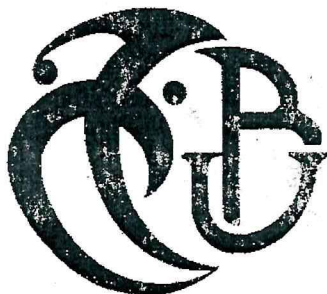


MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR  
SCIENTIFIQUE



589THV-1

UNIVERSITE SAAD DAHLEB, BLIDA  
FACULTE DES SCIENCES AGRO-VETERINAIRES ET BIOLOGIQUES  
DEPARTEMENT DES SCIENCES VETERINAIRES



**Projet de fin d'études en vue de l'obtention du Diplôme de docteur vétérinaire**

**Thème :**

**Etude histo-morphométrique du testicule de la caille  
du japon (*Coturnix japonica*) au cours de la  
croissance post-natale**

Présenté par :

**Smaili Imene**

Devant le jury

Président de jury :	SAHRAOUI N.	M.C.A, Université Saad Dahleb, Blida
Examinateur :	ADEL D.	M.A.A, Université Saad Dahleb, Blida
Examinatrice :	DAHMANI A.	Dr Vétérinaire. Centre Cynégétique Zéralda
Promoteur :	FERROUK M.	M.C.B, Université Saad Dahleb, Blida
Co-promotrice :	BOUKENAOUIN.	M.A.A, Université Saad Dahleb, Blida

Promotion 2011-2012

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE  
SCIENTIFIQUE  
UNIVERSITE SAAD DAHLEB, BLIDA  
FACULTE DES SCIENCES AGRO-VETERINAIRES ET BIOLOGIQUES  
DEPARTEMENT DES SCIENCES VETERINAIRES



**Projet de fin d'études en vue de l'obtention du Diplôme de docteur vétérinaire**

**Thème :**

**Etude histo-morphométrique du testicule de la caille  
du japon (*Coturnix japonica*) au cours de la  
croissance post-natale**

Présenté par :

**Smaili Imene**

**Devant le jury**

<b>Président de jury :</b>	SAHRAOUI N.	M.C.A, Université Saad Dahleb, Blida
<b>Examineur :</b>	ADEL D.	M.A.A, Université Saad Dahleb, Blida
<b>Examinatrice :</b>	DAHMANI A.	Dr Vétérinaire, Centre Cynégétique Zéralda
<b>Promoteur :</b>	FERROUK M.	M.C.B, Université Saad Dahleb, Blida
<b>Co-promotrice :</b>	BOUKENAOUI N.	M.A.A, Université Saad Dahleb, Blida

**Promotion 2011-2012**

## REMERCIEMENTS

A **Monsieur FERROUK M.** pour avoir accepté de diriger notre travail.

A **Madame BOUKENAOUL N.** pour avoir codirigé notre travail, pour sa disponibilité, son suivi attentif, sa bienveillance et sa tolérance.

A **M<sup>elle</sup> SAHRAOUI N.** Maître de conférences au Département des Sciences Vétérinaires  
Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse.  
Hommage respectueux.

A **M<sup>me</sup> DAHMANI A.** Docteur vétérinaire au Centre Cynégétique de Zéralda et **Mr ADEL D.**  
Maître assistant au Département des Sciences Vétérinaires, qui nous ont fait l'honneur de  
participer au jury et d'examiner notre travail.

A **Monsieur ACHOUI A.** Ex-Directeur du centre cynégétique de Zéralda  
pour sa générosité et son accueil chaleureux.

A **Monsieur GOUICHICHE M.** Directeur du centre cynégétique de Zéralda  
pour sa générosité et son accueil chaleureux.

A **M<sup>elle</sup> LARINOUNA F.** Ingénieur agronome et **M<sup>me</sup> DAHMANI A.** Docteur vétérinaire au  
Centre Cynégétique de Zéralda pour leur collaboration.

A l'ensemble du personnel du Centre Cynégétique de Zéralda.

# Sommaire

## RESUMES

## LISTE DES FIGURES

## LISTE DES TABLEAUX

## LISTE DES ABREVIATIONS

INTRODUCTION.....	1
-------------------	---

## PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

### Chapitre I

I. Généralités sur la caille domestique.....	2
I.1. Historique et origine de l'espèce.....	2
I.2. Utilisations de la caille.....	2
II. Systématique de la caille.....	3
III. Description de la caille du japon.....	3
III.1. Morphologie.....	3
III.2. Sexage.....	4
III.3. Dimorphisme sexuel.....	4
IV. Paramètres physiologiques et biochimiques .....	4
V. Description des œufs de caille.....	5
VI. Alimentation.....	6
VI.1. Alimentation des cailleteaux en croissance.....	6
VI.2. Alimentation des cailles reproductrices.....	7
VII. Caractéristiques de la reproduction.....	8
VII.1. Maturité sexuelle.....	8
VII.2. Accouplement.....	8
VII.3. Sexe ratio.....	8
VII.4. Facteurs influençant la reproduction.....	8
VII.4.1. Lumière.....	8
VII.4.2. Température.....	11

### Chapitre II

II. Anatomie et histologie de l'appareil génital mâle.....	12
II.1. Anatomie de l'appareil génital.....	12
II.2. Histologie du testicule.....	13

II.2.1. Spermatogenèse.....	14
II.2.2.Spermatozoïdes.....	16
II.2.2.1. Structure et ultrastructure des spermatozoïdes.....	16
II.2.2.2.Transport, maturation et stockage des spermatozoïdes.....	16

## **PARTIE EXPERIMENTALE**

### **MATERIEL ET METHODE**

I. Matériel animal.....	17
II. Méthodes.....	18
II.1. Mesures biométriques.....	18
II.1.1. Poids corporel.....	18
I.1.2. Longueur du tarse .....	19
II.1.3. Longueur de l'aile pliée .....	19
II.1.4. Mesures et poids des testicules.....	20
II.1.4.1. Protocole du prélèvement des testicules.....	20
II.1.4.2. Mesures des testicules.....	20
II.1.4.3. Poids testiculaires.....	21
II.1.4.4. Détermination du volume testiculaire .....	21
II.2. Techniques d'histologie.....	22
II.2.1. Fixation.....	22
II.2.2. Inclusion .....	22
II.2.2.1. Déshydratation et substitution (éclaircissement) .....	22
II.2.2.2. Confection des blocs de paraffine.....	23
II.2.3. Réalisation et étalement des coupes .....	24
II.2.3.1. Réalisation des coupes .....	24
II.2.3.2. Etalement des coupes.....	24
II.2.4. Coloration .....	24
II.2.4.1. Déparaffinage.....	24
II.2.4.2. Hydratation.....	24
II.2.4.3. Coloration proprement dite.....	25
II.2.4.4. Montage des lames.....	25
II.2.4.4.1.Déshydratation.....	25
II.2.4.4.2. Eclaircissement .....	25
II.2.4.4.3. Montage des lames proprement dit .....	26

II.2.5. Observation au microscope photonique.....	26
III . Analyse statistique des résultats.....	26

## **RESULTATS**

I. Paramètres biométriques.....	28
I.1. Evolution du poids corporel.....	28
I.2. Evolution de la longueur du tarse.....	29
I.3. Evolution de la longueur de l'aile pliée.....	30
I.4. Evolution du volume testiculaire.....	31
I.5. Evolution du poids testiculaire.....	32
II. Histologie du testicule.....	33

## **DISCUSSION**

I. Evolution des paramètres biométriques.....	38
I.1. Evolution du poids corporel .....	38
I.2. Evolution de la longueur du tarse et de l'aile pliée.....	40
I.3. Evolution du volume testiculaire.....	40
I.4. Evolution du poids testiculaire.....	40
II. Histologie du testicule.....	42

## **CONCLUSION**

## **REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES**

## **ANNEXES**

## Résumé

L'objectif de notre expérimentation, réalisée au niveau du centre cynégétique de Zéralda, est d'étudier les modifications histologiques et biométriques du testicule de la caille japonaise (*Coturnix japonica*) au cours de la période postnatale.

Six à dix cailleteaux ont été utilisés à chaque semaine d'âge sur une période de 8 semaines, débutant à 1 jour après éclosion, pour déterminer les paramètres biométriques (poids corporel, volume et poids testiculaire, longueur du tarse et de l'aile pliée) et pour réaliser une étude histologique des testicules.

Les résultats obtenus révèlent qu'il existe une corrélation positive entre le poids corporel ( $r = 0,99$  ;  $p < 0,001$ ), le volume testiculaire ( $r = 0,90$  ;  $p < 0,001$ ), le poids testiculaire ( $r = 0,86$  ;  $p < 0,001$ ), la longueur du tarse ( $r = 0,91$  ;  $p < 0,001$ ) et la longueur de l'aile pliée ( $r = 0,94$  ;  $p < 0,001$ ) et l'âge des cailleteaux.

L'évolution du poids corporel, du volume et du poids testiculaire est similaire au cours de la croissance des cailleteaux. Le poids corporel et testiculaire présentent une augmentation statistiquement hautement significative de + 2035% ( $p < 0,001$ ), de +33046% ( $p < 0,001$ ) respectivement de 1 jour après l'éclosion jusqu'à l'âge de 8 semaines. Le poids corporel et testiculaire obtenu est respectivement de  $7,7 \pm 0,3$  g ( $n=6$ ) et de 0,001g ( $n=6$ ) à 1 jour après l'éclosion, et de  $164,4 \pm 4,5$  g ( $n=10$ ) et de  $2,3 \pm 0,2$  g ( $n= 10$ ) à l'âge de 8 semaines. Un dimorphisme testiculaire (poids et volume) en faveur du testicule gauche a été observé à partir de la 3<sup>ème</sup> semaine (âge du phénotypique dimorphisme) jusqu'à la 8<sup>ème</sup> semaine d'âge.

L'étude histologique des testicules a révélée une évolution progressive des tubes séminifères caractérisée par une spermatogenèse complète (apparition de spermatozoïdes dans la lumière des tubes séminifères) à l'âge de 6 semaines.

En conclusion, l'âge de maturité sexuelle (spermatogenèse complète) a été observé chez les cailleteaux ayant en moyenne un poids corporel, un volume et un poids testiculaire de  $138,0 \pm 4,8$  g,  $643,6 \pm 154,3$  mm<sup>3</sup> et de  $0,89 \pm 0,12$ g respectivement.

**Mots clés :** Morphométrie, histologie, testicule, maturité sexuelle, caille

## Abstract

The aim of our experiment, carried out at the cynegetic center of Zéralda is to study the biometric and histological changes of the Japanese quail testis (*Coturnix japonica*) during the postnatal period.

Six to ten quail were used at each week age over a period of 8 weeks, starting 1 day after hatching to determine the biometric parameters (body weight, testicular volume and weight, tarsus length and wing folded) and to make a histological study of the testes.

The results obtained reveal that there is a positive correlation between body weight ( $r = 0.99$ ,  $p < 0.001$ ), testicular volume ( $r = 0.90$ ,  $p < 0.001$ ), testicular weight ( $r = 0.86$ ,  $p < 0.001$ ), tarsus length ( $r = 0.91$ ,  $p < 0.001$ ), and the length of the folded wing ( $r = 0.94$ ,  $p < 0.001$ ) and age of the quail.

The development of body weight, volume and weight testicular is similar during growth quail. Body and testicular weight showed a high statistical significant increase of + 2035% ( $p < 0.001$ ) and of 33046% ( $p < 0.001$ ) respectively at 1 day after hatching to 8 weeks of age. Body and testicular weight obtained was respectively  $7.7 \pm 0.3$  g ( $n = 6$ ) and 0.001 g ( $n = 6$ ) at 1 day after hatching, and  $164.4 \pm 4.5$  g ( $n = 10$ ) and  $2.3 \pm 0.2$  g ( $n = 10$ ) at of 8 weeks age. Testicular dimorphism (weight and volume) in favor of the left testis was observed from the third week (age of phenotypic dimorphism) to the 8th week of age.

The histological study of the testes revealed a gradual evolution of the seminiferous tubules characterized by a full spermatogenesis (spermatozoa appear in the lumen of the seminiferous tubules) at 6 weeks of age.

In conclusion, the age of sexual maturity (full spermatogenesis) was observed in quail at an average body weight, volume and weight testicular of  $138.0 \pm 4, 8$  g,  $643.6 \pm 154.3$  mm<sup>3</sup> and  $0.89 \pm 0.12$  g respectively.

**Keywords:** Morphometry, histology, testis, sexual maturity, quail



## ملخص

الغرض من تجربتنا، التي أجريت في مركز الصيد بزرالدة هو دراسة التغيرات النسيجية و البيومترية في خصية

السمان الياباني (*Coturnix japonica*) خلال فترة ما بعد الفقس.

استخدمت من ستة إلى عشرة فراخ للسمان الياباني في كل أسبوع على مدى فترة 8 أسابيع، ابتداء من اليوم الأول بعد الفقس تم تحديد القياسات البيومترية (وزن الجسم، حجم و وزن الخصية، طول رسغ القدم والجناح مطوي) وإجراء دراسة نسيجية للخصيتين.

بينت النتائج أن هناك علاقة إيجابية بين وزن الجسم (ص = 0.99،  $p > 0.001$ )، حجم الخصية (ص = 0.90،  $p > 0.001$ )، ووزن الخصية (ص = 0.86،  $p > 0.001$ )، طول رسغ القدم (ص = 0.91،  $p > 0.001$ ) وطول الجناح مطوي (ص = 0.94،  $p > 0.001$ ) وعمر السمان.

تطور وزن الجسم، حجم و وزن الخصية مشابه عند السمان خلال مرحلة النمو. يظهر وزن الجسم والخصية دلالة إحصائية عالية + 2035% ( $p > 0.001$ )، 33046% ( $p > 0.001$ ) على التوالي من 1 يوم بعد الفقس حتى عمر 8 أسابيع. وكان وزن الجسم والخصية على التوالي  $0.3 \pm 7.7$  غ (ن = 6) و  $0.001$  غ (ن = 6) في 1 يوم بعد الفقس، و  $4.5 \pm 164$  غ (ن = 10) و  $0.2 \pm 2.3$  غ (ن = 10) في سن 8 أسابيع. ولوحظ ازدواج شكل الخصية (الوزن والحجم) لصالح الخصية اليسرى من الأسبوع الثالث (عمر ازدواج الشكل المظهري) حتى عمر 8 أسابيع.

كشفت الفحص النسيجي للخصية تطور تدريجي من الأنابيب المنوية التي تتميز بحيوانات منوية كاملة (ظهور الحيوانات المنوية في تجويف الأنابيب المنوية) في عمر 6 أسابيع.

وفي الختام، لوحظ أن سن النضج الجنسي (الحيوانات المنوية الكامل) عند السمان الياباني ذوو متوسط وزن الجسم وحجم ووزن الخصية  $4.8 \pm 138.0$  غ،  $154.3 \pm 643.6$  مم<sup>3</sup> و  $0.12 \pm 0.89$  غ على التوالي.

**مفاتيح البحث:** الشكلي، علم الأنسجة، الخصية، والنضج الجنسي، والسمان

## Liste des figures

N°	Titres des figures	Page
1	Mâle et femelle de la caille japonaise (photo personnel).....	4
2	Variétés de couleur des œufs de la caille.....	6
3	Complexe hypothalamo-hypophysaire chez le canard (Benoit et Assenmasher).....	10
4	Structure anatomique de l'appareil urogénital mâle chez la caille californienne ( <i>Lophonicus californicus</i> ) en période de reproduction (Lewin, 1963).....	12
5	Représentation schématique de la spermatogenèse chez le coq (De Reviers, 1971).....	15
6	Entrée du centre Cynégétique de Zéralda.....	17
7	Cailleteaux après éclosion.....	18
8	Poussinière d'accueil des poussins.....	18
9	Cailleteaux installés dans la poussinière.....	18
10	Mise en sac du cailleteau avant la pesée.....	19
11	Pesée du cailleteau.....	19
12	Mesure de la longueur du tarse.....	19
13	Mesure de la longueur de l'aile pliée.....	20
14	Localisation anatomique des testicules chez la caille.....	20
15	Mesure de la longueur du testicule.....	21
16	Mesure de la largeur du testicule.....	21
17	Prélèvement des testicules.....	21
18	Pesée du testicule.....	21
19	Représentation schématique des mesures (longueur et largeur) du testicule.....	22
20	Mise en place centrée du prélèvement testiculaire dans le moule métallique.....	23
21	Remplissage du moule métallique par la paraffine liquide.....	23
22	Mise en place de l'ensemble moule- cassette sur un bain de glace.....	23
23	Microtome (a) et bain marie (b).....	24
24	Batterie de déshydratation et d'éclaircissement.....	25
25	Montage de la coupe histologique.....	26
26	Evolution moyenne du poids corporel (g), chez les cailleteaux mâles <i>Coturnix japonica</i> (caille du japon), âgés de 1 jour à 8 semaines.....	28
27	Evolution moyenne de la longueur du tarse (cm), chez les cailleteaux mâles <i>Coturnix japonica</i> (caille du japon) âgés de 1 jour à 8 semaines.....	29
28	Evolution moyenne de la longueur de l'aile pliée (cm), chez les cailleteaux mâles <i>Coturnix japonica</i> (caille du japon) âgés de 1 jour à 8 semaines.....	30
29	Evolution moyenne du volume testiculaire moyen (mm <sup>3</sup> ), chez les cailleteaux mâles <i>Coturnix japonica</i> (caille du japon), âgés de 1 jour à 8 semaines.....	31
30	Evolution moyenne du poids testiculaire moyen (g), chez les cailleteaux mâles <i>Coturnix japonica</i> (caille du japon), âgés de 1 jour à 8 semaines.....	32
31	Histologie du testicule des cailleteaux âgés de 1 jour après éclosion.....	33
32	Histologie du testicule des cailleteaux âgés de 1 à 3 semaines d'âge.....	34
33	Histologie du testicule des cailleteaux âgés de 4 à 5 semaines d'âge.....	34
34	Histologie du testicule de la caille âgé de 6 à 8 semaines d'âge.....	35
35	Histologie du testicule de la caille âgé de 6 semaines d'âge.....	36

## Liste des tableaux

N°	Titres des tableaux	page
1	Valeurs des paramètres physiologiques et biochimiques chez le mâle (Woodard et <i>al.</i> , 1973).....	5
2	Apports recommandés de protéines, acides aminés et minéraux pour cailleteaux en croissance (% du régime) (Blum et <i>al.</i> , 1989 modifié).....	7
3	Apports recommandés de protéines, acides aminés et minéraux pour la caille reproductrice (% du régime) (Blum et <i>al.</i> , 1989 modifié).....	7
4	Synthèse bibliographique du poids corporel (g) en fonction de l'âge chez la caille.....	39

## Abréviations

**ABP** : Androgen Binding Protein

**C** : Cordon séminifère

**°C** : Degré Celsius

**cm** : centimètre

**cm<sup>3</sup>** : centimètre cube

**CCZ** : Centre Cynégétique Zéralda

**ESM** : Erreur standard à la moyenne

**FSH** : Follicle Stimulating Hormone

**g** : gramme

**h** : heure

**H.E.** : Hémalun-Eosine

**J** : jour

**L** : Lumière

**LH** : Luteinizing Hormone

**Ly** : Cellule de Leydig

**mg** : milligramme

**min.** : minute

**mm<sup>3</sup>** : millimètre cube

**µm** : micromètre

**n** : nombre d'individus

**PBS** : Phosphate Buffered saline

**PT** : parenchyme testiculaire

**S** : noyau de la cellule de Sertoli

**Sp A** : spermatide allongée

**Sp R** : spermatide ronde

**Spc I** : spermatocyte I

**Spc II** : spermatocyte II

**Spg A** : spermatogonie A

**Spg B** : spermatogonie B

**TA** : tunique albuginée

**TD** : poids du testicule droit

**TG** : poids du testicule gauche

**TI** : tissu interstitiel

**Tm** : poids testiculaire moyen

**TS** : tube séminifère

**VTD** : volume du testicule droit

**VTG** : volume du testicule gauche

**VTm** : volume testiculaire moyen

## Introduction

La caille japonaise a été initialement domestiquée vers le 11<sup>ème</sup> siècle comme un animal de compagnie pour son chant (Kayang et *al.*, 2004). Par la suite, elle a acquis une importance économique en élevage comme espèce produisant des œufs et de la viande qui sont appréciés pour leur saveur (Kayang et *al.*, 2004). En plus de son intérêt économique en élevage, la caille japonaise (*Coturnix coturnix japonica*) a été largement utilisée comme modèle animal dans la recherche scientifique. Elle est caractérisée par une croissance rapide, une maturité sexuelle précoce, un taux de production d'œufs élevé, un court intervalle de génération et par une durée d'incubation des œufs plus courte que celle de la poule (*Gallus gallus*) (Kaur et *al.*, 2008).

