

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université de Blida 1

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de Biologie des populations et des organismes



Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du Diplôme de Master II en  
Sciences de la Nature et de la Vie.

Option : Reproduction animale.

## Thème

Contribution à l'étude de la biologie de reproduction, l'étude  
histo-morphométrique de testicule de faisane commune  
« *Phasianus colchicus* » au cours de la croissance, élevée et  
contrôlée au Centre Cynégétique de Zéralda

Présenté par :

M<sup>me</sup> HEDIBEL Nouha.

M<sup>elle</sup> BELMOKHTAR Ahlem.

**Soutenu publiquement le: 28/10/2015.**

**Devant le jury composé de :**

<b>Présidente :</b>	M <sup>me</sup> AMOKRANE A.	M.A.A/BPC	Univ. Blida I
<b>Promoteur :</b>	Dr BENDJOUDI D.	M.C.A/BPO	Univ. Blida I
<b>Co-Promotrice :</b>	M <sup>elle</sup> ZATRA Y.	M.A.A/BPO	Univ. Blida I
<b>Examinatrice :</b>	M <sup>me</sup> CHAKHMA A.	M.A.A/BPC	Univ. Blida I
<b>Invité :</b>	M <sup>elle</sup> LARINOUNA F.	ING/CCZ	Zéralda/ Alger

**Promotion 2014-2015.**

## « **Remerciements** »

*Au terme de ce travail, nous remercions d'abord **Dieu** le tout puissant, de nous avoir donné la volonté, la patience et la force pour élaborer ce travail et surmonter tous les obstacles.*

*Nos gratitudee et remerciements les plus distinguées vont à notre promoteur **Dr. Djamel Bendjoudi**, **Maitre de conférence A**, au département de Biologie des Populations et des Organismes de l'université Blida 1 d'avoir nous encadré, dirigé et soutenu, pour le temps et son suivi attentif tout au long de la réalisation de ce travail, ses conseils et ses orientations..*

*Nos remerciements les plus vifs vont également à notre Co-promotrice M<sup>elle</sup> **Yamina Zatra**, maitre assistante A, à l'université de Blida 1 pour son aide, sa générosité, sa disponibilité tout au long du travail et son soutien précieux, et pour le temps qu'elle nous à sacrifier.*

*Mme **Assia Amokrane** maitre assistante A, à l'université de Blida 1 d'avoir fait l'honneur de présider notre jury.*

*Mme **Asma Chakhema** maitre assistante A, à l'université de Blida 1 d'avoir accepté de juger notre travail.*

*Nos remerciements les plus accordés vont également à Melle **Fatiha Larinouna** ingénieur agronome et responsable de l'axe Faisan au Centre Cynégétique de Zéralda pour son soutien, sa disponibilité, ses conseils et ses optimistes critiques qui nous ont servi de bien durant ce travail.*

*Notre respect le plus dévoué et remerciements les plus émérites et pertinents vont à Mr **Bessaad Mohamed Amine**, maitre de conférence B, pour son soutien et ses conseils.*

*Nous tenons également à remercier infiniment :*

*Mr **Mohamed Guichiche**, Directeur du centre cynégétique de Zéralda, d'avoir accepté de nous accueillir dans son établissement, pour son aide précieux, d'avoir mis à notre disposition tous les moyens afin de mener à bien ce travail.*

*Mme **Dahemani Abla**, docteur vétérinaire pour leur aide et soutien.*

*Qu'il trouve ici l'expression de nos remerciements les plus attribués :*

*Je remercie chaleureusement tous les employés du centre Cynégétique de Zéralda et plus particulièrement : **Oukali Housine**, **Chaouchi Fouzia**, ainsi que **Benaleya Azzedine** et pour leur aide.*

*Toute personne du CCZ qui nous soutenue et aidé le long de notre présence au centre.*

## « Dédicace »

*Je dédie ce modeste travail à :*

*Mon mari **Nadir**, mon amour, lumière de ma vie, qui m'a éclairé la voie du savoir, et m'a toujours soutenu, encouragé et qui n'a jamais cessé de ménager son effort pour m'épargner soucis et besoins.*

*A toi très cher père **Messaoud**, je prie Dieu le tout puissant de vous garder auprès de nous et de vous donner la santé et la force pour terminer jusqu'au bout, et à toi très chère maman **Nacera**, source de la vie, d'amour et de sécurité.*

*A ma chère sœur **Oumayma** et mes chers frères **Allae**, **Wissam** et **Okba**.*

*A ma grande mère et mon grand père et à toute la famille **Said**.*

*A ma belle mère **Mouni** et mon beau père **Ahmed**.*

*A mes belles sœurs **Samia**, **Assia**, **Amina**, **Wafia**, et **Norah**.*

*A ma binôme **Belmokhtar Ahlem** et toute sa famille.*

*A mes collègues **Amina** et **Soumia**.*

*A mes proches et amies sans exception.*

**NOUHA**

## « Dédicace »

*A celle qui m'a guidé sur le bon chemin par ces sacrifices, sa patience et ses encouragements dans la vie et pour m'avoir soutenue à toute épreuve, et surtout pour son éducation qui m'a permis d'arriver à ce stade, que dieu la bénisse et protège.*

*A toi maman*

*A celui que j'admire, mon pilier mon étendard et ma fierté celui qui n'a jamais été autre que mon exemple.*

*A toi papa*

*A mes frères Djahal, Khaled et son petit Mohamed Fadi, que je les aime très fort et je les souhaite beaucoup de succès et de réussite.*

*A mes soeurs de coeurs Amina, Nacira, Ghania et ses nièces : Razane et Ranime, Hayet et son marie mebbarek et sa nièce : Roddaina.*

*A tous mes oncles et tentes, mes cousins et cousines et toute la famille Belmokhtar et Elezzar.*

*A mon binôme Hedibel Nouha et son marie Nadir*

*A mes collègues Amina et Soumia*

*A tous mes Ami(e)s sans exeption.*

**AHLEM**

## « Liste des abréviations »

- **ABP** : Androgen Binding Protein.
- **B** : Largeur de l'œuf en mm.
- **BHT** : Butylhydroxytoluène.
- **C** : Cordons séminifères.
- **CCZ** : Centre Cynégétique de Zéralda
- **D** : le grand diamètre de l'œuf (la longueur).
- **d** : le petit diamètre de l'œuf (la largeur).
- **EC** : Eclosion.
- **ECB** : Eclorabilité.
- **FEC** : Fécondité.
- **GnRH** : Gonadotropin-Releasing Hormone.
- **IP** : Indice de ponte.
- **KW** : Coefficient de la perte du poids en gramme.
- **J** : Jour.
- **L** : Longueur de l'œuf.
- **LH** : Hormone Lutéinisante.
- **LRZA** : laboratoire des recherches sur les zones arides.
- **ME** : Taux de mortalité embryonnaire.
- **n** : Effectif des œufs.
- **Nf** : Nombre de reproducteurs femelles.
- **Nm** : Nombre de reproducteurs mâles.
- **NOI** : Nombre d'œufs incubés.
- **OEM** : Œufs des mortalités embryonnaires.
- **OF** : Œufs fécondés.
- **OMI** : Œufs mis en incubation.
- **ONAB** : Office National des Aliments du Bétail.
- **PT** : Parenchyme testiculaire.
- **TA** : tunique albuginée.
- **V** : Volume de l'œuf.



## « Liste des tableaux »

**Tableau I-** Comparaison de la durée de spermatogenèse entre les espèces avicoles et les mammifères.

**Tableau II** – Poids des poussins juste après l'éclosion.

**Tableau III-** Effectif de faisans mâles utilisés pour l'étude histo-morphométrique du testicule.

**Tableau IV** - Conséquence de non respect des normes de températures d'incubation.

**Tableau V** - Conséquence de non respect des normes d'humidité d'incubation.

**Tableau VI-** Tableau récapitulatif des principales activités liées à la période de démarrage.

**Tableau VII** - Normes d'élevage.

**Tableau X** - Évolution des paramètres zootechniques de reproduction de la population de référence en 2015.

**Tableau XI-** Evolution de l'effort de ponte durant 14 semaines pour l'année 2015

**Tableau XII-** Evolution moyenne du poids corporel (g) en fonction de l'âge chez le faisán commun mâle.

**Tableau XIII-** Evolution moyenne de longueur d'aile pliée (mm) en fonction de l'âge chez le faisán commun mâle.

**Tableau XIV.-** Evolution moyenne de longueur du tarse (mm) en fonction de l'âge chez le faisán commun mâle.

**Tableau XV.-** Evolution moyenne de longueur d'ergot (mm) en fonction de l'âge chez le faisán commun mâle.

**Tableau XVI.-** Evolution moyenne du poids testiculaire (g) en fonction de l'âge chez le faisán commun mâle.

**TableauXVII.-** Evolution moyenne du poids corporel, poids testiculaire, volume testiculaire chez le faisán commun adulte.

**Tableau XVIII.-** Evolution moyenne du diamètre des tubes séminifères ( $\mu\text{m}$ ) en fonction de l'âge chez le faisan commun mâle.

**Tableau XIV.-** Evolution moyenne du contour des tubes séminifères ( $\mu\text{m}^2$ ) en fonction de l'âge chez le faisan commun mâle.

**Tableau XIV.-** Evolution du taux de la testostérone plasmatique.

## « Liste des figures »

<b>Figure 1</b>	Répartition du Faisan commun ( <i>Phasianus colchicus</i> , L.) dans le monde (Larinouna, 2011).	Annexe I
<b>Figure 2</b>	Faisan de Colchide « <i>Phasianus colchicus</i> » (Durantel, 2007).	4
<b>Figure 3</b>	Caractéristiques morphologiques du faisan commun ( <i>Phasianus colchicus</i> , L.) à droite (♂ et ♀) (Heinzel <i>et al.</i> , 2005); à gauche (Poussins) au niveau de couvoir au CCZ (Original, 2015).	6
<b>Figure 4</b>	Critères de distinction de l'âge et du sexe chez le Faisan commun	Annexe II
<b>Figure 5</b>	Anatomie du tractus génital ♂ au repos et en période de reproduction (Johnson, 2000).	9
<b>Figure 6</b>	La grappe ovarienne d'une faisane en période de reproduction (Original, 2015)	Annexe III
<b>Figure 7</b>	Anatomie du tractus génital et urinaire chez la ♀ en période de reproduction (Heyman et Vignon, 2005).	13
<b>Figure 8</b>	Physiologie de la ponte chez la faisane. (Schricke, 1991).	Annexe III
<b>Figure 9</b>	Section horizontal d'un œuf montrant ses principaux constituants (Schricke, 1991)	15
<b>Figure 10</b>	Représentation schématique du contrôle hormonal chez la femelle (Romanoff et Romanoff, 1949).	Annexe IV
<b>Figure 11</b>	Représentation schématique du contrôle hormonal de la reproduction chez le mâle (Akins et Burns, 2001).	Annexe IV
<b>Figure 12</b>	Centre Cynégétique de Zéralda (Original, 2015).	18
<b>Figure 13</b>	Parquet de ponte (Original, 2015).	21
<b>Figure 14</b>	Nid de Faisan commun ( <i>Phasianus colchicus</i> , L) tapissé de feuilles avec des œufs (C.C.Z) (a); œufs de faisane ramassés et marqués par famille (b) et (c) (Original, 2015).	22
<b>Figure 15</b>	Incubateur à grande capacité de type VICTORIA au niveau de couvoir de CCZ (Original, 2015).	24
<b>Figure 16</b>	Mirage des œufs au 9 <sup>e</sup> jour d'incubation à l'aide d'un mire-œuf (a) dans une chambre noire (b) au niveau du couvoir (Original, 2015).	25
<b>Figure 17</b>	A droite èclosoir de type VICTORIA ; à gauche : poussin d'un jour dans un èclosoir) au niveau de la salle d'ècllosion du couvoir du CCZ (Original, 2015).	25
<b>Figure 18</b>	Chambre d'élevage 1 <sup>er</sup> âge : faisandeaux dispersés sous la source de chaleur avec l'installation d'abreuvoirs et de mangeoires (a), les trappes à partir desquelles les faisandeaux à l'âge de 3 à 4 semaines ont accès au parcours (b) (Original, 2015).	27
<b>Figure 19</b>	Mesure de poids (a), la longueur (b) et la largeur (c) de l'œuf de faisane commun (Original, 2015).	28

<b>Figure 20</b>	Pesée du faisandeau (à droite) et du coq faisan adulte (à gauche) <b>(Original, 2015).</b>	32
<b>Figure 21</b>	Mesure de la longueur du tarse (a) ; et de l'aile pliée (b) ; de l'ergot chez le mâle faisan (c) <b>(Original, 2015).</b>	33
<b>Figure 22</b>	Localisation anatomique des testicules chez le faisan de 4 mois d'âge (à droite) ; et l'adulte de 14 mois d'âge (à gauche) <b>(Original, 2015).</b>	33
<b>Figure 23</b>	Pesée du testicule de coq faisan à l'aide d'une balance électronique de précision <b>(Original, 2015).</b>	34
<b>Figure 24</b>	Œuf de faisan commun à la mise en incubation (0 jour) <b>(Original, 2015).</b>	40
<b>Figure 25</b>	Œuf de faisan commun au 3 <sup>ème</sup> jour d'incubation <b>(Original, 2015).</b>	41
<b>Figure 26</b>	Œuf de faisan commun au 6 <sup>ème</sup> jour d'incubation <b>(Original, 2015).</b>	42
<b>Figure 27</b>	Œuf de faisan commun au 9 <sup>ème</sup> jour d'incubation <b>(Original, 2015).</b>	42
<b>Figure 28</b>	Œuf de faisan commun au 12 <sup>ème</sup> jour d'incubation <b>(Original, 2015).</b>	43
<b>Figure 29</b>	Œuf de faisan commun au 15 <sup>ème</sup> jour d'incubation <b>(Original, 2015).</b>	43
<b>Figure 30</b>	Poussin de faisan au 21 <sup>ème</sup> jour d'incubation <b>(Original, 2015)</b>	44
<b>Figure 31</b>	Courbe de perte du poids des œufs au cours du temps.	47
<b>Figure 32</b>	Evolution des paramètres de reproduction de l'année 2015.	50
<b>Figure 33</b>	Evolution de l'indice de ponte en fonction du temps durant l'année 2015.	51
<b>Figure 34</b>	Evolution moyenne du poids corporel en fonction de l'âge, chez le faisan commun mâle.	52
<b>Figure 35</b>	Evolution moyenne de la longueur de l'aile pliée en fonction de l'âge, chez le faisan commun mâle.	54
<b>Figure 36</b>	Evolution moyenne de la longueur du tarse en fonction de l'âge, chez le faisan commun.	55
<b>Figure 37</b>	Evolution moyenne de la longueur d'ergot en fonction de l'âge, chez le faisan commun.	55
<b>Figure 38</b>	Evolution moyenne du poids testiculaire en fonction de l'âge chez le faisan commun.	56

<b>Figure 39</b>	Malformation congénitale chez un faisan mâle adulte ( <b>Original, 2015</b> ).	Annexe XIII
<b>Figure 40</b>	Variations individuelles du poids testiculaire chez les faisans adultes.	58
<b>Figure 41</b>	Evolution du diamètre des tubes séminifères du faisan commun en fonction d'âge.	59
<b>Figure 42</b>	Histologie de testicule de faisan commun à 1 mois, 2 mois et 3 mois d'âge : coupe transversale de testicule observée au microscope photonique avec la coloration de Trichrome de Masson ( <b>Original, 2015</b> ).	61
<b>Figure 43</b>	Histologie de testicule de faisan commun à 4 mois et 5 mois d'âge: coupe transversale de testicule observée au microscope photonique avec la coloration de Trichrome de Masson ( <b>Original, 2015</b> ).	63
<b>Figure 44</b>	Histologie du testicule du faisan commun à l'âge adulte : coupe transversale de testicule adulte colorée à l'aide d'une coloration Trichrome de Masson observé au microscope photonique ( <b>Original, 2015</b> ).	66

## Résumé

Cette recherche est réalisée pour l'étude de la biologie de reproduction d'une population captive de faisan commun « *Phasianus Colchicus* » contrôlée au CCZ au niveau de l'extension de la Réserve de Chasse de Zéralda ; et d'autre part pour l'étude de la fonction testiculaire au cours de la croissance de ce gibier au laboratoire des recherches sur les zones arides (LRZA) de l'USTHB.

Les informations recueillies au laboratoire montrent que les mesures physiques de la perte d'eau due au métabolisme sont définies par un coefficient de constante de poids  $KW=0,54$  pour un échantillon de  $n=144$  œufs suivi durant la période de 21 jours d'incubation et mesuré tous les 3 jours. Notre population captive issue du programme de sélection de la lignée de repeuplement présente un indice de ponte très satisfaisant égale à 45,28 œufs/femelle/14 semaines de ponte. L'évolution des paramètres biologiques : le taux de fécondité de 69,63%, et le taux de mortalité embryonnaires est inférieur à 10%. A la lumière des résultats obtenus, nous pouvons raisonnablement maintenir le protocole de sélection en cours pour une cinquantaine d'années.

Afin d'étudier les modifications histologiques et biométriques du testicule de faisan commun au cours de la croissance, trois faisandeaux ont été utilisés à chaque mois d'âge sur une période de 5 mois (débutant à 1 mois après l'éclosion) contre 11 faisans adultes, pour déterminer les paramètres biométriques (poids corporel, poids testiculaire, longueur de tarse, ergot et d'aile pliée) et l'âge à la maturité sexuelle.

Les résultats obtenus révèlent qu'il existe une corrélation positive entre le poids corporel ( $r=0,98$ ), poids testiculaire ( $r=0,97$ ) et l'âge. L'étude structurelle et morphométrique des testicules a révélé une augmentation progressive du diamètre des tubes séminifères qui sont caractérisés chez l'adulte par une spermatogénèse complète.

**Mots clés :** Faisan, œuf, sucées de reproduction, testicule, histo-morphométrie.

## Abstract

This research is performed on the one hand for the study of the breeding biology of a captive population of common pheasant "Phasianus colchicus" CCZ monitored at the extension of the Hunting Reserve Zéralda; and secondly the study of testicular function during the growth of the game in the laboratory research on arid (LRZA) of USTHB.

Information collected in the laboratory show that physical water loss due to metabolism measurements are defined by a constant weight coefficient  $KW = 0,54$  for a sample of  $n = 144$  eggs during the monitoring period 21 days of incubation and measured every 3 days. Our captive population after the breeding program of restocking line presents a very satisfactory nesting index equal to 45.28 eggs / female / 14 weeks of lay. Changes in laboratory parameters: The fertility rate of 69.63% and the rate of embryonic death is less than 10%. In the light of the results obtained, we can reasonably maintain the current selection protocol for fifty years.

To study histological and biometric changes of the common pheasant testis during growth, three pheasants were used for each month of age over a period of five months (starting one month after hatching) against 11 pheasants adults, to determine biometric parameters (body weight, testicular weight, tarsus length, pin and folded wing) and age at sexual maturity.

The results reveal that there is a positive correlation between body weight ( $r = 0.98$ ), testicular weight ( $r = 0.97$ ) and age. The structural and morphometric study of the testes revealed a progressive increase in the diameter of the seminiferous tubules which are characterized in adults by a complete spermatogenesis.

**Keywords:** Pheasant, eggs, breeding success, testicle, histo-morphometry.

## ملخص

تهتم هذه الدراسة من جهة بيولوجية التكاثر لسكان التدرج المشترك الاسير المراقب في مركز الصيد بزرالدة, و من جهة اخرى بوظيفة الخصية أثناء النمو في مختبر البحث في المناطق الجافة.

