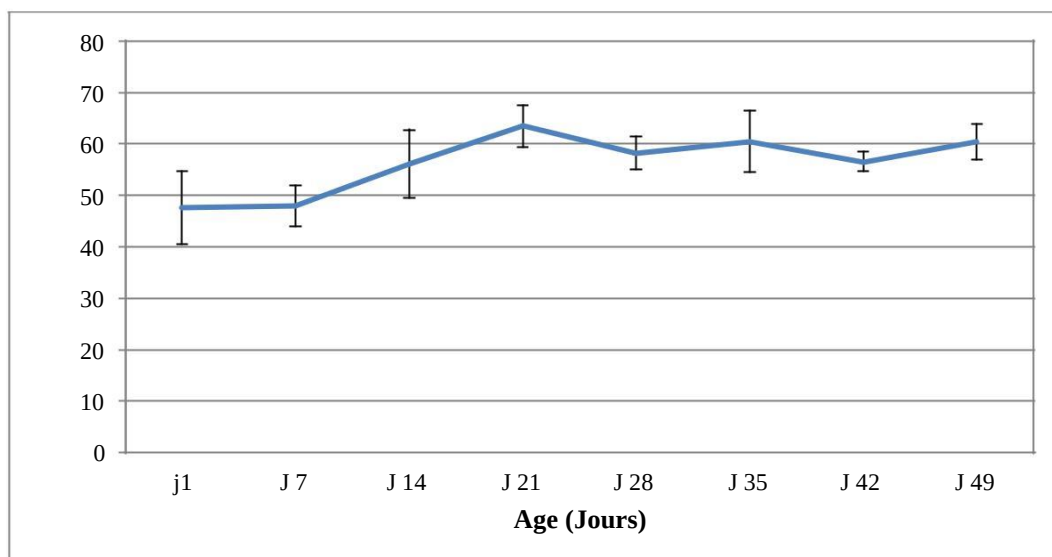


Figure N°60 : Évolution de la largeur des cryptes de l'iléon en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Les variations de la largeur des cryptes de l'iléon en fonction de l'âge du poulet sont exprimées dans le tableau N°14 et bien illustrées dans la figure N°63.

Ces représentations montrent que ce paramètre ne présente pas de changement important durant la période d'essai (7 semaines) où les cryptes de l'iléon n'évoluent plus en largeur durant la première semaine de vie ($p < 0,01$). Une croissance modérée de ce paramètre est remarquée vers la deuxième et la troisième semaine d'âge. Cette croissance diminue ensuite pour devenir constante entre la quatrième et la septième semaine de vie du poulet ($p < 0,01$).

Le traitement statistique des résultats de notre étude indique que le développement de la largeur des cryptes de l'iléon est faiblement lié avec la profondeur ($p < 0,01$, $R^2 = 0,51$) ainsi qu'avec le poids du poulet ($R^2 = 0,25$) et la masse absolue de l'iléon ($p < 0,05$, $R^2 = 0,29$).

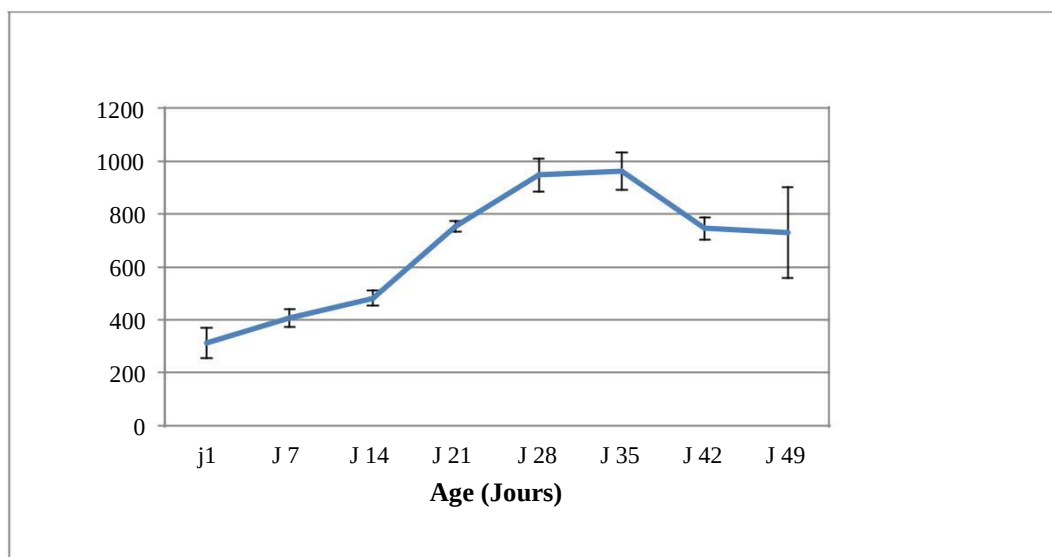


Figure N°61 : Évolution du périmètre des cryptes de l'iléon en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Les variations du périmètre des cryptes de l'iléon en fonction de l'âge sont exprimées dans le tableau N°14 qui montre que ce paramètre prend des valeurs extrêmes variant de **(313,69 ± 57,91µm)** au premier jour à **(947,24 ± 61,05µm)** à la 4^{ème} semaine et **(730,13 ± 72,22µm)** à la 7^{ème} semaine d'âge.

Les résultats figurés ci-dessus démontrent que le périmètre des cryptes intestinales s'accroît appréciablement avec l'âge du poulet (**p < 0,01**), à partir de l'éclosion jusqu'à la quatrième semaine pour se stabiliser au cours de la cinquième semaine. En effet, la croissance du périmètre a connu une régression durant les deux dernières semaines d'âge du poulet (**p < 0,01**).

Vu l'analyse statistique de nos résultats, nous pouvons constater que le développement de ce paramètre est très faiblement lié au développement de la largeur des cryptes (**p < 0,01. R² = 0,56**) ainsi qu'avec le développement du poids du poulet (**p < 0,01. R² = 0,38**) et l'évolution de la masse absolue de l'iléon (**p < 0,01. R² = 0,48**).

De plus, le test analytique nous a permis de souligner une corrélation significativement positive entre le périmètre et la profondeur des cryptes (**p < 0,01. R² = 0,93**).

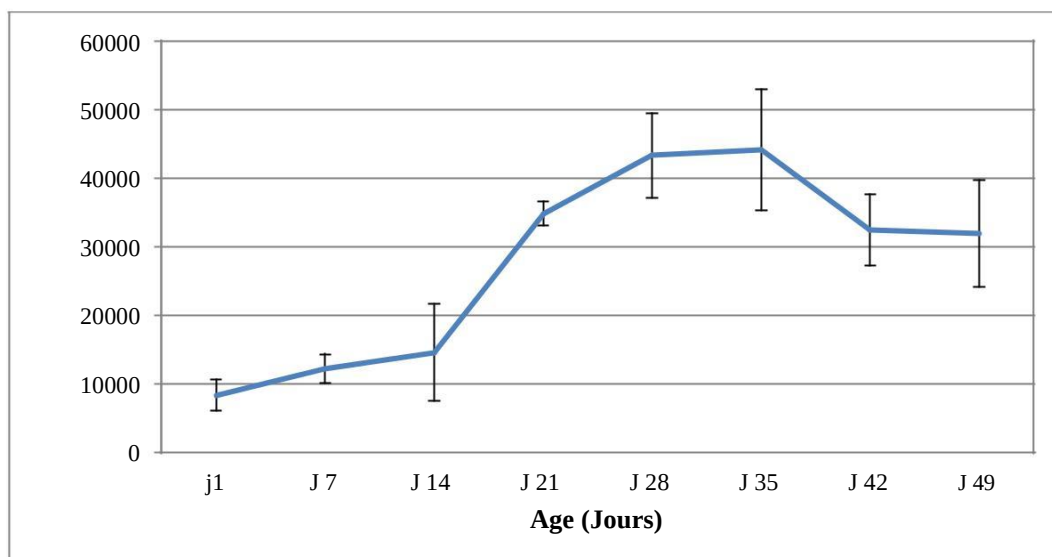


Figure N°62 : Évolution de la surface des cryptes de l'iléon en fonction de l'âge chez le poulet (N=6).

Les variations de la surface des cryptes de l'iléon en fonction de l'âge chez le poulet sont exprimées dans le tableau N°14 qui montre que ce paramètre n'est que de ($8352,99 \pm 2249,99 \mu\text{m}^2$) au premier jour d'âge alors qu'il atteint en moyenne ($43341,16 \pm 6124,32 \mu\text{m}^2$) et ($31953,18 \pm 7765,48 \mu\text{m}^2$) à la quatrième et à la septième semaine d'âge respectivement.

La courbe de croissance figurée ci-dessus montre que le paramètre tend à se développer précocement et rapidement dès les premiers jours de vie du poussin ($p < 0,01$) et continue sa croissance avec des taux fluctuants jusqu'à la quatrième semaine d'âge. Un ralentissement de la vitesse de croissance est remarqué durant la cinquième semaine puis elle va diminuer considérablement en fonction de l'âge jusqu'à la fin de notre expérimentation. ($p < 0,01$).

Du point de vue statistique, nous nous apercevons de la présence d'une corrélation positive mais très peu importante ($R^2 < 0,7$) entre la surface et la largeur des cryptes ($p < 0,01$, $R^2 = 0,57$). De même le développement de la surface des cryptes est moins fortement lié au poids vif ($R^2 = 0,27$) et à la masse absolue de l'iléon ($p < 0,01$, $R^2 = 0,37$). En revanche, cette corrélation était significativement positive entre la surface et la hauteur des cryptes de l'iléon ($p < 0,01$, $R^2 = 0,90$).

III/ ÉTUDE BIOCHIMIQUE

Dans cette partie, nous voulons suivre l'évolution de l'activité enzymatique de la phosphatase alcaline et de la gamma-glutamyltransférase dans les trois portions de l'intestin grêle du poulet durant la vie postnatale, tout en utilisant une technique spectrophotométrique. Les résultats relatifs aux changements de ces paramètres biochimiques dans le duodénum, le jéjunum et l'iléon du poulet sont exprimés dans les tableaux N°15 et 16.

III.1. Développement de l'activité Phosphatase Alcaline (PAL)

Tableau N°15 : Évolution de l'activité de la phosphatase alcaline ($\mu\text{m}/\text{min}/\text{ml}$) de la muqueuse intestinale du poulet en fonction de l'âge (N=6).