Plusieurs travaux ont été réalisés sur l'évolution des paramètres biométriques (poids corporel, poids et volume testiculaire et protubérance cloacale), des paramètres biochimiques et hormonaux en relation avec l'âge et la maturité sexuelle chez la caille japonaise (Marin et Satterlee, 2004 ; Sedqyar et *al.*, 2008 ; Vatsalya et Arora, 2012). Par contre, les travaux sur l'évolution histologique du testicule de la caille au cours de la croissance postnatale sont limitées. Des informations histologiques sont disponibles sur la spermatogenèse mettant l'accent sur les étapes spécifiques de la spermatogenèse, la spermiogenèse et/ou des spermatozoïdes matures (Scheib, 1973 ; Al-Tememy, 2010).

L'objectif du présent travail, effectué au niveau du Centre Cynégétique de Zéralda, est de réaliser un suivi de l'évolution des mesures biométriques et histologique du testicule au cours de la croissance postnatale des cailleaux mâles de la caille japonaise (*Coturnix japonica*).

Le suivi des paramètres biométriques (poids corporel, longueur du tarse et de l'aile pliée, poids et volume testiculaire) au cours de la croissance des cailleaux a pour objectif de mettre en évidence les relations existantes entre les différents paramètres en fonction de l'âge.

Le suivi histologique du développement testiculaire a pour but de déterminer l'âge, le poids corporel, le poids et le volume testiculaire à la maturité sexuelle mise en évidence par la présence de spermatozoïdes dans la lumière des tubes séminifères (spermatogenèse complète) chez les mâles de la caille japonaise.

# CHAPITRE I

## **I. Généralités sur la caille domestique**

### **I.1. Historique et origine de l'espèce**

Il existe environ 40 espèces de caille dans le monde. Ce sont les plus petits animaux de l'ordre des galliformes et de la famille des phasianidés (comme le faisan et la perdrix). Seule la caille japonaise (*Coturnix japonica*) est domestiquée et élevée à travers le monde. Son intégration dans les espèces domestiques aurait été motivée par ces performances de ponte et de précocité.

La première représentation connue de la caille a été trouvée dans les hiéroglyphes égyptiens datant de 2000 ans avant J.C. et le petit oiseau représente la lettre « W » dans l'alphabet.

La domestication de la caille aurait été initiée simultanément en Chine, Corée, Taiwan et le Japon dans les années 1300. Mais, c'est au Japon que cet élevage a reçu ses titres de noblesse. Par la suite, un intérêt a été porté pour la caille comme animal de distraction par le chant du mâle vers 1590. L'élevage de la caille, appelé coturniculture, a commencé vers 1910 au Japon. Par la suite, cet élevage quasiment décimé au cours de la deuxième guerre mondiale, a repris peu à peu de l'ampleur pour être aujourd'hui, au Japon, le deuxième élevage avicole après la poule (Voufo et *al.*, 2010).

C'est vers les années 50, que la caille domestique a été introduite en Europe et peu à peu, elle a gagné d'autres régions du monde. On estime probablement que c'est au cours des années 80, que la caille domestique a fait son apparition en Afrique qui serait introduite par des missionnaires chrétiens qui auraient importé des petits groupes de caille (Shanaway, 1994 ; Vali, 2008).

### **I.2. Utilisations de la caille**

Plusieurs aspects expliquent l'utilité de la caille du Japon. Tout d'abord, la caille a acquis une importance économique comme une espèce d'élevage produisant des œufs et de la viande qui sont appréciés pour leur saveur unique. La production d'œufs est importante au Japon et en Asie du Sud, tandis que la viande est le principal produit en Europe. Deuxièmement, elle est devenue un excellent animal de laboratoire en génétique, nutrition, toxicologie, embryologie, physiologie, endocrinologie, dans l'étude des différentes pathologies et du comportement social en raison de son faible coût d'entretien associé à sa petite taille corporelle (80-300 g), sa résistance aux maladies, sa production d'œufs élevée et avec un intervalle de génération court (3-4 génération par an) (Vali, 2008) .



## II. Systématique de la caille

La systématique de la caille est la suivante :

Règne :	Animalia
Embranchement :	Chordata
Classe :	Aves
Ordre :	Galliformes
Famille :	Phasianidae
Sous famille :	Perdicinae
Genre :	<i>Coturnix</i>

Les espèces de caille appartenant au genre *Coturnix* (classification de référence, version 3.01.2012, du congrès ornithologique international) sont les suivantes :

- Caille du japon (*Coturnix japonica*)
- Caille arlequine (*Coturnix delegorguei*)
- Caille des blés (*Coturnix coturnix*)
- Caille des chaumes (*Coturnix pectoralis*)
- Caille nattée (*Coturnix coromandelica*)
- Caille tasmane (*Coturnix ypsilophora*)
- Caille de Nouvelle-Zélande (*Coturnix novaezelandiae*) éteinte depuis 1875

La caille peinte (*Coturnix chinensis*) et la Caille bleue (*Coturnix adansonii*) étaient autrefois classées dans le genre *Coturnix*, avant d'être classés dans un genre propre : *Excalfactoria* et deviennent *Excalfactoria chinensis* et *Excalfactoria adansoni* (Anonyme).

La caille japonaise (*Coturnix japonica*) est appelée en arabe « essemane el yabani », en anglais (japanese quail), en allemand (japanischen wachteln), en espagnole (codorniz japonesa) et en italien (quaglia giapponese).

## III. Description de la caille du japon

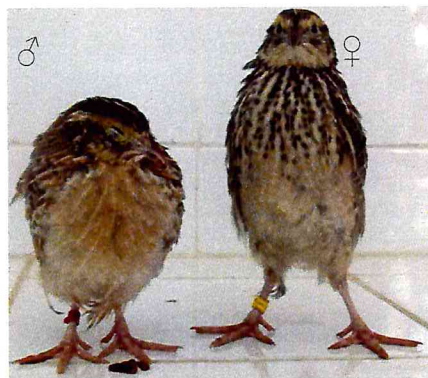
### III.1. Morphologie

La caille domestique est un petit oiseau, ramassé sur lui-même de forme arrondie. Sa morphologie est caractérisée par une petite tête, un bec court et robuste légèrement recourbé à son extrémité et un cou moyennement développé. Les ailes ne sont pas très longues, mais très solides ; par conséquent, elle reste presque toujours au sol et ne s'envole que rarement pour des vols courts et bas. La queue est généralement courte. Les pattes, dépourvus d'ergot robuste, sont bien développés avec 3 doigts antérieurs liés à la base par une membrane très fine et un doigt postérieur libre (Menassé, 1986).

### III.2. Sexage

La détermination de la couleur du plumage reste le meilleur moyen pour identifier le sexe à partir de la 3<sup>ème</sup> semaine d'âge des cailleteaux. Avant cet âge, tous les cailleteaux se ressemblent par leur duvet de couleur marron avec des traits jaunâtres au milieu du corps (Lucotte, 1975 ; Woodard, 1973).

A partir de la troisième semaine d'âge, la distinction entre les deux sexes est possible en fonction de la couleur des plumes et de la forme du corps. Le mâle présente une couleur marron rougeâtre du cou et de la gorge ; par contre, chez la femelle, ces mêmes régions sont de couleur grise ou beige et tachetées de noir (Figure1) (Oriol, 1987).



**Figure 1** : Mâle et femelle de la caille japonaise (photo personnel)

### III.3. Dimorphisme sexuel

Le dimorphisme sexuel est en faveur de la femelle, qui est plus lourde et plus volumineuse que le mâle contrairement aux autres espèces d'oiseaux (Sezer *et al.*, 2006). Par conséquent, le mâle a une taille et un poids plus faible que la femelle (Oriol, 1987).

Chez les différentes lignées de caille, le poids corporel varie considérablement entre le mâle et la femelle (Gerken et Mills, 1993). Le poids vif des mâles et des femelles est respectivement de 110 et 140g chez la lignée légère, de 160 et 220g chez la lignée médium et de 230 et 290g chez la lignée lourde (Gerken et Mills, 1993).

### IV. Paramètres physiologiques et biochimiques

Les valeurs des paramètres physiologiques et biochimiques retrouvés chez la caille japonaise sont présentées dans le tableau 1. Les souches domestiques sélectionnées sur certains caractères tels que le poids vif ou la production d'œufs peuvent avoir certaines valeurs physiologiques différentes (Cheng *et al.*, 2010).

**Tableau 1** : Valeurs des paramètres physiologiques et biochimiques chez le mâle  
(Woodard et *al.*, 1973)

Paramètres	Valeurs
<b>Physiologiques</b>	
Température corporel	42,2°C
Fréquence respiratoire	56 (40-85) resp/min
Fréquence cardiaque	369 (249-494) batt/min
<b>Reproduction</b>	
Puberté pour la femelle	42 j
Puberté pour le mâle	36 j
Durée de formation de l'œuf	24 h
Poids des testicules	2500 mg
Concentration en spermatozoïdes	5,9 millions/mm <sup>3</sup>
Poids de l'œuf	8-9 g
Nombre d'œuf/100j	80-90
Incubation	16-17 j
<b>Sanguins</b>	
Hématocrite	43%
Hémoglobine	14,5%
Globules rouges	5,1 million/mm <sup>3</sup>
Leucocytes	24000/mm <sup>3</sup>
Indice de réfraction du plasma	1,3423
Volume sanguin	6,5% poids corporel
<b>Distribution des leucocytes dans le sang</b>	
Neutrophiles	50%
Lymphocytes	46%
Monocytes	2%
Eosinophiles	1%
Basophiles	1%

resp : respiration ; batt : battement

## V. Description des œufs de caille

Les œufs de caille présentent une forme ovoïde (Mizutani, 2003). Chaque œuf pèse en moyenne 10g, soit environ 8% du poids corporel, avec une longueur de l'ordre de 3 cm et une largeur d'un peu moins de 2,5cm (Menassé, 1986).

La couleur de la coquille des œufs de caille est fortement variable d'une femelle à une autre et peut être verte, jaune, marron, brune, blanche mouchetée de couleur marron ou noire de grande et de forme variables (Lucotte, 1975). L'aspect des œufs peut être plâtreux ou lisse.

La pigmentation de la coquille des œufs est due à la présence de l'ooporphyrine et la biliverdine (Poole, 1965) (Figure 2).



**Figure 2** : Variétés de couleur des œufs de la caille (Voufo et *al.*, 2010)

La composition de l'œuf comprend 47,4% d'albumine, 31,9% de jaune et 20,7% représentant les membranes et la coquille. Ces dernières ont une épaisseur de 0,063 et 0,197 mm respectivement (Mohmond et Coleman, 1967).

## **VI. Alimentation**

### **VI.1. Alimentation des cailleaux en croissance**

La croissance des cailleaux est rapide jusqu'à l'âge de 5 semaines, puis se ralentit à l'âge adulte (Balcioğlu et *al.*, 2005). Les cailleaux doublent leurs poids à l'âge de 5 jours après éclosion (Lucotte, 1975). A l'âge de 5 à 6 semaines, ils peuvent atteindre un poids de 160 à 250 g selon le sexe et la lignée (Gerken et Mills, 1993).

Le cailleau présente les mêmes vitesses de croissance avec une concentration énergétique de l'aliment variant entre 2800 à 3200 kcal EM/kg. Toutefois, la recherche de carcasses présentant suffisamment de graisse de couverture conduit fréquemment à utiliser des aliments à taux énergétique élevé. Les besoins du cailleau en protéines et acides aminés exprimés en pourcentage d'aliment sont très élevés en début de vie et diminuent ensuite rapidement (Blum et *al.*, 1989). Par conséquent en pratique, on utilise un aliment de démarrage jusqu'à l'âge de 21 jours et un aliment de finition après la 3<sup>ème</sup> semaine d'âge jusqu'à l'abattage (Vohra, 1971).

Les apports recommandés en protéines, en énergie, en acides aminés et en minéraux pour les cailleaux de chair sont présentés dans le tableau 2. Les apports en oligo-éléments et vitamines dans l'aliment sont présentés dans l'annexe I.

**Tableau 2** : Apports recommandés de protéines, acides aminés et minéraux pour cailleteaux en croissance (% du régime) (Blum et *al.*, 1989 modifié)

Périodes	Démarrage (0-3 semaine)			Finition (4 semaine-Abattage)		
	2800	3000	3200	2800	3000	3200
Concentration énergétique (kcal EM/kg)						
Protéines brutes	23,00	24,60	26,30	18,00	19,30	20,60
Lysine	1,30	1,39	1,48	1,15	1,23	1,31
Méthionine	0,39	0,42	0,45	0,34	0,36	0,38
Calcium	0,85	0,90	0,95	0,85	0,90	0,95
Phosphore total	0,65	0,70	0,75	0,60	0,65	0,70
Phosphore libre	0,42	0,45	0,48	0,37	0,40	0,43
Zinc (ppm)	60	60	60	60	60	60

ppm : partie par million

## VI.2. Alimentation des cailles reproductrices

Les performances de ponte de la caille rapportées au poids vif sont très élevées. Le poids d'un œuf produit par jour atteint 9 g pour une femelle pesant 175 g, soit un rapport masse d'œuf exportée / poids corporel double de celui enregistré chez la poule pondeuse. Les teneurs des aliments en protéines et acides aminés soufrés sont nettement supérieures à celles utilisées pour la poule (Blum et *al.*, 1989). Par conséquent, les apports recommandés en protéines, en énergie, en acides aminés et en minéraux pour les cailles reproductrices sont présentés dans le tableau 3. Les apports en oligo-éléments et vitamines dans l'aliment sont présentés dans l'annexe I.

**Tableau 3** : Apports recommandés de protéines, acides aminés et minéraux pour la caille reproductrice (% du régime) (Blum et *al.*, 1989 modifié)

Concentration énergétique (kcal EM/kg)	2600	2800	3000
Protéines brutes	17,80	19,30	20,60
Lysine	1,02	1,10	1,18
Méthionine	0,38	0,41	0,44
Calcium	3,00	3,20	3,40
Phosphore total	0,60	0,65	0,70
Phosphore libre	0,37	0,40	0,43
Sodium	0,14	0,15	0,16
Chlore	0,13	0,14	0,15
Consommation journalière attendue à 23°C (g)	25	23	21

## **VII. Caractéristiques de la reproduction**

### **VII.1. Maturité sexuelle**

Chez la caille japonaise, la distinction phénotypique entre le mâle et la femelle est évidente à 3 semaines d'âge par une différence de couleur du plumage et la maturité sexuelle se situe à un âge compris entre 38 et 48 jours chez les deux sexes (Mizutani., 2003).

La maturité sexuelle chez la femelle de la caille du japon correspond à l'âge du premier œuf pondu ; elle se matérialise à l'âge de 35 jours sous un éclairage lumineux continu (Reddish et *al.*, 2003).

Hazard et *al.* (2005) ont rapportés que la maturité sexuelle est acquise à 6 semaines d'âge chez le mâle et la femelle de la caille du japon exposés à un programme lumineux continu au cours des 3 premières semaines d'âge après éclosion, et de 16 heures de lumière après cette période d'âge.

### **VII.2. Accouplement**

Chez la caille japonaise, le mâle est polygame et il peut accoupler plusieurs femelles sans préférence sexuelle. L'accouplement chez la caille du japon dure quelques minutes et consiste à de multiple copulation. Le mâle immobilise la femelle par les plumes de la tête ou du cou puis établit le contact cloacal, après les sujets des deux sexes secouent leurs plumes (Oriol, 1987).

Durant la copulation, le mâle introduit non seulement le sperme mais aussi une grande quantité de mousse dans les voies génitales de la femelle. Les mouvements rythmés du sphincter cloacal (attise la mousse) augmentent fortement quand le mâle est en présence de la femelle (Seiwert et Adkins-Regan, 1998). Ces mêmes auteurs suggèrent que la fonction de la mousse produite par la protubérance cloacale chez les mâles de la caille du japon est de favoriser la motilité des spermatozoïdes et d'améliorer le taux de fécondation.

### **VII.3. Sexe ratio**

En élevage, le meilleur taux de fertilité est obtenu par un sexe ratio de 01mâle/02femelles (76,5%) et le meilleur taux d'éclosabilité des œufs est obtenu par un équilibre 01mâle/01femelle (86,4%) ou bien encore 01mâle/02femelles (82,4%) (Woodward et *al.*, 1973).

### **VII.4. Facteurs influençant la reproduction**

#### **VII.4.1. Lumière**

La reproduction n'est pas influencée par l'intensité de la lumière, mais plutôt par la photopériode, c'est-à-dire la durée de l'éclairage quotidien (Benoit et Assenmacher).

### ➤ **Mode d'action de la photopériode**

Selon Sauveur (1996), la photopériode agit sur la reproduction des oiseaux de deux façons différentes :

- Stimulation tout d'abord la fonction sexuelle et permet la mise en place du cycle reproducteur
- Synchronisation des animaux notamment la ponte chez les femelles

La perception de l'information lumineuse est chez les oiseaux, beaucoup plus importante par voie transcrânienne que par voie oculaire. Chez la poule, la voie transcrânienne est la seule voie existante selon Ali et Cheng (1985).