المعلومات التي تم جمعها في المعرض المختبر ان التدايير المادية من فقدان المياه بسبب التمثيل الغذائي يتم تحديدها من خلال وجود ثابت الوزن  $\theta = 0,54$

. سكاننا الأسير بعد تكاثر برنامج تخزين خط يحتوي على فهرس من وضع البيض مرضي جدا يساوي 45.28 بيضة/ أنثى/ 14 اسبوع من وضع البيض. تطور العوامل البيولوجية: يتم التعبير عن معدل الخصوبة 69.63% و معدل الوفيات الجنينية هو اقل من 10%. في ضوء هذه النتائج يمكننا اتباع البروتوكول الحالي لمدة خمسين عاما.

بغرض دراسة التغيرات البيومترية و النسيجية في خصية التدرج المشترك خلال فترة النمو, ثلاثة فراخ استعملت من كل عمر ابتداء من الشهر الأول بعد التفقيس إلى غاية الشهر الخامس مقابل تدرج بالغ, من اجل تحديد عمر النضج الجنسي.

هناك علاقة ايجابية بين وزن الجسم  $r = 0,98$  و وزن الخصية  $r = 0,97$  مع عمر الصغار. كشف الفحص النسيجي والمورفومتري للخصية تطور تدريجي في قطر الأنابيب المنوية التي تتميز بحيوانات منوية كاملة في عمر 5 أشهر ا.

## الكلمات المفتاحية:

التدرج, البيض , نجاح التكاثر, خصية, دراسة الأنسجة والمورفومتري

# « Sommaire »

## **Introduction**

### **I.- Chapitre I : Etude bibliographique**

I.1.- Généralités sur le faisan commun « <i>Phasianus colchicus</i> ».....	3
I.1.1.-Présentation du faisan commun.....	3
I.1.2.- Importance d'élevage.....	3
I.1.3.- Systématique.....	4
I.1.4.-Caractéristiques morphologiques.....	5
I.2.- Bio-écologie du faisan.....	6
I.2.1.- Habitat.....	6
I.2.2.- Ethologie.....	6
I.2.3.- Régime alimentaire et les besoins énergétiques.....	7
I.2.4.- Reproduction.....	7
I.2.5.- Détermination de l'âge et du sexe.....	8
I.3.- Biologie de la reproduction chez le faisan.....	8
I.3.1.- Anatomie et physiologie de l'appareil reproducteur ♂.....	8
I.3.2.- Anatomie et physiologie de l'appareil reproducteur ♀.....	12
I.3.3.- Facteurs endogènes et exogènes de la reproduction chez le faisan commun.....	15
I.4.- Facteurs agissants sur la dynamique des populations du faisan commun.....	16
I.4.1.- Facteurs abiotiques.....	16
I.4.2.- Facteurs biotiques.....	17
I.4.2.- Facteurs internes agissant sur la dynamique des populations.....	17

### **II.- Chapitre II : Matériel et méthodes**

II.1.- Objectif de l'étude.....	18
---------------------------------	----

II.2.- Matériel.....	19
II.2.1.- Matériel biologique.....	19
II.2.2.- Matériel non biologique.....	20
II.3.- Dispositif expérimental I : Succès du suivi de la reproduction en captivité.....	20
II.3.1.- Nombre et sex-ratio.....	20
II.3.2.-Critères de sélection .....	20
II.3.3.- Unité d'élevage.....	21
II.3.4.- Alimentation des reproducteurs.....	21
II.3.5.- Collecte, triage et stockage des œufs.....	22
II.3.6.- Incubation et éclosion des œufs.....	23
II.3.7.- Elevage des jeunes.....	26
II.3.8.- Mesures et méthodes d'analyse.....	27
II.4.- Dispositif expérimental II : Etude histo-morphométrique du testicule chez le faisan commun.....	32
II.4.1.- Mesures biométriques.....	32
II.4.2.- Mesures des testicules.....	33
II.4.3.- Dosage de testostérone .....	35
II.4.4.- Technique histologique.....	35
II.4.5.- Etude morphométrique .....	38
II.4.6.- Analyse statistique des résultats.....	38
<b>III.- Résultats et discussion</b>	
III.1.- Succès de la reproduction du faisan commun suivi en captivité .....	40
III.1.1.- Processus de la perte de poids des œufs au cours de l'incubation.....	40

III.1.2.- Paramètres zootechniques du succès de reproduction.....	49
III.2.- Etude de l'évolution de la fonction testiculaire chez le faisan commun.....	52
III.2.1.- Evolution des paramètres biométriques.....	52
III.2.2.- Evolution de poids testiculaire.....	56
III.3.- Evolution structurale et morphométrie du testicule.....	58
III.4.- Evolution de taux de testostérone plasmatique.....	67

## **Conclusion**

## **Références bibliographique**

## **Annexes**

# Introduction

Le faisan commun (*Phasianus colchicus* Linné, 1758) est un oiseau de l'ordre des galliformes, originaire d'Asie, introduit en Europe dès l'antiquité (**Rio, 2001**). Cet oiseau gibier occupe aujourd'hui une aire de répartition très importante (**Johnsgard, 1988**). D'après **Delacour (1983)**, son introduction a connu un grand succès dans les régions tempérées d'Amérique du Nord et en Europe, mais également en Australie et dans quelques îles de l'hémisphère Sud comme la Nouvelle Zélande et la Tasmanie. Le faisan commun reste incontestablement au niveau recherche un matériel biologique à haute valeur scientifique. En effet, **Nawaz et al. (2002)** estiment que les espèces de faisan font de bons « modèles » pour les initiatives de conservation des espèces.

En Algérie, son introduction en élevage remonte au début des années soixante-dix, par le centre cynégétique de Zéralda (**Larinouna, 2011**). Depuis une décennie, les ingénieurs du CCZ réalisent un travail colossal pour comprendre et cerner les difficultés de fixation des oiseaux élevés par leurs soins. Plusieurs études confirment ce constat (**Blibek et Boudrare, 1998 ; Derrag, 1999 ; Bouadi et al., 2000 ; Kamel, 2001 ; Boukhamza, 2007 ; Abbou et Belhouane, 2010 ; Larinouna, 2011**).

L'accommodement graduel à la baisse des fluctuations alimentaires, l'incubation artificielle et le maintien des oiseaux avec des densités élevés se répercute dans le long terme sur la baisse de la fécondité et des moyens de défense naturels (**Belhamra et al, 2005**). Il devient donc impératif d'apporter des éléments de réponses à des problèmes d'ordre scientifique, technique et organisationnel. C'est pourquoi nous avons essayés de mener d'une recherche dans le but d'évaluer les progrès réalisés de la sélection sur l'effort de ponte. Parallèlement, nous avons étudié les paramètres de reproduction et ainsi apprécier le succès des incubations artificielles qu'est abordé via le contrôle des conditions de la normalité du processus d'incubation des œufs de faisan commun.

D'autre part, la majorité des enquêtes portant sur le testicule, comme le principal organe du système reproducteur mâle, ont été effectués sur les espèces de mammifères (**Courot, 1962 ; Courot et al., 1963 ; Garcia-Tomas et al., 2007 ; Hassan et al., 2009 ; Ben Hamouda et al., 2011 ; Boukenaoui, 2013 ; Boussena, 2013**) avec peu d'études sur les espèces oiseaux. En effet, l'étude du développement sexuel de l'animal implique la connaissance des profils de croissance et de maturation des tissus ou des parties du système reproductif liés à la capacité potentielle de production spermatique (**Garcia-Tomas et al., 2007**). A notre connaissance, le faisan n'a pas fait l'objet d'une étude particulière, jusqu'à présent (**Schricke, 1991**). En revanche, ceux des autres oiseaux comme le coq (**Revier et**

**Brillard, 1974 ; 1975 ; 1977)** et la caille (**Wilhelms *et al.*, 2005 ; Al-Tememy, 2010 ; Ferrouk *et al.*, 2015**) sont parfaitement connus, on peut logiquement admettre qu'ils doivent être comparable à celui de faisán.

Le faisán commun ou de Colchide « *Phasianus colchicus* » reste pour la plus part d'entre nous un oiseau à découvrir, et c'est pourquoi nous avons donc jugé qu'il est plus que nécessaire de contribuer à l'effort scientifique initié ces dernières années par nos prédécesseurs en réalisant, un suivi de l'évolution des paramètres biométriques (poids corporel, quelques paramètres de distinction de l'âge, poids testiculaires et diamètre des tubes séminifères) et histologiques du testicule au cours de la croissance de faisandeaux mâles pour mettre en évidence les éventuelles relations qui existent entre ces différents paramètres et déterminer l'âge à la maturité sexuelle.

Ce manuscrit est structuré en trois chapitres dont le premier se veut un rappel sur le faisán commun, la bio-écologie, la biologie de reproduction, et les facteurs influençant sur sa dynamique de population. Le deuxième chapitre est consacré au matériel et les méthodes d'étude des paramètres de reproduction et de l'histo-morphométrie de testicule. Quant au troisième chapitre, il regroupe l'ensemble des résultats obtenus et leurs discussions. Nous finalisons ce travail par une conclusion générale, et proposons des perspectives.

# Chapitre I

## **I.1.- Généralités sur le faisan commun « *Phasianus colchicus* »**

### **I.1.1.-Présentation du faisan commun**

Oiseau omnivore au plumage magnifique tirant souvent sur le roux et parsemé de noir. Le faisan de Colchide appelé aussi faisan de chasse est originaire d'Asie et fut introduit en Europe par les Romains. Le faisan éprouve une grande attirance pour les milieux proches de l'eau, évite les grands massifs boisés (Nard, 1965 ; Thonnerieux, 1988).

Depuis toujours, cet oiseau fait la joie des chasseurs, le mâle surtout, particulièrement recherché pour la beauté de son plumage éclatant et de sa longue queue. Au moyen âge, la chasse au faisan était réservée à la noblesse. Depuis, elle a contribué à réduire considérablement les populations. L'élevage du faisan remédie partiellement à ce phénomène de dépopulation (Gravel et Fortin, 1996).

Il existe une certaine concordance dans la localisation de l'origine des Faisans qui appartiennent tous au continent Asiatique (Voir Fig.1, annexe I).

Le Faisan s'est parfaitement acclimaté au point qu'aujourd'hui, il est commun partout en Europe, jusqu'au centre de la Scandinavie et dans les îles Hawaï. Il a été également introduit dans la région méditerranéenne. Toutefois, les populations naturelles ont subi de fortes perturbations à partir de la fin de la deuxième guerre mondiale où l'excès des prélèvements par la chasse, les pesticides, la mécanisation de l'agriculture a failli faire disparaître les populations de l'espèce. En Afrique du Nord, notamment en Algérie, son introduction est récente (Bejaia, Tiaret, Tizi-Ouzou, Guelma...), elle remonte au début des années soixante-dix (Derrag, 1999).

### **I.1.2.- Importance d'élevage**

L'élevage de gibier à plumes consiste à détenir un oiseau, à l'origine sauvage, en captivité pour le reproduire ; soit pour offrir au consommateur une nouvelle gamme de viande ayant des caractéristiques diététiques d'un produit carné appétissant et noble ; soit pour produire des oiseaux pour la réintroduction dans la nature pour les besoins de la chasse ou de repeuplement et ce afin de préserver l'environnement écologique. Et d'autre part l'introduction de cette filière devrait entraîner la diminution de la pression humaine sur la faune sauvage par la mise sur le marché des produits d'élevage du gibier à plumes (Mayot, 2006).

Le but de la recherche dans le domaine de la cynégétique moderne consiste à atteindre des objectifs de prélèvements soutenus sans compromettre la reproduction naturelle du gibier. Ce principe d'aménagement écologique des populations cynégétiques, nous dicte l'obligation de garantir la conservation annuelle dans les territoires repeuplés d'un nombre de reproducteurs assez considérable pour que le *turn over* de la population soit assuré exclusivement à partir d'animaux issus de la reproduction naturelle (**Biadi et Mayot, 1990**).

### I.1.3.- Systématique

Le faisan est un oiseau de l'ordre des galliformes qui regroupe six familles d'oiseaux terrestres dont les phasianidés et les tétraonidés. Il appartient à la famille des phasianidés à l'instar des perdrix et des cailles. Le genre *Phasianus* comprend deux espèces: le faisan commun (*Phasianus colchicus*) et le faisan versicolore (*Phasianus versicolor*), ainsi que plusieurs sous espèces (**Rio, 2001**). Depuis 1758 jusqu'à 1986, la classification des phasianidés a marqué une évolution importante en genre, espèces, et sous espèces.

La systématique du genre *Phasianus* retenue est celle établi par (**Johnsgard, 1988**).

- **Embranchement** : Vertébrés
- **Classe** : Oiseaux
- **Ordre** : Galliformes
- **Sous-ordre** : Galli
- **Famille** : Phasianidae ou phasianidés
- **Sous-famille** : Phasianinae
- **Genre** : *Phasianus*
- **Espèce (1)** : *Phasianus colchicus*
- **Espèce (2)** : *Phasianus versicolor*



**Figure 2-** Faisan de Colchide « *Phasianus colchicus* » (**Durantel, 2007**).

Le faisan commun est le résultat de croisements intervenus entre 5 espèces du genre *Phasianus* : faisan de Colchide, faisan à collier de Chine, faisan à collier de Corée, faisan à collier de Mongolie et faisan versicolore (**Johnsgard, 1988**).

### **I.1.4.-Caractéristiques morphologiques**

Il existe un dimorphisme sexuel très accentué, surtout au point de vue coloré (Fig. 3).

#### **I.1.4.1.- Mâles**

D'après **Delacour (1983)**, les mâles du faisan ont un plumage coloré à reflets brillants, ils présentent un manteau rouge ou jaune cuivré, les plumes de la poitrine et du flanc sont plus ou moins barrés de noirs métalliques pourprés ou verdâtres, ils présentent aussi des oreillettes de plumes (Fig.3). Les côtés de la tête sont couverts d'une caroncule rouge écarlate, érectile et pointillée de plumules noires qui se gonflent de sang au moment de la reproduction. La tête est verte comme le cou, plus ou moins teintée de bleu ou de violet pourpré, avec la base garnie ou non d'un collier blanc ; l'iris est brun noisette à jaune ou rougeâtre et il existe un croissant bleu métallique sous l'œil ; le bec est vert jaunâtre. Les pattes ne sont ni très longues, ni très fortes et présentent de courts éperons, elles sont gris corne teinté de brun chez les deux sexes, la queue est pointue et longue, de couleur brun pâle, avec de bandes noires irrégulières et de larges franges déliées rouge pourpré.

#### **I.1.4.2.- Femelles**

Leur couleur est uniforme, le ton dominant étant le brun sable marqué de noir et de fauve ; la couronne est tachetée noir et brun ; le cou glacé de rose pourpré ; les plumes du manteau, des côtés de la poitrine et des flancs sont châtain avec de gros centres noirs et des bordures fauves ou grises ; un croissant de courtes plumes blanches sous l'œil ; la queue est brune avec des bandes irrégulières noires et fauves (**Delacour, 1983**) (Fig.3). D'après (**Heinzel et al., 2005**), les femelles présentent une couleur assez uniforme et terne, la couronne est tachetée de noir et brun, elle possède un cercle nu autour de l'œil et un croissant de plumes blanches sous celle-ci.

#### **I.1.4.3.- Jeunes**

Les jeunes ressemblent aux femelles (Fig.3). Ils sont comparativement, plus petits, fauve pâle avec des marques brun foncé (**Delacour, 1983**). Le mâle est plus grand que la femelle.



**Figure 3-** Caractéristiques morphologiques du faisan commun (*Phasianus colchicus*, L.) ; à droite (♂ et ♀) (Heinzel *et al.*, 2005); à gauche (Poussins) au niveau de couvoir au CCZ (Original, 2015).

## I.2.- Bio-écologie du faisan

### I.2.1.- Habitat

**Delacour (1983)**, signale que tous les faisans habitent des pays plus ou moins tempérés, bien qu'on les trouve sur des plateaux subtropicaux ou des vallées fraîches et des oasis entourées de désert ou de hautes montagnes. Alors que **Gavard-Gongallud (2000)** rapporte que le faisan commun est très peu exigeant quant au milieu qu'il fréquente et il possède de grandes capacités d'adaptation. Cependant quatre conditions doivent être satisfaites :

- Arbre de haut jet pour le perchage nocturne ;
- Zone de végétation dense pour la couvaison ;
- Zone de gagnage pour le nourrissage ;
- Point d'eau pour l'abreuvement.

### I.2.2.- Ethologie

Beaucoup d'oiseaux présentent un dimorphisme sexuel fort marqué. Le faisan commun est une espèce sédentaire, semi-domestique avec un comportement territorial printanier, les oiseaux sont regroupés en «harems», constitués d'un ♂ dominant et d'une ou plusieurs ♀ par territoire. Pour la possession des belles, les ♂ se livrent de furieux combats ayant parfois une issue fatale (**Ehmann, 1981**). Des observations ont révélé que certains ♂ dominants sont parfois accompagnés d'un à deux ♂ satellites ; par contre, d'autres coqs dominés sont solitaires et occupent alternativement divers secteurs (**Mayot, 1991**).

### **I.2.3.- Régime alimentaire et les besoins énergétiques**

Les jeunes ont un régime alimentaire principalement à base de nourriture animale au cours de leur premier mois : fourmis, chenilles, pucerons, sauterelles, papillons, petits coléoptères. Le régime des adultes est composé pour plus de 90 % de substances végétales, complétées de petits animaux et de mollusques. Les besoins quotidiens sont alors de 100 à 120 grammes de végétation herbacée, ou 60 à 80 grammes de graines. Les besoins en eau sont satisfaits à partir de l'eau de surface, de la rosée ou des végétaux verts. Le faisan ingère en outre du sable grossier et des petits cailloux qui facilitent le broyage des aliments dans le gésier (**Vallance, 2007**).

### **I.2.4.- Reproduction**

Le Faisan commun se distingue des autres espèces gibiers à plume par un système socio sexuel strictement polygame. **Mayaot et Gavard-Congallud (2007)**, rapportent que les parades sont observées dès le mois de Février et les coqs adoptent un comportement territorial et c'est généralement en Mars que se forment les premiers groupements de reproducteur, et parfois plus tard, avec une taille des harems qui varie d'un coq et une poule à une dizaine de reproducteurs (**Vallance, 2007**).

Selon **Periquet (1996)**, les mâles et les femelles sont mûrs sexuellement dès l'âge de 1 an et beaucoup de faisans se reproduisent à cet âge, d'autres à 2 ans, parfois 3 ans. Ils vivent et se reproduisent souvent plus vieux que les coqs et les poules domestiques.

#### **I.2.4.1.- Nidification**

D'après **Biadi et Mayot (1990)**, **Hill et Robertson (1988)** et **Mayaot et Gavard-Congallud (2007)**, la poule a seule la charge de confectionner le nid, de couvrir les œufs et suivre les petits, celle-ci recherche généralement les couverts susceptibles de la camoufler à la vue des prédateurs, et lorsque la végétation est partout bien développée, les nids peuvent être installés dans des endroits plus variés.

#### **I.2.4.2.- Ponte**

Comme celle de l'oie, la ponte de la faisane est essentiellement saisonnière tant que les animaux sont exposés à la lumière naturelle. Elle commence vers la fin mars et dure jusqu'à la mi-juillet : le nombre d'œufs produits varie de 45 à 60, donnant naissance à 25-45 faisandeaux (**Sauveur, 1988**).

### **I.2.4.3.- Couvaision**

La couvaision est conduite entièrement par la femelle et ne débute généralement qu'après le 15 Mai, et certaines sont observées sur un nid jusqu'en Juillet et même parfois en Août (**Hill et Robertson, 1988**). La ♀ passe alors la quasi-totalité de son temps sur le nid, l'abandonnant une ou deux fois par jour pour se nourrir et pour ces besoins naturels. L'incubation dure 23 jours (**Mayoat et Gavard-Gongallud, 2007**).