Age (J)	J1	J7	J14	J21	J28	J35	J42	J49
PAL <i>Duodénum</i>	5,28 $\pm 0,63$	8,29 $\pm 1,28$	11,96 $\pm 3,35$	9,6 $\pm 2,19$	6,73 $\pm 2,67$	4,93 $\pm 1,58$	4,6 $\pm 1,68$	4,11 $\pm 1,91$
PAL <i>Jéjunum</i>	2,44 $\pm 0,39$	4,64 $\pm 0,17$	6,27 $\pm 0,35$	5,52 $\pm 0,27$	2,66 $\pm 0,57$	2,12 $\pm 0,12$	1,99 $\pm 0,2$	1,99 $\pm 0,12$
PAL <i>Iléon</i>	0,67 $\pm 0,13$	2,56 $\pm 0,11$	3,15 $\pm 0,74$	2,52 $\pm 0,9$	1,13 $\pm 0,76$	0,66 $\pm 0,24$	0,59 $\pm 0,24$	0,56 $\pm 0,25$

PAL : Phosphatase Alcaline. **J :** Jours

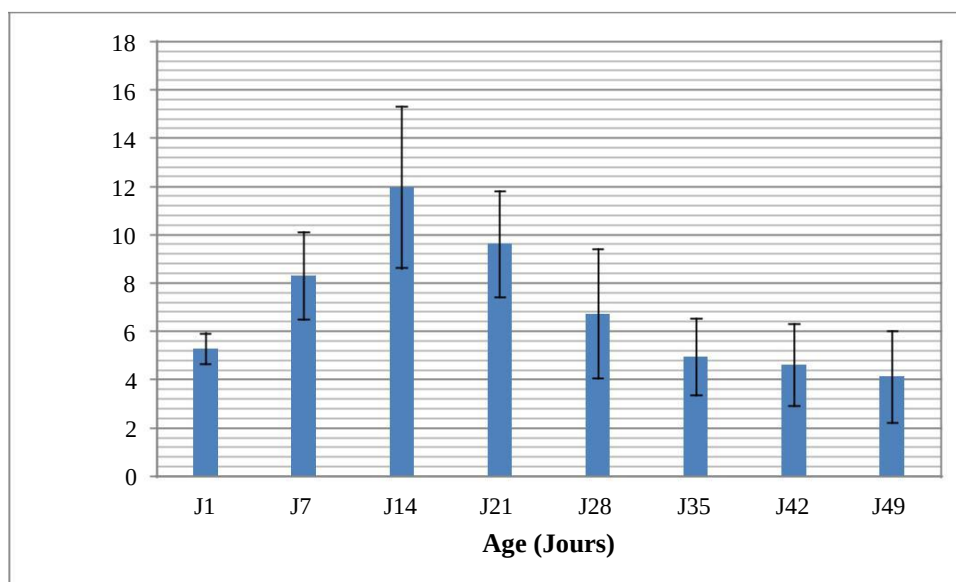


Figure N°63 : Évolution de l'activité de la phosphatase alcaline ($\mu\text{m}/\text{min}/\text{ml}$) dans le duodénum du poulet en fonction de l'âge. ($P < 0.05$)

Les variations de l'activité de la phosphatase alcaline dans le duodénum du poulet à partir de l'éclosion jusqu'à l'âge de sept semaines de vie du poussin, sont bien représentées dans le tableau N°15 qui montre que cette activité enzymatique prend des valeurs croissantes, variant de $(5,28 \pm 0,63 \mu\text{mol/min/ml})$ au premier jour d'éclosion à $(11,96 \pm 3,35 \mu\text{mol/min/ml})$ au 14^{ème} jour d'âge, pour diminuer régulièrement entre la deuxième et la quatrième semaine afin de se stabiliser durant les deux dernières semaines. ($P < 0.05$).

A propos des résultats illustrés ci-dessus (figure N°66), nous pouvons constater qu'à l'éclosion, l'activité de la phosphatase alcaline était très importante dans le duodénum par rapport au jéjunum et l'iléon. Cette différence en activité enzymatique entre les trois segments intestinaux reste maintenue tout au long de notre expérimentation ($P < 0.05$).

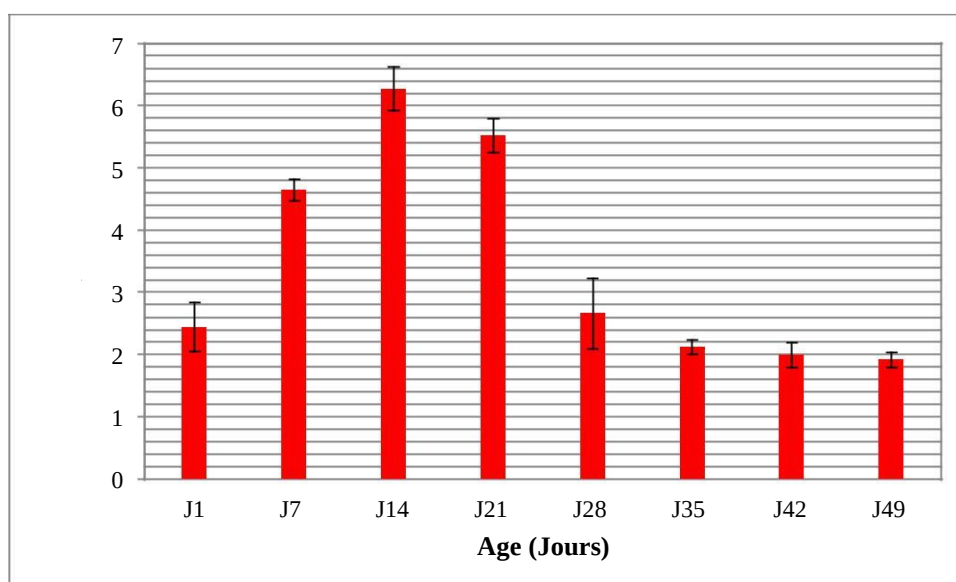


Figure N°64 : Évolution de l'activité de la phosphatase alcaline ($\mu\text{mol/min/ml}$) dans le jéjunum du poulet en fonction de l'âge. ($P < 0.05$)

Le tableau N°15 représente les changements en fonction du temps de l'activité enzymatique de la phosphatase alcaline dans le deuxième segment intestinal, dont les résultats sont bien illustrés dans la figure N°67.

À partir de nos données, nous pouvons ressortir que l'activité de la phosphatase alcaline était relativement faible dans le premier jour qui suit l'éclosion. Ce n'est qu'entre le 1^{er} et le 7^{ème} jour d'âge qu'une augmentation rapide et importante de cette activité ($P < 0.05$) est mesuré.

Entre le 7^{ème} et le 14^{ème} jour d'âge, l'activité enzymatique est augmentée régulièrement pour arriver à un niveau maximal vers l'âge de 14 jours. Une diminution de cette activité enzymatique se manifeste entre la deuxième et la cinquième semaine de vie du poussin pour se stabiliser à la fin de notre expérimentation ($P < 0.05$).

Le test analytique utilisé montre que l'activité de la phosphatase alcaline était significativement ($P < 0.05$) importante dans le jéjunum par rapport l'iléon.

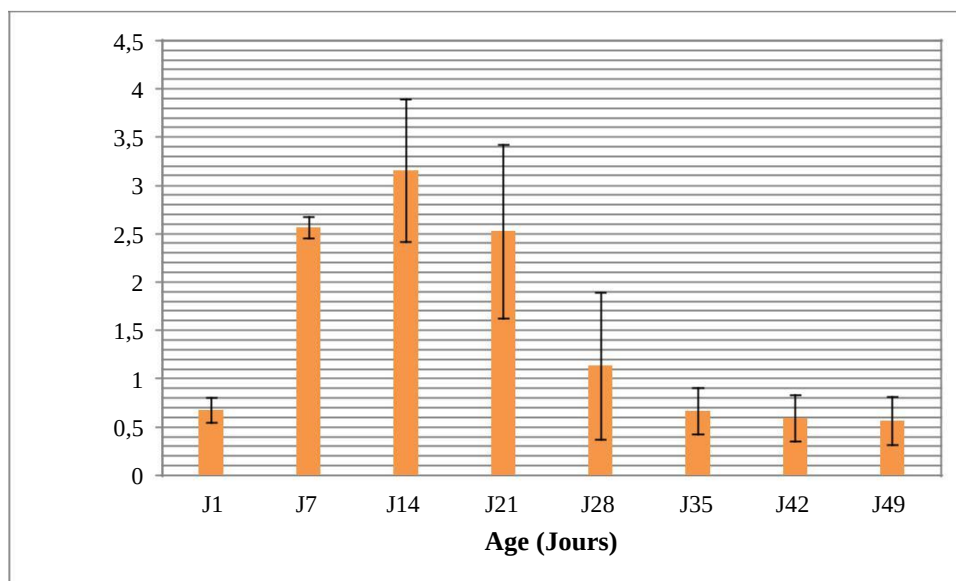


Figure N°65 : Évolution de l'activité de la phosphatase alcaline (µmol/min/ml) dans l'iléon du poulet en fonction de l'âge. ($P < 0.05$)

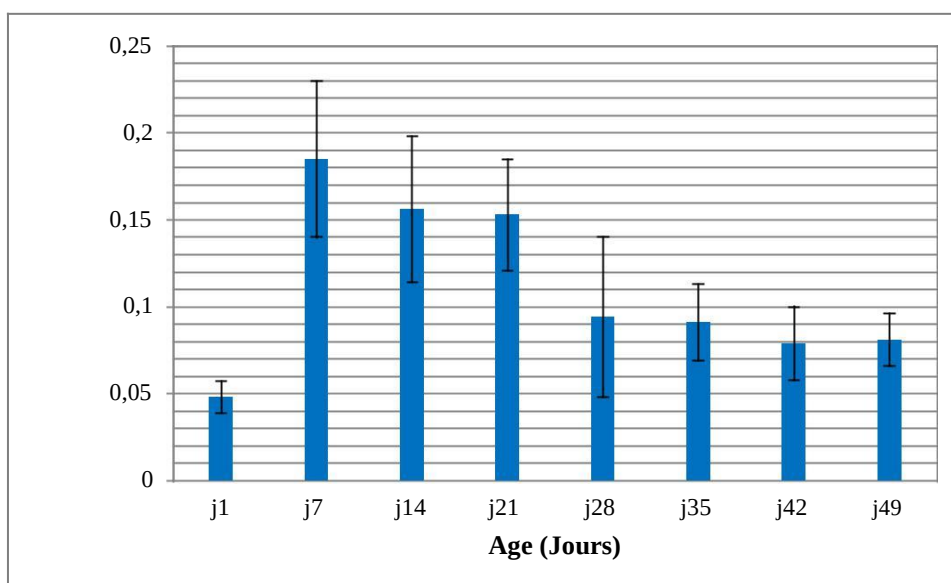
Les variations de l'activité de la phosphatase alcaline dans l'iléon du poulet selon l'âge sont exprimées dans le tableau N°15 qui montre que ce paramètre n'est que de (**0,67, ± 0,13 µmol/min/ml**) au premier jour d'âge alors qu'il atteint en moyenne (**3,15, ± 0,74 µmol/min/ml**) et (**0,56 ± 0,25 µmol/min/ml**) à la quatrième et la septième semaine d'âge respectivement.

À partir des illustrations figurées ci-dessus, nous pouvons constater que l'activité de la phosphatase alcaline au niveau de cette troisième portion intestinale a suivi une allure similaire avec celle des segments proximaux (duodénum et jéjunum), ($P < 0.05$) tout en remarquant une augmentation de l'activité enzymatique entre le 1^{er} et le 14^{ème} jour suivie d'une diminution rapide entre le 14^{ème} et le 28^{ème} jour d'âge du poulet. En effet, la fin de notre étude ne montre pas des variations importantes et l'activité enzymatique intestinale reste pratiquement stable ($P < 0.05$).