La lumière est captée grâce à un pigment photorécepteur, rhodopsine (Foster et Follett, 1985).

### ➤ **Action de la durée d'éclairement sur la puberté**

Plusieurs auteurs ont décrit l'action de la durée d'éclairement chez le coq, ainsi :

- De Reviens (1974), a montré que la durée d'éclairement a une influence importante sur le développement testiculaire pendant la phase pubertaire et sur l'évolution des testicules à l'âge adulte. Par ailleurs, le déclenchement de la phase pubère est plus précoce en jour croissant qu'en jour long et plus tardif en jour décroissants qu'en jour court. Il a remarqué aussi que si les jours croissant augmentent la précocité sexuelle (déclenchement de la puberté) par rapport au jour long, c'est au détriment de la vitesse de croissance des testicules et du poids qu'ils atteignent à la fin de leurs croissances.
- Ingkasuwan et Ogosawara (1966), ont décrit qu'une réduction brutale de la durée d'éclairement retarde fortement le développement des testicules.

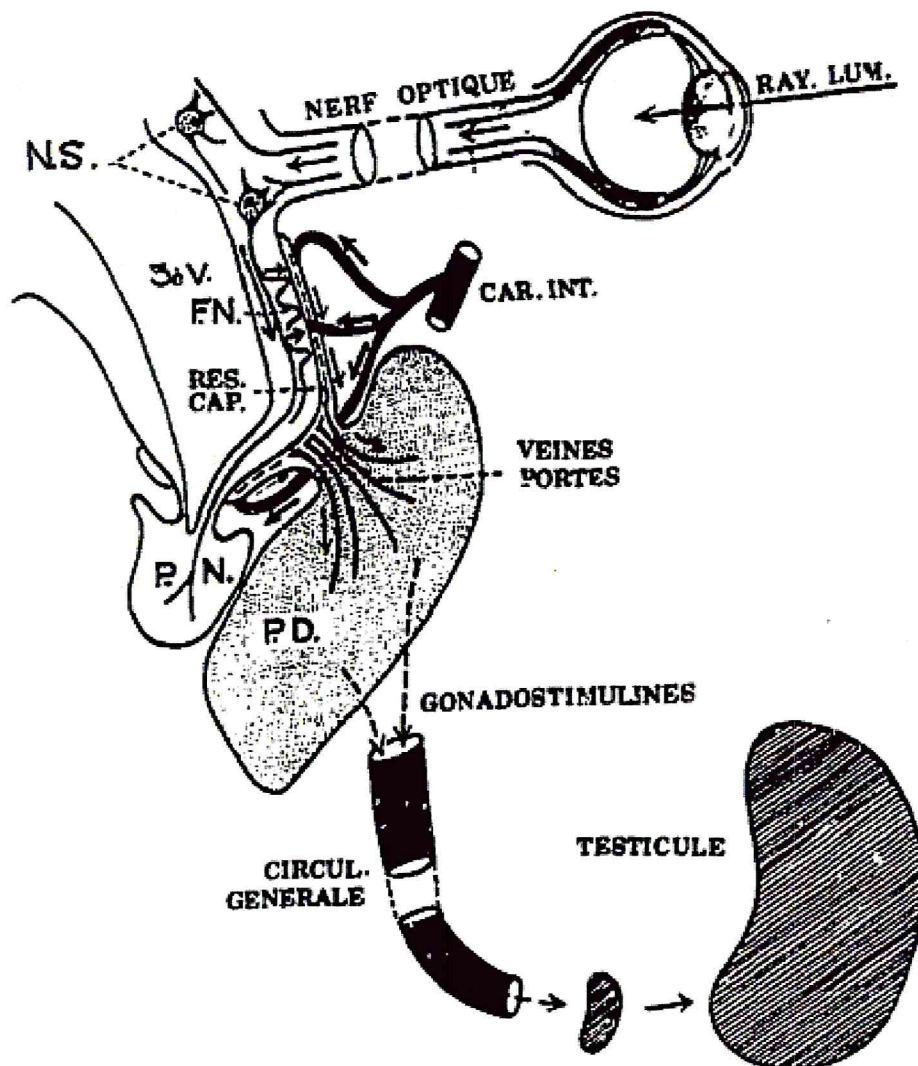
### ➤ **Voie d'action de la lumière**

Selon Benoit et Assenmasher, la lumière agit inégalement à deux niveaux : sur la rétine et à travers le crâne. Cette dernière, est la plus importante chez tous les oiseaux ; elle est même souvent la seule voie existante; néanmoins si les yeux ne sont pas indispensables à la stimulation lumineuse de la reproduction, ils jouent cependant un rôle dans la fonction synchronisatrice des rythmes lumineux (Sauveur, 1988).

Chez la caille, Oishi et *al.* (1966) ont rapportés l'existence d'un photorécepteur profond intracérébral. Des expérimentations ont permis de préciser la localisation des régions photosensibles au niveau central. Homma (1969) a décrit que la croissance testiculaire s'effectue lorsque la lumière est déposée au niveau des différentes régions : cavité orbitaire, entre les

muscles et l'os sphénoïde, de la base de la fissure longitudinale entre les deux hémisphères cérébraux, les lobes olfactifs et des areas thalamique et hypothalamique.

La régulation de la reproduction par le biais de la lumière est représentée par la figure 3 : La lumière stimule la rétine ou l'hypothalamus à travers l'œil et l'orbite. Des noyaux hypothalamiques (neurosecrétoires) émettent des fibres nerveuses spéciales qui descendent dans l'éminence médiane, cette dernière est recouverte d'un réseau capillaire. Des substances chimiques particulières descendent dans le réseau des capillaires et par la veine porte se rendent dans la préhypophyse (antéhypophyse) ; à ce niveau, elle stimule la sécrétion des hormones gonadotropes (FSH et LH). Ces dernières arrivent au niveau des testicules par la circulation systémique et ainsi stimulent leurs croissances (Benoit et Assenmasher).



N.S : Noyaux hypothalamique impliqués ; F.N : Fibres nerveuses spéciale ; RES.CAP : Réseau capillaire ; PD : pré hypophyse (hypophyse antérieure) ; P.N : hypophyse postérieure (lobe nerveux)

**Figure 3** : Complexe hypotalamo-hypophysaire chez le canard (Benoit et Assenmasher)



#### **VII.4.2. Température**

La température a une grande importance sur la fertilité. Les très basses températures réduisent le nombre de spermatozoïde produits (Sauveur, 1988). Une élévation brutale de la température ambiante provoque à court terme une diminution importante du nombre et de la qualité des spermatozoïdes (Chalah et *al.*, 1999).

# CHAPITRE II

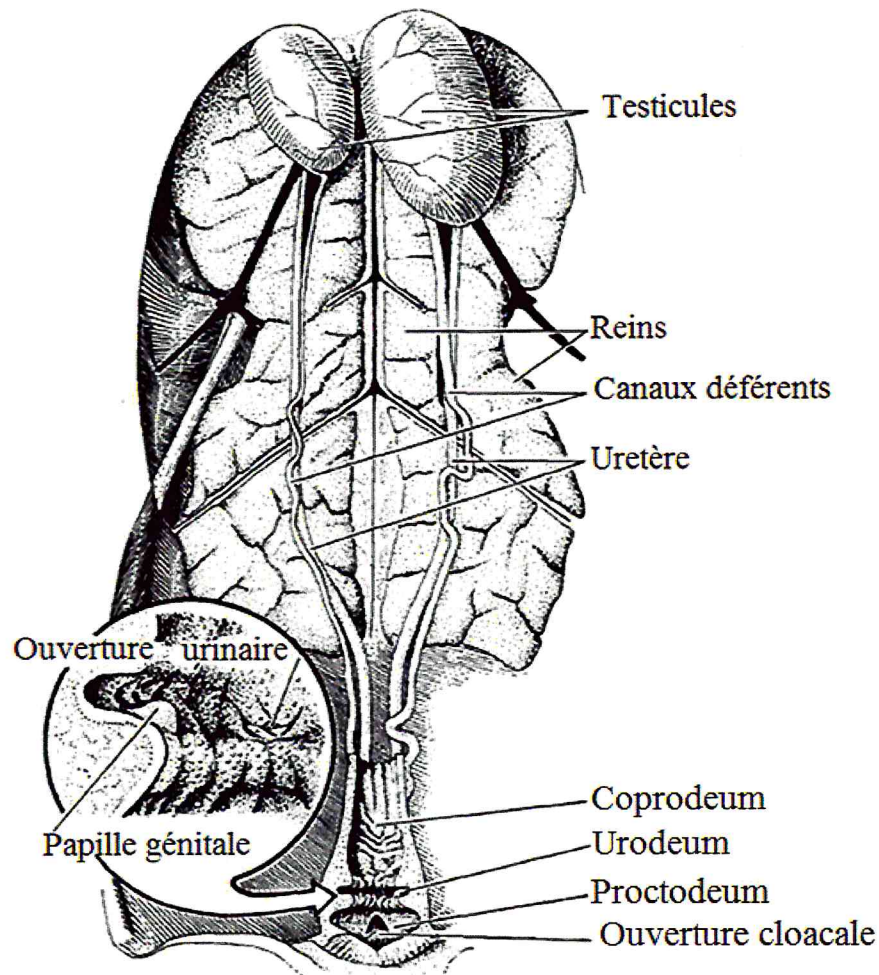
## II. Anatomie et histologie de l'appareil génital mâle

### II.1. Anatomie de l'appareil génital

L'appareil reproducteur mâle est composé de deux testicules, épидидyme, canal déférent, papilles éjaculatrices entourées chacune d'un muscle sphincter qui se contracte lors de l'éjaculation et évacue les spermatozoïdes vers l'urodeum (partie médiane du cloaque) (Sauveur, 1988) (Figure 4). Par ailleurs, on note la présence d'un seul testicule chez le coucal (*Centropus sp*) d'après Deviche et al. (2011).

La plus part des mâles de l'espèce aviaire n'ont pas de phallus ou ont un phallus rudimentaire qui ne s'introduit pas au moment de la copulation (Briskie et Montgomerie, 1997).

Les mâles de la caille du japon ont une large protubérance de couleur rougeâtre, localisée dans la partie dorsale de l'ouverture du cloaque. Elle a pour rôle de produire une mousse qui favoriserait la motilité des spermatozoïdes (glande qui produit la mousse et qui n'est pas un organe de stockage du sperme) (In Adkins-Regan, 1999).



**Figure 4** : Structure anatomique de l'appareil urogénital mâle chez la caille californienne (*Lophonicus californicus*) en période de reproduction (Lewin, 1963)

Le testicule à la forme d'un haricot; il est situé dans la cavité abdominale, en position crânio-ventrale par rapport au rein. Le testicule n'est visible qu'après un dégagement des autres organes de l'abdomen, notamment les intestins. La taille des testicules est identique chez certaines espèces par exemple : l'hirondelle bicolore (*Tachycineta bicolor*) mais beaucoup d'espèces montrent une asymétrie des testicules. Cette différence de la taille est plus marquée à l'âge adulte (Deviche et *al.*, 2011)..

Les dimensions (Škrobánek et *al.*, 2009; Vatsalya et Arora, 2012) et le poids (Sedqyar et *al.*, 2008) de chaque testicule varient considérablement avec l'âge, l'individu et la génétique.

Chez la caille, le testicule ne contient pas de médiastin testiculaire selon Al-Tememy, 2010.

Le testicule assure deux fonctions principales : une fonction exocrine assurant la spermatogénèse et une fonction endocrine dont la plus importante est la production d'androgènes et plus précisément la testostérone (Faure, 2011).

## **II.2. Histologie du testicule**

La capsule testiculaire de la caille, sur le plan histologique, est mince, composée de trois couches : la couche la plus externe, la tunique séreuse qui provient du péritoine ; une couche plus épaisse, l'albuginée et une couche plus profonde et souvent mal différencié, tunica vasculosa. Les cloisons testiculaires sont absentes chez la caille (Hodges, 1974 ; Lake, 1981).

Le testicule n'est pas clairement divisé en lobe car il est cloisonné par l'existence d'un tissu conjonctif interstitiel peu abondant entre les tubes séminifères adjacents (Hodges, 1974 ; Lake, 1981 ; Al -Tememy, 2010).

Le tissu pérítubulaire délimitant les tubes séminifères est présent chez toutes les espèces de mammifères (Maekawa et *al.*, 1996) et chez plusieurs oiseaux ( Rothwell et Tingari, 1973 ; Aire , 1997). Ce tissu comprend des cellules musculaires lisses (myoïdes) chez divers espèces de oiseaux (Rothwell et Tingari, 1973 ; Aire, 1997). Chez la caille, les tubes séminifères sont entourés par une gaine mince composée de fibres de tissu conjonctif, des cellules myoïdes et des fibres musculaires lisses (Al-Tememy, 2010).

La capsule testiculaire et le tissu pérítubulaire ont un rôle dans la propulsion des spermatozoïdes hors des testicules et ceci grâce à la contractions des différents fibroblastes (actine, desmine et vimentine) (Clulow et Jones, 1988 ; Aire et Ozegbe, 2007).

La paroi de l'épithélium des tubes séminifères contient 2 types de cellules : des cellules de Sertoli (cellules de soutien) et des cellules germinales (Sauveur, 1988).

Chez la caille, les tubes séminifères se prolongent dans l'épididyme et donnent la forme de tubules striés (*tubuli recti*) caractérisés par un faible diamètre et délimités uniquement par des cellules de Sertoli. Ces tubules striés vont s'anastomosés pour former le *Rete Testis* qui est en contact direct avec les conduits efférents (Al-Tememy, 2010).

### II.2.1. Spermatogenèse

La spermatogenèse est un processus de formation de gamète mâle à savoir les spermatozoïdes (Toukam, 2007). Elle se déroule dans les tubes séminifères, elle se début à la puberté et elle est principalement contrôlée par les hormones hypophysaire (FSH et LH).

La durée de la spermatogenèse chez la caille du japon est de 13 jours (Amir et *al.*, 1973 ; Lin et Jones, 1992). Les spermatozoïdes apparaissent 11 jours après le début de la spermatogenèse dans l'épididyme et 12 jours dans la partie distale du canal déférent et le transit des spermatozoïdes dans les voies déférentes nécessite 24h (Amir et *al.*, 1973).

En absence de femelles, le canal déférent peut servir comme étant un lieu de stockage transitoire des spermatozoïdes non éjaculés. Par contre en présence de femelles, les spermatozoïdes stocké seront éliminés une journée plus tard (Amir et *al.*, 1973).

L'identification des types de spermatogonie présentes dans l'épithélium séminifère des testicules aviaires a été proposé par de Reviere (1971) chez le poulet, Brillard (1981) chez la volaille de Guinée et par Lin et Jones (1992 ; 1993) chez la caille du japon.

Quatre types de spermatogonies ont été décrits chez la caille du japon (Bakst et *al.*, 2007) qui diffèrent selon leur coloration et leurs ultrastructures : des spermatogonies sombres (dark) appelé aussi spermatogonie Ad, elle est considérée comme spermatogonie souche ; deux types de spermatogonies pâles (Ap1 et Ap2), et qui sont a des stades intermédiaires et ne peuvent être différencié que par la microscopie électronique à transmission et les spermatogonies B.

La spermatogenèse est divisée en 3 phases (Figure 5):

**1. Phase de multiplication** : selon Lin et Jones (1992), chaque spermatogonie souche Ad subit une division mitotique pour donner une nouvelle cellule Ad et une autre spermatogonie Ap1 ; cette dernière se divise à son tour en 2 cellules filles, Ap2. Chaque Ap2 se divise pour donner 2 spermatogonies B. Vers la fin de cette phase, la spermatogonie B se divise par mitose et donne 2 spermatocytes primaires.

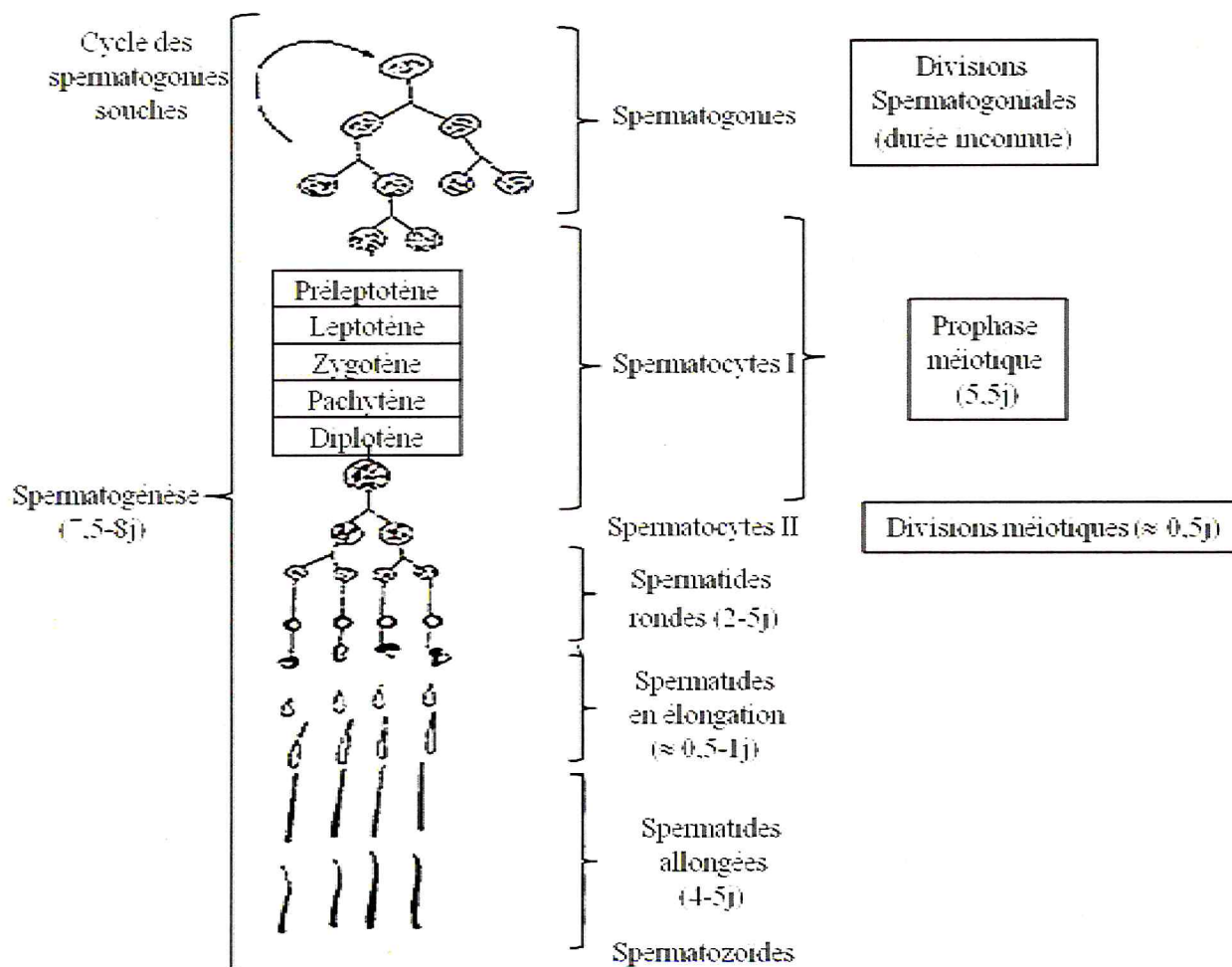
**2. Phase de maturation** (méiose I et méiose II) : les spermatocytes primaires subissent une première division méiotique (Division réductionnelle) donnant ainsi naissance à des

spermatocytes secondaires et des spermatides a la fin de la deuxième division méiotique (Division équationnelle).