### **I.2.4.4.- Eclosion**

La majorité des éclosions a lieu en mai et en juin (**Paul et Hansen, 2003**). On marque, neufs à dix poussins éclosent par nid de première ponte, la majorité des œufs incubés donnent naissance à dix poussins. Il est à souligné que seuls 10 à 15 % des œufs incubés sont inféconds ou contiennent un embryon mort (**Biadi et Mayaut, 1990**).

### **I.2.5.- Détermination de l'âge et du sexe**

L'étude d'une population animale est toujours basée sur la reconnaissance de l'âge et du sexe des individus qui la composent. A partir de ces données on déduit la structure et la dynamique de la population (**Birkan, 1977**). En effet, la détermination de l'âge et du sexe des faisans est d'une importance primordiale (Annexe. II ; Fig.4). **Schricke (1991)** confirme que les critères disponibles permettent de distinguer avec une certaine rigueur l'âge des faisans de moins de 6 mois et de distinguer l'oiseau de l'année de celui de plus d'un an au-delà. La longévité du faisan est de 8 ans en moyenne (**Vallence, 2007**).

## **I.3.- Biologie de la reproduction chez le faisan**

### **I.3.1.- Anatomie et physiologie de l'appareil reproducteur ♂**

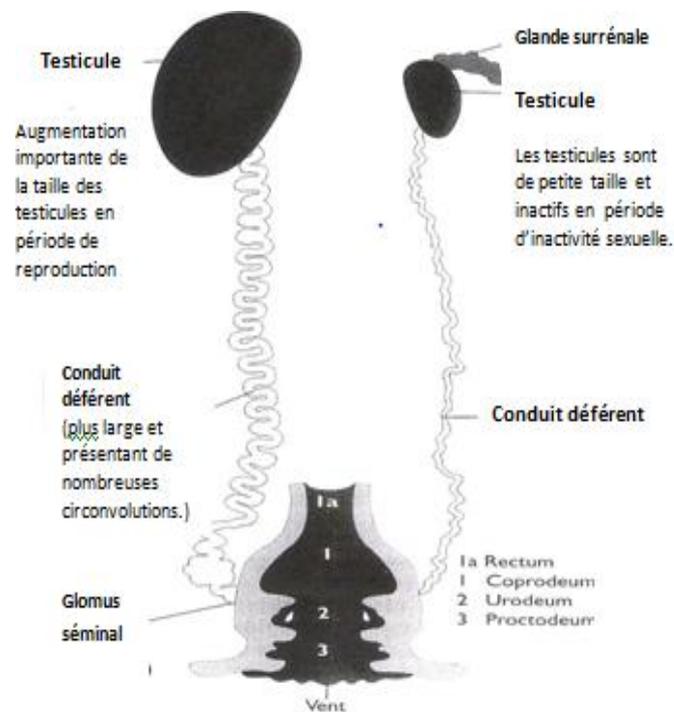
Chez les ♂, l'ensemble des organes sexuels sont internes et, contrairement à ce que l'on observe chez la plupart des mammifères, les testicules ne migrent pas et donc demeurent sur leur site d'origine embryologique (**Walter, 2007**).

L'appareil génital de coq faisan se compose de deux testicules en forme d'haricot situés dans la cavité abdominale au niveau du tiers antérieur des reins, de part et d'autre de l'axe vertébral. Leur taille varie selon la saison ; faible pendant la période de repos sexuel (automne-hiver), elle augmente considérablement au printemps sous l'effet de l'action stimulante de la lumière (Fig. 5) (**Schricke, 1991**).

Chaque testicule est entouré d'une fine capsule d'environ 80-90 µm d'épaisseur selon les espèces, ce qui en fait une structure relativement fragile. La couleur des testicules est normalement blanchâtre même si elle peut devenir grise ou noire en liaison avec la présence de pigments de mélanine dans les mélanocytes du tissu conjonctif de chaque testicule (Walter, 2007).

L'épididyme est localisé au bord dorso-médial du testicule, au niveau du hile. Il est constitué du *rete testis*, des canaux efférents, des canaux de connexion et du canal épидидymaire. L'ensemble de ces canaux se déversent dans le canal déférent (Johnson, 2000). Les canaux déférents longent les uretères en formant de plus en plus de replis au fur et à mesure que l'on approche du cloaque et se jettent dans l'*urodeum* en formant une ampoule séminale ou *glomus* séminal (Fig.5) (Sauveur et De Revier, 1988 ; Braun, 2004). Les muscles bulbo caverneux compriment cette ampoule pendant l'accouplement, faisant jaillir le sperme dans le cloaque ou le vagin de la femelle (Villate, 2001).

Chez le coq faisane, au niveau du cloaque, un *phallus* peut être présent. Il est absent chez la majorité des oiseaux. Le *phallus* est situé sur le plancher du *proctodeum* et il s'éverse partiellement durant la miction et la défécation (Braun, 2004). Il n'y a pas d'organes ou de glandes accessoires de la reproduction connus chez les oiseaux (Walter, 2007).



**Figure 5-** Anatomie du tractus génital ♂ au repos et en période de reproduction (Johnson, 2000).

Après la parade nuptiale l'accouplement a lieu. Il est le plus souvent bref et se fait par simple contact après éversion des cloaques ou pénétration d'une papille cloacale plus développée en période de reproduction, l'éjaculation est intra vaginale et la fécondation se fait au niveau du pavillon. Les accouplements se font tant qu'il n'y a pas d'œuf dans les voies génitales basses (**Villate, 2001**).

### **I.3.1.1.- Structure interne des testicules**

Le parenchyme testiculaire est constitué de deux parties bien distinctes : les tubes séminifères qui produisent les spermatozoïdes et le tissu interstitiel. Ce tissu fortement irrigué et innervé est aussi le lieu de production des stéroïdes sexuels, et en particulier des androgènes testiculaires. En coupe transversale, les tubes séminifères sont généralement arrondis et leur juxtaposition laisse apparaître la zone inter-tubulaire située pour l'essentiel au niveau des méats formés par plusieurs tubes contigus (**Educagri, 2005**).

#### **❖ Tubes séminifères**

Chez l'adulte, ils occupent environ 90% du volume total des testicules. Dans les espèces avicoles, leur diamètre est de l'ordre de 250 à 300µm. les tubes séminifères renferment deux catégories de cellules : des cellules somatiques et des cellules germinales.

Les cellules somatiques sont représentées pour partie par les cellules myoïdes (ou cellules pérítubulaires), contractiles, qui contribuent au déplacement des spermatozoïdes et du fluide testiculaire depuis la lumière des tubes séminifères jusqu'au *rete testis*, lieu de convergence des tubes séminifères avant l'arrivée à l'épididyme (**Educagri, 2005**).

Les autres cellules somatiques, appelées cellules de Sertoli, sont de grandes cellules pyramidales disposent d'un gros noyau réfringent plus ou moins arrondi contenant un nucléole généralement bien visible. Elles sont reliées entre elles par des jonctions serrées, définissant une barrière hémato-testiculaire et deux compartiments, un basal où se produisent les multiplications spermatogoniales, et un adluminal où se déroulent la méiose et la spermatogenèse dans un milieu différent. Par ailleurs, chaque cellule de Sertoli contrôle un nombre de cellules germinales assez constant : la production de cellules germinales dès les spermatogonies souches cycliques dépend donc du nombre de cellules de Sertoli (**Combarrous et Volland-Nail, 1997**).

Les cellules de Sertoli sécrètent en particulier de nombreuses protéines (inhibine, ABP, etc), coordonnent la migration des cellules germinales au sein des tubes, participent à la

maturation de ces cellules en début de spermatogenèse et exercent une fonction de phagocytose des cellules en dégénérescence. Ce sont aussi des cellules cibles pour FSH (via des récepteurs cytoplasmiques) et pour la testostérone (via des récepteurs nucléaires).

Dans les espèces avicoles au moins, la durée de la spermatogenèse est bien plus courte que chez les mammifères (Tab.I, annexe III). Les faisans mâles ont de fait une activité gamétogénétique très élevée pendant la saison sexuelle (**Educagri, 2005**).

#### ❖ Tissu intertubulaire

A l'éclosion, ce tissu occupe environ 40% du contenu testiculaire, mais il ne représente plus qu'environ 10% de ce même tissu chez l'adulte. Le tissu intertubulaire contient essentiellement des capillaires sanguins et des cellules plus ou moins chromophiles, à noyau arrondi, les cellules de Leydig. Ces cellules à forte activité stéroïdogène dès le stade embryonnaire, sont stimulables par LH et produisent, en particulier, la testostérone. Elles sont donc en partie responsables de la fonction endocrine des testicules (**Educagri, 2005**).

#### I.3.1.2.- Les fonctions testiculaires

Les testicules exercent une double fonction, la fonction endocrine ou la stéroïdogénèse et la fonction exocrine ou la spermatogenèse. Ces deux fonctions se déroulent respectivement dans les cellules de Leydig (tissu interstitiel) et au niveau des tubes séminifères (**Amann et Schanbacher, 1983**).

#### ❖ Stéroïdogénèse

Les testicules élaborent les androgènes dont le plus dominant est la testostérone. Ils produisent, aussi d'autres hormones dont l'inhibine, l'androgène binding protéine (ABP) (et l'activine (**Noakes et al., 2001**)). Les stéroïdes produits par les testicules et plus particulièrement la testostérone, proviennent du cholestérol, lui-même produit à partir de l'acétate dans le réticulum endoplasmique lisse des cellules de Leydig et stocké comme un composant libre et estérifié (**Amann et Schanbacher, 1983 ; Noakes et al., 2001**).

La testostérone est responsable de la différenciation embryonnaire des voies génitales, du développement et du maintien des caractères sexuels primaires et secondaires (**Bonnes et al., 2005**), du contrôle et du maintien de la spermatogenèse (**Baril et al., 1993**).

## ❖ Spermatogenèse

La spermatogenèse est un processus chronologiquement long, qui à partir de cellules de la ligné germinale des tubes séminifères, aboutit après mitose, méiose et différenciation à la libération de spermatozoïdes mûrs dans la lumière des tubes séminifères (**Amann et Schanbacher, 1983 ; Johnson, 1991**).

Selon **Barone (1990)** et **Johnson (1991)**, le cycle spermatogénétique est divisé en trois principales phases : les divisions spermatogoniales, la méiose et la spermiogenèse. Au cours de ces phases, les spermatogonies souches produisent plusieurs générations de spermatogonies, dont la dernière donne naissance aux spermatocytes, eux-mêmes transformés en spermatides. Après l'une des premières générations de spermatogonies, sont produites de nouvelles spermatogonies souches dont le renouvellement assure la continuité de la production de spermatozoïdes pendant la vie adulte (**Sauveur, 1988**). Une particularité tout de même, les oiseaux sont des animaux homéothermes et les testicules sont internes. La spermatogenèse se produit donc environ 41°C (température interne des oiseaux), ce qui est bien plus élevé que les températures acceptables pour la spermatogenèse des mammifères (**Educagri, 2014**).

### I.3.2.- Anatomie et physiologie de l'appareil reproducteur ♀

L'appareil reproducteur de la faisane est impair : seuls l'ovaire et l'oviducte gauche sont fonctionnels chez l'adulte. Cependant l'ovaire et l'oviducte droits régressent dès le 10<sup>ème</sup> jour d'incubation, cette régression est liée à la très faible expression des récepteurs aux œstrogènes dans la gonade droite (**Schricke, 1991 ; Saint-Dizier et Chastant-Maillard, 2014**).

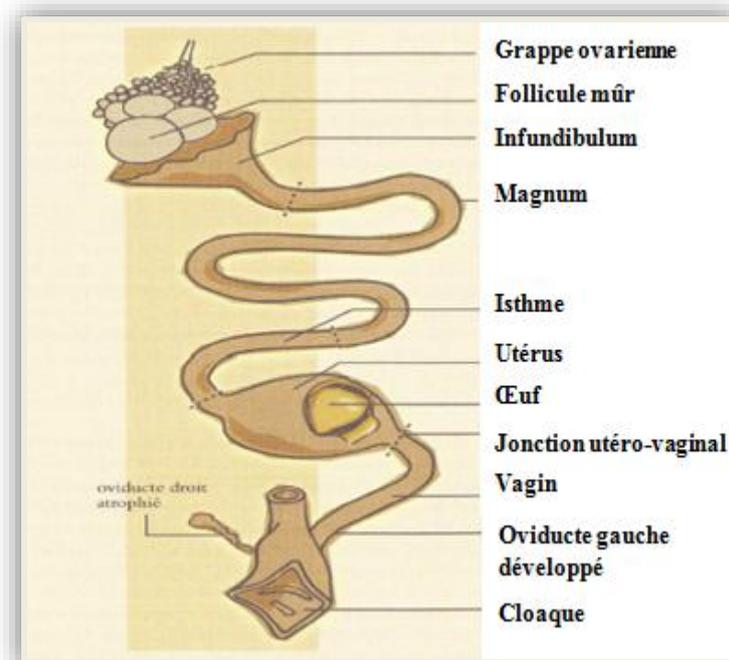
#### I.3.2.1.- Ovaire

L'ovaire fonctionnel est situé en région sublombaire, contre la partie antérieure du rein gauche. A l'état de repos, il se présente sous la forme d'une grappe de petits tubercules grisâtres (follicules ovariens) : en période d'activité, son développement est considérable et l'on trouve des ovules à tous les stades de maturation (d'où le terme de « grappe ovarienne ») (Fig.6 ; Annexe III), la taille et la coloration jaune (vitellus) caractérisant ceux dont la libération est imminente (**Schricke, 1991**).

### I.3.2.2.- Oviducte

L'oviducte qui va de l'ovaire au cloaque comprend cinq parties essentielles (Fig.7) : le pavillon qui se rétrécit rapidement pour aboutir au magnum aux parois épaisses très riches en glandes sécrétrices : font suite l'isthme nettement plus étroit, l'utérus et enfin, séparé de celui-ci par un sphincter puissant, le vagin qui aboutit directement au cloaque (**Schricke, 1991**).

L'oviducte assure de multiples fonctions. Tout d'abord, il réceptionne l'ovocyte mature au moment de l'ovulation et sécrète autour de lui successivement une membrane périvitelline externe, le blanc d'œuf (albumen), des membranes coquillères et de la coquille. Il assure également le stockage, la survie et la remontée des spermatozoïdes vers le site de fécondation et il abrite cette fécondation. Enfin, l'oviducte fournit un environnement favorable aux divisions du zygote jusqu'au moment de l'oviposition (**Saint-Dizier et Chastant-Maillard, 2014**). Au moment de la ponte, le vagin s'extériorise et dépose l'œuf à l'extérieur ce qui évite le contact avec les matières fécales et urinaires. C'est le mécanisme d'oviposition (**Villate, 2001**).



**Figure 7-** Anatomie du tractus génital et urinaire chez la ♀ en période de reproduction (**Heyman et Vignon, 2005**)

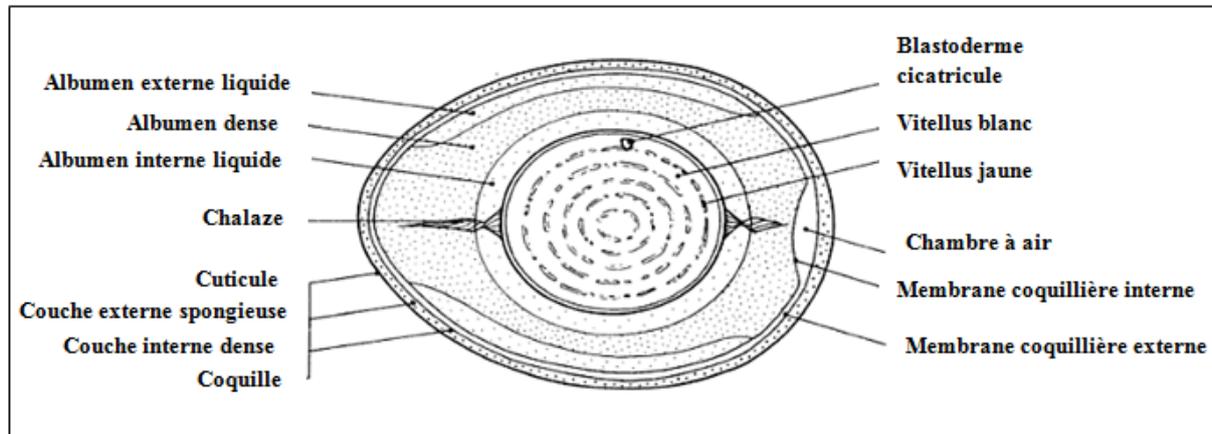
### I.3.2.3.- Formation de l'œuf

Selon **Thevoz (2009)**, l'œuf est constitué de plusieurs composants (Fig.9). L'ovulation est sous la dépendance de la lumière, par le biais d'interactions hormonales complexes ;, l'ovule mûr constitue le jaune qui, au cours du transit effectué dans l'oviducte, s'entoure de l'albumen puis des membranes coquillières, enfin de la coquille (**Schricke, 1991**).

Au moment de la maturité sexuelle, un nombre relativement infime de follicules ovariens s'individualise à la surface de l'ovaire. Chacune des cellules est le point de départ d'un jaune qui se formera en une dizaine de jours grâce à l'apport de réserves nutritives riches en matières grasses qui assureront, pour une large part, le développement de l'embryon. Ce jaune ou vitellus va être libéré dans le pavillon où il séjournera vingt minutes (**Schricke, 1991**).

La formation de blanc c'est dans le magnum, au cours d'un séjour de 3 heures environ, que le jaune s'entourera des protéines de l'albumen ; les parois du magnum sont, en effet, riches en cellules sécrétrices. Ainsi formé, l'albumen est peu hydraté et recevra dans l'utérus le complément nécessaire en eau et en matière minérales.

Les membranes coquillières sont élaborées dans l'isthme, en une heure environ, enveloppant vitellus et albumen. L'œuf pénètre alors dans l'utérus où le blanc se réhydrate, ce qui facilite le contacte des membranes coquillières ainsi tendues avec la paroi de l'utérus ; la chambre à air est formée au niveau du gros bout de l'œuf. Puis la coquille, en se pigmentant, se constitue en trois couches successives, les deux premières riches en calcium, la dernière formant la cuticule, mince pellicule protéique qui ralentit l'évaporation et protège l'œuf des agressions microbiennes. Le temps de séjour dans l'utérus est de 19 à 21 heures. L'œuf est alors expulsé dans le vagin, puis dans le cloaque et, de là, dans le milieu extérieur (**Schricke, 1991**).



**Figure 9-** Les principaux constituants d'un œuf de faisane commune (Schricke, 1991).

La fécondation qui est une transformation de l'œuf en embryon est interne à la femelle. Cette fécondation quand elle existe, a lieu dans la partie haute du pavillon (Brillard, 1988 ; Hien, 2002). Elle intervient lorsque le jaune n'est encore recouvert que de la membrane vitelline.

### I.3.3.- Facteurs endogènes et exogènes de la reproduction chez le faisane commune

#### I.3.3.1.- Facteurs environnementaux

Le cycle de reproduction est la convergence entre le cycle circadien et le cycle biologique annuel qui sont modulés par la photopériode perçue par l'œil de l'animal et plusieurs autres paramètres comme la température, la vue de congénères, la présence d'un nid, les sons et/ou chants, l'hygrométrie et la quantité de nourriture disponible (Andre, 1990 ; Beynon *et al.*, 1996) (Annexe IV). Cela permet à ce dernier de répondre de manière optimale aux variations environnementales, d'être synchronisé avec sa partenaire (Braun, 2004).

Chez les oiseaux qui se sont déjà reproduits, les conditions environnementales ont un rôle moindre dans le déclenchement de la reproduction (Duranceau, 2002).

#### I.3.3.2.- Facteurs endocriniens

Les oiseaux synthétisent deux types de Gonadotropin-Releasing Hormone « GnRH » et seule la GnRH-I, sécrétée de manière pulsatile, semble avoir un rôle direct dans la régulation de la synthèse de l'hormone lutéinisante « LH ». Mais une même quantité d'hormone hypothalamique peut induire la sécrétion de quantités différentes d'hormones hypophysaires car la réponse des cellules est régulée par de nombreux facteurs (Orosz *et al.*, 1997) (Annexe. IV. Fig. 9 et 10).