III.2. Développement de l'activité Gamma glutamyl transférase (γ GT)**Tableau N° 16 :** Évolution de l'activité de la Gamma glutamyl transférase ($\mu\text{m}/\text{min}/\text{ml}$) de la muqueuse intestinale du poulet en fonction de l'âge (N=6).

Age (J)	J1	J7	J14	J21	J28	J35	J42	J49
γ GT <i>Duodénum</i>	0.048 ± 0.009	0.185 ± 0.045	0.156 ± 0.042	0.153 ± 0.032	0.094 ± 0.046	0.091 ± 0.022	0.079 ± 0.021	0.081 ± 0.015
γ GT <i>Jéjunum</i>	0.055 $\pm 0,024$	0,17 $\pm 0,02$	0,156 $\pm 0,015$	0,158 $\pm 0,032$	0,094 $\pm 0,03$	0,082 $\pm 0,019$	0,069 $\pm 0,029$	0,059 $\pm 0,026$
γ GT <i>Ilium</i>	0,029 $\pm 0,008$	0,153 $\pm 0,038$	0,137 $\pm 0,02$	0,135 $\pm 0,04$	0,089 $\pm 0,037$	0,075 $\pm 0,025$	0,058 $\pm 0,027$	0,052 $\pm 0,029$

γ GT : Gamma glutamyl transférase. J : Jours.

**Figure N°66 :** Évolution de l'activité de la Gamma -glutamyl transférase ($\mu\text{m}/\text{min}/\text{ml}$) dans le duodénum du poulet en fonction de l'âge ($P < 0.05$).

Les variations de l'activité enzymatique γ GT dans le duodénum du poulet durant la vie postnatale sont résumées dans le tableau N°16 qui montre que cette activité catalytique varie de (0,048 $\pm$ 0,009 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{ml}$) le premier jour d'éclosion à (0,185 $\pm$ 0,045 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{ml}$) et (0,081 $\pm$ 0,015 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{ml}$) à J7 et J49 respectivement.

D'après les résultats illustrés ci-dessus nous pouvons démontrer que l'activité de γ GT augmente rapidement et précocement juste après l'éclosion et atteint son pic vers la fin de la

première semaine de vie du poussin puis elle va diminuer dans les deux semaines suivantes pour devenir pratiquement stable entre la quatrième et la septième semaine d'âge.

En comparant avec d'autres régions de l'intestin, l'activité γ GT dans le duodénum était presque similaire avec celle dans le jéjunum et reste relativement importante que dans l'iléon durant toute la période de l'essai.

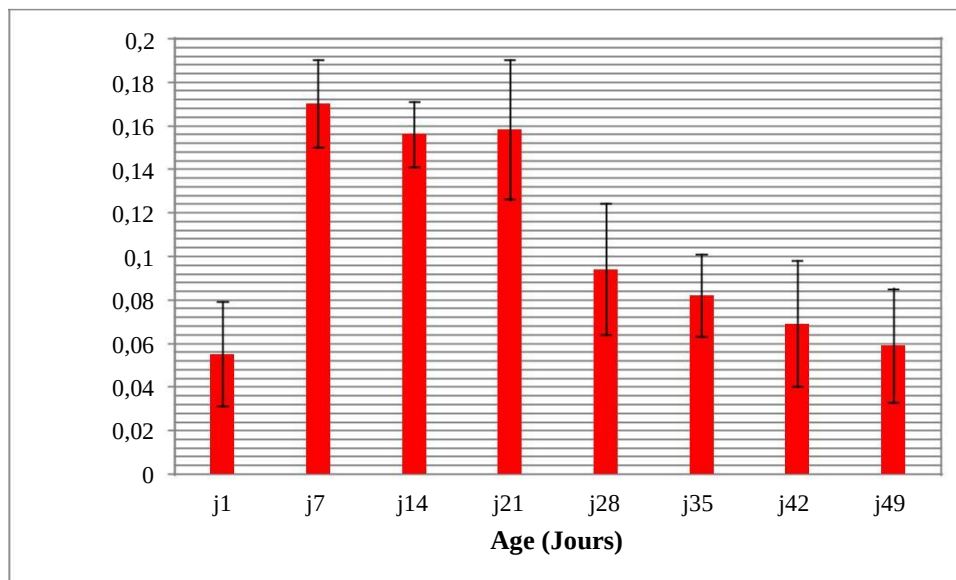


Figure N°67 : Évolution de l'activité de la Gamma-glutamyl transférase ($\mu\text{m}/\text{min}/\text{ml}$) dans le jéjunum du poulet en fonction de l'âge. ($P < 0.05$)

Le tableau N°16 représente les changements de l'activité enzymatique de la gamma-glutamyl transférase en fonction du temps dans le jéjunum du poulet dont les résultats sont bien illustrés dans la figure N°70.

La comparaison des activités catalytiques de la γ GT entre les trois compartiments de l'intestin à l'éclosion montre que l'activité de cette enzyme était plus au moins importante dans le jéjunum que dans le duodénum et l'iléon ($P < 0.05$). Cette activité évolue rapidement dans les jours suivant l'éclosion afin d'atteindre un pic au 7^{ème} jour d'âge du poussin ($P < 0.05$).

Un ralentissement de cette activité se manifeste durant la deuxième et la troisième semaine de vie puis elle va régresser considérablement en fonction de l'âge du poulet.

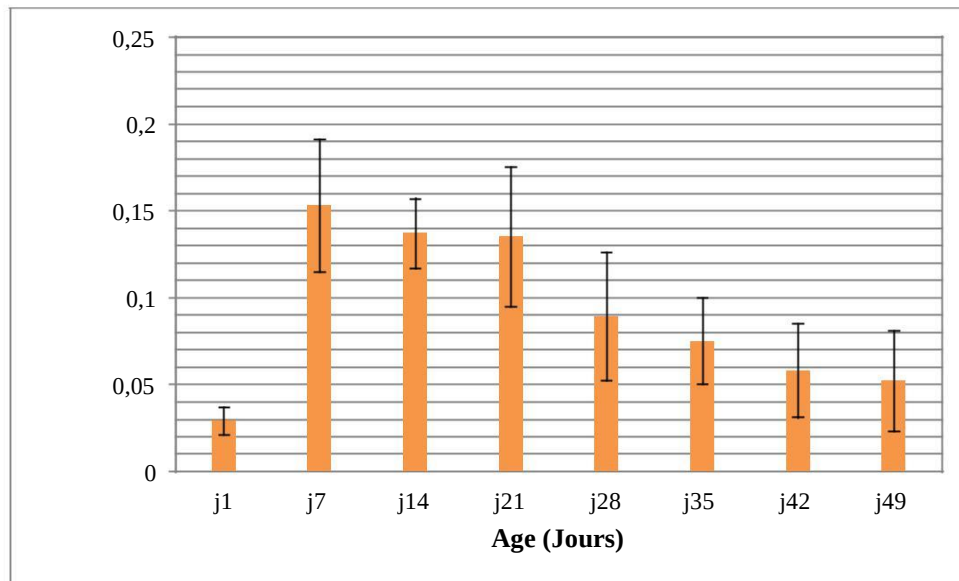


Figure N°68 : Évolution de l'activité de la Gamma-glutamyl transférase ($\mu\text{mol}/\text{min}/\text{ml}$) dans l'iléon du poulet en fonction de l'âge. ($P < 0.05$)

À propos des résultats illustrés dans le tableau N°16, l'activité de gamma-glutamyl transférase n'est que ($0.029 \pm 0.008 \mu\text{mol}/\text{min}/\text{ml}$) au premier jour de l'éclosion puis elle augmente de cinq fois vers la fin de la première semaine de vie du poussin ($0.153 \pm 0.038 \mu\text{mol}/\text{min}/\text{ml}$) pour devenir stable jusqu'à l'âge de 21 jours. L'activité de γGT va sensiblement régresser à mesure que le poulet devient de plus en plus adulte ($P < 0.05$).

L'analyse de nos résultats permet de conclure que l'activité γGT dans l'iléon du poulet reste plus au moins faible par rapport à celle de deux autres segments intestinaux tout au long de notre expérimentation.

DISCUSSION

DISCUSSION

I/ ÉTUDE MORPHOLOGIQUE

I.1. Évolution du poids moyen vif

Nos résultats relatifs à la croissance des poulets de chair durant la vie postnatale sont nettement similaires à ceux obtenus par **Yahav et Plavnik (1999)**, **Khajali et al (2010)** qui ont montré que le poids vif du poulet évolue considérablement en fonction de l'âge avec un taux de croissance maximale remarqué vers la première semaine de vie du poussin.

SKLAN (2001) a montré que les facteurs tels que l'alimentation, l'accès à l'eau et le type de régime alimentaire ont un impact profond sur le développement du poussin. L'un des changements les plus critiques est le changement de régime alimentaire, à partir d'un régime riche en lipides du vitellus à un régime presque exclusivement à base de céréales riches en glucides.

D'après **Halevy et al (2001)**, **Gruchowski et al (2013)** la croissance des poulets de chair peut être due à une stimulation précoce de la croissance musculaire qui est due à des modifications physiologiques (l'enrichissement des fibres musculaires en noyau, développement des villosités intestinales) et métaboliques (meilleure synthèse protéique), associé à la synthèse des facteurs de croissances (**Tawfeek et al, 2014**).

Comme l'ont rapporté **Nitsan et al (1991A)** le taux de croissance quotidien relatif des poulets de chair est également élevé pendant la phase de croissance précoce. Ainsi, le poids du premier jour augmente de 14% puis il atteint un pic de 22% au jour 11, en diminuant à environ 9% au jour 17 ; ce qui est conforme à nos résultats.

I.2.Croissance pondérale de l'intestin grêle

Le développement du tractus gastro-intestinal du poulet de chair durant la vie postnatale a fait l'objet d'étude de plusieurs chercheurs (**Nir et al, 1993** ; **Nitsan et al, 1991^A** ; **Dunnington et Siegel, 1995**) ; dont, les résultats démontrent la croissance précoce de l'intestin du poulet, bien qu'il y ait un désaccord sur le point précis de sa maturation (**Dibner et al, 1996** ; **Sell, 1996** ; **Noy et Sklan, 1997, 1998**).

Dans une étude comparable évaluant le développement de tube digestif du poulet, **Sklan (2001)** avaient noté que l'oiseau accorde une priorité élevée à la croissance intestinale précoce pour assurer le développement des fonctions d'apport en nutriments, ce qui est nécessaire à la

croissance ultérieure des autres tissus, comme le muscle. De même, **Lilja (1983)**, **Jin et al (1998)** ont rapporté que les espèces aviaires sélectionnées sur le critère d'une vitesse de croissance élevée présentent un développement précoce de son intestin grêle. À l'opposé, la croissance des segments intestinaux est lente chez les volailles sélectionnées pour la ponte (**Nir et al, 1993**).

En effet, le poussin nouveau-né, ayant des processus de digestion et d'absorption peu efficaces et le passage soudain à une alimentation exogène solide, s'accompagne d'un développement rapide du système gastro-intestinal. Les modifications qui surviennent sont à la fois des modifications morphologiques du tube digestif (croissance allométrique des organes) et une maturation des capacités digestives du poussin.