Le rendement de ces divisions cellulaires mitotique et méiotique, à partir d'une cellule germinale Ad (cellule diploïde à  $2n$  chromosomes), on aboutit à 32 spermatides (cellule haploïde à  $n$  chromosome) (Lin et Jones, 1992).

**3. Phase de différenciation (spermiogénèse):** cette phase est définie comme étant la transformation des spermatides en spermatozoïdes par une réduction du cytoplasme et des transformations morphologiques profonde aboutissant à un spermatozoïde immature. Ce dernier est composé : d'une tête contenant un acrosome, un perforatorium et un noyau ; d'une pièce intermédiaire contenant des mitochondries et d'une queue appelée flagelle.

La spermiogénèse, décrite par Lin et *al.* (1990), est subdivisée en 12 étapes allant d'une spermatide ronde à un spermatozoïde immature. Cette dernière phase est achevée par la libération des spermatozoïdes à partir des cellules de Sertoli dans la lumière du tube séminifère. Ce phénomène est appelé spermiation.



**Figure 5 :** Représentation schématique de la spermatogénèse chez le coq (De Reviers, 1971)

## **II.2.2.Spermatozoïdes**

### **II.2.2.1. Structure et ultrastructure des spermatozoïdes**

Korn *et al.* (2000) ont donné une description des spermatozoïdes chez la caille du Japon. La caille du Japon a des spermatozoïdes identiques à ceux des saurosidés, ce qui est typique des non passereaux. Les caractéristiques sont les suivantes :

- Une forme vermiforme avec 0,6 $\mu$  de largeur et entre 230 et 250 $\mu$  de longueur
- Un acrosome de 3,7 à 4,5  $\mu$
- Un noyau de 20,8 à 23,8  $\mu$
- Une pièce intermédiaire de 160 à 170 $\mu$  de longueur et qui représente 64 à 74% de la longueur totale du spermatozoïde
- Une queue de 40 à 60  $\mu$

Les caractéristiques observées au microscope électronique à transmission sont les suivantes :

- L'acrosome ne contient pas des granules denses entourant le perforatorium par rapport à ceux des mammifères. L'extrémité postérieure du perforatorium s'insère au niveau du noyau.
- Le centriole distal observé donne lieu à l'axonème à structure microtubulaire.
- L'axonème est entouré par une gaine spirale de mitochondries dans la région de la pièce intermédiaire. Le nombre de mitochondrie est estimé à 1400 par spermatozoïde; ce qui est énorme par rapport à celui de la dinde qui ne contient que 20 à 30 mitochondries par spermatozoïde.
- Un perforatorium est une structure rigide à base d'actine et de myosine, retrouvé également chez les rongeurs, les batraciens et de nombreux invertébrés.

### **II.2.2.2.Transport, maturation et stockage des spermatozoïdes**

Selon Clulow et Jones (1982), les mâles de la caille du Japon possèdent de larges testicules (environ 2,26% du poids corporel total), une durée de spermatogénèse de 14,4 – 15,8 jours et une production efficace de spermatozoïdes ( $92,5 \times 10^6$ /g de testicule/ jour). Les spermatozoïdes sont transportés à travers les conduits génitaux durant 24h ; subissent la maturation dans la région épидидymaire et stockés dans le canal déférent. Si les spermatozoïdes restent plus de 3 jours dans le canal déférent, ils perdent leurs motilités.

**MATERIEL**  
**ET**  
**METHODES**



## I. Matériel animal

L'expérimentation a été menée sur des cailles du japon (*Coturnix japonica*), issues et élevées au niveau du Centre Cynégétique de Zéralda (CCZ) (Figure 6) avec un effectif initial de 500 cailleteaux, au cours de la période de décembre 2011 à février 2012.



**Figure 6** : Entrée du centre Cynégétique de Zéralda

Avant la mise en place des cailleteaux en élevage, le local d'élevage a été préparé en effectuant les opérations suivantes :

- Nettoyage et désinfection du local d'élevage par blanchiment du sol et des murs par de la chaux vive.
- Mise en place d'une litière composée de paille hachée d'une épaisseur d'environ 5 cm, pour isoler les cailleteaux du contact avec le sol.
- Délimitation de la zone d'élevage par une garde en contre plaqué d'une hauteur de 60 cm, pour éviter l'éloignement des cailleteaux de la zone de chauffage, des abreuvoirs et des mangeoires
- Mise en place du matériel d'élevage (radian à gaz et abreuvoirs).

Après éclosion des œufs (Figure 7), les cailleteaux ont été transférés dans la poussinière (Figures 8 et 9) préalablement réchauffé à une température comprise entre 38° à 40°C pendant la 1<sup>ère</sup> semaine d'élevage par un radian à gaz suspendu à un mètre du sol.

A partir de la 2<sup>ème</sup> semaine, la température a été abaissée jusqu'à 34°-35°C puis maintenue entre 20 et 30°C jusqu'à la fin de l'expérimentation. L'éclairage de type continu utilisé, a été assuré par 02 néons de 18 Watt fixés au plafond. L'abreuvement a été assuré par 7 abreuvoirs de type alvéole d'une capacité de 0,5 l. L'eau d'abreuvement a été renouvelée matin et soir voire plus pendant les premiers jours d'élevage.

L'alimentation a été distribuée, dans des mangeoires assiettes au nombre de 7, en *ad libitum* pendant la 1<sup>ère</sup> semaine. La première distribution alimentaire n'a été effectuée qu'après que les cailleaux ont suffisamment bus pour se réhydrater, soit 24 h après mise en place.

A partir de la troisième semaine, nous avons procédé à la mise en place progressive des mangeoires 2<sup>ème</sup> âge.

L'aliment consommé est de type poulet de chair "croissance", composé de maïs, de tourteaux de soja, d'un complexe de minéraux et de vitamines, d'un antioxydant et d'un anticoccidien (Annexe I).

Durant les premiers jours de vie, les poussins ont reçu dans l'eau d'abreuvement un traitement de réhydratation et de détoxification « Toxidren ® » (Annexe II) ; par la suite, des anticoccidiens et des vitamines.



**Figure 7:** Cailleaux après éclosion



**Figure 8:** Poussinière d'accueil des poussins



**Figure 9:** Cailleaux installés dans la poussinière

## II. Méthodes

### II.1. Mesures biométriques

Les mesures biométriques ont été réalisées sur un échantillon de six à dix cailleaux prélevées à partir du lot expérimental mis en élevage. A l'exception des 20 premiers jours après éclosion et en absence du dimorphisme sexuel phénotypique, les mâles ont été reconnus après sacrifice.

Les mesures biométriques ont été réalisées une fois par semaine de 1 jour après l'éclosion (J1) jusqu'à l'âge de 8 semaines.

Chaque individu utilisé a été identifié par une lettre C (caille), d'un numéro d'ordre de l'animal.

#### II.1.1. Poids corporel

Les cailleaux ont été pesés, le matin à la même heure, à l'aide d'une balance de précision (0,1g) d'une capacité de 1200g (AND EK-1200i).

Pour éviter le stress des animaux et faciliter la pesée de chaque individu, nous avons utilisé un petit sac en tissu (Figures 10 et 11).



**Figure 10** : Mise en sac du cailleteau avant la pesée



**Figure 11** : Pesée du cailleteau

### II.1.2. Longueur du tarse

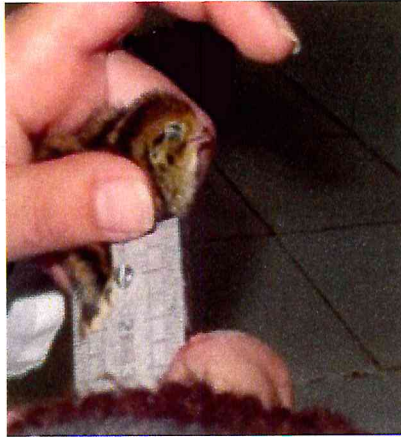
La longueur du tarse est une mesure de la longueur de l'os tarso-métatarsien. Elle est mesurée à l'aide d'un pied à coulisse à vernier (Figure 12).



**Figure 12** : Mesure de la longueur du tarse

### II.1.3. Longueur de l'aile pliée

La longueur de l'aile pliée a été mesurée à l'aide d'une règle métallique graduée de 30 cm. Elle correspond à la distance entre la partie distale du carpe et le bout de la plus longue rémige primaire (Figure 13).



**Figure 13 :** Mesure de la longueur de l'aile pliée

## II.1.4. Mesures et poids des testicules

### II.1.4.1. Protocole du prélèvement des testicules

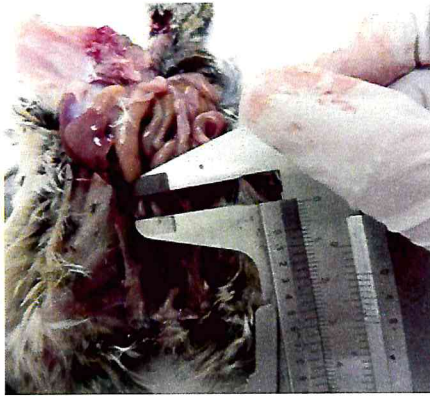
Après la saignée, l'animal est posé en décubitus dorsal avec les membres écartés. Une boutonnière juste en avant de l'orifice cloacal a été réalisée. A partir de cette boutonnière, une incision du plan cutané a été effectuée jusqu'à la base du bec. De la même manière, une incision du plan musculaire a été effectuée. L'ensemble des organes digestifs a été extériorisé hors de la cavité abdominale afin de visualiser l'appareil génital mâle *in situ* (Figure 14).



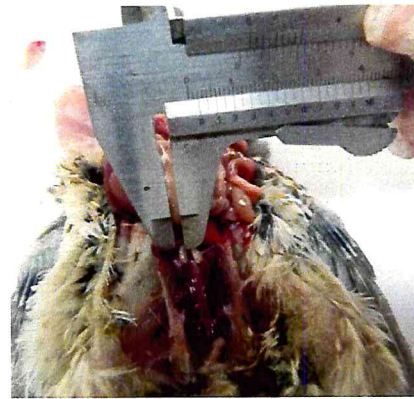
**Figure 14 :** Localisation anatomique des testicules chez la caille

### II.1.4.2. Mesures des testicules

La longueur (Figure 15) et la largeur (Figure 16) des testicules droit et gauche ont été mesurées à l'aide d'un pied à coulisse pour déterminer le volume testiculaire.



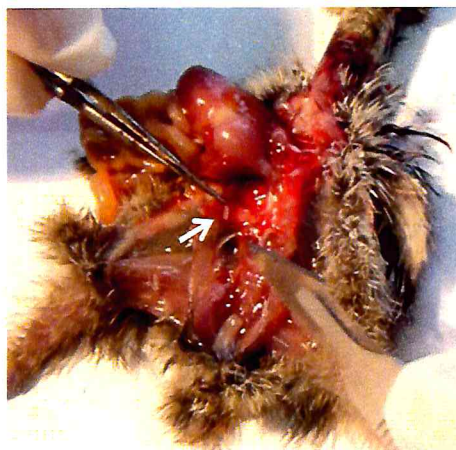
**Figure 15** : Mesure de la longueur du testicule



**Figure 16**: Mesure de la largeur du testicule

#### II.1.4.3. Poids testiculaires

Après la réalisation des mensurations testiculaires, les deux testicules (droit et gauche) ont été prélevés délicatement à l'aide d'une pince fine (Figure 17) et pesés séparément à l'aide d'une balance électronique de précision (0,0001g) (AND-ER-180A) (Figure 18). Immédiatement après pesée, les testicules ont été fixés séparément dans du formol du commerce dilué à 10 % dans du tampon PBS (Phosphate Buffer Sodium) pendant plus de 24h pour effectuer une étude histologique.



**Figure 17** : Prélèvement des testicules



**Figure 18** : Pesée du testicule

#### II.1.4.4. Détermination du volume testiculaire

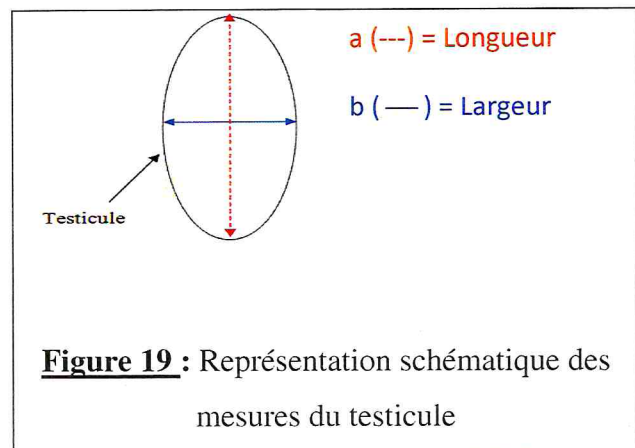
Le volume testiculaire a été calculé à partir d'un modèle mathématique assimilant le testicule à un corps de forme ovoïde. Ainsi, le volume testiculaire total est déterminé par l'équation mathématique suivante:

$$V (cm^3) = \frac{4}{3} \times \pi \times ab^2$$

où a et b représentent la moitié du grand et petit diamètre testiculaire (Figure 19) (Howard *et al.*, 1983).

a = grand diamètre / 2 ou longueur / 2

b = petit diamètre / 2 ou largeur / 2



## II.2. Technique d'histologie

### II.2.1. Fixation

Les testicules prélevés et fixés ont été mis dans des cassettes d'histologie en plastique portant les références d'identification de l'animal. Cette fixation a pour but la conservation des structures tissulaires du prélèvement dans un état aussi proche que possible du vivant.

### II.2.2. Inclusion

#### II.2.2.1. Déshydratation et substitution (éclaircissement)

Les prélèvements doivent être entièrement déshydratés avant l'inclusion dans la paraffine. On procède à une double substitution car la paraffine n'est pas miscible dans l'alcool ; pour cela on remplace :

- L'eau par de l'alcool (déshydratation),
- L'alcool par le xylène (substitution).

Cette étape consiste à faire passer les cassettes renfermant les prélèvements dans des bains alcools à concentration croissante (allant de 70° à 100°) puis dans un solvant organique, le xylène. La durée dans chaque bain est la suivante :

- Alcool 96° : 30 min.
- Alcool 96° : 30 min.
- Alcool 96° : 30 min.
- Alcool 96° : 30 min.
- Alcool 96° : 30 min.
- Alcool 100° : 1h.
- Alcool 100° : 1h.

- Xylène : 1h.
- Xylène : 1h.
- Xylène : 1h.

Les prélèvements déshydratés sont alors immergés dans différents bains de paraffine chauffée à 56° dans une étuve, une température dépassant juste son point de fusion. La durée dans chaque bain de paraffine est la suivante :

- Premier bain de paraffine : 30min.
- Deuxième bain de paraffine : 30 min.
- Troisième bain de paraffine : 1h

### II.2.2.2. Confection des blocs de paraffine

La confection des blocs de paraffine (Figures 20, 21, 22) a consisté à :

- Mettre et à centrer le prélèvement au fond du moule métallique,
- Couler la paraffine liquide dans le moule métallique contenant le prélèvement,
- Déposer ensuite la cassette correspondante au prélèvement sur le moule métallique.

Le bloc, ainsi constitué, est refroidi rapidement sur une plaque réfrigérée pendant environ 15 minutes.

Après refroidissement et solidification de la paraffine, le bloc de prélèvement est séparé du moule métallique.



**Figure 20** : Mise en place centrée du prélèvement testiculaire dans le moule métallique



**Figure 21** : Remplissage du moule métallique par la paraffine liquide



**Figure 22** : Mise en place de l'ensemble moule- cassette sur un bain de glace

### II.2.3. Réalisation et étalement des coupes

#### II.2.3.1. Réalisation des coupes

Les coupes tissulaires d'une épaisseur de 5  $\mu\text{m}$  ont été effectuées à l'aide d'un microtome (Figure 23). Avant de commencer les coupes, on a reporté les références des cassettes sur les lames d'histologie à l'aide d'un crayon.



**Figure 23 :** Microtome (a) et bain marie (b)

#### II.2.3.2. Etalement des coupes

Le ruban de paraffine contenant le prélèvement coupé est déposé dans un bain marie contenant de l'eau distillée préchauffée à 42°C pour enlever les plis, puis à l'aide d'un scalpel on a sélectionné les meilleures coupes flottantes. Ces dernières ont été récupérées sur des lames portes objet. Le collage des prélèvements se fait par chauffage de la lame sur une platine chauffante (42°C). Les lames ont été placées dans une étuve pendant 2 heures à 60°C pour permettre le séchage et une bonne adhésion des coupes sur la lame porte objet.

### II.2.4. Coloration

Avant de colorer les lames histologiques, un déparaffinage et une hydratation des coupes histologiques est nécessaire car la coloration est réalisée par des colorants aqueux.

#### II.2.4.1. Déparaffinage

Le déparaffinage a été effectué par passage des lames dans deux bains de xylène pendant 10 min, pour enlever la paraffine et poursuivre le reste des étapes avant coloration.

#### II.2.4.2. Hydratation

L'hydratation des coupes a consisté à faire passer les lames dans des bains d'alcools à concentration décroissante (100 et 96°) pour une durée de 5 minutes par bain. Le dernier bain d'hydratation est réalisé dans l'eau distillée jusqu'à disparition du trouble.



### II.2.4.3. Coloration proprement dite

Pour cette expérimentation, nous avons choisi la coloration Hématoxyline-Eosine (H.E.).  
Les étapes de la coloration sont les suivantes :

- Hématoxyline de Harris pendant 5 min.
- Rinçage à l'eau du robinet
- Différenciation dans l'alcool acide
- Rinçage à l'eau du robinet
- Bleuir dans l'eau ammoniacale
- Rinçage à l'eau du robinet
- Eosine pendant 5 min.
- Rinçage à l'eau du robinet

### II.2.4.4. Montage des lames

Avant de réaliser le montage des lames, une déshydratation et un éclaircissement des lames a été réalisé (Figure 24).

#### II.2.4.4.1. Déshydratation

La déshydratation a consisté à faire passer les lames dans des bains d'alcool à concentration croissante (70°, 96°, 100°) pendant 3 minutes par bain.