## **I.4.- Facteurs agissants sur la dynamique des populations du faisán commun**

L'accroissement d'une population de faisans est relativement faible, eu égard à l'apparente prolificité de l'espèce. Les adultes issus de souches naturelles subissent environ 10 à 20% de perte à la belle saison, entre le printemps et l'automne, et 20% durant l'hiver, hors pression de chasse (**Durantel, 2007**).

### **I.4.1.- Facteurs abiotiques**

Les facteurs climatiques sont des paramètres du milieu qui peuvent agir directement ou indirectement sur la faune. D'après **Hill et Robertson (1988)**, en général les conditions climatiques hivernales entraînent peu de mortalité, car le faisán est adapté au froid et à la disette, et seul un hiver particulièrement rude peut être préjudiciable à la population. D'après **Maghnouj (1991)**, la température diminue le poids des œufs de la *Perdrix gambra* notamment quand ceux-ci séjournent longtemps dans leur nid. Elle aurait une action importante sur la mortalité des jeunes. Par ailleurs, ces mêmes conditions, selon **Schricke (1991)**, sont mieux supportées par le Faisán compte tenu de son biotope et ses habitudes alimentaires, que par la *Perdrix gambra*.

### **I.4.2.- Facteurs biotiques**

#### **I.4.2.1.- Maladies**

D'après **Thiboutot (2006)**, le gibier à plume faisán commun peut receler des maladies liées à des parasites, à des bactéries ou à des virus, mais aussi à des métaux lourds ou des pesticides. En nature, on rencontre essentiellement la coccidiose et la tuberculose (Annexe V), elles ne semblent cependant pas avoir d'impact réel sur les populations du faisán commun (**Schricke, 1991**).

#### **I.4.2.2.- Compétition**

Selon **Birkan (1971)**, le faisán peut entrer en compétition alimentaire avec la perdrix grise *Perdrix perdrix* et la perdrix rouge *Alectoris rufa*. Il pourrait aussi entrer en compétition avec les espèces indigènes plus sténoécés tel que le Tétrás-lyre *Tetra ostetrix*.

### **I.4.2.3.- Prédation**

**Periquet (1996)**, rapporte que certains prédateurs détruisent les œufs comme par exemple, les corbeaux, les hérissons, les fouines, les belettes et les rats. Il existe une autre sorte de nuisance présentée par les animaux qui consomment la nourriture destinée aux faisans tels que les rats, les souris, les moineaux et autres oiseaux. Concernant l'impact de celle-ci ; une étude menée en Suède révèle que les prédateurs tels que le renard et les rapaces sont à l'origine de la disparition de 77 % des faisans (**Legall, 1990**). **Ehmann (1981)** a démontré, que la proportion des nids détruits par les prédateurs varie entre 44 et 47% en milieu naturel.

### **I.4.2.4.- Impact de l'homme**

La période de reproduction du faisan est la plus sensible aux interventions humaines. La destruction des nids ou des poussins lors des travaux agricoles, notamment dans les régions herbagères, ou d'entretien limite fortement le développement de l'espèce. Le dérangement touristique, comme la cueillette du muguet est à l'origine de nombreux abandons de nids. Le faisan, oiseau piéteur, paye aussi un lourd tribut à la circulation routière (**Vallence, 2007**). L'impact de l'homme sur l'environnement met en évidence, à travers ses activités agricoles, sa chasse et sa circulation mécanisée les effets négatifs sur les faisans (**Schricke, 1991**). Il faut ajouter que les méthodes de chasse peuvent influencer sur la dynamique des populations, sur les rapports de sexes ou sur la structure d'âge (**Bouadi et al., 2000**).

### **I.4.3.- Facteurs internes agissant sur la dynamique des populations**

Il existe des limites qui freinent l'évolution d'une population comme par exemple la consanguinité qui est favorisée involontairement dans la mesure où aucun contrôle n'est effectuée sur les oiseaux ni encore sur la qualité des œufs. On sait que la consanguinité résulte de croisement entre individus apparentés, elle augmente la proportion d'allèles homozygotes au détriment des allèles hétérozygotes et augmente de ce fait l'incidence des caractères récessifs au sein de la population. Ce n'est que grâce à l'introduction de nouveaux mâles étrangers à l'élevage que celle-ci a pu être sauvé. Il semble aussi que le recours systématique à l'incubation artificielle et l'absence de relation mères/ jeunes serait à l'origine de l'altération de la cohésion sociale et des défenses face au prédateurs. L'analyse de cet aspect à été clairement définie (**Melin, 1995**).

# Chapitre II

Dans ce chapitre, nous abordons en premier lieu la méthodologie utilisée pour l'étude de la biologie de reproduction d'une population captive de faisan commun « *Phasianus Colchicus* » contrôlée au CCZ (Voir annexe. VI). En deuxième lieu, nous allons présenter la méthodologie de l'étude de la fonction testiculaire chez cette espèce au cours de la croissance au niveau du laboratoire des recherches sur les zones arides (LRZA) de l'USTHB.

L'expérimentation s'est étalée sur cinq mois, de juin à octobre de l'année 2015.



**Figure 12-** Centre Cynégétique de Zéralda.

### **II.1.- Objectif de l'étude**

Afin d'étudier la biologie de reproduction du faisan commun, nous avons exploité les fichiers d'élevage du centre pour la période de reproduction qui s'étale de Mars à Juin. La présente étude consiste en un suivi de l'évolution des paramètres de reproduction d'une population en captivité de faisan commun. Il faut rappeler que ce travail rentre dans le cadre d'un programme de sélection sur le caractère ponte appliqué depuis l'année 2000 par l'équipe du CCZ.

Le volet développement embryonnaire est abordé via des analyses portant sur des indicateurs de succès des incubations artificielles d'une part et le contrôle des conditions de la normalité du processus d'incubation via le calcul du coefficient de perte du poids des œufs durant l'incubation d'autre part

Ainsi, nous avons réalisé un suivi de l'évolution des paramètres biométriques (poids corporel, longueur de l'aile pliée, d'ergot et du tarse, poids testiculaires et diamètre des tubes séminifères) et histologiques du testicule au cours de la croissance de faisandeaux mâles dont le but de mettre en évidence les éventuelles relations qui existent entre ces différents paramètres et de déterminer l'âge à la maturité sexuelle.

## II.2.- Matériel

### II.2.1.- Matériel biologique

Le matériel biologique utilisé dans le cadre de notre étude est le faisán commun « *Phasianus colchicus* ». Les oiseaux étudiés sont issus de l'élevage du CCZ et ce sont les descendants des 400 individus originaires des élevages français importés en 1970. La première partie de notre recherche s'intègre dans le cadre d'un programme de sélection d'une lignée de faisán de chasse mis en place par l'équipe du centre depuis 2000 (Belhamra, 2007).

- La population captive dont nous avons étudié les paramètres de reproductions et les mesures biométriques est composée de **70** familles ;
- Les œufs mis en incubation (OMI) et pris en compte dans notre analyse (**n= 144**) ont été ramassés pendant la dernière semaine du mois de Mai. Cette population d'œufs a été suivie régulièrement, pendant toute la durée d'incubation qui est de 24 jours.

Après l'éclosion et avant le transfert des faisandeaux, nous avons pesé un échantillon de **79** poussins d'un jour dont le poids moyen est de  $17,34 \pm 0,21$ g (Tableau II ; Annexe. VII). Afin d'étudier l'évolution de la fonction testiculaire au cours de la croissance, nous avons constitué à partir de cet échantillon, cinq lots qui sont élevés dans les mêmes conditions d'élevage appliquées par le centre cynégétique de Zéralda. En plus de ces lots, nous avons ajouté un autre lot de faisans à l'âge adulte (Tab. III).

**Tableau III-** Effectif de faisans mâles utilisés pour l'étude histo-morphométrique du testicule.

	Âge	Effectif
Lot n°1	1 mois (4 semaines)	<b>03</b>
Lot n°2	2 mois (8 semaines)	<b>03</b>
Lot n°3	3 mois (12 semaines)	<b>03</b>
Lot n°4	4 mois (16 semaines)	<b>03</b>
Lot n°5	5 mois (20 semaines)	<b>03</b>
Lot n°6	Adulte (14 mois)	<b>12</b>

## II.2.2.- Matériel non biologique

Pour le déroulement de notre expérimentation, nous avons utilisé les appareillages, les verreries et les produits nécessaires pour l'application des méthodologies utilisées (Annexe VIII).

## II.3.- Dispositif expérimental I : Succès du suivi de la reproduction en captivité

### II.3.1.- Nombre et sex-ratio

La mise en reproduction pour cette espèce a été appliquée durant le mois de janvier. 70 mâles ont été installés dans des parquets individuels 15 jours avant les femelles. Le nombre de femelles utilisées en début de saison était de 350 avec sex-ratio de 1 mâle pour 05 femelles.

Pour le suivi de l'évolution de la ponte, les œufs sont marqués et enregistrés quotidiennement sur des fiches élaborées dans le cadre du programme de sélection.

### II.3.2.- Critères de sélection

La sélection appliquée depuis 2000 par l'équipe du centre, est basée sur l'intensité de la ponte et la qualité de l'œuf. Selon **Schricke (1991)**, c'est une sélection semi pédigrée ou familiale. Mais d'après **Hartl et Lozovskaya (1994)**, c'est une sélection artificielle, qui consiste à choisir délibérément un groupe d'individus sélectionnés pour servir de reproducteurs. Et les reproducteurs choisis sont les animaux de phénotypes supérieurs.

Cette forme de sélection est appliquée dans le but d'améliorer les performances de reproduction du faisan élevé au CCZ et destiné au lâché en nature (**Belhamra et al., 2004**). Sachant que les meilleures pondeuses sont également les meilleures couveuses et que la capacité à couvrir est un comportement héritable. Ce choix est justifié car selon **Wiener et Rouvier (2009) in (Larinouna, 2011)**, il est parfois judicieux de faire porter la sélection sur un caractère corrélé (sélection indirecte) plutôt que sur le caractère visé lui-même.

Pour réaliser une sélection efficace, les techniciens ont pris la précaution de tenir compte du sexe ratio de l'élevage et de contrôler un maximum d'œufs par famille. Le contrôle systématique des performances est appliqué chaque saison sur une période de 14 semaines ; de la 1<sup>ère</sup> semaine de Mars à la 2<sup>ème</sup> semaine de Juin.

### II.3.3.- Unité d'élevage

Les oiseaux sont maintenus en période de reproduction dans des volières ou des parquets. Ce sont des unités élémentaires d'un élevage de gibier, de forme carrée et d'une superficie de 16 m<sup>2</sup> et de 2 m de hauteur implantées sur un sol bien en herbe, de texture sableuse pour éviter toute stagnation des eaux de pluie. Ils sont confectionnés avec du grillage triple torsion de 1,8 à 2 m enfoncé de 40 cm dans le sol. A la base du grillage, on dispose du filet brise-vent sur une hauteur de 1 m pour éviter d'une part des courants d'air et d'autre part que les coqs se battent à travers le grillage. La couverture, est constituée de filet au grillage, ce qui évite aux oiseaux de se blesser lors de l'envol. Les oiseaux se disposent également d'un abri constitué d'une tôle, d'un abreuvoir, une mangeoire et un perchoir d'une longueur de 2 m à une hauteur de 1 m pour leur permettre de s'isoler du sol s'ils en éprouvent le besoin.

Avant la mise en place des oiseaux, on procède à la désinfection du sol en ayant soin d'utiliser un produit qui assainira les parquets et facilitera la repousse du couver herbacé.



**Figure 13-** Parquet de ponte (Original, 2015).

### II.3.4.- Alimentation des reproducteurs

Un aliment de type " poule reproductrice" est fourni aux faisans, un mois avant et pendant la période de ponte. C'est un aliment complet, supplémenté et vitaminé. Il est composé selon l'ONAB (Office National des Aliments du Bétail) de : maïs, tourteau de soja issues de meunerie, calcaire, phosphates, sel, acides aminés, oligo éléments, poly vitamines, antioxydant, facteurs de croissance (antibiotique). Les suppléments sont composés de :

- Antibiotique : Flavomycine.
- Antioxydant : BHT
- Vitamines : A, E, D3.

La nourriture est distribuée deux fois par semaine et l'eau chaque jour, par une même personne afin d'éviter de stresser les Faisans. Selon **Gavard-Gongalu (2000)**, l'aliment distribué en cette période couvre deux besoins celui d'entretien qui constitue la base nécessaire à l'oiseau pour vivre et le besoin d'exportation qui contribue pour la poule à la production d'œufs et pour le coq à la production de gamètes.

### II.3.5.- Collecte, triage et stockage des œufs

Le dispositif d'élevage des reproducteurs en parquets de ponte est bien adapté à un contrôle de type familial. Les œufs ramassés sont marqués en référence au parquet et donc portant le numéro de la famille.

Le ramassage des œufs se fait deux fois par jour, une fois la matinée et une autre l'après midi et le numéro relatif à chaque famille est repris sur ces œufs (Fig. 14). Il est nécessaire de les récolter le plus rapidement possible pour éviter tout risque de contamination et d'altération de l'embryon. En retirant les œufs du nid on empêche également les femelles de couvrir et ainsi elles continuent à pondre (**Hansets, 2013**). Après le ramassage, ces derniers sont déposés dans des plateaux, puis triés, où on élimine ceux qui sont impropres à l'incubation. En effet, les œufs trop petits ou trop gros éclosent mal et les œufs dont la coquille présente des anomalies (bosses, vides, bourrelet, coquille mince, poreuse ou trop épaisse, grains de calcaire, fissure, extrémité très pointue) sont écartés. En attendant la mise en incubation, les œufs doivent être stockés dans un endroit frais (12 à 15°C), sec et à l'abri du soleil tout en sachant que l'embryon meurt à -2°C et commence à se développer à partir de 27°C. Ils sont désinfectés par le TH3 iodé qui est un désinfectant bactéricide à usage multiple. La durée de conservation des œufs ne dépasse pas une semaine. Pour l'humidité de stockage, l'idéale est d'avoir 75 à 80 % d'humidité pour éviter que l'œuf ne perde trop d'eau avant le début de l'incubation.



**Figure 14-** Nid de Faisan commun (*Phasianus colchicus*, L) tapissé de feuilles avec des œufs (CCZ) (a) ; œufs de faisans ramassés et marqués par famille (b), (c) (**Original, 2015**).

Dans le but de cerner et de consolider les résultats de cette partie, nous avons suivi le développement embryonnaire pendant 21 jours, dans les conditions de déroulement de l'incubation au sein du couvoir du CCZ en prélevant au hasard, à intervalle fixe de 03 jours 08 œufs. A chaque stade, dans le cas où l'œuf est fécond, nous avons procédé à la coupe de la coquille, par l'ouverture de l'œuf d'une façon horizontale nous consultons les notices de références (Sauveur, 1988 ; Schricke, 1991; Hanset, 2013).

### **II.3.6.- Incubation et éclosion des œufs**

La durée d'incubation totale des œufs de faisan est de 24 jours (Rio, 2001), et on distingue deux périodes entre la mise en place des œufs dans l'incubateur et leur éclosion. Durant la phase d'incubation, nous avons procédé à la vérification et au contrôle des paramètres physiques. Les vérifications de routines appliquées durant les phases successives d'incubation sont nécessaires afin que les causes de mortalité embryonnaires soient logiquement perçues à travers l'indice de perte en eau.

#### **II.3.6.1.- Phase d'incubation**

La première dure 21 jours et se déroule dans un incubateur de type VICTORIA (Fig. 15), dans lequel les œufs sont placés sur des plateaux, avec la pointe légèrement dirigée vers le bas et retournés régulièrement 1 tour / heure, afin d'éviter l'adhérence du vitellus à ses enveloppes extérieures.

L'incubation des œufs dans de tels appareils est très délicate, les conditions qui suivent doivent être respectées pour la réussite de l'opération :

- **Température**

La température d'incubation idéale est de 37,7°C. à 38,7°C. Les facteurs qui risquent de perturber la température de l'incubation et auxquels il faut faire attention sont :

- Les ouvertures intempestives des portes ;
- Les mirages (lorsqu'ils sont pratiqués) ;
- Les réglages de ventilation.

- **Hygrométrie**

L'hygrométrie optimale se situe entre 50 et 60 %. Les pertes quotidiennes d'eau par l'œuf à travers les pores de la coquille augmentent régulièrement au cours de l'incubation.

Au 21<sup>ème</sup> jour d'incubation, la perte totale représente 15 à 16 % du poids initial de l'œuf. Afin de maintenir cette évaporation à un taux optimal, l'humidité doit être contrôlée pour que l'embryon se développe correctement.

- **Teneur de l'air en oxygène et en gaz carbonique**

L'aération est assurée par deux alvéoles de ventilation se trouvant sur le couvercle et un ventilateur. Ces deux alvéoles ou trous permettent une bonne oxygénation et une élimination des gaz carboniques résultant de l'absorption de l'oxygène à travers les pores des coquilles.



**Figure 15** - Incubateur à grande capacité de type VICTORIA au niveau de couvoir de CCZ (Original, 2015).

### II.3.6.2.- Mirage

Cette opération consiste à sélectionner les œufs clairs et les embryons morts pour éviter le développement des bactéries et des agents pathogènes pendant l'incubation, un aux alentours du 8<sup>ème</sup> jour puis un autre lors du passage en éclosoir, soit au 21<sup>ème</sup> jour. Le 1<sup>er</sup> permet de se débarrasser des œufs clairs et le 2<sup>ème</sup> des embryons morts (Fig.16). Cette opération s'effectue à l'aide d'un mire-œuf qui est un matériel produisant une source lumineuse vive que l'on pose sur l'œuf. Les rayons lumineux traversent celui-ci et l'on peut ainsi constater l'état de développement de l'embryon (Gavard- Gongallud, 2000).

L'œuf fécondé laisse entrevoir par transparence un point central duquel partent une multitude de petits vaisseaux sanguins en forme de « toile d'araignée » et l'œuf clair reste légèrement transparent (Lardeux et Boyer, 2006).



**Figure 16-** Mirage des œufs (a) au 9<sup>e</sup> jour d'incubation à l'aide d'un mire-œuf dans une chambre noire (b) au niveau du couvoir (**Original, 2015**).

### II.3.6.3.- Phase d'éclosion

Au bout du 21<sup>ème</sup> jour d'incubation, les œufs sont transférés de l'incubateur vers l'éclosoir (Fig. 17). Les œufs séjournent dans cet appareil pendant trois jours. Pendant cette période, ils sont mis à plat dans des plateaux grillagés à fonds horizontaux, avec une température qui doit être maintenue constante à 37,7°C et l'humidité relative doit être augmentée de manière significative et varier entre 67% le premier jour à 86% le troisième jour. Tous ces conditions, pour éviter que les jeunes oisillons ne se dessèchent à l'éclosion et également rendre plus friable la coquille et ainsi faciliter le bêcheage. Il est à noter que les œufs ne sont plus retournés dans l'éclosoir, et les éclosions auront lieu le quatrième jour. Une fois éclos, il convient de laisser sécher les faisandeaux pendant 24 heures afin qu'ils puissent absorber leur réserve vitelline. Lorsque les oisillons sont bien secs, on les sort de l'éclosoir et l'on opère à un tri.



**Figure 17-** Eclosoir de type VICTORIA (à droite); Poussin d'un jour dans un éclosoir (à gauche) au niveau de la salle d'éclosion du couvoir du CCZ (**Original 2015**).