Des études ont été menées par **UNI (1999)**, **UNI et al (1999)** sur le développement de l'intestin grêle chez la dinde dans les 12 premiers jours suivant l'éclosion. Ils ont constaté que le poids des trois principales portions de l'intestin (duodénum, jéjunum, iléon) augmente significativement durant la première semaine de vie du poussin. Cependant, chaque portion de l'intestin se caractérise par une vitesse de croissance propre. Chez le poulet **NITSAN et al (1991A)**, **NIR et al (1993)**, **NOY et SKLAN (1998^C)**, **UNI et al (1998)** rapportent les mêmes déductions, ce qui est en accord avec nos résultats.

De même, **DROR et al (1977)** avaient constaté qu'immédiatement après l'éclosion, le segment qui présente le plus grand taux de croissance relatif est le duodénum, suivi par l'iléon et le jéjunum; ceci est en contradiction par rapport à nos résultats, d'où les trois segments de l'intestin des poulets ont présenté des taux de croissance presque identiques durant la première semaine de vie du poussin.

L'étude de **SKLAN (2001)** a montré qu'à l'éclosion, l'intestin grêle représente environ 3,5% du poids du poussin, puis, il va augmenter considérablement avec le poids du corps du poulet de chair rapportant **Noy et al (2001)**. Ces mêmes résultats ont été signalés durant notre expérimentation.

D'après **SKLAN (2001)** le poids relatif de l'intestin grêle, selon les segments est de 2 à 5 fois supérieur au 8^{ème} jour d'âge par rapport à l'éclosion. Le duodénum a une croissance plus rapide que les autres segments. Selon le même auteur, une croissance relative rapide de l'intestin grêle se produit à partir de l'éclosion et se poursuit jusqu'à l'âge du 10^{ème} jour.

KATANBAF et al (1988) ont signalé que dans les deux jours suivant l'éclosion, il y a une augmentation de 2% dans le poids de l'intestin grêle. Au 8^{ème} jour d'âge, l'intestin grêle a augmenté de 13% par rapport aux poussins de 2 jours.

Selon **NOY et SKLAN (1997)** la vitesse de croissance du poids relatif de l'intestin grêle (selon le segment) commence à ralentir au plus tard 4 jours après l'éclosion, ce qui suggère la fin du développement rapide de l'intestin grêle. En revanche, les travaux de **KATANBAF et al (1988)** indiquent qu'aux environ le 12^{ème} jour d'âge le poids de l'intestin grêle croît avec une vitesse presque identique à celle du corps entier du poussin. Par ailleurs, dans notre étude nous avons démontré que le taux de croissance relatif de trois portions intestinales deviendrait maximal vers la fin de la première semaine de vie.

Selon la littérature, le développement précoce de l'intestin grêle est probablement dû aux différents stimuli, parmi lesquels l'ingestion de nourriture (**Pinchasov, 1995**). Ce dernier a signalé que les oiseaux ayant un accès immédiat à l'alimentation et à l'eau avaient un intestin du poids relatif significativement plus élevé 30 heures après l'éclosion que ceux détenus sans nourriture pendant les premières 24 heures.

I.3. Croissance allométrique de l'intestin grêle

En ce qui concerne le développement allométrique de l'intestin du poulet, nous avons noté que la taille du duodénum, du jéjunum et de l'iléon augmentent significativement en fonction de l'âge du poulet. Ceci est en accord avec les résultats des travaux réalisés par **UNI (1999)**, **NIR et al (1993)**, **NOY et SKLAN (1998)^C**. De même, **SKLAN (2001)** a montré que la longueur de l'intestin grêle augmente considérablement avec le poids du corps du poulet de chair.

Nous avons également noté que le jéjunum reste de loin le segment le plus long suivi par l'iléon et le duodénum. Ces données concordent avec ceux publiés par **Iji et al (2001)**, **Nir et al (1993)** qui ont signalé que le jéjunum et l'iléon représentent environ 82 et 84% de la longueur moyenne de l'intestin grêle du poulet respectivement.

La longueur relative de l'intestin grêle continue de diminuer après l'éclosion (**NOY et SKLAN, 1997**). Ce qui est en nette concordance avec nos résultats.

II/ ÉTUDE HISTOLOGIQUE

II.1. Développement des paramètres histologiques de l'intestin

L'étude de la morphométrie de l'intestin du poulet durant la vie postnatale via la technique de microdissection, nous a permis de révéler un développement structural avancé de la muqueuse intestinale dès l'éclosion et dans les trois compartiments intestinaux. Ensuite, des changements bruts ont été notés entre l'écloserie et l'âge de 49 jours. Cette croissance de la muqueuse est influencée par l'exposition aux nutriments diététiques (**Moran, 1985**). **Baranylova et Holman (1976)** ont rapporté un retard de développement structurel de l'intestin des poulets qui ont été soumis à une restriction alimentaire.

Dans la présente étude, la hauteur et la surface des villosités intestinales augmentent avec l'âge du poulet dans tous les segments de l'intestin grêle. Ces résultats sont similaires à ceux obtenus par **Noy et Sklan (1997, 1998)** qui ont montré que la longueur des villosités intestinales augmente significativement en fonction de l'âge avec des taux de croissance différents selon le segment. Or, **Dibner et al (1996)** ont constaté que la longueur des villosités a connu un développement spectaculaire durant les cinq premiers jours de vie des poussins. Ces mêmes résultats ont été soulignés par **Sklan (2001)** qui a rapporté qu'en parallèle à la croissance physique, il y a également une augmentation de la taille des villosités en largeur et en longueur. Ce dernier paramètre devient double dans les premières 48 heures suivant l'éclosion. Ce qui explique l'augmentation de la fonction digestive et de l'absorption de l'intestin du poulet comme le suggérait **Moran (1985)**.

De plus, nous avons prouvé que la hauteur et la surface des villosités intestinales continuent leurs développements jusqu'à l'âge de 28^{ème} jour dans le duodénum et au 35^{ème} jour dans le jéjunum et l'iléon. Comme cela avait déjà été observé **Baranyiova et Holman (1976)**. Ces mêmes résultats ont été confirmés par **Iji et al (2001)** qui ont montré une augmentation de la profondeur des cryptes, de la hauteur et de la surface des villosités dans les trois régions intestinales du poulet entre l'éclosion et l'âge de 21 jours.

Toutefois, **Uni et al (1995)** ont constaté que la hauteur et la surface des villosités augmentaient rapidement après l'éclosion pour se stabiliser après le 6^{ème} jour dans le duodénum et vers le 10^{ème} jour dans le jéjunum et l'iléon. Ces différences pourraient être expliquées par la période d'essai, aussi courte dans certaines études, ainsi par la fiabilité de la méthode histologique utilisée.

Dans ce sens, d'environ 4 jours d'âge lorsque le taux relatif de croissance du duodénum commence à diminuer **Noy et Sklan (1997)** ont découvert une augmentation importante du volume des villosités. Or, de 4 à 10 jours d'âge, la hauteur et le périmètre des villosités augmentent de 34 à 100% par rapport à la taille des villosités à l'éclosion. **Bayer et al (1975)** ont constaté qu'à l'âge de 7 jours il n'y avait pas de différences visibles entre les villosités du jéjunum et celles de l'iléon, ce que nous n'avons pas vu dans notre étude, où les villosités de l'iléon restent les plus petites tout au long de notre étude. Comme l'ont noté **Noy et Sklan (1997)** le taux de croissance des villosités dans le jéjunum et l'iléon commence à ralentir à 10 jours d'âge du poulet.

Iji et al (2001) ont également trouvé que les villosités duodénales sont généralement les plus longues et elles ont une surface plus grande que celles du jéjunum et de l'iléon. Ce que nous avons déjà souligné dans notre expérimentation. Par ailleurs, chez la dinde, **Uni et al (1999)** ont constaté que la taille des villosités, augmentait parallèlement dans le duodénum et le jéjunum et plus lentement dans l'iléon.

Comme l'ont rapporté **UNI et al (1995)**, **Geyra et al (2001^A)** la hauteur et la surface des villosités intestinales augmentent considérablement entre le 14^{ème} jour d'incubation et le 7^{ème} jour après l'éclosion du poussin, du fait de la prolifération rapide des entérocytes (en nombre et en taille) et de leurs migration vers le haut des villosités intestinales selon **Iji et al (2001)**. Cela peut être associé à une plus courte durée de vie des entérocytes et éventuellement à un besoin plus important de reconstitution cellulaire, ce qui augmenterait la demande en éléments nutritifs pour l'entretien de la muqueuse intestinale. Comme l'activité enzymatique est exprimée sur une grande proportion de la villosité, l'augmentation de la surface totale des villosités améliorera donc la capacité digestive totale du poussin.

Noy et Sklan (1999), **Geyra et al (2001^A)** ont souligné une corrélation significative entre l'évolution de la surface réelle d'absorption dans les trois compartiments intestinaux et la croissance pondérale du poulet durant la vie postnatale, ce que nous avons démontré durant l'analyse de nos résultats.

En ce qui concerne les cryptes ; ces derniers peuvent être considérées comme le site de production des entérocytes où les cellules souches se divisent pour permettre le renouvellement des villosités. Des cryptes plus profondes indiquent un renouvellement cellulaire rapide pour permettre le renouvellement des villosités selon les besoins, en réponse

de l'érosion normale ou inflammatoire causée par des agents pathogènes ou par leurs toxines (Yason et al, 1987).

Dans la présente étude, les mesures morphométrique de l'intestin du poulet indiquent que la profondeur, le périmètre et la surface des cryptes dans les trois segments de l'intestin évoluent lentement durant les sept semaines de vie des poussins, tandis que la largeur des cryptes reste presque inchangeable durant la même période d'essai. Ce qui suggère que les cryptes intestinales terminent leur croissance rapide dans les 24 à 48 heures qui suit l'éclosion du poussin, puis elles évoluent lentement en fonction de l'âge. Nos résultats sont en accord avec ceux de Sklan(2001) qui a constaté que dans les premières 48 heures après l'éclosion des poussins, les cryptes commencent à se former et le nombre de cellules (entérocytes) par crypte augmente rapidement, puis ce taux de croissance commence à diminuer. Dans ce sens, le nombre de cryptes par villosités augmente rapidement après l'éclosion du poussin pour se stabiliser entre 48 et 72 heures après l'éclosion. (Geyra et al, 2001^A).

Il s'est avéré que la profondeur des cryptes reflète le taux de maturation des entérocytes, augmentant linéairement dans le duodénum et le jéjunum jusqu'à 10 à 12 jours d'âge du poulet selon Uni et al (1995). Ces mêmes résultats ont été prouvés par Iji et al (2001) qui ont montré une augmentation de la profondeur des cryptes chez les poussins de chair entre l'éclosion et l'âge de 21 jours.

III/ ÉTUDE BIOCHIMIQUE

III.1. Phosphatase alcaline

Les variations observées dans le développement fonctionnel de l'intestin grêle ont été étudiées chez divers animaux. Dans la présente étude l'activité enzymatique de la phosphatase alcaline de l'intestin du poulet a été examinée à partir du premier jour de l'éclosion jusqu'à l'âge d'abattage (49 jours).