#### II.2.4.4.2. Eclaircissement

L'éclaircissement a consisté à faire passer les lames dans deux bains de xylène ; le premier bain d'une durée de quelques secondes et le second bain d'une durée de 10 minutes.



**Figure 24** : Batterie de déshydratation et d'éclaircissement

#### II.2.4.4.3. Montage des lames proprement dit

Le montage entre lame et lamelle de la coupe histologique a été réalisé en utilisant le liquide de montage « Eukitt » (Figure 25).



**Figure 25** : Montage de la coupe histologique

### II.2.5. Observation au microscope photonique

Après séchage des lames à l'air libre, ces dernières ont été observées au microscope photonique et des photos ont été prises à l'aide d'un appareil photo de marque Sony.

### III – Analyse statistique des résultats

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

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

$$ESM = \frac{\sigma}{\sqrt{n}}$$

$$\text{Avec } \sigma = \sqrt{\frac{\sum (x_i - \bar{x})^2}{n-1}}$$

Où :  $x_i$  : valeurs individuelles

$n$  : nombre de valeurs

$\sigma$  : écart-type

- La validité statistique des différences entre les moyennes de deux séries expérimentales, est calculée par le **test « t » de Fisher-Student**

$$t = \frac{\bar{X}_1 - \bar{X}_2}{S \sqrt{\frac{1}{n_1} + \frac{1}{n_2}}} \quad \text{Avec } S^2 = \sqrt{\frac{\sum (x_{1i} - \bar{x}_1)^2 + \sum (x_{2i} - \bar{x}_2)^2}{n_1 + n_2 - 2}}$$

Où :  $X_1$  et  $X_2$  : valeurs moyennes arithmétiques de chaque série

$x_1$  : valeurs individuelles de la première série  
 $x_2$  : valeurs individuelles de la deuxième série  
 $n_1$  et  $n_2$  : nombre de valeurs de chaque série

• **La probabilité « p »** est déterminée sur la table de distribution des « t » en fonction du degré de liberté ( $n_1 + n_2 - 2$ ) ; si :

- $p > 0,05$  : résultat non significatif
- $p < 0,05$  : résultat significatif (\*)
- $p < 0,01$  : résultat très significatif (\*\*)
- $p < 0,001$  : résultat hautement significatif (\*\*\*)

• **Coefficient de corrélation « r » :**

La relation entre deux variables est estimée par le coefficient de corrélation r :

$$r = \frac{P}{\sigma_x \times \sigma_y} \quad \text{Avec} \quad P = \frac{1}{n} \sum xy - \bar{x}\bar{y} = \text{covariance}$$

$$(\sigma_x)^2 = \frac{1}{n} \sum (x - \bar{x})^2 \quad (\sigma_y)^2 = \frac{1}{n} \sum (y - \bar{y})^2$$

• **Différence en pourcentage (%) :**

Différence en % = ((Valeur finale – valeur initiale) / valeur initiale) x 100

# RESULTATS

Dans ce chapitre, les résultats seront présentés en deux parties. La première partie concerne l'évolution des mesures biométriques (poids corporel, longueur du tarse, longueur de l'aile pliée, poids et volume du testicule) et la deuxième partie porte sur l'évolution histologique du testicule de 1 jour après éclosion jusqu'à l'âge de 8 semaines chez des cailleteaux mâles *Coturnix japonica* (caille du japon).

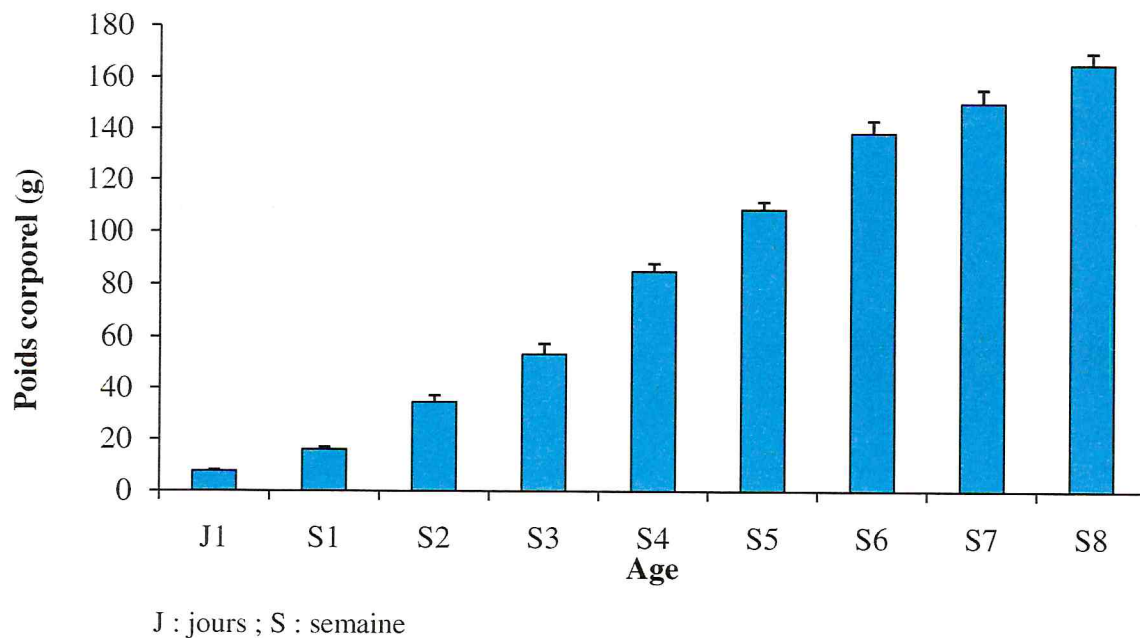
## I. Paramètres biométriques

### I.1. Evolution du poids corporel

A 1 jour après éclosion, le poids corporel moyen est de  $7,7 \pm 0,3$  g (n=6) où les valeurs extrêmes varient entre 6,7 et 8,8 g (Figure 26).

Au cours de la croissance, on note une augmentation pondérale (+ 2035%) hautement significative ( $p < 0,001$ ) jusqu'à l'âge de 8 semaines. Pendant cette période, le poids augmente de façon continue et passe en moyenne de  $7,7 \pm 0,3$  g (n=6) jusqu'à  $164,4 \pm 4,5$  g (n=10).

La figure 26 représente l'évolution moyenne du poids corporel chez les cailleteaux mâles âgés de 1 jour à 8 semaines. Le poids corporel augmente de façon linéaire ( $y = 21,49x - 23,44$ ) jusqu'à l'âge de 8 semaines.



**Figure 26** : Evolution moyenne du poids corporel (g), chez les cailleteaux mâles *Coturnix japonica* (caille du japon), âgés de 1 jour à 8 semaines

Une corrélation positive et statistiquement hautement significative existe entre l'âge et le poids corporel ( $r = 0,99$  ;  $p < 0,001$ ).

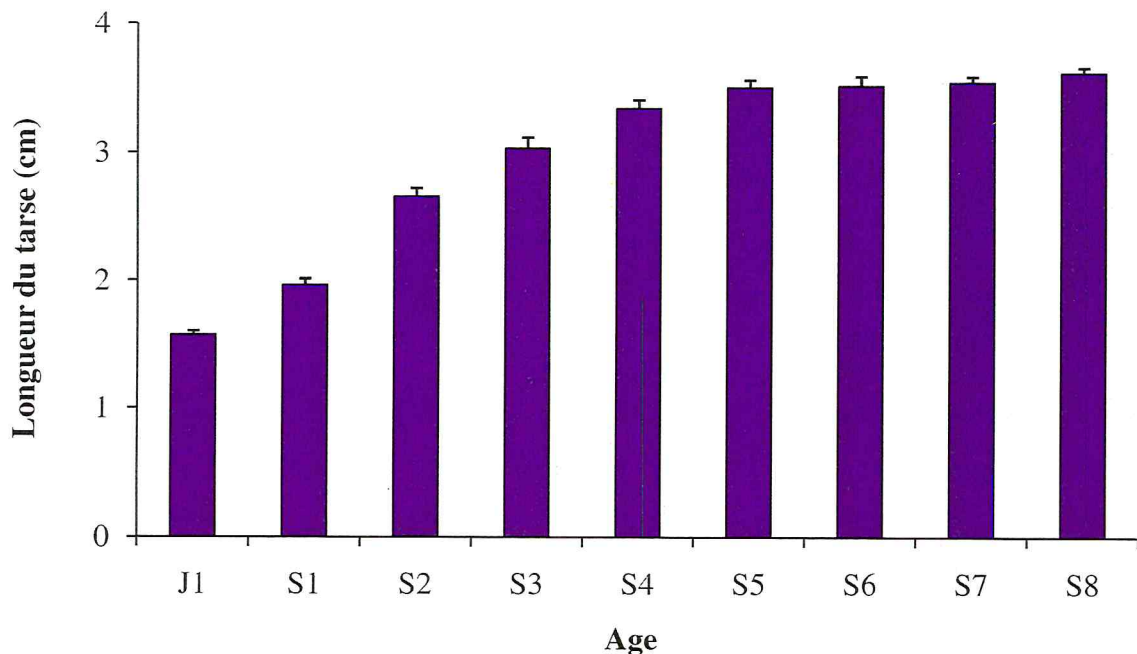
## I.2. Evolution de la longueur du tarse

A 1 jour après éclosion, la longueur moyenne du tarse des cailleteaux mâles est de  $1,6 \pm 0,0$  cm (n=6) avec des valeurs individuelles extrêmes variant entre 1,48 et 1,68 cm (Figure 27).

Au cours de la croissance, on note une évolution linéaire et continue de la longueur du tarse, atteignant une longueur moyenne de  $3,5 \pm 0,1$  cm (n=10) à l'âge de 6 semaines.

Une augmentation hautement significative (+118 % ;  $p < 0,001$ ) est observée de 1 jour après éclosion jusqu'à 6 semaines d'âge (Figure 27), suivie d'une phase relativement stationnaire entre 6 et 8 semaines (+2 % ;  $p > 0,05$ ) avec des valeurs respectives de  $3,5 \pm 0,1$  et  $3,6 \pm 0,0$  cm.

L'évolution moyenne de la longueur du tarse chez les cailleteaux mâles *Coturnix japonica* âgés de 1 jour à 8 semaines est rapportée par la figure 27.



J : jour ; S : semaine

**Figure 27** : Evolution moyenne de la longueur du tarse (cm), chez les cailleteaux mâles *Coturnix japonica* (caille du japon), âgés de 1 jour à 8 semaines

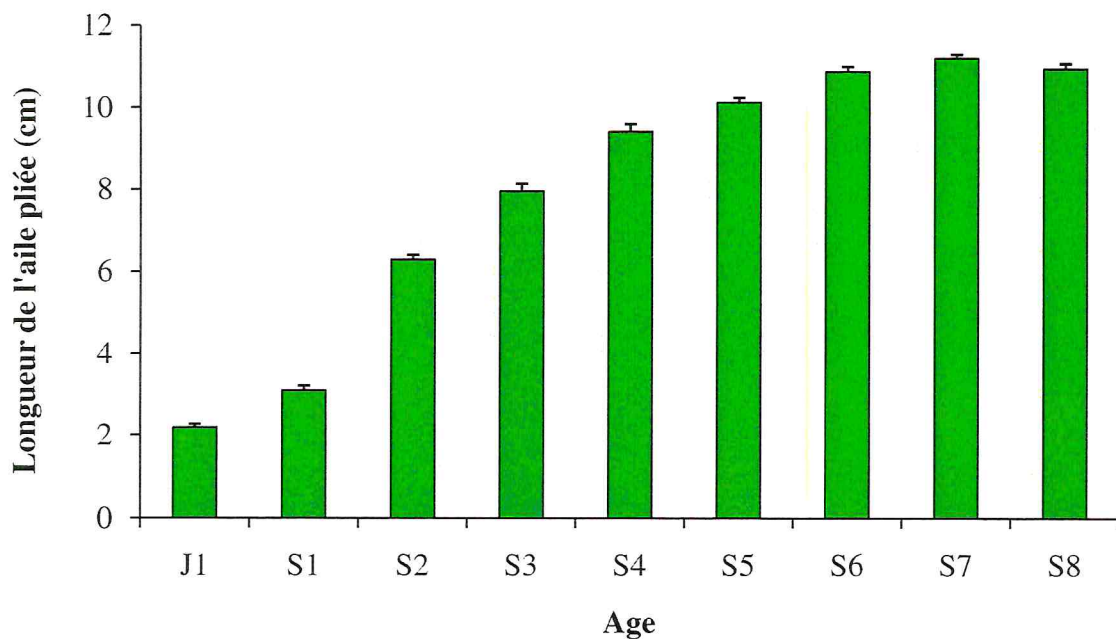
Comme pour le poids corporel, la longueur du tarse est corrélée positivement et statistiquement hautement significative avec l'âge ( $r=0,91$  ;  $p < 0,001$ ).

### I.3. Evolution de la longueur de l'aile pliée

La longueur moyenne de l'aile pliée est de  $2,2 \pm 0,1$  cm ( $n=6$ ) à 1 jour après éclosion avec des valeurs individuelles extrêmes variant entre 1,9 et 2,5 cm (Figure 28).

Au cours de la croissance, la longueur de l'aile augmente de +395% entre 1 jour après éclosion ( $2,2 \pm 0,1$  cm) et 6 semaines d'âge ( $10,9 \pm 0,1$ cm). La longueur maximale de l'aile pliée est atteinte à 7 semaines d'âge (Figure 28).

La figure 28 représente l'évolution moyenne de la longueur de l'aile pliée chez les cailleteaux mâle *Coturnix japonica* (caille du japon) âgés de 1 jour à 8 semaines.



J : jour ; S : semaine

**Figure 28** : Evolution moyenne de la longueur de l'aile pliée (cm), chez les cailleteaux mâles *Coturnix japonica* (caille du japon), âgés de 1 jour à 8 semaines

La longueur de l'aile pliée, comme pour le poids corporel et la longueur du tarse, est corrélée avec l'âge ( $r = 0,94$  ;  $p < 0,001$ ).

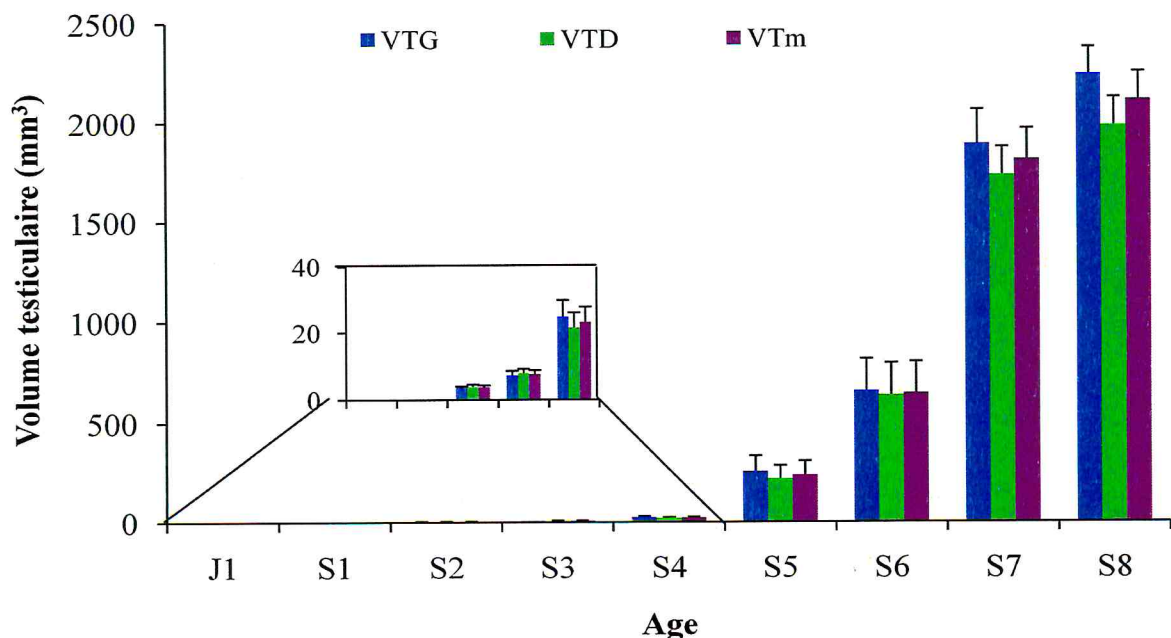
#### I.4. Evolution du volume testiculaire

A l'âge de 2 semaines après l'éclosion, le volume moyen des testicules (gauche et droit) est de  $3,7 \pm 0,5 \text{ mm}^3$  (n=10).

Au cours de la croissance, le volume testiculaire moyen augmente de façon très rapide (+27735%) passant de  $7,6 \pm 1,2 \text{ mm}^3$  (n=10) à 3 semaines d'âge jusqu'à  $2106,5 \pm 140 \text{ mm}^3$  (n=10) à 8 semaines d'âge (Figure 29).

A 2 semaines d'âge, le volume moyen du testicule gauche ( $3,6 \pm 0,4 \text{ mm}^3$ ) est légèrement inférieur ( $3,8 \pm 0,7 \text{ mm}^3$ ) par rapport au volume moyen du testicule droit (Figure 29). Au-delà de cet âge et jusqu'à 8 semaines d'âge, le volume moyen du testicule gauche est supérieur à celui du testicule droit (Figure 29) traduisant l'existence d'un dimorphisme testiculaire en faveur du testicule gauche chez la caille mâle.

La figure 29 représente l'évolution du volume testiculaire moyen chez les cailleaux mâles *Coturnix japonica* (caille du japon) âgés de 1 jour à 8 semaines.



J : jour ; S : semaine ; VTG : volume du testicule gauche ; VTD : volume du testicule droit ; VTm : volume testiculaire moyen

**Figure 29** : Evolution moyenne du volume testiculaire moyen ( $\text{mm}^3$ ), chez les cailleaux mâles *Coturnix japonica* (caille du japon), âgés de 1 jour à 8 semaines

De l'ensemble des résultats obtenu sur le volume du testicule, on note une corrélation positive et statistiquement hautement significative entre l'âge et le volume testiculaire ( $r = 0,90$  ;  $p < 0,001$ ).