Selon **Sauveur (1988)**, le bêcheage et les mouvements respiratoires et musculaires liés à l'éclosion représentent pour le poussin des efforts considérables qui peuvent dans certains cas entraîner un épuisement fatal. Les conditions d'ambiances qui permettent l'accélération de la respiration sont donc particulièrement importantes et c'est pourquoi l'hygrométrie et la teneur en gaz carbonique dans l'aire doivent être élevés lors de l'éclosion que pendant les phases d'incubation. Quant à la température ambiante, il importe de l'abaisser progressivement en fin d'incubation, car elle agit sur la résorption du sac vitellin.

Il faut signaler que le non-respect des conditions d'incubation peut causer des pertes au niveau des deux phases incubation et éclosion (Tableau IV et V ; Annexe IX).

### II.3.7.- Elevage des jeunes

L'élevage des faisandeaux se fait dans une chambre bien tempérée et aérée avec un sol couvert d'une litière ou paille. En dehors des besoins en eau et d'alimentation, les poussins se disposent des soins sanitaires et un contrôle continu pour empêcher toute propagation de maladies.

#### II.3.7.1.- Période d'élevage du 1<sup>er</sup> âge

Elle concerne les faisandeaux âgés de 1 à 32 jours. Les faisandeaux nouvellement nés sont placés dans des chambres d'élevage préalablement chauffées à température adéquate de 37°C. (Fig.18).



**Figure 18** - Chambre d'élevage 1<sup>er</sup> âge : **(a)** Faisandeaux dispersés sous la source de chaleur avec l'installation d'abreuvoirs et de mangeoires; **(b)** les trappes à partir desquelles les faisandeaux à l'âge de 3 à 4 semaines ont accès au parcours (**Original, 2015**).

Durant les 24 heures qui suivent leur naissance, les faisandeaux ne doivent disposer que de l'eau tempérée (20 à 25° C). En suite, on leur distribue de la nourriture.

Les poussins sont élevés dans des chambres de 16 m<sup>2</sup> équipées de 4 abreuvoirs, 4 mangeoires, une éleveuse et un thermomètre. C'est dans ces chambres que les poussins séjournent 4 semaines (Tableau VI et VII ; Annexe X). Par la suite, deux trappes de chaque chambre seront ouvertes pour que les faisandeaux aient accès au parcours grillagés (8m x 3m). Ces derniers sont également équipés de mangeoires linéaires, d'abreuvoirs métalliques ainsi que des perchoirs (Fig. 18). L'ensemble de ces chambres d'élevage et parcours est appelé bâtiment d'entretien où les faisandeaux séjournent jusqu'à l'âge de 8 semaines.

### II.3.7.2.- Période d'élevage du 2<sup>ème</sup> âge

A partir de l'âge de 8 semaines, les faisandeaux sont transférés dans de vastes volières de 90 m<sup>2</sup> et dont le sol est enherbé. Ces installations équipées de quatre mangeoires linéaires, deux abreuvoirs linéaires et d'un grand abri pour l'ensemble des individus. Ces volières permettent aux faisandeaux de développer des réflexes qui les rendent capables de s'adapter au milieu naturel.

### II.3.8.- Mesures et méthodes d'analyse

#### II.3.8.1.- Mesures biométriques des œufs

Nous avons réalisé des mesures sur un échantillon de 144 œufs. Le but essentiel de ces mesures est de calculer, le coefficient de perte de poids et la perte cumulé durant l'incubation.

- WT : Poids initial des œufs en gramme ;
- L : Longueur de l'œuf en mm ;
- B : Largeur de l'œuf en mm.



**Figure 19** - Mesure du poids (a), la longueur (b) et la largeur (c) de l'œuf de faisan commun (Original, 2015).

### II.3.8.2.- Mesures des pertes en poids des œufs au cours de l'incubation

Pour cela, une balance électronique de précision (500g) a été utilisée. Nous avons pesé les œufs avant l'incubation (n=144) pour déterminer leur poids initiaux (WT) puis chaque 3 jours jusqu'aux 21<sup>ème</sup> jours d'incubation en vue d'estimer les pertes du poids.

Plusieurs formules ont été développées et qui ont une application pratique sur ces méthodes de pertes en poids. Elles donnent le résultat en pourcentage pour la période de l'incubation entière après l'enregistrement de la perte du poids quotidienne pour quelques jours seulement (**Rahn et Ar, 1980**). Elles sont opérationnelles si la température et l'humidité restent constantes. Après quelques jours d'incubation, les pertes du poids fractionnelles peuvent être calculées et à la fin de l'incubation une droite de régression de type  $Y = a X + b$  peut être établie.

#### ❖ Estimation de poids frais

Il existe une autre formule utile permettant d'estimer la perte du poids des œufs par la connaissance de la longueur (L) et la largeur (B) de l'œuf. Elle est utilisée pour estimer le poids frais de l'œuf. Elle est très pratique quand les œufs ramassés ne sont pas frais ou ont été pris dans un nid avant la fin de la couvaison.

La relation entre la taille (dimension) de l'œuf et son poids s'est donnée par la formule suivante :

$$WT = KW \times LB^2$$

- **WT** : Poids initial des œufs en gramme ;
- **KW** : Coefficient de la perte du poids en gramme ;
- **L** : Longueur de l'œuf en mm ;
- **B** : Largeur de l'œuf en mm.

#### ❖ Coefficient de la perte de poids

$$KW = \frac{WT}{LB^2}$$

### ❖ Volume des œufs

Le volume est calculé pour les œufs afin d'apprécier l'état physiologique de la femelle. Pour déterminer le volume, la formule de **Harris (1964)** est utilisée :

$$V (\text{cm}^3) = 0.476 \times D (\text{cm}) \times d^2 (\text{cm})^2$$

- **V** : Volume de l'œuf
- **D** : le grand diamètre de l'œuf (la longueur).
- **d** : le petit diamètre de l'œuf (la largeur).

### II.3.8.3.- Suivi du développement embryonnaire de faisan commun « *Phasianus colchicus* »

Notre étude a porté sur l'évolution des embryons à différents stades d'incubation récupéré au niveau de couvoir pendant 21 jours, en prélevant au hasard, à intervalle fixe de 03 jours **08** œufs. Pour cela, nous avons appliqué les méthodes de travail qui sont résumés comme suit :

- Observation de l'embryon *in vivo* (dans l'œuf) par l'ouverture d'une fenêtre dans la coquille de l'œuf embryonnaire ;
- Ensuite en dehors de la coquille, prise de photos ;
- Puis comparaison des différents stades obtenus.

Les modifications morphologiques visibles durant toute la période d'incubation (21 jours) et les évènements cruciaux du développement sont photographiés et commentés.

#### ✚ Méthodes

Les œufs embryonnaires préalablement nettoyés à la surface grâce à un simple rinçage à l'eau distillée puis conservés à de basses températures dans le but de freiner leur développement normal qui peut avoir lieu au dessus de 21° - 22° C.

Pour observer les évènements du développement embryonnaire, on réalise les étapes suivantes :

Nous avons procédé à l'ouverture d'une fenêtre dans la coquille :

- Placer l'œuf horizontalement, par conséquent l'embryon restera au pôle supérieur du jaune ;

- Tracer un trait qui fait le tour de l'œuf, posé dans la boîte de pétri verticalement ;
- A l'aide de la pince, percer la coquille au niveau du trait dessiné ;
- A partir de ce trou, utiliser les ciseaux pour découper le long du trait (il faut que la coquille découpée soit en un seul morceau) ;
- A l'aide d'une paire de pinces fines et sans trop les enfoncer pour ne pas léser l'embryon situé en-dessous, soulever la partie découpée. Il est alors possible d'observer l'embryon à travers cette fenêtre.

#### II.3.8.4.- Paramètres biologiques et zootechniques

L'identification de la qualité des œufs est réalisée en calculant les paramètres biologiques ci-dessous :

##### ➤ Indice de ponte

L'évolution de l'intensité de ponte de la phase de reproduction est donnée par la formule suivante :

$$\mathbf{IP = \frac{Q \times 100}{NK}}$$

- **IP** : Indice de ponte.
- **Q** : Nombre total d'œufs produits par les femelles en k jours (7 jours).
- **N** : Nombre des femelles présentes dans les parquets.

##### ➤ Taux d'éclosion

A la fin de chaque incubation le comptage des faisandeaux nés et ceux handicapés est réalisé. Le calcul du taux d'éclosion est donné par la formule suivante :

$$\mathbf{EC(\%) = \frac{PE \times 100}{OF}}$$

- **EC** : Taux d'éclosion.
- **PE** : Production de poussins (nombre de poussins produits).
- **OF** : Nombre d'œufs fécondés.

➤ **Taux d'éclosabilité**

A la fin de chaque incubation le comptage des faisandeaux nés et ceux handicapés est réalisé. Le calcul du taux d'éclosabilité est donné par la formule suivante :

$$\text{ECB (\%)} = \frac{\text{PE} \times 100}{\text{NOI}}$$

- **ECB** : Taux d'éclosabilité.
- **NOI** : Nombre d'œufs incubés.

➤ **Taux de fécondité**

Le taux de fécondité FEC (%) est le rapport des œufs fécondés par le nombre d'œufs incubés. Il est donné par la formule suivante :

$$\text{FEC (\%)} = \frac{\text{OF} \times 100}{\text{NOI}}$$

- **FEC** : Taux de fécondité.
- **OF** : Nombre d'œufs fécondés = nombre d'œufs incubés – nombre d'œufs clairs.

➤ **Taux de mortalité embryonnaire**

La mortalité embryonnaire correspond aux œufs fécondés dont l'embryon est mort au cours de l'incubation, il est donné par la formule suivante :

$$\text{ME (\%)} = \frac{\text{OEM} \times 100}{\text{OF}}$$

- **ME (%)** : Taux de mortalité embryonnaire.
- **OEM** : Œufs des mortalités embryonnaires.

## II.4.- Dispositif expérimental II : Etude de la fonction testiculaire au cours de la croissance chez le faisán commun

### II.4.1.- Mesures biométriques

Les mesures biométriques ont été réalisées sur un échantillon de 15 faisandeaux et 14 adultes prélevées à partir du lot expérimental mis en élevage. A l'exception des 2 premiers mois après l'éclosion et en absence de dimorphisme sexuel phénotypique, les mâles ont été reconnus après sacrifice.

Les mesures biométriques ont été réalisées une fois par mois de 1<sup>er</sup> mois après l'éclosion jusqu'à l'âge adulte (14 mois).

#### II.4.1.1.- Poids corporel

Les faisandeaux ont été pesés le matin à la même heure, à l'aide d'une balance de précision (0.1g) d'une capacité de 1200 g (Fig. 20).



**Figure 20** - Pesée du faisandeau (droite) et du coq faisán adulte (gauche) (**Original, 2015**).

#### II.4.1.2.- 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 (Fig.21a).

#### II.4.1.3.- Longueur de l'aile pliée

La longueur de l'aile pliée a été mesurée à l'aide d'une règle métallique graduée de 30cm. Elle correspond à la distance entre la partie distale du carpe et le bout de la plus longue rémige primaire (Fig.21b).

#### II.4.1.4.- Longueur de l'ergot

La longueur de l'ergot a été mesurée à l'aide d'une règle métallique (Fig.21c).

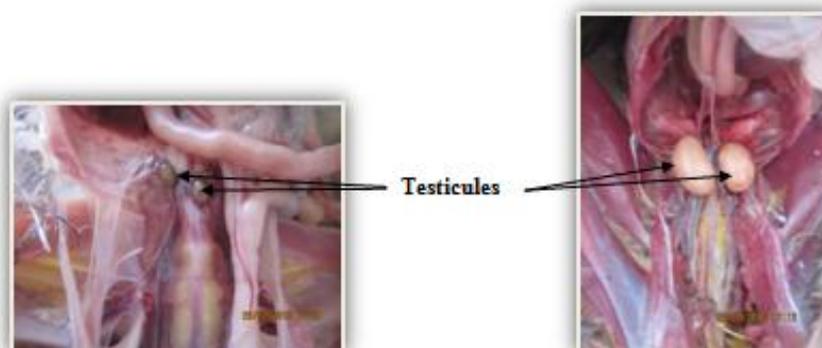


**Figure 21** - Mesure de la longueur du tarse (a) ; et de l'aile pliée (b) ; de l'ergot chez le mâle faisane (c) (Original, 2015).

#### II.4.2.- Mesures des testicules

##### II.4.2.1.- 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 (Fig. 22).



**Figure 22** - Localisation anatomique des testicules chez le faisane de 4 mois d'âge (à droite) ; et l'adulte de 14 mois d'âge (à gauche) (Original, 2015).

### II.4.2.2.- Détermination du volume testiculaire

La longueur et la largeur des testicules droit et gauche ont été mesurées à l'aide d'un pied à coulisse pour déterminer le volume testiculaire chez le faisan adulte.

Le volume testiculaire total est déterminé par l'équation mathématique suivante :

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

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

### II.4.2.3.- Poids testiculaire

Après la réalisation des mensurations testiculaires (longueur et largeur) des jeunes de 1 à 5 mois d'âge et des adultes de 14 mois d'âge (à raison de 3 animaux par âge), les deux testicules (droit et gauche) ont été prélevés rapidement et délicatement à l'aide d'une pince fine, débarrassés du tissu adipeux et pesés séparément à l'aide d'une balance électronique de précision (0.0001g) (Fig. 23) puis sont fixés dans le formol à 10% en vue d'une étude histologique.



**Figure 23** - Pesée du testicule de coq faisan à l'aide d'une balance électronique de précision (**Original, 2015**).

### II.4.3.- Dosage de testostérone

Afin de doser la testostérone des animaux, le sang artério-veineux est recueilli dans des tubes froids héparinés (entre 9h et 11h) puis centrifugés à l'aide d'une centrifugeuse (3000 tour / min) pour récupérer le plasma dans des tubes secs. Ces derniers ont été transférés vers le laboratoire d'analyses de biologie médicale « SFIHI » de Zéralda.

#### ❖ Méthode d'analyse

Le dosage de testostérone est effectué sur du sang total par le biais d'une méthode radio-immunoenzymatique par compétition à une détection finale en fluorescence (ELFA : Enzyme Linked Fluorescent Assay) à l'aide de l'appareille VIDAS<sup>R</sup> Testostérone II (TES2). Le dosage de testostérone est un test quantitatif automatisé permettant la mesure quantitatif de la testostérone totale dans le sérum ou le plasma, dans laquelle les anticorps anti-testostérone sont marqués au phosphate alcalin (conjugué) et dont le dosage s'effectue en mesurant un nombre de désintégrations par seconde.

#### ❖ Principe

Le principe de la technique radio-immunoenzymatique est basé sur le déplacement d'un équilibre établi entre l'antigène, qui est la protéine liante (antigène testostérone) et l'anticorps qui est anti-testostérone marqué à la phosphatase alcaline (conjugué).

### II.4.4.- Technique histologique

La confection de coupes histologiques permet l'observation des tissus au microscope photonique après une coloration spécifique. Elles comportent plusieurs étapes, rapportées essentiellement dans **Martoja et Martoja (1967)** et **Gabe (1968)**.

Le matériel spécifique utilisé pour les techniques histologiques est présenté en annexe VIII.

#### II.4.4.1.- Fixation

Nous avons utilisés pour notre étude le formol à 10 %, elle permet d'immobiliser et conserver les structures cellulaires et tissulaires dans un état aussi proche que possible du vivant. C'est une étape importante dans la réalisation des techniques de préparation des échantillons histologiques. La fixation se pratique par immersion des organes dans des flacons bien bouchés et étiquetés.

#### II.4.4.2.- Inclusion

L'inclusion consiste à enfermer l'organe dans une cassette en plastique qui la pénètre intimement. On obtient alors un bloc de consistance homogène que l'on coupera au microtome.

##### a. Déshydratation

L'inclusion dans la paraffine nécessite au préalable la déshydratation des pièces histologiques. Les cassettes contenant l'organe à étudier sont mises dans cinq bains d'éthanol de degré croissant 70° (1bain), 96° (2bains), 100° (2bains) pendant 30 minutes pour chacun ( Fiche technique 1 ; Annexe XI).

##### b. Eclaircissement

Permet l'élimination complète des traces d'alcool et l'imprégnation par le butanol, solvant de la paraffine. La durée du premier bain est de 24h, le second bain est de durée illimitée.

##### c. Pénétration des pièces par la paraffine

Cette étape consiste à éliminer le butanol et le remplacer par la paraffine sans risquer de cuir les tissus. Les organes sont plongés dans trois bains à l'étuve à 60° C., chaque bain est composé de :

- Le premier bain est composé de butanol-paraffine (V/V) dure une heure de temps.
- Le deuxième bain est composé de paraffine pure dure 24 heures.
- Le troisième bain est composé de paraffine pure dure 4 heures.

##### d. Mise en bloc

Dans cette étape, on a été utilisé des moules de métal et des cassettes en plastique sur lesquelles sont inscrites les indications de la pièce traitée, la paraffine fondue est versée dans les moules légèrement préchauffés à 45° C. La pièce à inclure est orientée et disposée dans la paraffine, on dépose ensuite la cassette correspondante, sur le moule. Le bloc n'est démoulé qu'après refroidissement totale sur une plaque froide et il est conservé à la congélation à une température de - 4° C. jusqu'à la réalisation des coupes.

### e. Confection des coupes

Pour être débités en tranches fines par le rasoir, les blocs de paraffine sont fixés sur un porte-objet placé sur la partie mobile d'un microtome. Celui-ci est muni d'une manivelle dont chaque tour entraîne l'avancement du porte-objet animé d'un mouvement de va-et-vient de haut en bas et de bas en haut (**Coujard *et al.*, 1980**). Après l'installation du bloc sur le microtome, le rabotage commence en ajustant l'échelle à (20 ou 15)  $\mu\text{m}$ , lorsque la pièce apparaît dans le plan de coupe, on ramène l'échelle à 5  $\mu\text{m}$  pour obtenir des coupes fines sous forme de ruban.

### f. Etalement des coupes

On dépose les coupes sur une surface d'eau distillée chauffée à 37° C., la paraffine se ramollit brusquement. A l'aide d'aiguilles à dissection, les coupes sont déposées sur les lames puis séchées à 60° C. pendant 15 minutes dans une étuve pour éliminer la paraffine du prélèvement et augmenter l'adhérence des coupes, à l'aide d'un diamant, les indications de l'organe sont préalables gravées sur la lame correspondante.

### g. Coloration

Elle a pour but d'établir le contraste naturel des coupes et de rendre plus évidents les différents constituants cellulaires et tissulaires. C'est la coloration topographique Trichrome de Masson qui a été effectuée.

Avant toute coloration, les coupes doivent être débarrassées de la paraffine et réhydratées.

Le xylène est utilisé pour le déparaffinage (2 bains de 5 min). Le passage pendant 5 mn dans les alcools de degré décroissant (absolu, 90° et 70°) permet la réhydratation.

- Le Trichrome de Masson (Fiche technique 2 ; Annexe XI) met en évidence les éléments du tissu conjonctif en particulier le collagène en vert, le noyau en noir et le cytoplasme en rouge ; cette coloration a servi pour les prises de photographies.

### h. Montage et observation

Une fois colorées, les lames doivent passer dans les bains d'alcool de concentration croissante de façon à éliminer l'eau restant dans les coupes (70°, 96°, 100°) et en fin dans 2 bains de xylène. Le montage est l'opération qui consiste à fixer, à l'aide d'une substance appropriée (Eukit) au colorant utilisé une lamelle de verre sur l'échantillon histologique. Les lames ensuite nettoyées au xylène et enfin observées au microscope photonique OPTIKA

Les photographies figurant dans ce manuscrit ont été prises en différents grossissements à l'aide d'une photo microscope de marque OPTIKA.