Au cours de leur migration et de leur différenciation, les entérocytes de nombreuses espèces augmentent l'expression d'une variété d'enzymes, y compris les disaccharidases, l'hydrolase, l'aminopeptidase et la phosphatase alcaline (King IS et al, 1983). Cette dernière enzyme exprimée dans les entérocytes actives et matures a été établie comme un très bon marqueur de maturation de celles-ci. (Weiser, 1973 ; Traber et al, 1991).

Dans notre travail, bien que l'oiseau n'ait pas ingéré de nourriture au moment de l'éclosion, l'activité de la phosphatase alcaline intestinale était présente. **Buddington RK (1992)** a rapporté les mêmes résultats.

L'âge du poulet a également eu un impact sur la structure gastro-intestinale et la fonction digestive. Une énorme quantité de différenciation cellulaire et de maturation se produit les premiers jours après l'éclosion. En outre, le taux de migration des cellules épithéliales le long des villosités varie en fonction de l'âge. Il semble que le taux de migration soit deux fois plus rapide chez les plus jeunes poussins (**Imondi et Bird, 1966 ; Menge, 1983**) ce qui explique dans notre étude l'augmentation rapide de l'activité de la phosphatase alcaline au cours des deux premières semaines de vie.

Une étude antérieure menée par **Romanoff (1960)** montre qu'immédiatement après l'éclosion, les entérocytes duodénaux peuvent être plus matures que les entérocytes des segments distaux. Ainsi, **Uni et al (1998)** avaient souligné que la densité des entérocytes dans le jéjunum et l'iléon était initialement inférieure à celle dans le duodénum. Ces résultats expliquent les différences en activité de la phosphatase alcaline observées dans les différents segments de l'intestin au cours de notre expérimentation, d'où cette activité catalytique était plus importante dans le duodénum que dans le jéjunum et l'iléon.

De même **Nir et al (1978)**, **Biviano et al (1993)**, **Jackson et Diamond (1996)**, **Uni et al (1999)** ont rapporté les mêmes données chez la dinde.

III.2. Gamma- glutamyl transférase

Cette étude représente une description des changements temporels de l'activité de γ GT chez le poulet durant la vie postnatale. La γ -glutamyltransférase est une enzyme de la bordure en brosse qui chez la souris présente une faible activité aux niveaux des cryptes. Cette activité deviendrait importante dans les villosités ; cette enzyme est impliquée dans le transport des acides aminés dans l'intestin (**Smith et al, 1991 ; Cotgreave et Schuppe-Koistinen, 1994**). Selon **Ferraris et al (1992)** l'activité de la γ -glutamyltransférase a été stimulée par les protéines alimentaires.

Nos résultats relatifs à l'évolution en fonction du temps de l'activité γ -glutamyltransférase dans l'intestin du poulet sont similaires avec ceux publiés par **Sklan (2001)** qui a montré une augmentation parallèle de l'activité de la γ GT à partir de l'éclosion jusqu'à l'âge de 10^{ème} jour

dans les trois segments de l'intestin du poulet. Ce qui suggère les capacités de digestion et d'absorption des protéines chez les poussins nouveau-nés.

Dans une étude comparable menée chez la dinde, **Uni et al (1999)** ont constaté que l'activité de la γ GT dans le jéjunum est passée de faibles niveaux à l'éclosion à un pic au 5^{eme} jour d'âge pour diminuer à partir du septième jour. Les autres régions de l'intestin ont montré une augmentation constante de l'activité. Des études antérieures chez des poussins ont indiqué que la digestion des protéines était inférieure à celle des acides gras et des glucides à l'âge de 4 jours (**Noy et Sklan, 1995**).

CONCLUSION ET RECOMMANDATION

CONCLUSION

L'étude ayant porté sur les mesures histomorphométriques de l'intestin grêle du poulet, ainsi que sur le développement de l'activité enzymatique des enzymes de la bordure en brosse de leurs segments en fonction de l'âge a permis d'apporter les résultats suivants:

La taille et le poids des trois principales portions de l'intestin (duodénum, jéjunum, iléum) augmentent significativement avec l'âge du poulet. Néanmoins, chaque portion de l'intestin se caractérise par une vitesse de croissance propre. Cette dernière était maximale durant la première semaine de vie des poussins pour les trois segments intestinaux.

Toutefois, la vitesse de croissance du poids relatif de trois portions intestinales commence à ralentir à partir du 7^{ème} jour après l'éclosion, ce qui suggère la fin du développement rapide de l'intestin grêle.

Les résultats relatifs à l'étude morphométrique de l'intestin grêle du poulet dans la vie post natale via la technique de microdissection ont permis de montrer des variations dans les paramètres histologiques en fonction de l'âge et le segment intestinal.

A propos, la taille (hauteur et largeur), le périmètre et la surface de villosités intestinales augmentent significativement en fonction de l'âge du poussin, dans les trois régions de l'intestin, avec des taux de croissance différents selon le segment. De même, ces paramètres étaient importants dans le duodénum par rapport au jéjunum et l'iléum.

Concernant les variations de ces paramètres au niveau de cryptes intestinales, notre étude démontre qu'elles prennent des valeurs croissantes à partir de l'éclosion jusqu'à l'âge de 5 semaines, après quoi elles deviendraient de plus en plus faibles à mesure que le poulet se rapproche de son âge d'abattage.

L'activité de la phosphatase alcaline et de la gamma-glutamyltransférase augmente considérablement avec l'âge du poussin avec des taux de sécrétion enzymatique importants dans le duodénum et le jéjunum que dans l'iléon. Du point de vue analytique, nous avons pu déduire que l'évolution des mesures morphométriques de l'intestin ainsi que l'activité analytique des enzymes de la bordure en brosse a une corrélation positive avec le poids vif et le poids du segment intestinal.

RECOMMANDATIONS

A la lumière des résultats recueillis de cette étude, Il semblerait important d'approfondir les recherches concernant le développement de l'intestin grêle du poulet. Plusieurs propositions peuvent être envisagées :

- Différents types de régimes devraient être testés, pour mettre en évidence d'éventuelles interactions lignées x régimes sur les critères morphométriques de l'intestin grêle.
- Réaliser une étude comparative entre les poussins mâles et femelles afin d'évaluer l'effet du sexe sur la morphométrie des trois portions intestinales.
- Il serait également intéressant d'étudier l'effet des nutriments spécifiques sur la maturation précoce des structures intestinales (villosités et cryptes) ; ceux-ci peuvent inclure des vitamines, des minéraux, des acides gras polyinsaturés, des acides aminés et des peptides.
- il faudrait s'intéresser à l'influence des sources de glucide (types de céréales) sur le développement postnatal des paramètres histologiques des compartiments intestinaux.
- Il serait probablement judicieux de s'intéresser aussi au rôle de la microflore digestive dans la croissance des structures intestinale du poussin.
- Faire des études évaluant l'influence des huiles essentiels et des probiotiques dans l'amélioration de la croissance structurale et fonctionnelle de l'intestin grêle du poulet.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. **ALVES, A., PINHEIRO, V., MOURÃO, J., PIRES, I., OLIVEIRA, J. et GAMA, A. (2004):** Measurement of rabbit's intestinal villus: Preliminary comparison of two methods. Proceedings of the 8th World Rabbit Congress. Puebla, Mexico. pp. 422–426.
2. **AMERAH, A.M., RAVINDRAN, V., LENTLE, R.G. et THOMAS, D.G. (2007) :** Influence of feed particle size and feed form on the performance, energy utilization, digestive tract development, and digesta parameters of broiler starters. Poultry Science 86, 2615-2623.
3. **APPLEGATE, T.J., KARCHER, D.M. et LILBURN, M.S. (2005) :** Comparative development of the small intestine in the turkey poult and pekin duckling. Poult. Sci. 84: 426-431.
4. **BANFIELD, M.J., KWAKKEL, R.P. et FORBES, J.M. (2002) :** Effects of wheat structure and viscosity on coccidiosis in broiler chickens. Animal Feed Science and Technology, 98: 37–48.
5. **BARANYLOVA, E. et HOLMAN, J. (1976) :** Morphological changes in the intestinal wall in fed and fasted chickens in the first week after hatching. Acta Veterinaria 45:151-158.
6. **BATAL, A.B. et PARSONS, C.M. (2002) :** Effects of age on development of digestive organs and performance of chicks fed a corn-soybean meal versus a crystalline amino acid diet. Poult. Sci. 81: 1338-1341.
7. **BAYER, R.C., CHAWAN, C.B., BIRD, F.H. et MUSGRAVE, S.D. (1975) :** Characteristics of absorptive surface of small intestine of chicken from 1 day to 14 weeks of age. Poult. Sci. 54: 155-169.
8. **BENNETT, C.D., CLASSEN, H.L. et RIDDELL, C. (2002):** Feeding broilers chickens wheat and barley diets containing whole, ground and pelleted grain. Poultry Science 81, 995-1003.
9. **BIVIANO, A.B., MARTINEZ DELRIO, C. et PHILLIPS, D. (1993) :** Ontogenesis of intestine morphology and intestinal disaccharidases in chickens (*Gallus gallus*) fed contrasting purified diets. J. Comp. Physiol. B., 163: 508-518
10. **BORIN, K., LINDBERG, J.E. et OGLE, R. B. (2006) :** Digestibility and digestive organ development in indigenous and improved chickens and ducks fed diets with increasing inclusion levels of cassava leaf meal. Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition 90: 230-237.

11. **BRENES, A. et ROURA, E. (2010)** : Essential oils in poultry nutrition: Main effects and modes of action." *Animal Feed Science and Technology* 158(1-2): 1-14.
12. **BRUNSGAARD, G. et EGGUM, B.O. (1995)** : Small intestinal tissue structure and proliferation as influenced by adaptation period and indigestible polysaccharides. *Comp. Biochem. Physiol. A Physiol.* 112A:365–377.
13. **BUDDINGTON, R.K., (1992)** : Intestinal nutrient transport during ontogeny of vertebrates. *Am. J. Physiol.*, 32:503-509.
14. **CARRÉ, B., MIGNON-GRASTEAU, S. et JUIN, H. (2008)** : Breeding for feed efficiency and adaptation to feed in poultry. *World's Poultry Science Journal* 64, 377-390.
15. **CLENCH, M.H. et MATHIAS, J.R. (1995)** : The avian caecum: a review. *Wilson Bulletin.* 107.
16. **CORLESS, A.B. et SELL J.L. (1999)** : The effects of delayed access to feed and water on the physical and functional development of the digestive system of young turkeys. *Poult. Sci.* 78: 1158-1169.
17. **CREVIEU-GABRIEL, I. (1999)** : Digestion des protéines végétales chez les monogastriques. Exemple des protéines de pois. *INRA Productions Animales* 12, 147-161.
18. **DA SILVA, M.A., PESSOTTI, B.M.D., ZANINI, S.F., COLNAGO, G.L., RODRIGUES, M.R.A., NUNES, L.D., ZANINI, M.S. et MARTINS, I.V.F. (2009)** : Intestinal mucosa structure of broiler chickens infected experimentally with *Eimeria tenella* and treated with essential oil of oregano. *Cienc. Rural*, 39, 1471-1477.
19. **DEMIR, E., SARICA, S., OZCAN, M.A. et SUICMEZ, M. (2005)** : The use of natural feed additives as alternative to an antibiotic growth promoter in broiler diets. *Arch. Geflügelk.*, 69, 110-116.
20. **DENBOW, D.M. (2000)** : Gastrointestinal anatomy and physiology. In: *Sturkie's Avian Physiology* (ed. by Whittow GC).
21. **DIBNER, J.J., M.L. KITCHELL, C.A. ATWELL, et F.J. IVEY. (1996)** : The effect of dietary ingredients and age on the microscopic structure of the gastrointestinal tract in poultry. *J. Appl. Poult. Res.* 5:70-77.
22. **DROR, Y., NIR, I. et NITSAN, Z. (1977)** : The relative growth of internal organs in light and heavy breeds. *British Poultry Science* 18, 493-496.