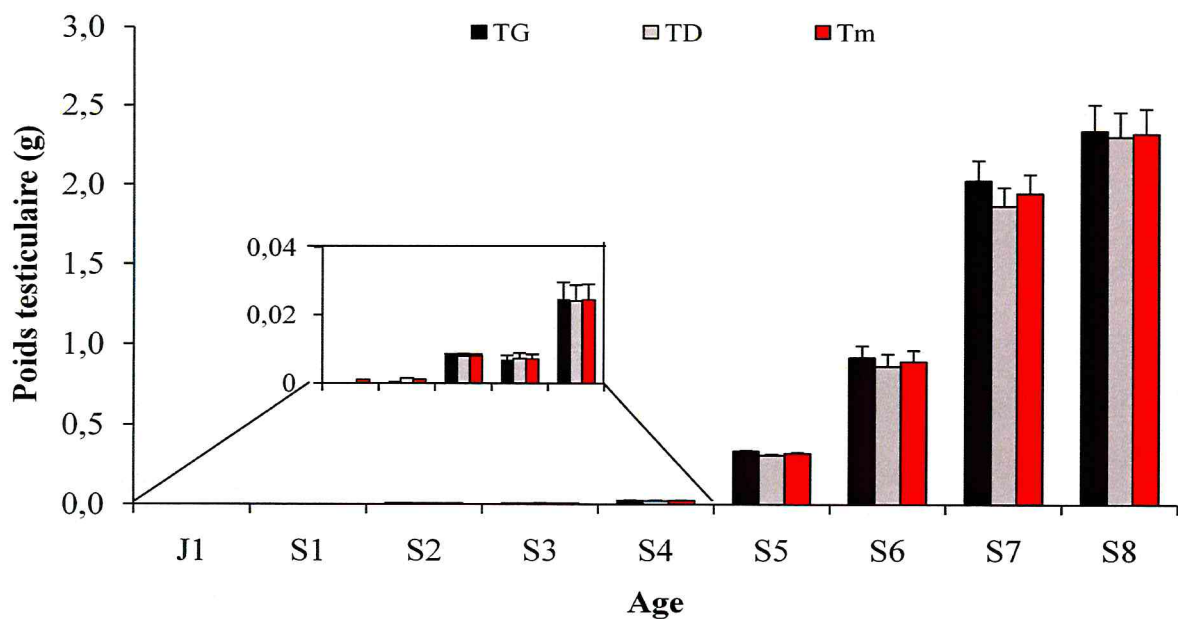
### I.5. Evolution du poids testiculaire

L'évolution du poids testiculaire moyen chez les cailleteaux mâles *Coturnix japonica* (caille du japon), âgés de 1 jour à 8 semaines, est représentée par la figure 30.

A 1 jour après l'éclosion, le poids testiculaire moyen est de 0,001 g (n=6).

Au cours de la croissance, on note une augmentation pondérale des testicules (+33046%) hautement significative ( $p < 0,001$ ) de 1 jour après l'éclosion 0,001g (n=6) jusqu'à l'âge de 8 semaines  $2,3 \pm 0,2$  g (n= 10) (Figure 30).

Le poids moyen du testicule gauche est comparable au poids moyen du testicule droit de 1 jour après éclosion jusqu'à l'âge de 3 semaines. Au-delà de cet âge, le testicule gauche présente un poids moyen supérieur à celui du droit (Figure 30). La corrélation entre le poids moyen du testicule droit et gauche est positive et de valeur égale à 1 ( $p < 0,001$ ).



J : jour ; S : semaine ; TG : poids du testicule gauche ; TD : poids du testicule droit ; Tm : poids testiculaire moyen

**Figure 30** : Evolution moyenne du poids testiculaire moyen (g), chez les cailleteaux mâles *Coturnix japonica* (caille du japon), âgés de 1 jour à 8 semaines

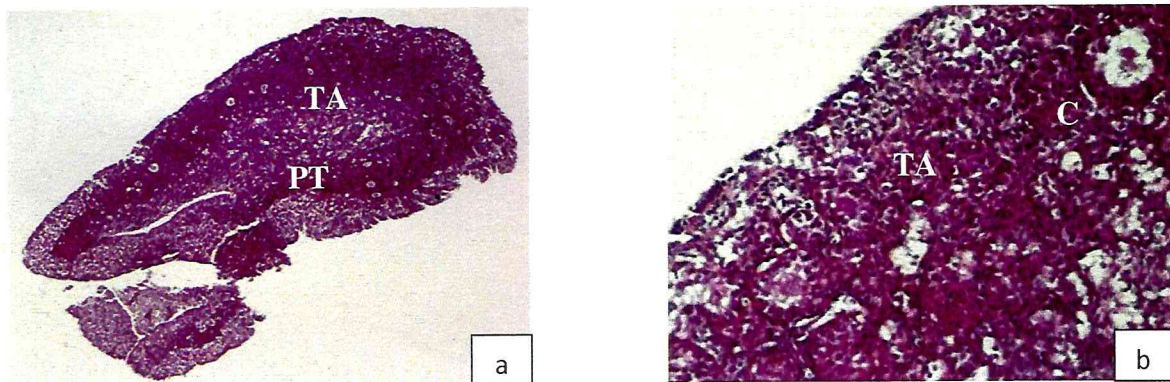
De l'ensemble des résultats obtenus au cours de l'expérimentation, le poids moyen du testicule est en corrélation positive avec l'âge ( $r = 0,86$  ;  $p < 0,01$ ), le poids corporel moyen ( $r = 0,85$  ;  $p < 0,01$ ) et le volume testiculaire moyen ( $r = 1,00$  ;  $p < 0,001$ ).

## II. Histologie du testicule

Les résultats histologiques du testicule de la caille japonaise âgée de 1 jour après éclosion à 8 semaines d'âge montrent :

- **A 1 jour après éclosion**

Le testicule est recouvert d'un épithélium de surface et d'une tunique albuginée (TA). En dessous de la tunique, il y'a la présence d'un parenchyme testiculaire (PT), constitué de noyaux des cellules présomatiques (appelées pré-Sertoli) et des cellules germinales primordiales. Les premiers cordons séminifères (C) sont reconnaissables à la périphérie des de la gonade (Figure 31).



TA : tunique albuginée; PT : parenchyme testiculaire; C : cordons séminifères. HE : a x40 ; b x400

**Figure 31:** Histologie du testicule des cailleteaux âgés de 1 jour après éclosion

- **De 1 à 3 semaines d'âge**

La tunique albuginée augmente en épaisseur et commence à se différencier en deux couches : une couche externe acellulaire fibreuse (*Tunica fibrosa*) et une couche interne cellulaire contenant plusieurs vaisseaux sanguins (*Tunica vasculosa*) (Figure 32).

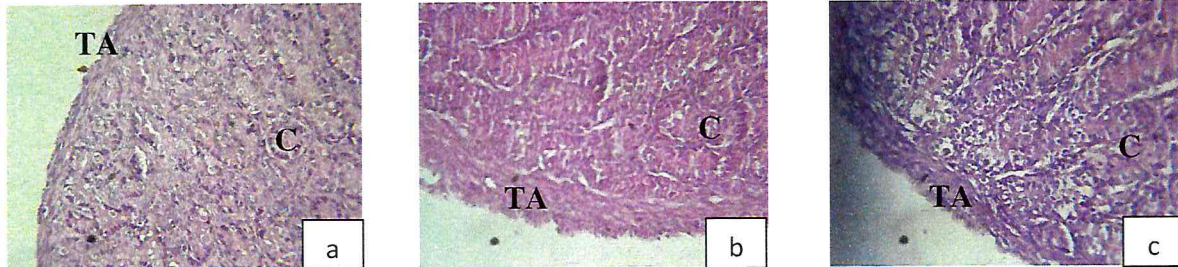
En profondeur, les cordons séminifères du parenchyme testiculaire sont entourés par une lame basale et une couche de cellules péricubulaires.

A cette période d'âge, ces cordons sont pleins et ne contiennent pas de lumière centrale. Les noyaux des cellules de pré-Sertoli sont sombres et de petites tailles par rapport aux noyaux des cellules germinales primordiales. Les noyaux de ces dernières apparaissent plus clairs et de grande taille (Figure 32).

Au niveau du tissu interstitiel, on observe des vaisseaux sanguins bien développés qui entourent les cordons séminifères, des cellules de Leydig en grand nombre et de taille

volumineuse qui apparaissent beaucoup plus sombres que les noyaux des cellules de pré-Sertoli et les cellules germinales.

A 3 semaines, de petits espaces commencent à se former à l'intérieur des cordons séminifères. Ils constituent l'ébauche de la future lumière qui transformera les cordons pleins en tubes séminifères (Figure 32c).



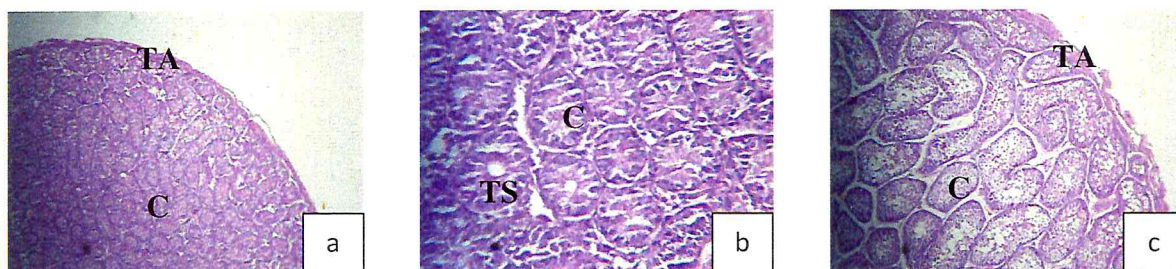
TA : tunique albuginée; C : cordons séminifères ; a : 1 semaine ; b : 2 semaines ; c : 3 semaines.  
HE : a, b, c x400

**Figure 32 :** Histologie du testicule des cailleaux de 1 à 3 semaines d'âge

- **De 4 à 5 semaines d'âge**

Au cours de la croissance, le tissu interstitiel subit une expansion. Les cordons séminifères sont progressivement séparés les uns des autres. Les cordons séminifères, délimités par une lame basale bien développée et entourés d'une couche de cellules périlitubulaires, contiennent des noyaux des cellules de Sertoli immature et des spermatogonies (cellules plus grandes et foncées). La position des spermatogonies par rapport à la lame basale est variable de la périphérie vers la lumière des cordons séminifères (Figure 33).

A 4 semaines d'âge, certains cordons séminifères commencent à acquérir une lumière centrale dans le compartiment tubulaire (Figure 33b).



TA : tunique albuginée; TS : tube séminifère ; C : cordons séminifères ; a, b : 4 semaines ; c : 5 semaines.  
HE : a, c x100 ; b x400

**Figure 33:** Histologie du testicule des cailleaux de 4 à 5 semaines d'âge

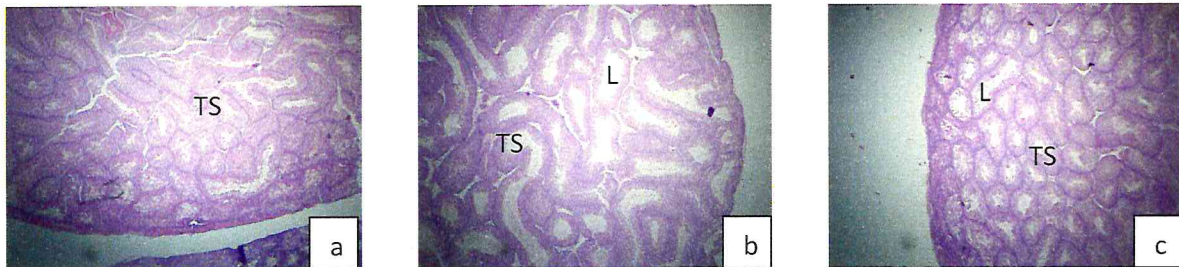
- **De 6 à 8 semaines d'âge**

Les observations des coupes histologiques montrent 2 types de tissu parenchymateux : le tissu interstitiel et l'épithélium séminifère (Figure 34).

Le tissu interstitiel observé est très réduit ; il contient des vaisseaux sanguins et des cellules de Leydig. Ces dernières sont rares, on les trouve seules ou en petits groupes dans l'espace interstitiel. Elles sont reconnues par leur noyau rond (Figure 34).

Les tubes séminifères à 6 semaines d'âge sont entourés d'une seule couche de cellules myoépithéliales aplaties (appelées cellules myoïdes périlitubulaires ou cellules périlitubulaires) avec des caractéristiques musculaires lisses qui entourent les tubes séminifères. En plus des couches de cellules myoépithéliales, il y a des fibroblastes et du tissu conjonctif recouvrant la lame basale des tubes séminifères (Figure 34).

A l'âge de 6 à 8 semaines, on observe dans tous les tubes séminifères des cellules de Sertoli matures et les cellules de la spermatogenèse (spermatogonies, spermatozytes primaire et secondaire, spermatides et spermatozoïdes) de la périphérie jusqu'à la lumière des tubes séminifères.



TS : tube séminifère ; L : lumière ; a : 6 semaines, b : 7 semaines ; c : 8 semaines. HE : a, b, c x100

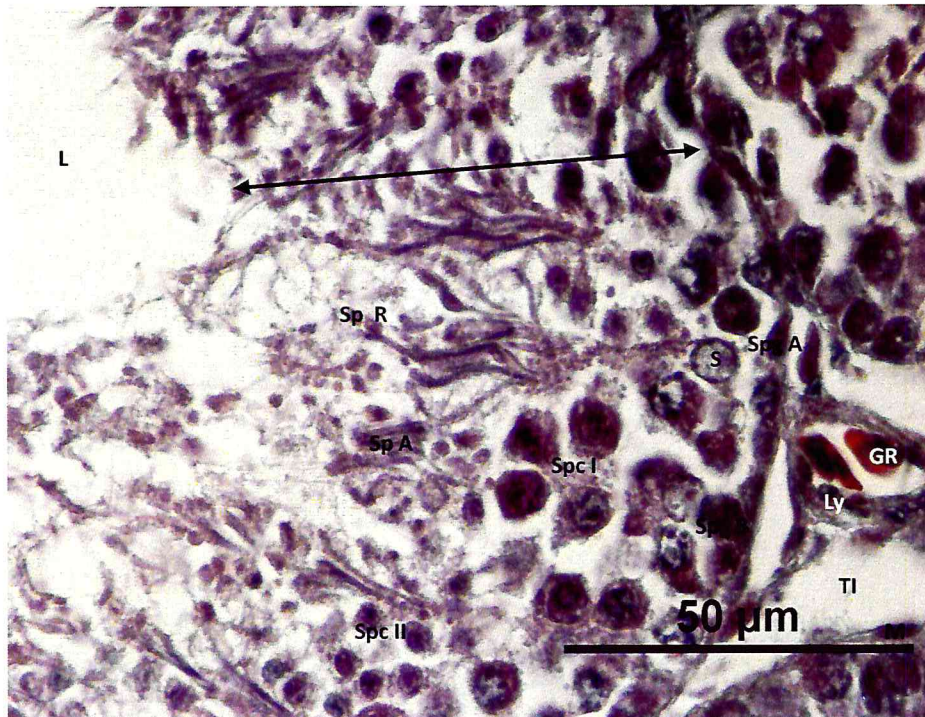
**Figure 34 :** Histologie du testicule de la caille de 6 à 8 semaines d'âge

Les caractéristiques histologiques de chaque type de cellule observée dans un épithélium séminifère sont présentées dans la figure 35 :

- **Cellule de Sertoli** est caractérisée par un noyau clair et une position plus avancée dans l'épithélium séminifère et parfois collée à la lame basale.
- **Spermatogonies** sont retrouvées à la périphérie. On distingue trois types chez la caille :
  - \* Spermatogonies de type A : caractérisées par un noyau ovoïde. Ce sont les cellules les plus volumineuses ; elles sont en contact direct avec la lame basale.
  - \* Spermatogonies de type B : elles sont les plus petites avec un noyau arrondi. Ce type de spermatogonie a un contact moins important avec la lame basale ; elles sont isolées par le cytoplasme de la cellule de Sertoli. Elles présentent un noyau fortement

coloré avec l'Hématoxyline-Eosine apparaissant plus foncé que celui des autres spermatogonies.

- \* Spermatogonies intermédiaires I : elles ressemblent aux spermatogonies de type A mais avec une plus petite taille.



L : lumière ; S : noyau de la cellule de Sertoli ; Spg A : spermatogonie A ; Spg B : spermatogonie B ; Spc I : spermatocyte I ; Spc II : spermatocyte II ; Sp R : spermatide ronde ; Sp A : spermatide allongée ; TI : tissu interstitiel ; Ly : cellule de Leydig ; GR : globule rouge ; ↔ : épithélium séminifère. HE : x1000

**Figure 35** : Histologie du testicule de la caille âgée de 6 semaines

- **Spermatocytes** sont de deux types :
  - \* **Spermatocytes de type I** qui sont confondue avec les spermatogonies de type B mais on les distingue par leur plus grande taille du noyau et une position plus avancée dans l'épithélium séminifère.
  - \* **Spermatocytes de type II** sont caractérisées par un noyau plus petit que celui des spermatocytes de type I.
- **Spermatides**, on distingue deux catégories :
  - \* **Spermatides rondes** : ce sont les plus petites cellules rondes observées dans l'épithélium séminifère.

\* **Spermatides allongées** : ce sont des petites cellules ovale et allongée avec une tête sombre et longue, avec un flagelle qui fait saillie dans la lumière appelées spermatozoïdes. La présence de ces derniers à l'âge de 6 semaines témoigne que la caille japonaise utilisée a atteint l'âge de la maturité sexuelle (spermatogenèse complète).

# DISCUSSION

## I. Evolution des paramètres biométriques

### I.1. Evolution du poids corporel

L'évolution du poids corporel moyen, obtenu dans notre expérimentation, montre une augmentation continue et linéaire de 1 jour après éclosion ( $7,7 \pm 0,3$ g) jusqu'à l'âge de 8 semaines ( $164,4 \pm 4,5$  g). Plusieurs auteurs ont rapporté le même profil d'évolution du poids corporel chez la caille *Coturnix japonica* (Kızılkaya et al., 2005, Kızılkaya et al., 2006 et Vatsalya et Arora, 2012).

A 1 jour après éclosion, le poids corporel moyen obtenu ( $7,7 \pm 0,3$  g) dans notre travail est comparable avec les données bibliographiques (Almeida et al., 2002; Balçioğlu et al., 2005; Özbey et al., 2006; Deyab Ibrahim Mohamad Aboul-Seoud, 2008; Berrama et al., 2011; Vatsalya et Arora, 2012), à la fois pour les lignées sélectionnées et non sélectionnées de la caille japonaise (Tableau 4).

Au cours de la croissance, le poids corporel retrouvé à différents âges est comparable, inférieur ou supérieur aux résultats rapportés par de nombreux auteurs chez la caille japonaise (Tableau).

A l'âge de 3 semaines après éclosion (âge du dimorphisme sexuel phénotypique) (Woodard, 1973), le poids corporel moyen obtenu de  $53,3 \pm 4,1$ g est inférieur à celui rapporté chez la caille japonaise de la lignée lourde et légère (Balçioğlu et al., 2005), de la lignée non sélectionnée (Almeida et al., 2002 ; Balçioğlu et al., 2005; Özbey et al., 2006; Berrama et al., 2011) et de la lignée italienne (Almeida et al., 2002) (Tableau 4).