#### II.4.5.- Etude morphométrique

Pour estimer l'état physiologique des testicules au cours de croissance chez le faisan, nous avons conçu des paramètres. Grâce à un logiciel d'analyses et de traitement d'image Axio Vision Rel 4.6 développées par la société Carl Zeiss. Ce système d'analyse d'image et étalonné à l'aide d'une lame micrométrique graduée au ( $\mu\text{m}$ ) afin d'obtenir des mesures concernant : Le diamètre et le contour des tubes séminifères qui sont mesuré sur 50 sections orthogonales de tube par testicule et par animal.

#### II.4.6.- Analyse statistique des résultats

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

##### ❖ Moyenne arithmétique

$$X = \frac{\sum x_i}{n}$$

- $\sum x_i$ : Somme des valeurs individuelles.
- $n$  : nombre de valeurs.

##### ❖ Erreur standard à la moyenne

$$\text{ESM} = \frac{\delta}{\sqrt{n-1}}$$

avec

$$\delta^2 = \frac{\sum (x_i - X)^2}{n}$$

- $\delta$  = écart type

La validité statistique des différences entre les moyennes est calculée par le **test « t » de Fisher-Student** en utilisant le logiciel statistica

La probabilité "p" est déterminée sur la table de distribution des t en fonction du degré de liberté ( $d.d.l = n_1 + n_2 - 2$ )

- Si  $p > 0,05$  : résultat non significatif.
- Si  $0,01 < p < 0,05$  : résultat significatif (\*).

- Si  $0,001 < p < 0,01$  : résultat très significatif (\*\*).
- Si  $p < 0,001$  : résultat hautement significatif (\*\*\*)

❖ **Coefficient de corrélation « r »**

La relation entre deux variables est estimée par le coefficient de corrélation « r ».

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

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

# Chapitre III

Dans ce chapitre, les résultats de la biologie de reproduction de *Phasianus colchicus* seront représentés en trois parties. La première concerne les paramètres de succès de reproduction, la deuxième sur l'évolution des mesures biométriques ainsi l'évolution structurale et morphométrique du testicule des faisans au cours de la croissance et enfin les résultats biochimiques sont développés dans la dernière partie.

### III.1.- Succès de la reproduction du Faisan commun suivi en captivité

Dans cette partie, le suivi de l'évolution embryologique à différents stades d'incubation et l'analyse des performances biologiques et zootechniques de la population du faisan commun seront exposés.

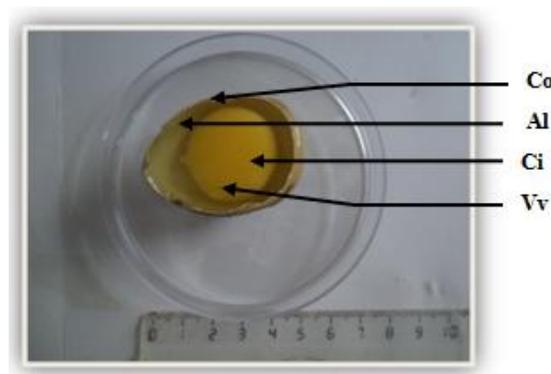
#### III.1.1.- Processus de perte de poids des œufs au cours de l'incubation

Afin de cerner et de consolider les résultats de perte de poids, un suivi du développement embryonnaire de 21 jours est effectué pendant la première phase d'incubation.

##### III.1.1.1.- Description du développement embryonnaire chez le faisan commun

Nous pouvons constater d'après le suivi de développement embryonnaire durant l'incubation que :

- **A la mise en incubation (0 jour) :** l'œuf présente un début de développement sous forme d'une cicatrice mesurant de 3 à 3,5 mm de diamètre (Fig. 24).



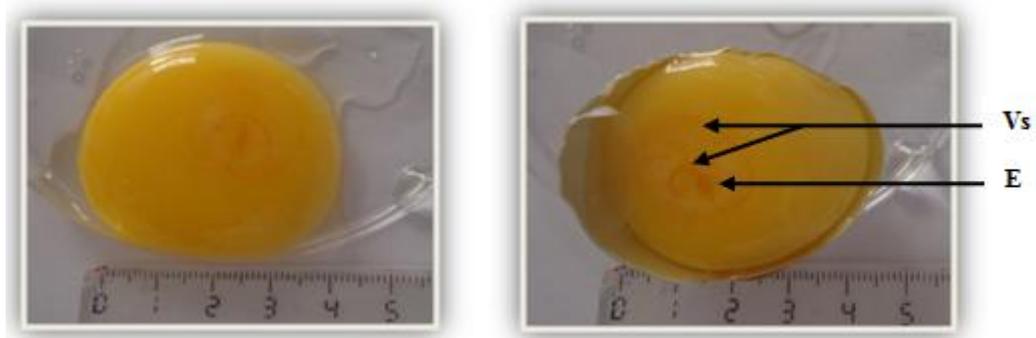
**Figure 24-** Œuf de faisan commun à la mise en incubation (0 jour) (Original, 2015).

(Al) : Albumen ; (Ci) : Cicatricule ; (Co) : Coquille ; (Vv) : Vésicule vitelline.

L'ovule se charge dans l'ovaire d'une quantité de substances de réserve, vitellus "jaune d'œuf". Fécondé dès le début de la descente dans l'oviducte où il va s'entourer d'albumen et

de coquille, il subit une série de divisions qui s'interrompt au moment de la ponte ; à ce stade, la matière vivante constitue à la surface du jaune une tache circulaire blanchâtre, "le blastoderme ou disque germinatif", visible à l'œil nu. Dans la présente étude, la longueur de ce disque germinatif trouvé chez le faisan est similaire à celle de la poule qui est de 3,5 mm environs (**Schricke, 1991**).

➤ **Au 3<sup>ème</sup> jour** : les îles de sang commencent à s'associer et forme un système vasculaire d'un diamètre variant de 16 à 20 mm. L'embryon se distingue facilement et sa longueur est de 5 à 6 mm (Fig. 25).

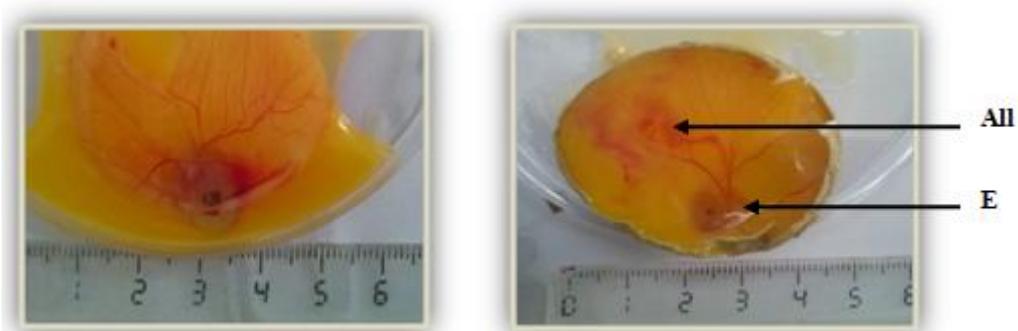


**Figure 25-** Œuf de faisan commun au 3<sup>ème</sup> jour d'incubation (**Original, 2015**).

(E) : Embryon ; (Vs) : Vaisseaux sanguins.

Selon **Schricke (1991)**, l'embryon de faisan est ébauché vers la 24<sup>e</sup> heure de l'incubation ; le cœur commence à se rétracter rythmiquement à partir de la 40<sup>ème</sup> heure, et assure la circulation sanguine du vitellus. La tête et la partie postérieure du corps sont bien délimitées dès le 3<sup>e</sup> jour.

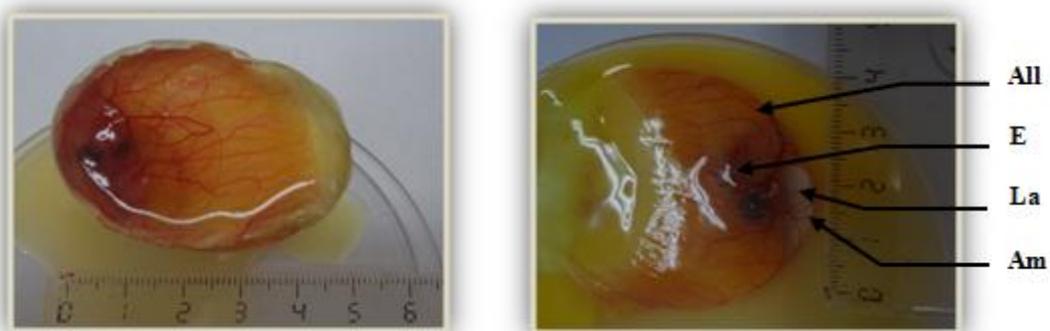
➤ **Au 6<sup>ème</sup> jour** : l'embryon apparaît sous forme d'une tache au milieu d'un fin réseau sanguin, la tête est formé, les yeux sont visible, ailes et pattes commencent à se développer, se présentent sous forme de palette. Le bec commence à se former. A partir de ce stade le volume de la chambre à aire commence à augmenter (Fig. 26).



**Figure 26-** Œuf de faisan commun au 6<sup>ème</sup> jour d'incubation (**Original, 2015**).  
(**All**) : Allantoïde ; (**E**) : Embryon.

Le système nerveux central, visuel et squelette vont prendre régulièrement de l'extension, les membres apparaissent à la fin du 4<sup>ème</sup> jour ainsi que les ébauches des poumons ; foie, pancréas et reins provisoires sont développés (**Schricke, 1991**).

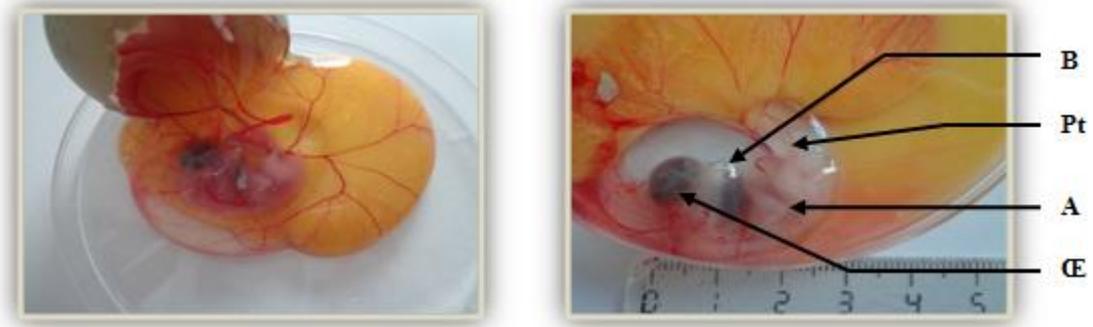
➤ **Au 9<sup>ème</sup> jour :** La taille de l'embryon mesure de 19 à 20 mm, ce stade est marqué par la formation des différents organes, la suite du développement est orienté vers la croissance de l'embryon (Fig. 27).



**Figure 27 -** Œuf de faisan commun au 9<sup>ème</sup> jour d'incubation (**Original, 2015**).  
(**All**) : Allantoïde ; (**Am**) : Amnios ; (**La**) : Liquide amniotique ; (**E**) : Embryon.

D'après **Schricke (1991)**, le bec de l'embryon est formé et les membres sont articulés au 8<sup>ème</sup> jour (Fig. 27).

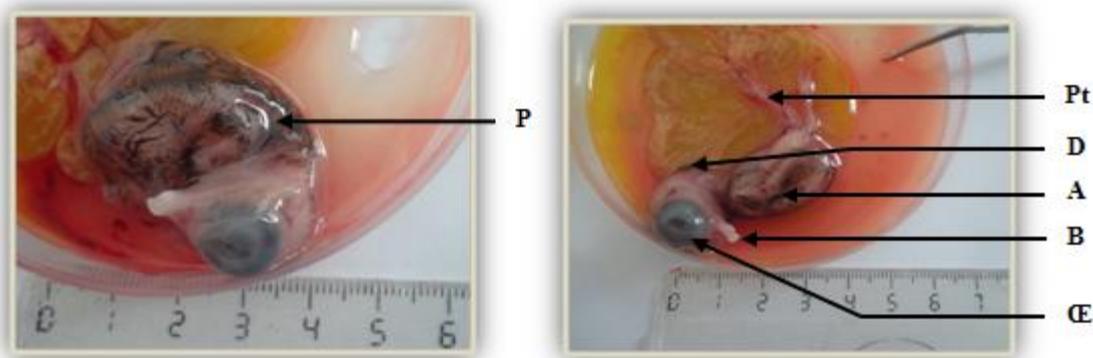
➤ **Au 12<sup>ème</sup> jour :** l'embryon est complet, l'œil est pigmenté, proéminent mais pas terminé, ailes et pattes sont formé, les duvets et le bec se développent considérablement. La taille de l'embryon varie de 24 à 25 mm (Fig. 28).



**Figure 28-** Œuf de faisane commun au 12<sup>ème</sup> jour d'incubation (Original, 2015).  
(A) : Aile ; (B) : Bec ; (Œ) : Œil ; (Pt) : Patte .

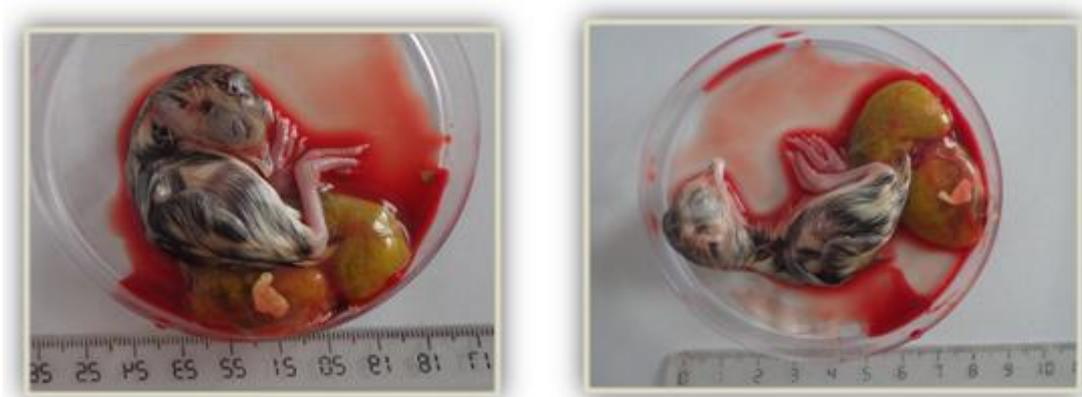
Schricke (1991) confirme que le duvet de l'embryon commence à apparaitre vers le douzième jour.

➤ **Au 15<sup>ème</sup> jour :** l'embryon recouvert d'un duvet humide, les yeux sont fermés, le bec porte la dent d'éclosion qui lui permettra de sortir de sa coquille. L'embryon a beaucoup grossi, alors que le jaune commence à se vider. A partir de ce stade, on observe les battements cardiaques et les mouvements de l'amnios. Le volume de la chambre à air est plus développé. La taille de l'embryon est de 47 à 49 mm (Fig. 29).



**Figure 29 -** Œuf de faisane commun au 15<sup>ème</sup> jour d'incubation (Original, 2015).  
(A) : Aile ; (B) : Bec ; (D) : Duvets ; (Œ) : Œil ; (P) : Poussin ; (Pt) : Patte .

- **Au 18<sup>ème</sup> jour:** L'éclosion s'approche, on observe une forme totalement opaque occupant environs les deux tiers du volume de l'œuf : c'est le poussin. A ce stade, la chambre à air doit occuper idéalement environs un tiers de l'œuf. Le poussin a fortement grandi et il a pratiquement consommé tous ces réserves. La taille de l'embryon mesure de 59 à 62 mm. Selon **Schricke (1991)**, les reins définitifs entrent en fonction vers le 15<sup>ème</sup> jour et le début de la respiration pulmonaire se manifeste vers le 18<sup>e</sup> ou 19<sup>e</sup> jour. A ce stade le poussin déchire la membrane coquillière au niveau de la chambre à air et commence à respirer.
- **Au 21<sup>ème</sup> jour:** le blanc d'œuf a complètement disparu et le jaune se réduit de jour en jour. La taille de poussin varie de 65 à 66 mm. Le bec est situé dans la chambre à air afin de pouvoir sortir de sa coquille (Fig. 30).



**Figure 30-** Poussin de faisane commune au 21<sup>ème</sup> jour d'incubation (**Original, 2015**).

Au 21<sup>ème</sup> jour, les œufs sont transférés de l'incubateur vers l'éclosoir où ils séjournent pendant 3 jours afin de terminer leurs développements embryonnaires. Selon **Schricke (1991)**, la vésicule ombilicale entre dans l'abdomen le 21<sup>ème</sup> jour ; c'est alors qu'ayant épuisé la réserve d'air, le poussin donne des coups de bec contre la coquille pour la fendiller et pouvoir respirer. C'est le bêcheage qui lui permettra de se libérer définitivement.

Le suivi du développement embryonnaire, nous a permis de constater que :

- Le poids des annexes embryonnaires augmente au cours de l'embryogenèse. Elles se forment au début du développement et assurent la protection, la nutrition, la respiration et l'élimination des déchets métaboliques de l'embryon (**Hanset, 2013**).
- Le poussin croit, surtout lors des 10 derniers jours. Son poids va considérablement augmenter et à l'inverse celui du poids de ces annexes qui va diminuer aussi.

Après 20 à 24h d'incubation, le corps de l'embryon commence à se distinguer des tissus périphériques (extra embryonnaires) et les feuillets s'étendent au-delà du corps de l'embryon. Ces derniers vont contribuer à la formation des annexes embryonnaires qui sont :

- La vésicule vitelline englobe le jaune d'œuf. Elle est arrosée par les deux artères allantoïdiennes qui donnent naissance à un riche réseau capillaires. **Hanset (2013)** et **Schricke (1991)** confirment que ce réseau sanguin va permettre de transporter les substances nutritives du jaune jusqu'à l'embryon par le biais du cordon ombilicale. Ces substances nutritives sont assimilée partiellement par l'embryon pendant la durée de son développement, persiste en quantité notable au moment de l'éclosion (**Schricke, 1991**). Il faut noter que d'après **Hanset (2013)**, le reste du vitellus, soit 25% de la masse initiale, se rétracte dans la cavité abdominale au niveau de l'intestin moyen et sert de réserve au poussin dans les 1<sup>er</sup> heures qui suivent l'éclosion.
- L'amnios est une membrane qui enveloppe l'embryon comme un sac, et qui se développe plus vite que l'allantoïde après 30 à 33 heures après le début de l'incubation qui un rôle protecteur. Par ailleurs, le liquide amniotique constitue une réserve aqueuse pour l'embryon (**Hanset, 2013**).
- L'allantoïde se développe à partir du 3<sup>ème</sup> jour et fusionne ensuite avec le chorion. L'allanto-chorion est une membrane épaisse très vascularisée. Cette vascularisation assure les échanges respiratoires de l'embryon avec l'extérieur, résorbe les sels minéraux dans la coquille et assure l'absorption au niveau des villosités de l'allantoïde, de la plus grande partie de l'albumen (**Nau et al., 2010**). L'allantoïde va donc s'accroître pour répondre aux besoins de l'embryon lors de sa croissance.

### III.1.1.2.- Mise en évidence du coefficient de perte de poids *KW* des œufs au cours de l'incubation

Les résultats des valeurs moyennes de poids, de longueur et de largeur des œufs et le coefficient de perte de poids calculé sont présentés dans le tableau VIII.

**Tableau VIII-** Dimensions moyennes des œufs de faisan commun issus d'élevage au C.C.Z.

Nombre d'œufs	WT (g)	L (mm)	B (mm)	KW	V (cm <sup>3</sup> )
144	27,59	43,8	34,2	0,54	24,76 ± 0,17

**B** : largeur des œufs; **L** : longueur des œufs ; **Kw** : Coefficient du perte de poids ( $KW=WT/LB^2$ ) ; **V** : volume ; **WT** : poids initial moyen des œufs.