23. **DUKE, G.E., LARNTZ, K. et HUNT, H. (1987) :** The influence of cholecystokinin, vasoactive intestinal peptide and secretin on pancreatic and biliary secretion in laying hens. *Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Comparative Pharmacology* 86, 97-102.
24. **DUNNINGTON, E.A., et SIEGEL, P.B. (1995):** Enzyme-activity and organ development in newly hatched chicks selected for high or low 8-week body-weight. *Poult. Sci.* 74: 761-770.
25. **EBIHARA, K. et SCHNEEMAN, B.O. (1989) :** Interaction of bile acids, phospholipids, cholesterol and triglyceride with dietary fibers in the small intestine of rats. *Journal of Nutrition* .119, 1100-1106.
26. **ENGBERG, R.M., HEDEMAN, M.S. et JENSEN, B.B. (2002) :** The influence of grinding and pelleting of feed on the microbial composition and activity in the digestive tract of broiler chickens. *British Poultry Science* 43, 569-579.
27. **ENGBERG, R.M., HEDEMAN, M.S., STEENFELDT, S. et JENSEN, B.B. (2004) :** Influence of whole wheat and xylanase on broiler performance and microbial composition and activity in the digestive tract. *Poultry Science* 83, 925-938.
28. **FERRARIS, R.P. (2001) :** Dietary and developmental regulation of intestinal sugar transport. *The Journal of Biochemistry* 360, 265-276.
29. **FERGUSON, A., SUTHERLAND, A., MACDONALD, T.T. et ALLAN, F. (1977) :** Technique for microdissection and measurement in biopsies of human small intestine. *J Clin Pathol* ; 30:1068–1073.
30. **FUSHIKI, T., TSUZUKI, S. et PIERZYNOWSKI, S.G. (1999) :** Feedback regulation of pancreatic secretion. In *Biology of the pancreas in growing animals*, ed. Zabielski SGPaR. Elsevier.
31. **GABRIEL I., MALLET S. et SIBILLE P. (2005) :** La microflore digestive des volailles : facteurs de variation et conséquences pour l'animal. *INRA Productions Animales*. 18: 309-322.
32. **GABRIEL, I., MALLET, S. et LECONTE, M. (2003) :** Differences in the digestive tract characteristics of broiler chickens fed on complete pelleted diet or on whole wheat added to pelleted protein concentrate. *British Poultry Science* 44, 283-290.
33. **GALLOIS, M., GIDENNE, T., FORTUN-LAMOTHE, L., LE HUEROU-LURON, I. et LALLES, J.P., (2005) :** An early stimulation of solid feed intake slightly influences the morphological gut maturation in the rabbit *Reprod. Nutr. Dev.*, (45), 109-122

34. **GARRIGA, C., VAZQUEZ, C.M., RUIZ-GUTIERREZ, V. et PLANAS, J.M. (2002)** : Regional differences in transport, lipid composition, and fluidity of apical membranes of small intestine of chicken. *Poultry Science* 81, 537-545.
35. **GERTLER, A. et NITSAN, Z. (1970)** : The effect of trypsin inhibitors on pancreatopeptidase E, trypsin, chymotrypsin and amylase in the pancreas and intestinal tract of chicks receiving raw and heated soya-bean diets. *British Journal of Nutrition* 24, 893-904.
36. **GEYRA, A., UNI, Z. et SKLAN, D. (2001)** : Enterocyte dynamics and mucosal development in the posthatch chick. *Poult. Sci.* 80: 776-782.
37. **GILBERT, E.R., LI, H., EMMERSON, D.A., WEBB K.E. et WONG, E.A. (2007)** : Developmental Regulation of Nutrient Transporter and Enzyme RNAm Abundance in the Small Intestine of Broilers. *Poultry Science* 86, 1739-1753.
38. **GOODLAD, R.A., LEVI, S., LEE, C.Y., MANDIR, N., HODGSON, H. et WRIGHT, N.A. (1991)** Morphometry and cell proliferation in endoscopic biopsies:evaluation of a technique: *Gastroenterology*, (101), 1235-1241.
39. **GOMEZ, G. et CELII, A. (2008)** : The peripheral olfactory system of the domestic chicken: Physiology and development. *Brain Research Bulletin*.76: 208-216
40. **GONZALES-ALVARADO, J.M., JIMENEZ-MORENO, E., VALENCIA, D.G, LAZARO, R. et MATEOS, G.G. (2008)** : Effects of fiber source and heat processing of the cereal on the development and pH of the gastrointestinal tract of broilers fed diets based on corn or rice. *Poultry Science* 87, 1779-1795.
41. **GRACIA, M.I., LATORRE, M.A., GARCIA, M., LAZARO, R. et MATEOS, G.G. (2003)** : Heat processing of barley and enzyme supplementation of diets for broilers. *Poultry Science* 82, 1281-1291.
42. **GREY, R.D. (1972)** : Morphogenesis of intestinal villi. I. Scanning electron microscopy of the duodenal epithelium of the developing chick embryo. *J. Morphol.* 137: 193-214.
43. **GRUCHOUSKE. (2013)** : Thermal conditioning during the first week on performance, heart morphology and carcass yield of broilers submitted to heat stress. *Acta Scientiarum. Animal Sciences Maringá*, 2013; v. 35, n. 3, p:311-319
44. **HALEVY, O., KRISPIN, A., LESHEMY, M.C., MURTRY, J. et YAHAV, S. (2001)** : Early age heat exposure affects skeletal muscle satellite cell proliferation and differentiation in chicks; *Am. J.Physiol., Regul. Integ. comp. Physiol* ; 281,1-8.

45. **HERPOL, C. (1966) :** Influence de l'âge sur le pH dans le tube digestif de Gallus Domesticus. Annales de Biologie Animale Biochimie Biophysique 6, 495
46. **HETLAND, H., SVIHUS, B. et OLAISEN, V. (2002) :** Effect of feeding whole cereals on performance, starch digestibility and duodenal particle size distribution in broiler chickens. British Poultry Science 43, 416-423.
47. **HETLAND, H.M., CHOCT, M. et SVIHUS, B. (2004) :** Role of insoluble non-starch polysaccharides in poultry nutrition. World's Poult. Sci. J. 60:415-422.
48. **HILL, F.W. (1971):** The structure of the alimentary tract. In Physiology and biochemistry of the domestic fowl, pp. 1-23. Bell, D.J. and Freeman, B.M
49. **HODGES, R.D. (1974) :** The digestive System. In: The hystology of the fowl (ed. by Press A). pp. 35-108.
50. **IJI, P.A., SAKI, A. et TIVEY, D.R. (2001^A) :** Body and intestinal growth of broiler chicks on a commercial starter diet. 1. Intestinal weight and mucosal development. British Poultry Science 42, 505-513.
51. **IJI, P.A, SAKI, A. et TIVEY, D.R. (2001^B) :** Intestinal development and body growth of broiler chicks on diets supplemented with non-starch polysaccharides. Anim. Feed Sci. Technol. 89:175-188.
52. **IMONDI, A.R. et BIRD, F.H. (1966) :** The turnover of intestinal epithelium in the chick. Poultry Science. 45: 142-147.
53. **JACKSON, S. et DIAMOND, J. (1996):** Metabolic and digestive responses to artificial selection in chickens. Evolution, 50: 1638-1650.
54. **JAMROZ, D., WERTELECKI, T., WILICZKIEWICZ, A., ORDA, J. et SKORUPINSKA, J. (2004):** Dynamics of yolk sac resorption and post-hatching development of the gastrointestinal tract in chickens, ducks and geese. Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition. 88: 239-250
55. **JAMROZ, D., JAKOBSEN, K., ORDA, J., SKORUPINSKA, J. et WILICZKIEWICZ A. (2001) :** Development of the gastrointestinal tract and digestibility of dietary fibre and amino acids in young chickens, ducks and geese fed diets with high amounts of barley. Comparative Biochem. And Phys. A Molecular and Integrative Physiology 130:643-652.
56. **JAMROZ, D., JAKOBSEN, K., ORDA, J., SKORUPINSKA, J. et WILICZKIEWICZ, A. (2001) :** Development of the gastrointestinal tract and digestibility of dietary fibre and amino acids in young chickens, ducks and geese fed

diets with high amounts of barley. *Comparative Biochem. And Phys. A Molecular and Integrative Physiology* 130:643-652.

57. **JAMROZ, D., WERTELECKI, T., WILICZKIEWICZ, A., ORDA, J. et SKORUPINSKA, J. (2004)** : Dynamics of yolk sac resorption and post-hatching development of the gastrointestinal tract in chickens, ducks and geese. *Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition* 88: 239-250.
58. **JIMENEZ-MORENO, E., GONZALES-ALVARADO, J.M., LAZARO, R. et MATEOS, G.G. (2009)** : Effects of type of cereal, heat processing of the cereal, and fiber inclusion in the diet on gizzard pH and nutrient utilization in broilers at different ages. *Poultry Science* 88, 1925-1933.
59. **JIN, S.H., CORLESS, A. et SELL, J.L. (1998)** : Digestive system development in post-hatch poultry. *World Poult. Sci.*, 54,335-345.
60. **JONES, G.P.D. et TAYLOR, R.D. (2001)** : The incorporation of whole grain into pelleted broiler chicken diets: production and physiological responses. *British Poultry Science* 42, 477-483.
61. **JORGENSEN, H., ZHAO, X.Q., KNUDSEN, K.E.B. et EGGUM, B.O. (1996)** : The influence of dietary fibre source and level on the development of the gastrointestinal tract, digestibility and energy metabolism in broiler chickens. *British Journal of Nutrition* 75, 379-395.
62. **JOZEFIAK, D., RUTKOWSKI, A. et MARTIN, S.A. (2004)** : Carbohydrate fermentation in the avian ceca: a review. *Animal Feed Science and Technology*. 113: 1-15.
63. **KACI, A. (2009)** : Présentation des résultats d'enquêtes sur l'aviculture. 3èmes journées sur les Perspectives Agricoles et Agro-alimentaires Maghrébines. Libéralisation et Mondialisation. Projet PAMLIM. Casablanca.
64. **KATANBAF, M.N., DUNNINGTON, E.A. et SIEGEL, P.B. (1988)** : Allomorphic relationships from hatching to 56 days in parental lines and F1 crosses of chickens selected over 27 generations for high or low body weight. *Growth Development and Aging* 52:11-12.
65. **KHAJALI, F., RAEI, A., AGHAEI, A. et QUJEQ, D. (2010)** : Evaluation of a dietary organic selenium supplement at different dietary protein concentrations on growth performance, body composition, and antioxidative status of broilers reared under heat stress. *Asian – Australasian Journal of Animal Science*; 23 (4): 501-507.