A 6 semaines d'âge (âge de la maturité sexuelle) (Woodard, 1973), le poids corporel moyen obtenu chez la caille mâle atteint une valeur de  $138 \pm 4,8$  g. Notre résultat est supérieur à celui rapporté par Almeida et al. (2002) et Vatsalya et Arora (2012) chez la caille japonaise non sélectionnée ; par contre, il est inférieur au poids corporel rapporté par Balçioğlu et al. (2005) chez la lignée lourde et légère ; par Özbey et al. (2006), Deyab Ibrahim Mohamad Aboul-Seoud (2008) et Berrama et al. (2011) chez la lignée non sélectionnée et par Almeida et al. (2002) chez la lignée italienne (Tableau 4).

Les différences observées entre nos résultats et ceux rapportés par différents auteurs pour le poids corporel de la caille japonaise enregistré à différents âges peut être éventuellement due à une ou plusieurs raisons différentes, telles que les différences liées aux conditions d'élevage, d'ambiance, d'alimentation, de conduite d'élevage et aux différences de constitution génétique (Tableau 4).



**Tableau 4 :** Synthèse bibliographique du poids corporel (g) en fonction de l'âge chez la caille

Age	Résultats personnels	Deyab Ibrahim Mohamed Aboul- Seoud (2008)		Balcioglu et al. (2005)			Özbek et al. (2006)	Vatsalya et Arora (2012)	Almeida et al. (2002)		Berrama et al. (2011)	
		Lignée *	Lignée *	Lignée lourde (High)	Lignée légère (Low)	Lignée * (Contrôle)			Lignée italienne	Lignée* japonaise	Lignée* Lot 1	Lignée* Lot 2
J1	7,7±0,3	7,52±0,08	-	8,7±0,07	7,5±0,05	8,1±0,04	-	-	6,8±0,3	6,0±0,2	-	-
S1	16±0,9	-	-	28,5±0,38	21,4±0,32	25,0±0,22	28,64	18,7	25,5±1,0	21,4±1,7	23,4±3,85	18,7±3,56
S2	34,5±2,7	41,05±0,49	-	66,9±0,91	45,1±0,75	49,2±0,45	63,25	40,2	57,6±1,16	43,8±1,7	43±9,07	52,8 ±6,77
S3	53,3±4,1	-	-	114,4±1,37	79,2±1,16	81,3±0,65	91,75	63,2	95,9±4,9	66,0±3,3	77,7±11,6	81,8 ±14,4
S4	84,7±3,1	124,37±1,08	-	155,2±1,56	111,3±1,24	181,3±0,83	126,01	80,1	135,3±5,0	87,4±4,8	107 ±14,6	116 ±18,4
S5	108,2±3,1	-	-	194,7±1,31	138,6±1,05	146,0±0,82	159,69	84,2	167,6±7,5	101,4±6,1	136±16,5	133 ±17,7
S6	138,0±4,8	168,25±1,00	-	212,1±1,32	148,1±1,10	165,4±0,83	177,61	93,3	177,2±8,2	101,4±3,4	150±16,6	145±16,8
S7	149,5±5,2	-	-	218,6±1,41	157,2±1,07	171,6±0,98	-	98,3	180,2±6,7	103,1±2,0	-	-
S8	164,4±4,5	-	-	222,5±1,52	157,5±1,95	169,1±0,91	-	-	-	-	-	-

\* lignée non sélectionnée

## **I.2. Evolution de la longueur du tarse et de l'aile pliée**

La longueur moyenne du tarse et de l'aile pliée des cailleteaux *Coturnix japonica* mâles à 1 jour après éclosion est de  $1,6 \pm 0,0$  cm et de  $2,2 \pm 0,1$  cm respectivement.

Au cours de la croissance des cailleteaux, la longueur moyenne du tarse et de l'aile pliée montre une évolution linéaire et continue pour atteindre respectivement une valeur maximale à l'âge de 6 et 7 semaines. Au-delà de ces âges, les deux paramètres se stabilisent jusqu'à la fin de l'expérimentation (8 semaines d'âge). Krobanek et *al.* (2004) ont rapporté des résultats identiques chez la même espèce.

Ces mensurations biométriques (longueur du tarse et de l'aile pliée) sont utilisées pour estimer l'âge chez les oiseaux (Levesque et *al.*, 2009).

## **I.3. Evolution du volume testiculaire**

Le volume moyen des testicules gauche et droit, à l'âge de 2 semaines après l'éclosion présenté dans nos résultats, est de  $3,7 \pm 0,5$  mm<sup>3</sup>. A l'âge de 16 jours, un volume testiculaire supérieur à notre résultat a été rapporté chez la même espèce par Vatsalya et Arora (2012).

L'évolution du volume moyen du testicule montre une augmentation continue de 2 à 8 semaines d'âge ; avec une première augmentation importante observée entre la 3<sup>ème</sup> à 4<sup>ème</sup> semaine d'âge chez la caille mâle. Le même profil d'évolution a été obtenu pour le poids testiculaire ; en effet, une corrélation positive hautement significative existe entre le poids et le volume testiculaire en fonction de l'âge ( $r = 1,00$  ;  $p < 0,001$ ). Nos résultats obtenus sont comparables à ceux rapportés par Škrobánek et *al.* (2009) et Vatsalya et Arora (2012) chez la caille japonaise.

L'analyse des résultats du volume testiculaire droit et gauche montre que le volume du testicule droit est légèrement plus élevé que le volume du testicule gauche entre la 2<sup>ème</sup> et 3<sup>ème</sup> semaine d'âge. A partir de la 4<sup>ème</sup> semaine et jusqu'à la 8<sup>ème</sup> semaine d'âge, un dimorphisme testiculaire en faveur du testicule gauche est observé. Selon les résultats de Vatsalya et Arora (2012), cette asymétrie du volume testiculaire en faveur du testicule gauche est plus évidente à partir du 20<sup>ème</sup> jour.

## **I.4. Evolution du poids testiculaire**

Dans la présente étude, le poids testiculaire moyen est de 1,10 mg chez les cailleteaux âgés d'une semaine d'âge. A cet âge (J8), Vatsalya et Arora (2012) ont rapporté un poids légèrement comparable (1,4 mg).

Au delà de cet âge, le poids testiculaire augmente pour atteindre une valeur de  $889,8 \pm 118,7$  mg à l'âge de 6 semaines (âge de la maturité sexuelle). Marin et Satterlee (2004); Sedqyar et al. (2008); Skrobanek et al. (2009) et Vatsalya et Arora (2012) ont rapporté un poids testiculaire moyen supérieur à 500 mg chez la caille japonaise au même âge. Selon Purcell et Wilson (1975), la maturité sexuelle est atteinte lorsque le poids testiculaire est de 500 mg se traduisant du point histologique par une spermatogenèse complète.

Le résultat de l'évolution du poids testiculaire au cours de l'âge chez les cailleteaux montre que la croissance des testicules (gauche et droit) est faible durant les 4 premières semaines après éclosion, puis modérée entre la 4<sup>ème</sup> et 5<sup>ème</sup> semaine d'âge, accélérée entre la 5<sup>ème</sup> et la 7<sup>ème</sup> semaine d'âge et faible de la 7<sup>ème</sup> et la 8<sup>ème</sup> semaine d'âge. Une évolution comparable a été décrite par Sedqyar et al. (2008) ; Škrobánek et al. (2009) et Vatsalya et Arora (2012).

Les résultats de la croissance testiculaire obtenus au cours de notre travail révèlent une première augmentation très importante du poids testiculaire est observée entre la 3<sup>ème</sup> et 4<sup>ème</sup> semaine d'âge ; cette croissance est due à une sécrétion de LH qui est responsable de la sécrétion de la testostérone (Sedqyar et al., 2008). Cette dernière stimule la croissance rapide des testicules selon Sedqyar et al. (2008).

L'augmentation du poids et du volume testiculaire au cours de la croissance des cailleteaux est principalement due à l'allongement et l'élargissement du diamètre des tubes séminifères et à une prolifération des cellules germinales (Bhavna et Geeta, 2010).

L'analyse du développement du testicule droit et gauche rapportée dans nos résultats, montre que le poids des testicules gauche et droit est comparable au cours des 3 premières semaines d'âge après éclosion. Au-delà de cet âge, le poids du testicule gauche est supérieur à celui du testicule droit. Nos résultats sont en accord avec ceux rapportés chez la même espèce *Coturnix coturnix* (caille japonaise) par Vatsalya et Arora (2012) et Škrobánek et al. (2009) et chez d'autres espèces comme l'oiseau jungle babbler (Bhavna et Geeta, 2010), la volaille (*Gallus domesticus*) (Bull et al., 2007), la dindon (*Meleagris gallopavo*) (Noirault et al., 2006). Cette asymétrie est une situation courante chez les oiseaux ; le testicule d'un côté, souvent à gauche, est plus développé pour être plus grand que l'autre (Lake, 1981; Briskie et Montgomerie, 2007). Plusieurs hypothèses ont été proposées pour expliquer l'asymétrie testiculaire en faveur du coté gauche. Witschi (1935) a émis l'hypothèse, que l'asymétrie de la gonade mâle est liée à des contraintes d'espace dans la cavité abdominale chez le mâle, et certains organes tels que le foie et le gésier, sont positionnées asymétriquement et peuvent limiter l'espace disponible pour la croissance de chaque testicule. L'explication de cette asymétrie des testicules reste inconnue

mais peut être due à un nombre inégal de cellules germinales primordiales incorporés durant la vie embryonnaire (Hocking, 1992).

## **II. Histologie du testicule**

Après une analyse des données bibliographiques existantes, à notre connaissance aucune étude n'a fourni une description histologique de l'évolution du testicule au cours de la croissance de l'éclosion jusqu'à l'âge adulte. Des informations histologiques sont disponibles sur la spermatogenèse mettant l'accent sur les étapes spécifiques de la spermatogenèse, la spermiogenèse et/ou des spermatozoïdes matures (Scheib, 1973 ; Al-Tememy, 2010).

La spermatogenèse est un processus complexe dans lequel les cellules souches (spermatogonies) se divisent par mitose, subissent la méiose, puis se différencient dans l'une des cellules mobiles, les spermatozoïdes, à l'intérieur du testicule.

Les résultats histologiques sont discutés par rapport à l'âge de maturité sexuelle (spermatogenèse complète). L'analyse des observations histologique montre :

### **- A 1 jour après éclosion**

Les résultats des histologiques montrent que le testicule, à cet âge chez la caille japonaise, est enveloppé d'un épithélium de surface et d'une tunique albuginée avec la présence d'un parenchyme testiculaire en profondeur. Ce parenchyme est constitué de cellules de pré-Sertoli (cellules de Sertoli immature) et des cellules germinales primordiales. Quelques cordons séminifères sont reconnaissables à la périphérie du testicule. Selon Castro de Brito (2006), le développement de la tunique albuginée à la périphérie extrême de la gonade coïncide avec le temps de l'agrégation des cellules à la fois somatique (pré-Sertoli) et germinale (cellule primordiale) pour former des cellules testiculaires, qui seront les futures cordons précurseurs des tubes séminifères. Les premiers cordons sont facilement reconnaissables à la périphérie de la gonade mâle alors que l'intérieur est constitué d'un réseau gonadique de cellules mésenchymateuses et polygonales à paroi mince.

Chez le poussin (*Gallus domesticus*), Zhang et al. (2012) ont décrit que les tubes séminifères présentent un petit diamètre et ne possèdent pas de lumière centrale. Un grand nombre de cellules de Sertoli est localisé le long de la membrane basale des tubes séminifères, et un nombre réduit de spermatogonies est situé le long de la membrane basale ou dans la région centrale des tubes séminifères.

Chez l'autruche, certaines structures tubiformes similaires à des tubes séminifères ont été observés entourés de nombreuses cellules germinales primordiales et spermatogonies mais sans apparition de tubes séminifères complètement formés (Wei et *al.*, 2011).

#### - Avant la maturité sexuelle

L'organisation générale de la structure histologique du testicule, de la caille âgée de 1 à 5 semaines, est identique à celle des autres espèces d'oiseaux.

Les résultats histologiques montrent que le testicule de la caille est entouré par une capsule dense de tissu conjonctif. Cette capsule testiculaire chez les oiseaux est composée de trois tuniques : une tunique externe mince, *tunica serosa* ; une tunique épaisse, *tunica albuginea* et une tunique très mince, *tunica vasculosa* d'après Hodges (1974).

Nos observations histologiques ont révélé que le testicule de la caille contient deux types de tissu parenchymateux: le tissu interstitiel et l'épithélium séminifère. Le tissu interstitiel contient des vaisseaux sanguins, des cellules lymphatiques et des cellules de Leydig. Il n'y a pas de tissu interstitiel bien développé (septa) pour diviser les testicules en lobules parce qu'il y a très peu de tissu conjonctif entre les tubes séminifères adjacents et les cellules de Leydig. Ces mêmes observations ont été rapportées chez la caille (Scheib, 1973 ; Al-Tememy, 2010), le coq (Zhang et *al.*, 2012) , la dindon (Bakst et *al.*, 2007), l'autruche (Wei et *al.*, 2011) où les cellules de Leydig ont été trouvées seules ou en petits groupes, principalement dans les espaces larges du tissu interstitiel. Ils sont reconnus par leur petit noyau rond et acidophile et un cytoplasme présentant un aspect souvent mousseux.

A 3 semaines d'âge, de petits espaces commencent à se former à l'intérieur des cordons séminifères. Ils constituent l'ébauche de la future lumière qui transformera le cordon séminifère plein en tube séminifère. Des observations comparables ont été décrites par Scheib (1973) chez le poussin de la caille japonaise.

A 4 semaines d'âge, quelques tubes séminifères apparaissent identifiés par la présence d'une lumière centrale dans le compartiment tubulaire.

#### - A la maturité sexuelle

L'analyse des résultats histologiques des testicules de la caille âgée de 6 à 8 semaines montre que les tubes séminifères sont organisés sous forme d'un épithélium séminifère pluristratifié contenant deux types de cellules : cellules de Sertoli matures et des cellules germinales révélant une spermatogenèse complète. La structuration globale des tubes séminifères rapportée dans nos résultats, caractérisée par la formation de manière complexe et très anastomotique, est

comparable à celle de la caille japonaise (Al-Tememy, 2010) et chez d'autres espèces d'oiseaux (Deviche et *al.*, 2011 ; Zhang et *al.*, 2012) mais différente de celle des autres mammifères. Les tubes séminifères observés à cette période d'âge sont délimités extérieurement par une seule couche de cellules polygonales aplaties, cellules myoïdes ou pérítubulaire, avec des caractéristiques musculaires lisses. Cette observation est en accord avec les résultats de Rothwell et Tingari (1973) qui décrivent de minces couches concentriques de cellules myoépithéliales, des fibroblastes et des fibres de tissu conjonctif recouvrent la lame basale du tube séminifère.

Les tubes séminifères des testicules observés chez la caille sont délimités par un épithélium stratifié formé par des cellules germinales et des cellules de Sertoli. Les spermatogonies sont les cellules les plus immatures de la spermatogenèse; ce sont de petites cellules rondes avec un noyau sombre et rond, qui se trouvent à la limite de la membrane basale. Les trois types de spermatogonies observés ont été rapportés par Bakst et *al.* (2007), chez la dindon adulte. Ces cellules subissent des divisions mitotiques et forment des spermatocytes primaires, grandes cellules dont le noyau montre souvent une chromatine distincte. Ces derniers sont facilement reconnaissables par leur plus grande taille par rapport aux autres cellules de l'épithélium séminifères (Bakst et *al.*, 2007). Les spermatocytes primaires sont soumis à la première division méiotique, donnant lieu à des cellules plus petites, les spermatocytes secondaires. Ce sont des cellules qui sont rarement observées parce qu'ils subissent la deuxième division méiotique peu de temps après leur apparition, formant ainsi des spermatides haploïdes.

Les spermatides précoces (ou rondes) sont caractérisées par une petite taille de forme ronde avec un noyau pâle et qui se présentent sous forme de grappe dirigée vers la lumière du tube séminifère. Les spermatides tardives (ou allongées) sont caractérisées par une petite taille, de forme ovale à allongée, une tête sombre et longue et une queue qui fait saillie dans la lumière des tubes séminifères. Elles sont libérées à partir de l'épithélium séminifère et sont ainsi appelés spermatozoïdes.

Cette observation est en accord avec celle de Bacha et Bacha (2000) qui décrivent le déroulement de la spermatogenèse chez les oiseaux comme celui des mammifères. La spermatogenèse est caractérisée d'abord par une série de divisions mitotiques des spermatogonies pour donner des spermatocytes primaires et des spermatocytes secondaires. Ces cellules subissent une division méiotique aboutissant à la formation des spermatides. Ces dernières se différencient pour former des cellules mobiles, les spermatozoïdes.

Les cellules de Sertoli sont de grande taille, formant des colonnes qui s'étendent à partir de la membrane basale à la limite luminale de l'épithélium séminifère. Cooksey et Rothwell (1973) rapportent que les cellules de Sertoli des volailles sont généralement similaires à celles décrites

chez les autres mammifères. Ces cellules ont un noyau généralement irrégulier et un nucléole de taille très importante ; il est situé à proximité de la lame basale chez la plupart des oiseaux, sauf chez l'autruche où il se trouve dans la partie médiane de la cellule. Chez le coq, il y'a moins de contacts avec la base de membrane basale que chez les mammifères. Ces cellules de Sertoli jouent un rôle important dans la détermination de la taille des testicules, le nombre de cellules germinales et le taux de production de sperme chez l'adulte (Atanassova et *al.*, 2005).

## Conclusion

L'étude biométrique et histologique du développement des testicules, réalisé chez la caille japonaise (*Coturnix japonica*) au cours des huit premières semaines d'âge après éclosion, a montré que

- Les paramètres biométriques sont en corrélation positive avec l'âge
- Le profil d'évolution du poids corporel, du volume et du poids testiculaire est comparable
- le poids corporel est en corrélation positive avec l'âge, le poids et le volume testiculaire
- La spermatogenèse complète mise en évidence par examen histologique est observée à l'âge de 6 semaines

Sur la base de nos résultats obtenus, le poids corporel pourrait être utilisé comme un moyen indicateur de la maturité sexuelle (spermatogenèse complète).