Le poids moyen des œufs mesuré chez les populations d'élevage (n= 144), est de l'ordre de 27,59g (Tab. VIII). Cette moyenne est supérieure à celles avancé par **Song et al. (1999)** en Corée qui est de l'ordre de 25,49g chez le faisan commun et 19,16 et 10,34g respectivement chez la perdrix choukar et la caille japonaise. Elle est aussi supérieure à celle donnée par **Felska-Blaszczyk et Pohorecki (2015)** en pologne et qui est de l'ordre de 26,31g chez le faisan doré .Mais ce poids moyen reste inférieure à celles avancés par **Thémé et al. (2006)** en France qui est de l'ordre de 34g pour le faisan commun d'élevage, 30,5g pour le faisan sauvage et 32g pour le faisan d'une souche croisée ; Egalement des valeurs plus élevé que celle de notre présenté étude cité par **Felska-Blaszczyk et Pohorecki (2015)** en Pologne pour le faisan de Lady Amherst (30,91g) et par **Song et al. (1999)** pour la pintade de Corée (46,65g) et enfin par **Ipek et Dikman (2007)** en Turquie pour le faisan commun (31,02g).

Selon **Schricke (1991)**, le poids moyen est de l'ordre de 33g avec une fourchette allant de 28g à 38g. Ce faible poids moyen trouvé dans le présent travail est due au nombre des pontes effectués par les femelles. Les cinq à huit premiers œufs, en début de ponte, ont un poids légèrement inférieur à la moyenne. Par ailleurs, les poules de 2 ans pondent de plus gros œufs que la 1<sup>ère</sup> année.

La longueur et la largeur moyenne des œufs de notre population d'élevage sont de l'ordre de 43,8 et 34,2mm. **Song et al. (1999)** confirme que la longueur et la largeur moyenne de l'œuf de faisan commun sont respectivement de 42,30 et 33,64mm.

Sur la base des résultats du suivi de l'incubation d'un échantillon de 144 œufs et la prise en compte des dimensions des œufs, nous avons calculé le coefficient (KW = 0,54) pour la population d'élevage au CCZ. Le résultat obtenu est similaire à celui calculé par **Ali-Taleb et Boussaid (2011)** qui est de l'ordre de 0,55 et à celui mesuré par **Khataoui et Oulmane (2001)** qui est de l'ordre de 0,56 chez une population de Perdrix gabra.

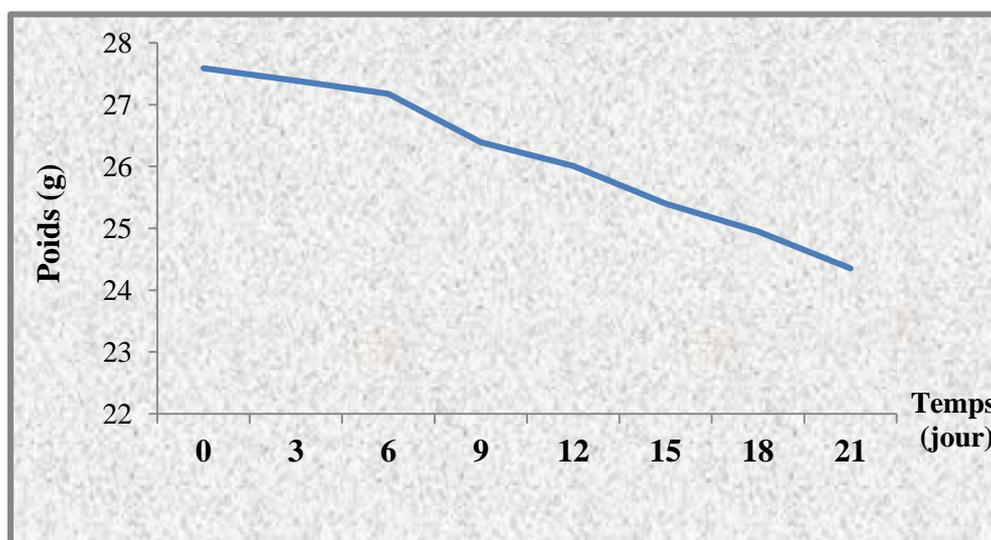
Le tableau IX qui présente l'évolution du poids moyen des œufs pesées chaque 3 jour pendant 21 jours d'incubation montre que, la valeur de la perte totale cumulée enregistrée est de 3,54 g pour un poids moyen initial de 27,59 g, soit une perte de l'ordre de 12,83% pour 21 jours et une perte quotidienne moyenne de 0,16 g par jours.

**Tableau IX** - Evolution du poids moyen des œufs du faisan commun depuis la ponte jusqu'à la fin de l'incubation (21<sup>ème</sup> jours).

Temps (j)	0	3	6	9	12	15	18	21
Poids moyen (g)	WT	W3	W6	W9	W12	W15	W18	W21
	27,59	27,39	27,18	26,39	26,01	25,4	24,95	24,05
(P*)	0	0,2	0,41	1,2	1,58	2,18	2,64	3,54
(P**)	0	0,72	1,49	4,35	5,73	7,24	9,57	12,83

**P\*** : Pertes cumulées de poids moyen (g) ( $P^* = WT - WI$ ) ; **P\*\*** : Pertes cumulées de poids moyen en % ( $P^{**} = 100(WT - WI) / WT$ ) ; **WT** : poids frais (initial) des œufs (g) ; **W3, W6, W9, W12, W15, W18, W21** : Poids des œufs pris chaque 3 jours au cours de l'incubation.

La figure 31 présente le processus de perte du poids des œufs du faisan commun au cours de l'incubation.



**Figure 31-** Courbe de perte du poids des œufs au cours de l'incubation.

Cette courbe définie par l'équation  $Y = 27,84 - 0,16X$  montre que la perte du poids est proportionnelle à la durée d'incubation (Fig. 31). Cette perte est due à la respiration de l'embryon et comme tout être vivant, il consomme de l'oxygène et rejette de l'eau et du gaz carbonique, il utilise progressivement les réserves dont il dispose pour son développement à savoir les protéines, eau et les minéraux (**Bouadi et al., 2000**).

L'incubation des œufs sous les conditions naturelles et/ou artificielle est un processus biologique contrôlé par des lois physiques et si les conditions environnementales sont constantes, la perte du poids est une relation linéaire par rapport au temps (**Khatoui et Oulmne, 2001**). En effet la perte du poids à une humidité donnée est en fonction de la

perméabilité de la coquille, les membranes de la coquille et la dimension de l'œuf (**Rahn et Ar, 1974 ; Khataoui et Oulmane, 2001**). On rappelle que la coquille est une membrane solide semi-perméable dont les nombreux pores laissent passer l'air et l'humidité. Ces mêmes auteurs ont montré que si les œufs ont été intensément gérés dans un incubateur artificiel, leur perte de poids peut être contrôlée par l'augmentation ou la diminution de l'humidité dans l'incubateur. Quand l'humidité est importante, l'air est presque saturé d'eau et les œufs ont une difficulté pour expulser les vapeurs d'eau, donc ils perdent de poids lentement. Une humidité faible dans l'incubateur tracte l'eau dans l'œuf et ce dernier perd du poids à un taux élevé et à une vitesse rapide. L'opération d'incubation peut contrôler la valeur du poids qu'un œuf perd durant la période d'incubation. Le poids de l'œuf selon **Schricke (1991)** diminue de 13%, Il est à souligner que la diminution pondérale d'après **Sauveur (1988)** est de 15%, ce pourcentage varie selon les conditions d'hygrométrie adoptées ajoute le même auteur.

Dans notre expérimentation, nous avons constaté que la perte pondérale est de l'ordre de 12,83%. Ce paramètre a été utilisé pour estimer les échanges gazeux vitaux qui s'effectue par les pores de la coquille. L'eau perdue va être remplacée, au fur et à mesure de l'incubation, par de l'air qui va venir augmenter le volume de la chambre à air. Le volume de cette dernière est vital pour le poussin au moment de l'éclosion pour deux raisons : pour respirer et pour découper la coquille (**Ait Taleb et Djaroune, 2013**). La perte du poids de l'œuf est un paramètre important pour l'incubation. Généralement l'œuf perd de 12 à 14% de son poids en eau entre le 1<sup>er</sup> et le 19<sup>ème</sup> jour d'incubation chez les poulets et les œufs de dindes (**Rahn et al., 1981 in Ali-Taleb et Boussaid, 2011**).

La perte d'eau est aussi corrélée avec le taux de métabolisme embryonnaire et leur développement (**Rahn et Ar, 1980**). Dans d'autres travaux (**Rahn et Ar, 1974**) avancent que si cette perte est trop élevée ou trop faible, elle influence sur le développement de l'embryon et par conséquent le taux d'éclosion (**Meir et Coll, 1984**). Elle même est influencée par la température ; si la température optimale d'incubation de l'œuf est en dessous, elle cause une perte d'eau excessive (supérieure à 14%), conduisant à une mortalité embryonnaire par déshydratation. D'autre part, des températures optimales inférieures baissent le taux d'éclosion en raison de la perte d'eau réduite (<12%), ce qui provoque une surhydratation de l'embryon et une altération des échanges gazeux (**Romanoff, 1930**).

### III.1.2.- Les paramètres zootechniques du succès de reproduction

Dans cette partie, nous avons procédé à l'identification de la qualité des œufs en calculant :

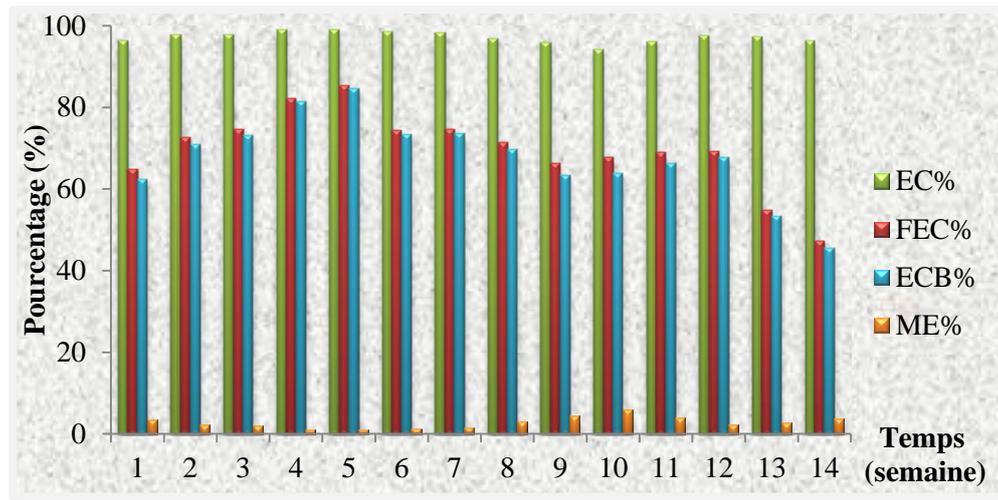
- Œufs avariés (œufs claires, mortalités embryonnaires) ;
- Production de poussin ;
- Taux d'éclosion ;
- Indice de ponte.

Les paramètres de reproduction seront présentés en deux parties : l'évolution des paramètres zootechniques (Tab. X, annexe XIII) puis synthèse de l'évolution de l'effort de ponte de la population en élevage (Tab. XI, annexe XIII).

#### III.1.2.1.- Evolution des paramètres zootechniques de la population de référence

A partir des résultats obtenus, nous pouvons aisément dire que notre population total présente des taux relativement élevés et faibles et qui fluctuent dans un éventail des valeurs minimale et maximal assez court (Fig. 32). Par exemple nous notons un taux de fécondité minimal de 47,16% (enregistrée pendant la 14<sup>ème</sup> semaine : Fin de ponte) et un taux maximal de 85,44% (noté pendant la 5<sup>ème</sup> semaine : Pic de ponte). Le taux d'éclosion est enregistrée avec un maximum de 98,95% à la 5<sup>ème</sup> semaine et un taux minimal de 94,09% à la 10<sup>ème</sup> semaine, nous avons enregistrés des taux de mortalités embryonnaires très faibles comprises entre la fourchette de 1,05 à 5,90%, cela peut être expliqué par l'existence d'une corrélation négative entre le taux d'éclosabilité et le taux de mortalité embryonnaire, c'est-à-dire que quand le taux d'éclosabilité (ECB%) augmente, le taux de mortalité embryonnaire (ME%) diminue.

En effet, dans les conditions où les routines d'élevage et la conduite des itinéraires techniques sont observées dans le strict respect des consignes et des normes, il est admis d'enregistrer des taux de mortalité embryonnaire compris entre la fourchette 6 à 10% (Gavard-Gongallud, 2000), et qui pourraient beaucoup plus correspondre à l'expression et l'influence de certains caractères exogènes et endogènes qui échappent au contrôle des techniciens.



**Figure 32-** Evolution des paramètres de reproduction de l'année 2015.

**EC%** : Taux d'éclosion ; **ECB%** : Taux d'éclosabilité ;

**FEC%** : Taux de fécondité ; **ME %**: Taux de mortalité embryonnaire.

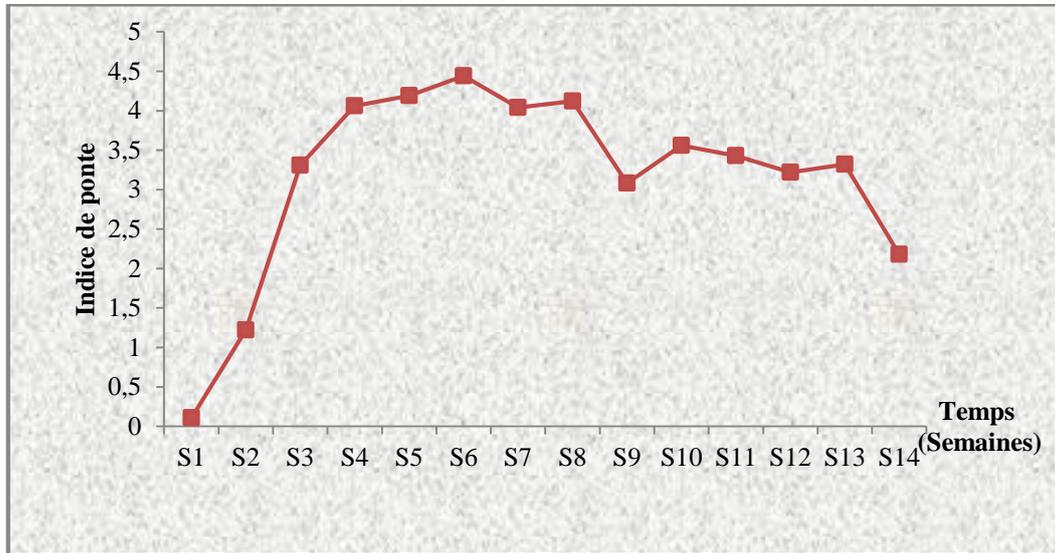
Les résultats des observations des paramètres d'éclosion et de mortalité embryonnaire de la présente étude, ont montré que le taux d'éclosion est au dessus du seuil de 80% avec une moyenne de 97,24%. Ce qui signifie que nous enregistrons un taux de mortalité embryonnaire assez faible. En effet, le taux moyen obtenu est de 3,37%, celui-ci est un bon résultat en le comparant avec celui d'**Abou et Belheouane (2010)** que ces derniers notent chez une population captive du faisan commun un taux de 14,89%.

**Le Bars et Simon (2005)** rappellent que chacun des paramètres d'incubation joue un rôle essentiel dans le développement de l'embryon, la moindre modification amène à la mort du fœtus.

### III.1.2.2.- Evolution de l'effort de ponte de la population d'élevage

Afin de vérifier l'évolution de l'effort de ponte des femelles présentes, nous avons calculé les valeurs moyennes de ponte par faisane et par semaine de Mars à Juin 2015, les résultats sont représentés dans le (Tab.XI ; Annexe XIII). Sur l'ensemble de la période de 14 semaines, l'indice de ponte moyenne oscille entre un minimum de 0,11 œuf par femelle par semaine au cours de la 1<sup>ère</sup> semaine à un maximum de 4,44 œuf par femelle par semaine pendant la 6<sup>ème</sup> semaine. Ce qui correspond à la phase d'accélération de ponte chez notre espèce.

Afin de mettre en évidence l'évolution du paramètre taux de ponte pour notre année d'étude, nous avons tracé la courbe suivante (Fig. 33) qui illustre les différentes phases du cycle de ponte de la population captive de faisan commun.



**Figure 33-** Evolution de l'indice de ponte en fonction du temps durant l'année 2015.

Nous retrouvons globalement au sein de notre population d'élevage, 7 phases de ponte. Une phase d'accélération qui débute de la première semaine (S1) et se termine à la seizième semaine (S6). La 2<sup>ème</sup> phase correspond à un plateau qui n'a duré qu'une semaine et a été suivi par un creux entre la septième (S7) à la neuvième semaine (S9) correspondant ainsi à la 3<sup>ème</sup> phase de ponte. Cette phase représente le pic de ponte chez cette espèce qui est confirmée par (Amiri, 2014) et comme le montre Sauveur (1988) qui indique que celui-ci est atteint 6 à 9 semaines après le début de la ponte. Cette baisse a touché la moyenne de ponte de la population qui est due au stress causé par les pluies. La 4<sup>ème</sup> phase de ce cycle correspond à une reprise de l'effort de ponte, elle comprend la neuvième et la dixième semaine (S9 et S10), la 5<sup>ème</sup> phase est de courte durée correspondant à un autre creux due aux pluies qui se situe entre la dixième et la douzième semaine (S10 et S12). La 6<sup>ème</sup> phase correspond à une reprise de l'effort de ponte entre la douzième et la treizième semaine (S12 et S13). A partir de la treizième semaine c'est la phase de la chute de la production d'œufs.

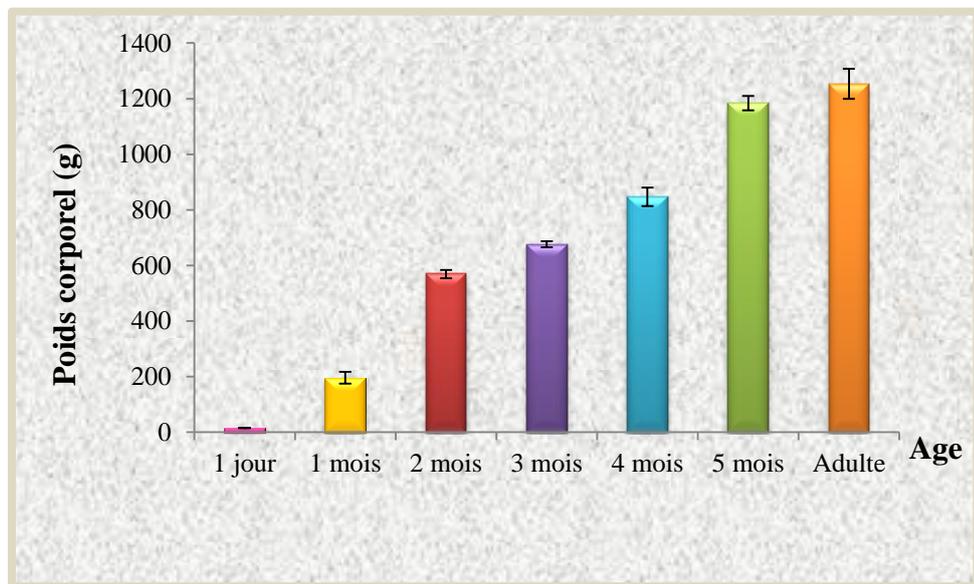
### III.2.- Etude de l'évolution de la fonction testiculaire chez le faisán commun

Dans la deuxième partie, l'évolution des mesures biométriques (poids corporel, longueur du tarse, d'aile pliée et d'ergot, poids et volume testiculaire), ainsi que l'évolution structurale et morpho-métrique du testicule des faisans (jeunes et adultes) seront développés.