66. **KING, I.S., PATERSON, J.Y.F., PEACOCK, M.A., SMITH, M.W. et SYME, G. (1983)** : Effect of diet upon enterocyte differentiation in the rat jejunum. *J. Physiol.*, 344:465-481.
67. **KLASING, K.C. (1998)** : Anatomy and physiology of the digestive system. Comparative avian nutrition. K. C. Klasing. Wallingford, UK, CAB International.
68. **KROGDAHL, A. et SELL, J.L. (1989)** : Influence of age on lipase, amylase, and protease activities in pancreatic tissue and intestinal contents of young turkeys. *Poultry Science* 68, 1561-1568.
69. **LAMBSON, R.O. (1970)** : An electron microscopic study of entodermal cells of yolk sac of chick during incubation and after hatching. *Am. J. Anat.* 129:1-19.
70. **LEE, K.W., EVERTS, H. et BEYNEN, A.C. (2004)** : Essential oils in broiler nutrition. *Int. J. Poult.Sci.*, 3, 738-752.
71. **LILJA, C. (1983)** : Comparative study of postnatal growth and organ development in some species of birds. *Growth* 47:317-329.
72. **MAIORKA, A., SANTIN, E., DAHIKA, F., BOLELI, I.C., FURLAN, R.L. et MACARI, M. (2003)** : Posthatching water and feed deprivation affect the gastrointestinal tract and intestinal mucosa development of broiler chicks. *J.Appl. Poult. Res.* 12: 483-492.
73. **MAISONNIER, S., GOMEZ, J., BREE, A., BERRI, C., BAEZA, E. et CARRE, B. (2003)** : Effects of microflora status, dietary bile salts and guar gum on lipid digestibility, intestinal bile salts, and histomorphology in broiler chickens. *Poultry Science* 82, 805-814.
74. **MALAGELADA, J.R. (1981)** : Gastric, pancreatic and biliary responses to a meal. In *Physiology of the Gastrointestinal Tract*, ed. Johnson LR. Raven Press, N. Y.
75. **MALLET, S., GABRIEL, I., PAVIOT, C., BERTIN, G. et LESSIRE, M. (2005)** : Effet d'une supplémentation de l'aliment en MOS sur les performances, la flore intestinale, les organes immunitaires et la structure intestinale du poulet de chair. In: 2^{ème} Congrès de la Société Française de Nutrition (p. 132). Presented at 2. Congrès de la Société Française de Nutrition, Marseille, FRA (2005-11-17 - 2005-11-19).
76. **MATHLOUTHI, N., LALLES, J. P., LEPERCQ, P., JUSTE, C. et LARBIER, M., (2002)** : Xylanase and β -glucanase supplementation improve conjugated bile acid fraction in intestinal contents and increase villus size of small intestine wall in broiler chickens fed a rye-based diet. *J. Anim. Sci.*, (80), 2773-2779.

-
77. **MENGE, H., SEPULVEDA, F.V. et SMITH, M.W. (1983)** : Cellular adaptation of amino acid transport following intestinal resection in the rat. *J. Physiol.*, 334: 213-223.
78. **MISRA, L.K. et FANGUY, R.C. (1978)** : Effect of delayed chick placement on subsequent growth and mortality of commercial broiler chicks. *Poult. Sci.* 57:1158.
79. **MITCHELL, M.A. et SMITH, M.W. (1991)** : The effects of genetic selection for increased growth rate on mucosal and muscle weights in the different regions of the small-intestine of the domestic-fowl (*Gallus-domesticus*). *Comparative Biochemistry and Physiology* 99: 251-258.
80. **MONTAGNE, L., TOULLEC, R., SAVIDGE, T. et LALLES, J.P. (1999)** : Morphology and enzyme activities of the small intestine are modulated by dietary protein source in the preruminant calf *Reprod. Nutr. Develop.* (39), 455-466.
81. **MORAN, E.T, JR. (1982)** : Comparative nutrition of fowl and swine. In the gastrointestinal systems. E.T.Moran, Jr.
82. **NIR, I., HILLEL, R., SHEFET, G. et NITSAN, Z. (1994^A)** : Effect of grain particle size on performance. 2. Grain texture interactions. *Poultry Science* 73, 781-791.
83. **NIR, I., SHEFET, G. et AARONI, Y. (1994^B)** : Effect of particle size on performance. 1. Corn. *Poultry Science* 73, 45-49.
84. **NIR, I., TWINA, Y., GROSSMAN, E. et NITSAN, Z. (1994^C)** : Quantitative effects of pelleting on performance, gastrointestinal tract and behaviour of meat-type chickens. *British Poultry Science* 35, 589-602.
85. **NIR, I., NITSAN, Z. et MAHAGNA, M. (1993)** : Comparative growth and development of the digestive organs and of some enzymes in broiler and egg type chicks after hatching. *Br. Poult. Sci.*, 34, 523-532.
86. **NITSAN, Z., BEN-AVRAHAM, G., ZOREF, Z. et NIR, I. (1991^A)** : Growth and development of the digestive organs and some enzymes in broiler chicks after hatching. *British Poultry Science* 32, 515-523.
87. **NITSAN, Z., DUNNINGTON, E.A. et SIEGEL, P.B. (1991^B)** : Organ growth and digestive enzyme levels to fifteen days of age in lines of chickens differing in body weight. *Poultry Science* 70, 2010-2048.
88. **NOY, Y. et SKLAN, D. (1997)** : Posthatch development in poultry. *J. Appl. Poultry Res.*, 6, 344-354.
-

-
89. **NOY, Y. et SKLAN, D. (1998^A)** : Yolk utilisation in hatching birds. 10th European symposium on poultry nutrition. Jerusalem, Israël, 123 pages.
90. **NOY, Y. et SKLAN, D. (1998^B)** : Yolk utilisation in the new-hatched chick. Br. Poult. Sci., 39, 446-451.
91. **NOY, Y. et SKLAN, D. (1998^C)** : Metabolic responses to early nutrition. J. Appl. Poultry Res., 7, 437-451.
92. **NOY, Y., UNI, Z. et SKLAN, D. (1996)** : Routes of yolk utilisation in the newly-hatched chick. British Poultry Science.37: 987-995.
93. **NOY, Y. et SKLAN, D. (1999)** : Energy utilization in newly hatched chicks. Poult. Sci. 78:1750-1756.
94. **NOY, Y., GEYRA, A. et SKLAN, D. (2001)** : The effect of early feeding on growth and small intestinal development in the post hatch poult. Poult. Sci. 80: 912-919.
95. **PÉRON, A., BASTIANELLI, D., OURY, F.X., GOMEZ, J. et CARRÉ, B. (2005)** : Effects of food deprivation and particle size of ground wheat on digestibility of food components in broilers fed on a pelleted diet. British Poultry Science 46, 223-230
96. **PERROT, C. (1995)** : Les protéines de pois : de leur fonction dans la graine à leur utilisation en alimentation animale. INRA Productions Animales 8, 151-164.
97. **PINCHASOV, Y. et NOY, Y. (1993)** : Comparison of posthatch holding time and subsequent early performance of broiler chicks and turkey poults. Br. Poult. Sci. 34:111-120.
98. **PLAVNIK, I., MACOVSKY, B. et SKLAN, D. (2002)** : Effect of feeding whole wheat on performance of broiler chickens. Anim. Feed Sci. Technol., (96), 229-236.
99. **POTTURI, P.V.L., PATTERSON, J.A. et APPELEGATE, T.J. (2005)** : Effects of delayed placement on intestinal characteristics in turkey poults. Poult. Sci. 84: 816-824.
100. **PUBOLS, M.H. (1991)** : Ratio of digestive enzymes in the chick pancreas. Poultry Science 70, 337-342.
101. **RAKOWSKA, M., REK-CIEPLY, B., LIPINSKI, E., BARCZ, I. et AFANASJEW, B. (1993)** : The effect of rye, probiotics, and nisin on fecal flora and histology of the small intestine of chicks. J. Anim. Feed Sci. 2:73-81.
102. **RIDDELL, C. (1976)** : Influence of fiber in diet on dilation of proventriculus in chickens. Avian Dis. 20:442-445.
-

-
103. **ROMANOFF, A.L. (1960)** : The digestive system. Avian Embryo. Macmillan Company, 429-532 (New York, Academic Press)
104. **SALGADO, P., FREIRE, J. P. B., MOURATO, M., CABRAL, F., TOULLEC, R. et LALLES, J. P. (2002)** : Legume Grains Enhance Ileal Losses of Specific Endogenous Serine-Protease Proteins in Weaned Pigs¹ Livest. Prod. Sci., (74), 191-202.
105. **SELL, J.L., ANGEL, C.R., PIQUER, F.J., MALLARINO, E.G. et ALBATSHAN, H.A. (1991)** : Developmental patterns of selected characteristics of the gastrointestinal-tract of young turkeys. Poult. Sci. 70: 1200-1205.
106. **SHANAWANY, M.M. (1994)** : Body weight in relation to the development of the gastrointestinal tract in broilers. Archiv für Geflügelkunde 58, 66-68.
107. **SKLAN, D. et NOY, Y. (2000)** : Hydrolysis and absorption in the small intestines of posthatch chicks. Poult. Sci., 79, 1306-1310
108. **SKLAN, D. (2001)** : Development of the digestive tract of poultry. World's Poult. Sci. J. 57: 415-428.
109. **SMIRNOV, A., SKLAN, D. et UNI, Z. (2004)** : Mucin dynamics in the chick small intestine are altered by starvation. J. Nutr. 134:736-742.
110. **SMIRNOV, A., TAKO, E., FERKET, P.R. et UNI, Z. (2006)** : Mucin gene expression and mucin content in the chicken intestinal goblet cells are affected by in ovo feeding of carbohydrates. Poult. Sci. 85: 669-673.
111. **SMITS, C.H.M. et ANNISON, G. (1996)** : Non-starch plant polysaccharides in broiler nutrition towards a physiologically valid approach to their determination. World's Poult. Sci. J. 52:203-221.
112. **SUSBILLA, J.P., TARVID, I., GOW, C.B. et FRANKEL, T. L. (2003)** : Quantitative feed restriction or meal-feeding of broiler chicks alter functional development of enzymes for protein digestion. Br. Poult. Sci. 44: 698-709.
113. **SVIHUS, B., HETLAND, H., CHOCT, M. et SUNDBY, F. (2002)** : Passage rate through the anterior digestive tract of broiler chickens fed on diets with ground and whole wheat. British Poultry Science 43, 662-668.
114. **SVIHUS, B., JUVIK, E., HETLAND, H. et KROGDAHL, A. (2004^A)** : Causes for improvement in nutritive value of broiler chicken diets with whole wheat instead of ground wheat. British Poultry Science 45, 55 - 60.