**REFERENCES**  
**BIBLIOGRAPHIQUES**

Adkins-Regan E., 1999. Foam produced by male coturnix quail what is it function ? The Auk., 116 (1), 184-196

Aire T.A., 1997. The structure of the interstitial tissue of the active and resting avian testis. Onderstepoort J. Vet. Res., 64, 291-299

Aire T.A., Ozegbe P.C., 2007. The testicular capsule and peritubular tissue of birds: morphometry, histology, ultrastructure and immunohistochemistry. J. Anat., 210 (6), 731-40

Ali A., Cheng K.M., 1985. Early egg production in genetically blind (rc/rc) chickens in comparison with sighted (Rc+/rc) controls. Poult. Sci., 64 (5), 789-94

Almeida M.I.M., Oliviera E.G., Ramos P.R., Veiga N., Dias K., 2002. Growth performance of meat male quails (*Coturnix sp.*) of two lines under nutritional environments. Arch. Vet. Sci., 7 (2), 103-108

Al-Tememy H.S.A., 2010. Histological study of testis in Quail (*Coturnix coturnix japonica*). Al-Anbar J. Vet. Sci., 3 (2), 36-44

Amir D., Braun-Eilon B., Schindler H., 1973. Passage and disappearance of labelled spermatozoa in the genital tract of the male Japanese quail in segregation or cohabitation. Ann. Biol. Anim. Biochim. Biophys., 13(3), 321-8

Anonyme : <http://fr.wikipedia.org/wiki/Coturnix>

Atanassova N.N., Walker M., McKinnell C., Fisher J.S., Sharpe R.M., 2005. Evidence that androgens and oestrogens, as well as follicle-stimulating hormone, can alter Sertoli cell number in the neonatal rat. J. Endocrinol., 184, 107-117

Bacha W.J., Bacha L.M., 2000. Color atlas of veterinary histology. Second Ed.

Bakst M.R., Akuffo V., Trefil P., Brillard J.P., 2007. Morphological and histochemical characterization of the seminiferous epithelial and Leydig cells of the turkey. Anim. Reprod. Sci., 97, 303-313

Balcioğlu M.S., Kızılkaya K., Yolcu H.İ. and Karabağ K., 2005. Analysis of growth characteristics in short-term divergently selected Japanese quail. South Afr. J. Anim. Sci., 35 (2), 83-89

Benoit J. et Assenmacher I. Rôle d'une voie retino-hypothalamo-hypophysaire dans la gonadostimulation lumineuse chez les oiseaux et les mammifères.- Action de la lumière blanche et des radiations de différentes longueurs d'onde. B20. 1-12

Berrama Z., Mefti H., Kaidi R., Souames S., 2011. Caractérisation zootechnique et paramètres génétiques des performances de croissance de la caille japonaise *Coturnix japonica* élevée en Algérie. *Livestock Research for Rural Development*, 23, Article #3

Bhavna B., Geeta P., 2010. Histological and histomorphometric study of gametogenesis in breeders and helpers of sub-tropical, co-operative breeder jungle babbler, *Turdoides striatus*. J. Cell Anim. Biol., 4 (5), 81-90

Blum J.C., Cabrera-Saadoun M.C., Larbier M., Laury V., Leclercq B., Lessir M., Plouzeau M., Sauveur B., Stevens P., 1989. Recommandations alimentaires. 47-145. In « Alimentation des animaux monogastriques porc, lapin volailles ». INRA, 2<sup>e</sup> Ed quae. 291p

Brillard J.P., 1981. Influence de la photopériode quotidienne sur le développement des testicules et sur l'établissement de la spermatogenèse chez la pintade. Thèse, Faculté des Sciences exactes et Naturelles de l'Université de Tours, 68p

Briskie J.V., Montgomerie R., 1997. Sexual selection and and intromittent organ of birds. J. Avian. Biol., 28, 73 – 86

Briskie J.V., Montgomerie R., 2007. Testis size, sperm size and sperm competition. In Reproductive biology and phylogeny of birds. Part A: Phylogeny, morphology, hormones, fertilization. Ed. B. G. M. Jamieson, 513–551

Bull M.L., Martins M.R.F.B., Cesario M.D., Padovani C.R., Mendes A.A., 2007. Anatomical study on domestical fowl (*Gallus domesticus*) : Reproductive system. Int. J. Morphol., 25 (4), 709-716

Castro de Brito L.F., 2006. Nutrition, metabolic hormones, and sexual development in bulls. Thèse de Docteur en philosophie, 179p

Chalah T., Seigneurin F., Blesbois E., Brillard J.P. (1999). *In vitro* comparison of fowl sperm viability in ejaculates frozen by three different techniques and relationship with subsequent fertility *in vivo*. Cryobiology, 39 (2), 185-91

Cheng K.M., Bennett D.C., Mills A.D., 2010. The Japanese quail. Chapitre 42, 655- 668. In : The UFAW handbook on The Care and Management of Laboratory and Other Research Animals Edited by Hubrecht R. and Kirkwood J., 837p

Clulow J., Jones R.C., 1982. Production, transport, maturation, storage and survival of spermatozoa in the male Japanese quail, *Coturnix coturnix*. J. Reprod. Fert., 64, 259-266

Clulow J., Jones R.C., 1988. Studies of fluid and spermatozoal transport in the extratesticular ducts of the Japanese quail. J Anat. 157 :1–11.

Cooksey E.J., Rothwell B., 1973. The ultrastructure of the Sertoli cell and its differentiation in the domestic fowl (*Gallus domesticus*). J. Anat., 114, 329-345

de Reviere, M., 1971. Le développement testiculaire chez le coq. II. Morphologie de l'épithélium séminifère et établissement de la spermatogenèse. Ann. Biol. Anim. Biochem. Biophys., 11, 531-546

de Reviere M., 1974. Le développement testiculaire chez le coq. III. Influence de la durée d'éclairement appliquée en photopériodes constantes. Ann. Biol. Anim. Biochim. Biophys., 11, 531-546

Deviche P., Hurley L.L., Bobby Fokidis H., 2011. Chapter 2 : Avian Testicular Structure, Function, and Regulation. Horm. Reprod. Vertebrates, Volume 4-Birds, 27-70

Deyab Ibrahim Mohamed Aboul- Seoud, 2008. Divergence selection for growth and egg production traits in japanese quail. Thesis of Doctor of philosophy in Agricultural Sciences, 90p

Faure A.K., 2011 : Généralités sur la procréation, la méiose, la spermatogenèse. Université Joseph Fourier de Grenoble. Année universitaire 2010/2011.

Foster R.G., Follett B.K., 1985. The involvement of a rhodopsin-like photopigment in the photoperiodic response of the Japanese quail. *J. Comp. Physiol. A.*, 157, 519-528

Gerken M., Mills A.D., 1993. Welfare of domestic quail. *In* : Savory C.J., Hughes B.O. Ed. Proceedings of the fourth European symposium on poultry welfare. Potters Bar, Universities Federation for Animal Welfare, 158-176

Hazard D., Couty M., Faure J.M., Guémené D., 2005. Relationship Between Hypothalamic-Pituitary-Adrenal Axis Responsiveness and Age, Sexual Maturity Status, and Sex in Japanese Quail Selected for Long or Short Duration of Tonic Immobility. *Poult. Sci.*, 84, 1913-1919

Hocking P.M., 1992. Bilateral testicular asymmetry and supernumerary testes in the domestic fowl (*Gallus domesticus*). *Br. Poult. Sci.*, 33, 455-60

Hodges R.D., 1974. *The Histology of the Fowl*. London: Academic Press, 648p

Homma K., 1969. Gonadal development in the Japanese quail after local photostimulation to the brain. Seminar on hypothalamic and endocrine functions in birds, Tokyo, p 53

Howard J.G., Wildt D.E., Chakraborty P.K., Bush M., 1983. Reproductive traits including seasonal observations on semen quality and serum hormone concentrations in the dorcas gazelle. *Theriogenology*, 20, 221-234

Ingkasuwan P., Ogasawara F.X., 1966. The effect of light and temperature and their interaction on the semen production of White Leghorn males. *Poult. Sci.*, 45, 1199-1206

Jones R.C., Lin M., 1993. Spermatogenesis in birds. *Oxford Rev. Reprod. Biol.*, 15, 233-264

Kaur S., Mandal A.B., Singh K.B., Kadam M.M., 2008. The response of Japanese quails (heavy body weight line) to dietary energy levels and graded essential amino acid levels on growth performance and immuno-competence. *Livestock Sci.*, 117 (2-3), 255-262

Kayang B.B., Vignal A., Inoue-Murayama M., Miwa M., Monvoisin J.L., Ito S., Minvielle F., 2004. A first generation micro-satellite linkage map of the Japanese quail. *Anim. Genetics*, 35, 195-200

Kızılkaya K., Balcı oğlu M.S., Yolcu H.I., Karabağ K., 2005. The application of exponential method in the analysis of growth curve for Japanese quail. *Arch. Geflügelk.*, 69 (5), 193-198

Kızılkaya K., M.S. Balcı lu, H.İ. Yolcu, K. Karaba and I.H. Genc, 2006. Growth curve analysis using nonlinear mixed model in divergently selected Japanese quails. *Arch. Geflügelk.*, 70 (4) S., 181-186

Korn N., Thurston R.J., Pooser B.P., Scott T.R., 2000. Ultrastructure of spermatozoa from Japanese quail. *Poult. Sci.*, 79 (1), 86-93

Krobánek P., Hrbatá M., Baranovská M., Juráni M., 2004. Growth of Japanese Quail Chicks in Simulated Weightlessness. *Acta Vet. BRNO*, 73, 157-164

Lake P.E., 1981. Male genital organs. *In*: King A.S., McLelland J., editors. Form and Functions in Birds. Vol. 2. London: Academic Press, 1-61p

Levesque A., Mathurn A., Chevry L., Duzont F., 2009. Suivi de l'avifaune en Guadeloupe. Rapport Amazona n°12. Suivi 2006 – 2009

Lewin V., 1963. Reproduction and development of young in a population of californian quail. *The Condor*, 65 (4), 249-178

Lin M., Jones R.C., 1990. The cycle of the seminiferous epithelium in the Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*) and estimation of its duration. *J.Reprod. Fert.*, 88, 481 – 490

Lin M., Jones R.C., 1992. Renewal and proliferation of spermatogonia during spermatogenesis in the Japanese quail, *Coturnix coturnix japonica*. *Cell Tissue Res.*, 267, 591-601

Lucotte G., 1975. L'élevage de la caille (Précis de coturniculture). Ed. Vigot Frères, 82p

Maekawa M., Kamimura K., Nagano T., 1996. Peritubular myoid cells in the testis : their structure and function. *Arch. Histol. Cytol.*, 59,1-13

Marin R.H., Satterlee D.G., 2004. Cloacal gland and testes development in male Japanese quail selected for divergent adrenocortical responsiveness. *Poult. Sci.*, 83, 1082-1034

Ménasse V., 1986. Élevage rentable des cailles. Ed. de Vecchi, 125p

Mizutani M. The Japanese Quail. Laboratory Animal Research Station, Nippon Institute for Biological Science, Kobuchizawa, Yamanashi, Japan, 143-163

Mohmond T.H., Coleman T.H., 1967. A comparison of the proportion of component parts of Bobwhite and *Coturnix* eggs. *Poult. Sci.*, 46, 1168-1171

Noirault J., Brillard J.P., Bakst M.R., 2006. Spermatogenesis in the turkey (*Meleagris gallopavo*): Quantitative approach in immature and adult males subjected to various photoperiods. *Theriogenology*, 65, 845-859

Oishi T., Konishi T., Kato M., 1966. Investigation of photo-recepting mechanism to control the gonadal development in Japanese Quail. *Environ. Cont. Biol.*, 3, 87 - 90

Oriol A., 1987. L'élevage de la caille, du faisan et du perdreau. Ed. Maison rustique, 77p

Özbey O., Yildiz N., Esen F., 2006. The effects of high temperature on breeding characteristics and the living strength of the Japanese quails (*Coturnix coturnix japonica*). *Int. J. Poult. Sci.*, 5 (1), 56-59

Poole H. K., 1965. Egg Shell Pigmentation in Japanese Quail: Genetic Control of the White Egg Trait. *J. Heredity*, 55, 136-138

Reddish J.M., Nestor K.E., Lilburn M.S., 2003. Breeding and genetics: Effect of Selection for Growth on Onset of Sexual Maturity in Randombred and Growth-Selected Lines of Japanese Quail. *Poult. Sci.*, 82, 187-191

Rothwell B., Tingari MD., 1973. The ultrastructure of the boundary tissue of the seminiferous tubule in the testis of the domestic fowl (*Gallus domesticus*). J. Anat., 114, 321-328

Sauveur B., 1988. Reproduction des volailles et production d'œufs. Ed. INRA, 449p

Sauveur B., 1996. Photopériodisme et reproduction des oiseaux domestiques femelles. Prod. Anim., INRA, 9 (1), 25-34

Scheib D., 1973. Les cellules sécrétrices testiculaires du poussin de la caille japonaise : Différenciation de leur ultrastructure et rapport avec leurs potentialités stéroïdogènes. Dev. Growth Diff., 15 (4), 315-328

Sedqyar M., Weng Q., Watanabe G., Kandiel M.M., Takahashi S., Suzuki A.K., Taneda S., Taya K., 2008. Secretion of inhibin in male japanese quail (*Coturnix japonica*) from one week of age to sexual maturity. J. Reprod. Dev., 54(2), 100-106

Seiwert C.M., Adkins-Regan E., 1998. The foam production system of the male japanese quail : Characterization of structure and fonction. Brain behavior and evolution, 52, 61-80

Sezer M., Berberoglu E., Ulutas Z., 2006. Genetic association between sexual maturity and weekly live-weights in laying-type Japanese quail. South Afri. J. Anim. Sci., 36 (2), 142-148

Shanaway M.M., 1994. Quail production systems: A review. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome, 145p

Škrobánek P., Baranovská M., Šárníková B., Juráni M., Zeman M., Cigánková V., 2009. Effect of Simulated Microgravity on Sexual Development of Male Japanese quail. Acta Vet. BRNO, 78, 563-569

Toukam M., 2007. Gamétogenèse. University of Yaoundé. Faculté de médecine et des sciences biomédicales.

Vali N., 2008. The Japanese Quail : A Review. Int. J. Poultry Sci., 7 (9). 925-931

Vatsalya V., Arora K.L., 2012. Allometric Growth of Testes in Relation to Age, Body Weight and Selected Blood Parameters in Male Japanese Quail (*Coturnix japonica*). Int. J. Poult. Sci., 11(4), 251-258

Vohra P., 1971. A Review of the Nutrition of Japanese Quail. World's Poult. Sci. J., 27 (1), 26-34

Voufo M.P., Nzegang M., Bidima I.M., Meutchieye F., Tamba P., 2010. Dossier spécial L'élevage des cailles, la reproduction, l'alimentation, les soins: La voix du Pays (Mensuel d'information, de formation et de débat sur le monde rural Cameroun), 30p ([http://www.lavoixdupaysan.org/8.php?subaction=showfull&id=1237287489&archive=&start\\_from=&ucat=8&\[07.07.2010 15:55:57\]](http://www.lavoixdupaysan.org/8.php?subaction=showfull&id=1237287489&archive=&start_from=&ucat=8&[07.07.2010 15:55:57])). Consulté, 04 septembre 2012

Wei L., Peng K.M., Liu H., Song H., Wang Y., Tang L., 2011. Histological examination of testicular cell development and apoptosis in the ostrich chick. Turk. J. Vet. Anim. Sci., 35 (1), 7-14

Witschi E., 1935. Origin of asymmetry in the reproductive system of birds. Am. J. Anat. 56, 119-141

Woodard A.E., Abplanalp H., Wilson W.O., Vohra P., 1973. Japanese quail husbandry in the laboratory (*Coturnix coturnix japonica*). Department of Avian Sciences University of California, 22p

Zhang X.Y., Wen X.X., Zhao L., He J.P., 2012. Immunolocalization of Smad 4 protein in the testis of domestic fowl (*Gallus domesticus*) during postnatal development. Acta Histochemica, 114, 429– 433

# ANNEXES



## Annexe I

Apports recommandés en oligo-éléments et minéraux dans l'aliment pour la caille en période  
d'élevage et de reproduction (Blum et *al.*, 1989)

Périodes	Elevage	Reproduction
<b>Oligo-éléments et minéraux (ppm)</b>		
Fer	40	30
Cuivre	4	1
Zinc	60	40
Manganèse	80	70
Cobalt	0,2	0,2
Sélénium	0,15	0,1
Iode	1,0	0,7
<b>Vitamines (UI/kg et ppm)</b>		
Vitamine A (UI)	10000	8000
Vitamine D <sub>3</sub> (UI)	1500	1200
Vitamine E (ppm)	20	15
Vitamine K (ppm)	4	5
Thiamine (ppm)	2	1
Riboflavine (ppm)	6	4
Acide pantothénique (ppm)	10	5
Niacine (ppm)	60	40
Pyridoxine (ppm)	2	—
Biotine (ppm)	0,5	0,05
Acide folique (ppm)	1,2	0,7
Vitamine B <sub>12</sub> (ppm)	0,015	0,010
Chlorure de choline (ppm)	800	800

UI : Unité internationale ; ppm : partie par million

## Annexe II

### **Aliment complet supplémenté vitaminé :**

### **COROISSANCE POULET DE CHAIR**

#### **Composition :**

Mais, Tourteaux se Soja, Calcaire, Phosphate, Sel, Acides Aminés, Oligo-éléments, Poly vitamines, Antioxydant.

#### **Supplémentations :**

Anticoccidien salinomycine (Coxistac)

Antioxydant B.H.T

Vitamines A.E.D3

Poids net : 50 kg (Minimum)

#### **Recommandation :**

#### **Utilisation :**

11<sup>ème</sup> au 42<sup>ème</sup> jour

#### **Normes de consommation :**

90g /sujet/jours

Prévoir 2,25Kg/sujet/jour pendant la période de croissance

## Annexe III



### TOXIDREN

#### COMPOSITION

1.000 g contiennent : Vitamine A 7.000.000 UI – Vitamine D3 200.000 UI – Vitamine E 2.000 mg – Vitamine C 15.000 mg – Vitamine K 3.500 mg – Vitamine B6 1.500 mg – Vitamine B12 6 mg - Acide folique 200 mg – Excipients (Chlorure de sodium, chlorure de calcium, chlorure de potassium et sulfate de magnésium) q.s.p. 1.000 g. Autres composants : BHA 750 mg – BHT 750 mg

#### INDICATIONS

Réhydratant et détoxifiant.

#### POSOLOGIE ET ADMINISTRATION

Délayer dans l'eau de boisson.

Pour toutes les espèces animales : 50-100 g dans 100 litres d'eau de boisson pour 3-12 jours

Pour la volaille : 1 sachet de 200 g à délayer dans 200 litres d'eau. Avant et après les vaccinations et pendant tout traitement.

Grâce aux oligo-éléments et la vitamine C, **TOXIDREN peut être utilisé efficacement chez les volailles pendant les grandes chaleurs**

#### RECOMMANDATIONS

A conserver à l'abri de la lumière et de la chaleur

#### PRESENTATION

Sachet de 200 gr

Boîte de 20 sachets

CONSERVER A L' ABRI DE LA LUMIERE ET DE LA CHALEUR  
AGITER AVANT EMPLOI  
NE PAS DEPASSER LA DOSE PRESCRITE  
A NE DELIVRER QUE SUR ORDONNANCE DEVANT ÊTRE CONSERVÉE  
PENDANT LA DURÉE DU TEMPS D'ATTENTE DU MÉDICAMENT

USAGE VETERINAIRE