115. **SVIHUS, B., KLØVSTAD, K.H., PEREZ, V., ZIMONJA, O., SAHLSTRÖM, S., SCHÜLLER, R.B., JEKSRUD, W.K. et PRESTLØKKEN, E. (2004^B)** : Physical and nutritional effects of pelleting of broiler chicken diets made from wheat ground to different coarsenesses by the use of roller mill and hammer mill. *Animal Feed Science and Technology* 117, 281-293.
116. **SVIHUS, B. et HETLAND, H. (2001)** : Ileal starch digestibility in growing broiler chickens fed on a wheat-based diet is improved by mash feeding, dilution with cellulose or whole wheat inclusion. *British Poultry Science* 42, 633-637.
117. **TAKO, E., FERKET, P.R. et UNI, Z. (2004)** : Effects of *in ovo* feeding of carbohydrates and betahydroxy-beta-methylbutyrate on the development of chicken intestine. *Poult. Sci.* 83:2023-2028.
118. **TARVID, I. (1992)** : Effect of early postnatal long-term fasting on the development of peptide hydrolysis in chicks. *Comparative Biochemistry and Physiology a-Physiology* 101: 161-166.
119. **TAWFEEK, S.S., HASSANIN, K.M.A. et YOUSSEF, I.M.I. (2014)** : The Effect of Dietary Supplementation of Some Antioxidants on Performance, Oxidative Stress, and Blood parameters in Broilers under Natural Summer Conditions. *J. World's Poult. Res.* 2014; 4(1): 10-19.
120. **TEKELI, A., CELIK, L., KUTLU, H.R. et GORGULU, M. (2006)** : Effect of dietary supplemental plant extracts on performance, carcass characteristics, digestive system development, intestinal microflora and some blood parameters of broiler chicks. In 12th Eur. Poultry Conf., Verona, Italy, 6p.
121. **THOMAS, D.V. et RAVINDRAN, V. (2008)** : Effect of cereal type on the performance, gastrointestinal tract development and intestinal morphology of the newly hatched broiler chick. *The Journal of Poultry Science* 45, 46-50.
122. **THORENS, B. (1996)** : Glucose transporters in the regulation of intestinal, renal, and liver glucose fluxes. *American Journal of Physiology -Gastrointestinal and Liver Physiology* 270, G541-553.
123. **TRABER, P.G., GUMUCIO, D.L. et WANG, W. (1991)** : Isolation of intestinal epithelial cells for the study of differential gene expression along the crypt villus axis. *Amer. J. of Physiology*. G895-903.
124. **UNI, Z., NOY, Y. et SKLAN, D. (1995^A)** : Development of the small intestine in heavy and light strain chicks before and after hatching. *British Poultry Science* 36, 63-71.

125. **UNI, Z., NOY, Y. et SKLAN, D. (1995^B)** : Posthatch changes in morphology and function of the small intestines in heavy- and light-strain Chicks. *Poultry Science* 74, 1622-1629.
126. **UNI, Z. (1999)** : Functional development of the small intestine in domestic birds: cellular and molecular aspects. *Poultry and avian Biol. Rev.*, 10, 167-179.
127. **UNI, Z., GANOT, S. et SKLAN, D. (1998)** : Posthatch development of mucosal function in the broiler small intestine. *Poult. Sci.*, 77, 75-62.
128. **UNI, Z., NOY, Y. et SKLAN, D. (1999)** : Posthatch development of small intestinal function in the poult. *Poult. Sci.*, 78, 215-222.
129. **UNI, Z., PLATIN, R. et SKLAN, D. (1998)** : Cell proliferation in chicken intestinal epithelium occurs both in the crypts and along the villus. *Journal of Comparative Physiology B: Biochemical, Systemic, and Environmental Physiology*. 168: 241-247.
130. **UNI, Z., SMIRNOV, A. et SKLAN, D. (2003A)** : Pre- and posthatch development of goblet cells in the broiler small intestine: Effect of delayed access to feed. *Poult. Sci.* 82: 320-327.
131. **UNI, Z., TAKO, E., GAL-GARBER, O. et SKLAN, D. (2003)** : Morphological, molecular, and functional changes in the chicken small intestine of the late-term embryo. *Poult. Sci.* 82: 1747-1754.
132. **UNI, Z., NOY, Y. et SKLAN, D. (1996)** : Development of the small intestine in heavy and light strain chicks before and after hatching. *Br. Poult. Sci.* 37: 63-71.
133. **WATKINS, E.J., BUTLER, P.J. et KENYON, B.P. (2004)** : Posthatch growth of the digestive system in wild and domesticated ducks. *Br. Poult. Sci.* 45: 331-341.
134. **WIESER, M.M. (1973)** : Intestinal epithelial cell surface membrane glycoprotein synthesis. *J. Bio. Chem.* 248:2536-2541
135. **WU, Y.B. et RAVINDRAN, V. (2004)** : Influence of whole wheat inclusion and xylanase supplementation on the performance, digestive tract measurements and carcass characteristics of broiler chickens. *Animal Feed Science and Technology* 116, 129-139.
136. **WU, Y.B., RAVINDRAN, V., THOMAS, D.G., BIRTLES, M.J. et HENDRIKS, W.H. (2004)** : Influence of phytase and xylanase, individually or in combination, on performance, apparent metabolisable energy, digestive tract measurements and gut morphology in broilers 158 fed wheat-based diets containing adequate level of phosphorus. *British Poultry Science* 45, 76 - 84.

137. **WILLIAMS, J., MALLET, S., LECONTE, M., LESSIRE, M. et GABRIEL, I. (2008)** : The effects of fructo-oligosaccharides or whole wheat on the performance and digestive tract of broiler chickens. *Br. Poult. Sci.* 49:329–339.
138. **YAHAV, S. et PLAVNIK, I. (1999)** : Effect of early-age thermal conditioning and food restriction on performance and thermotolerance of male broiler chickens. *Br.Poult.Sci*; 40,120-126.
139. **YAMAUCHI, K. et ISSHIKI, Y. (1991)** : Scanning electron microscopic observations on the intestinal villi in growing white leghorn and broiler chickens from 1 to 30 days of age. *British Poultry Science* 32, 67-78.
140. **YAMAUCHI, K.E. (2002)** : Review on chicken intestinal villus histological alterations related with intestinal fuction. *Journal of Poultry Science.* 39: 229-242.
141. **YASAR, S. et FORBES, J.M. (1999)** : Performance and gastrointestinal response of broiler chickens fed on cereal grains based foods soaked in water. *Br. Poult. Sci.* 40:65-76.
142. **YU, B.C., TSAI, C., HSU, J.C. et CHIOU P.W.S. (1998)** : Effect of different sources of dietary fibre on growth performance intestinal morphology and caecal carbohydrases of domestic geese. *Br. Poult. Sci.* 39: 560-567.

DÉVELOPPEMENT MORPHOLOGIQUE, HISTOLOGIQUE ET BIOCHIMIQUE DE L'INTESTIN GRÊLE DU POULET DE CHAIR

Résumé

La taille, la morphologie et l'activité enzymatique de la muqueuse intestinale de l'intestin grêle chez le poulet de chair (Arbor Acres) ont été déterminées à partir de l'éclosion jusqu'à l'âge de sept semaines.

Les résultats expérimentaux ont permis de montrer que la longueur et la masse absolue de trois portions de l'intestin grêle augmentent considérablement ($p < 0,05$) en fonction de l'âge avec des taux de croissance variant d'un segment à un autre.

Concernant l'étude morphométrique de l'intestin grêle, une récente approche utilisée (**la technique de microdissection**)

montre que les capacités d'absorption et d'assimilation du poulet arrivent rapidement à un niveau maximal suite d'un développement rapide et précoce ($p < 0,01$) de différents paramètres histologiques de l'intestin grêle à savoir la hauteur, la largeur, le périmètre et la surface de villosités et de cryptes intestinales.

L'étude biochimique de trois compartiments de l'intestin grêle démontre un développement intestinal fonctionnel relatif au développement de l'activité enzymatique de la phosphatase alcaline ($p < 0,05$) et de la gamma-glutamyltransférase ($p < 0,05$) qui accompagne le développement morphométrique durant les premières semaines de vie du poussin.

Intestin grêle, Âge, Poulet de chair, Morphométrie,

Mots clés :
Activité enzymatique.

MORPHOLOGICAL, HISTOLOGICAL AND BIOCHEMICAL DEVELOPMENT OF SMALL INTESTINE OF BROILERS

Abstract:

The size, morphology, and mucosal enzyme activity of small intestines in broilers were determined from hatch to 7 weeks of age.

Our results have shown that the length and the absolute masse of three small intestine regions were significantly increased ($p < 0,05$) as a function of age-related growth rate, rearing from one segment to another. Regarding the morphometric study of the small intestine, a recent approach (the microdissection technique) shows that the absorption and assimilation capacities of the chicken reached quickly the maximal level, followed by a rapid and early development ($p < 0,01$) of different histological parameters of the small intestine, namely the height, width, perimeter and surface of villi and intestinal crypts.

Biochemical study of the three compartments of the small intestine showed a relative small intestinal functional development in association with the development of the enzymatic activity of alkaline phosphatase ($p < 0,05$) and gamma-glutamyltransférase ($p < 0,05$) that is accompanied by the morphometric development during the early weeks of life stages of chick.

Small intestine, Age, Broilers, Morphometry, enzymatic

Key words:
activity.

التطور المورفومتري، الهيستولوجي، والبوكيميائي، للمعي الدقيق عند الدجاج اللحم.

المخلص :

خلال هذه الدراسة تمت متابعة كل من الطول، المورفولجيا، والنشاط الإنزيمي في الأجزاء الثلاثة من المعى الدقيق عند الدجاج اللحم (Arbor Acres)، من مرحلة التفقيس إلى غاية الأسبوع السابع من العمر.

أظهرت النتائج أن كل من الطول ووزن أجزاء المعى الدقيق تزيد اعتباريا ($p < 0,05$) مع العمر وفقا لسرعات مختلفة فيما بينها.

دراسة الخصائص المورفومترية للمعي الدقيق باستعمال التقنية الحديثة (microdissection)، بينت بأن قدرة الدجاج على هضم وامتصاص العناصر الغذائية وصلت إلى مستوياتها القصوى في الأيام الأولى بعد التفقيس وهذا ناتج عن النمو المبكر والسريع ($p < 0,01$) للبنية التحتية للمعي الدقيق والمتمثلة أساسا في الزغابة المعوية.

أما بالنسبة لتطور النشاط الوظيفي في هذا الجزء الحساس من الجهاز الهضمي فلاحظ أن هذا الأخير شهد في المراحل الأولى من العمر نشاطا إنزيميا معتبرا ($p < 0,05$) مرتبطا أساسا مع العمر والوزن على حد سواء مما يفسر النمو السريع في الوزن الحي للدجاج.

الكلمات الدالة: المعى الدقيق، العمر، الدجاج اللحم، النشاط الإنزيمي، الخصائص المورفومترية.