#### III.2.1.- Evolution des paramètres biométriques

##### III.2.1.1.- Evolution du poids corporel

L'évolution moyenne du poids corporel chez le faisán commun âgé de 1 jour au stade adulte est représentée par la figure 34. (Voir Tab. XII, Annexe. XIII)



**Figure 34** - Evolution du poids moyen corporel en fonction d'âge, chez le ♂ du faisán commun.

Au cours de la croissance, on note une augmentation pondérale hautement significative (7477,31% ;  $p < 0,001$ ) de 1 jour jusqu'à l'âge de 5 mois. Ces différences sont aussi observées d'un mois à l'autre. En effet, elles sont intensive comparant 1 mois à 1 jour (1158,26 % ;  $p < 0,001$ ) et 2 à 1 mois (189,49% ;  $p < 0,001$ ), et très significatif comparant 3 à 2 mois (18,74% ;  $0,001 < p < 0,01$ ), 4 à 3 mois (25,25%) et 5 à 4 mois (39,88%). Une corrélation positive a été signalée entre l'âge et le poids corporel des faisandeaux ( $r = 0,98$ ) (Fig. 34). Plusieurs auteurs ont rapporté le même profil d'évolution du poids corporel chez *Phasianus colchicus* (Straková *et al.*, 2005 ; Adamski et Kuźniacka, 2006 ; Ipek et Dikmen, 2007 ; Kokoszyński *et al.*, 2011 ; Larinouna, 2011 ; Gorecki *et al.*, 2012).

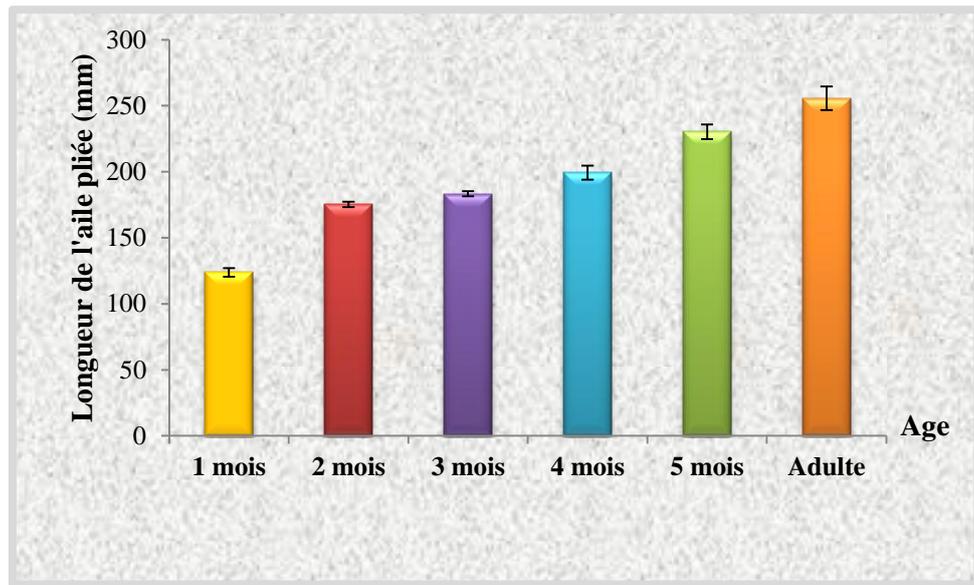
A 1 jour après éclosion, le poids corporel moyen du faisan ♂ est de  $15,62 \pm 0,06g$ . Cette valeur est comparable à celles des lignées lentes et rapides élevées au CCZ obtenus par **Larinouna (2011)** et nettement supérieur aux résultats rapportés par **Mezerdi et al. (2015)** chez les deux lignées rapides et lentes de perdrix gabra élevée au CCZ. En effet, l'augmentation intensive engendrée entre 1 jour et 1 mois à été observée par **Straková et al. (2005)** et celle de 1 à 2 mois est confirmé par **Mróz (2003)** et **Ipek et Dikmen (2007)**. Le poids corporel moyen obtenu à l'âge de 2 mois est supérieur aux valeurs rapportées par **Larinouna (2011)** chez le faisan commun élevée au CCZ ; et par **Felska-Błaszczuk et Pohorecki (2015)** chez le faisan doré et le faisan de Lady Amherst. Par contre, il est inférieur à celui rapporté chez le faisan commun *Phasianus colchicus* en Pologne (**Kuźniacka et Adamski, 2010; Kokoszyński et al., 2011 ; Gorecki et al., 2012** ).

Le poids corporel moyen obtenu à l'âge de 5 mois demeure inférieur à celui trouvés par **Kuźniacka et Adamski (2010), Kokoszyński et al. (2011) et Yovchev et al. (2012)** chez la même espèce. Par contre, des valeurs supérieures du poids moyen corporel sont notées par **Felska-Błaszczuk et Pohorecki (2015)** chez le faisan doré et le faisan de Lady Amherst. Comparant le poids corporel de l'adulte (n = 3) à celui de 5 mois, une différence non significative est notée (5,82% ;  $p > 0,05$ ). Ceci montre que le faisandeau atteint son poids adulte à l'âge de 5 à 6 mois. Ce qui est confirmé par **Rio (2001)** et **Felska-Błaszczuk et Pohorecki (2015)**.

Les différences de poids corporel à différents âges observées entre nos résultats et ceux de la littérature chez le faisan commun pourraient être dues à des différences de conditions d'élevage, de paramètres d'ambiance, d'alimentation, de conduite d'élevage et également à des différences génétiques (**Ferroukh et al., 2015**).

### III.2.1.2.- Evolution de la longueur de l'aile pliée

La figure 35 représente l'évolution moyenne de la longueur de l'aile pliée chez le faisan commun de 1 mois à l'âge adulte (Voir Tab.XIII, Annexe. XIII).



**Figure 35** - Evolution de la longueur moyenne de l'aile pliée en fonction d'âge, chez le ♂ du faisán commun.

Au cours de la croissance, on note une augmentation hautement significative (86,25% ;  $p < 0,001$ ) entre la longueur de l'aile pliée et l'âge des jeunes. La longueur moyenne de l'aile pliée est de  $123,66 \pm 3,28$  mm à 1 mois après l'éclosion, et de  $230,33 \pm 5,54$  mm à l'âge de 5 mois. Comparant cette dernière avec celle de l'adulte qui a une longueur moyenne de  $255,66 \pm 8,95$  mm, la différence est très significatif (39,45% ;  $0,001 < p < 0,01$ ).

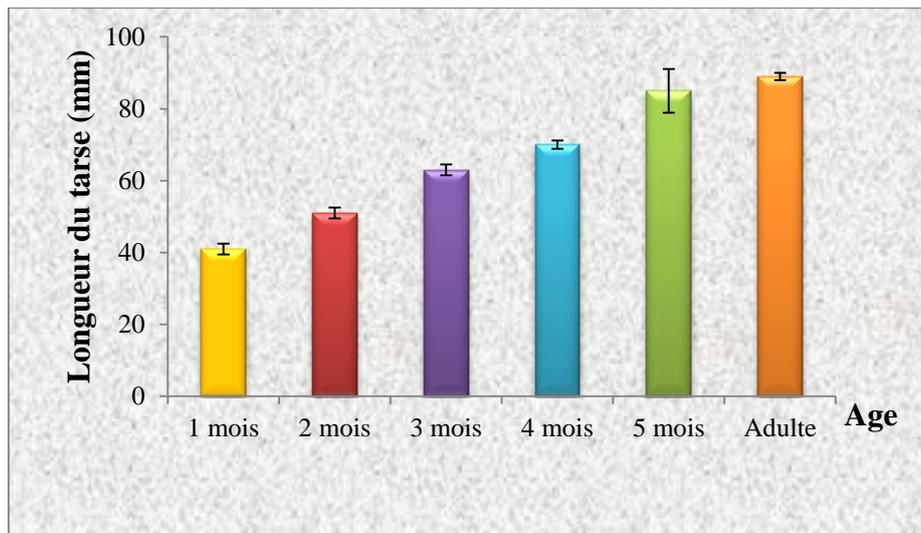
La longueur de l'aile pliée est corrélée positivement de 1 mois jusqu'à l'âge de 5 mois ( $r = 0,96$ ) (Fig. 35).

### III.2.1.3.- Evolution de la longueur du tarse

A 1 mois après éclosion, la longueur moyenne du tarse des faisandeaux mâles est de ( $41 \pm 1,52$  mm) (Fig. 36). (Voir Tab.XIV, Annexe. XIII)

Au cours de la croissance, on note une évolution linéaire et continue de la longueur du tarse atteignant une moyenne de  $85 \pm 6,11$  mm à l'âge de 5 mois. Une augmentation très significatif (107,32% ;  $0,001 < p < 0,01$ ) est observé entre 1 et 5 mois, suivie d'une augmentation non significatif entre 5 mois et adultes (4,71% ;  $p > 0,05$ ).

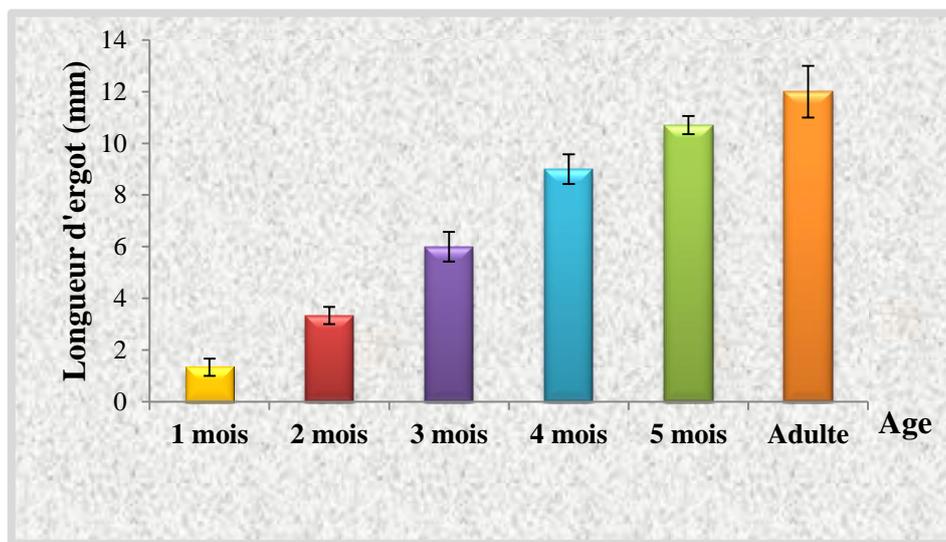
La longueur du tarse comme la longueur de l'aile pliée, est corrélée positivement avec l'âge ( $r = 0,98$ ) (Fig. 36).



**Figure 36-** Evolution moyenne de la longueur du tarse en fonction de l'âge, chez le faisane commun.

#### III.2.1.4.- Evolution de la longueur d'ergot

Comme pour les autres paramètres, la longueur moyenne d'ergot augmente de façon hautement significative entre le 1<sup>er</sup> jusqu'au 5<sup>ème</sup> mois après l'éclosion (702,50% ;  $p < 0,001$ ) (Fig. 37) (Voir Tab. XV, Annexe. XIII). Les augmentations entre les différents âges sont entre significatives et très significatives jusqu'à le 4<sup>ème</sup> mois, et deviennent non significatives entre le 4<sup>ème</sup> et le 5<sup>ème</sup> mois (18,89%), et entre le 4<sup>ème</sup> mois et le stade adulte (33,33%). Mais, la longueur d'ergot reste corrélée positivement avec l'âge ( $r = 0,99$ ,  $p < 0,001$ ).

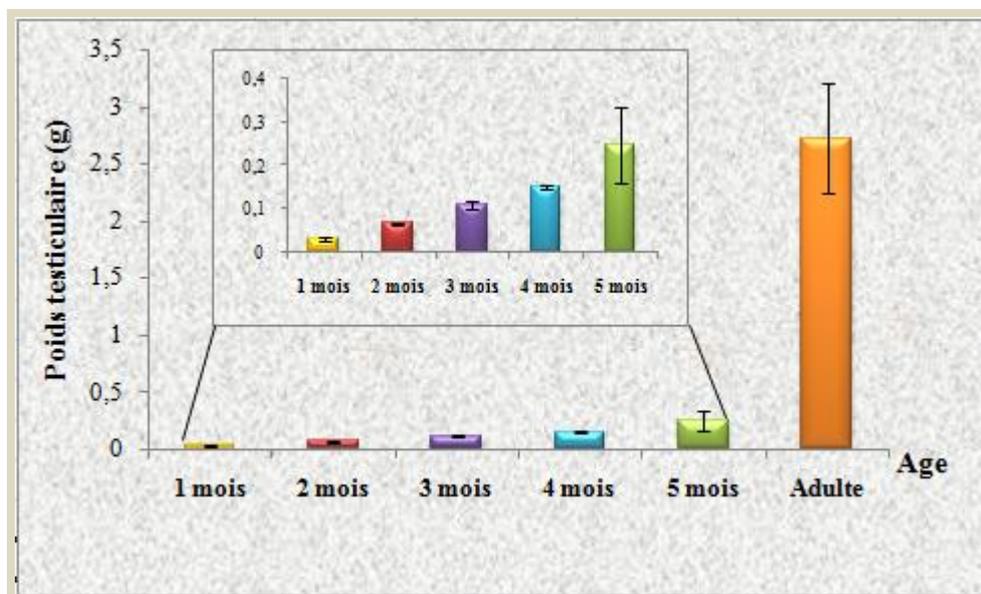


**Figure 37 -** Evolution de la longueur moyenne d'ergot en fonction d'âge, chez le faisane commun.

Au cours de la croissance des faisandeaux, la longueur moyenne de l'aile pliée, du tarse et d'ergot montre une évolution linéaire avec l'âge. Ces mensurations biométriques sont utilisées pour estimer l'âge chez les oiseaux (Sauveur, 1991). Nos résultats se rapprochent de ceux d'Abou et Belheouane (2010) et Larinouna (2011) qui concernent la longueur de tarse et de l'aile pliée, et de Collin (1992) pour la taille de l'ergot.

### III.2.2.- Evolution du poids testiculaire

L'évolution du poids testiculaire moyen chez le faisan commun de 1 mois au stade adulte, est représentée par la figure 38 (Voir Tab.XVI. Annexe XIII).



**Figure 38** - Evolution du poids testiculaire moyen en fonction d'âge chez le faisan commun.

Le poids testiculaire des faisans augmente avec l'âge (1 à 4 mois) de façon hautement significatif (372,98% ;  $p < 0,001$ ). Ces différences sont observées entre les différents âges. En effet, comparant les faisans de 2 à 1 mois, l'augmentation est très significatif (109,4% ;  $0,01 < p < 0,001$ ), celle des deux mois qui suivent est significative ( $0,05 < p < 0,01$ ). Cette différence est 64,95% comparant 3 à 2 mois et 36,9% comparant 4 à 3 mois. Entre 4 et 5 mois d'âge la différence en pourcentage est élevée (64,26%) mais statistiquement non significative. Ceci est dû aux variations inter individuelles (Fig. 38). Le poids testiculaire des adultes ( $n = 3$ ) est nettement plus élevé par rapport à 5 mois (1000,40% ;  $0,001 < p < 0,01$ ).

De l'ensemble des résultats obtenus, le poids moyen du testicule est corrélé positivement avec l'âge ( $r = 0,97$ ) et le poids corporel ( $r = 0,98$ ) chez les faisans âgés de 1 à 5 mois). Ces résultats sont similaires aux données cités dans la littérature par rapport à

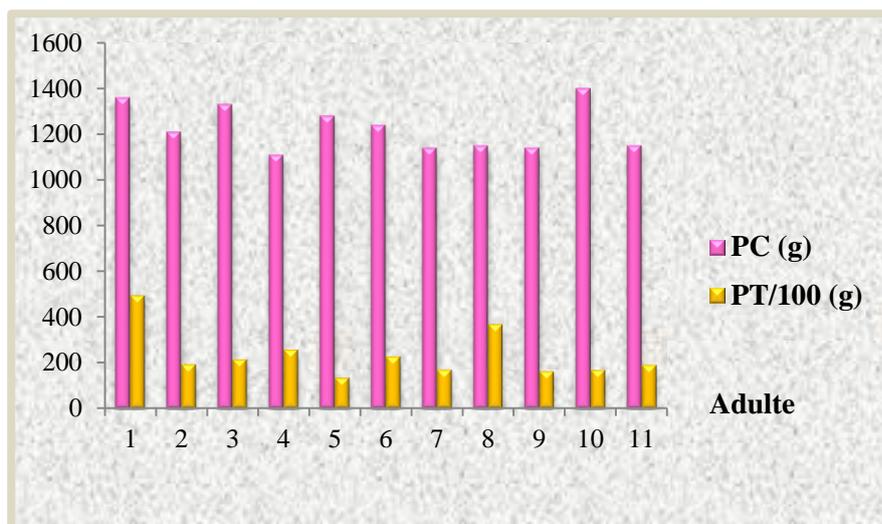
différente espèces d'oiseaux tels que ceux rapportés par **Revier et Brillard (1974, 1975 et 1977)** chez le coq, **Ferroukh et al. (2015)** chez la caille, **Hien et al. (2011)** chez la pintade, et **Hassanzadeh et al. (2013)** chez l'autruche. Et par rapport aux mammifères comme l'agneau (**Courot, 1962 ; Hassan et al., 2009 ; Ben Hamouda et al., 2011 ; Boukenaoui, 2013 ; Boussena, 2013**). L'augmentation du poids testiculaire est le résultat de l'allongement et de l'élargissement du diamètre des tubes séminifères qui accompagnent la prolifération des cellules germinales (**Clermont et Huckins, 1961**), laquelle semble même plus évidente chez les jeunes que chez l'adulte (**Elmaz et al., 2007**). Cet élargissement rapide des testicules indique l'existence de divisions mitotiques dans l'épithélium germinal et donc un début de la spermatogenèse (**Gezer-Ince et al., 2012**).

#### ❖ **Corrélation entre le poids corporel et le poids testiculaire chez les faisans adultes**

Nous avons pris à la fin de la période de reproduction (juillet) 12 faisans adultes de même âge, élevés dans les mêmes conditions d'élevage, dont un individu présente une malformation congénitale (Fig. 39 ; annexe XII).

Chez les faisans adultes (n=11), les valeurs moyennes sont de  $1228,18 \pm 30,74$ g pour le poids corporel, de  $2,34 \pm 0,31$ g pour le poids testiculaire et  $2,02 \pm 0,70$ cm<sup>3</sup> pour le volume testiculaire.

La figure 40 représente les valeurs individuelles du poids corporel et testiculaire. En effet, nous avons noté des variations du poids testiculaire entre les individus. Ces paramètres présentent une corrélation négative ( $r = 0,17$ ). Selon **Sauveur (1988)**, la taille des testicules, chez les oiseaux adultes est très variable suivant l'espèce, l'individu et la saison. Ce même auteur confirme que ces variations individuelles du poids testiculaire sont considérables chez les coqs de même souche, de même âge, élevés et maintenus dans les mêmes conditions.



**Figure 40** - Variations individuelles du poids testiculaire chez les faisans adultes.

Rappelant que l'expérimentation des adultes a été réalisée au mois de juillet période pour laquelle les faisans sont en post-reproduction (**Schricke, 1991**). Ces faisans présentent un poids testiculaire moyen supérieur à celui rapporté par **Kim et Yang (2000)** chez la même espèce au Courée. Cependant, il est comparable à celui obtenu par les mêmes auteurs en période de reproduction. Ce poids est supérieur à celui rapportés par **Tae et al. (2005)** au Courée en période de repos (hiver) et inférieur à celui de la période de reproduction (printemps) chez le faisan commun. Ces résultats contradictoires peuvent être expliqués par l'effet de la saison d'une année à une autre. En effet les organes reproducteurs mâles des oiseaux à reproduction saisonnières croissent et régressent sous l'influence de la lumière, la température, précipitations, et la disponibilité de la nourriture (**Hell et al., 2003 ; Kokoszyński et al., 2010**).

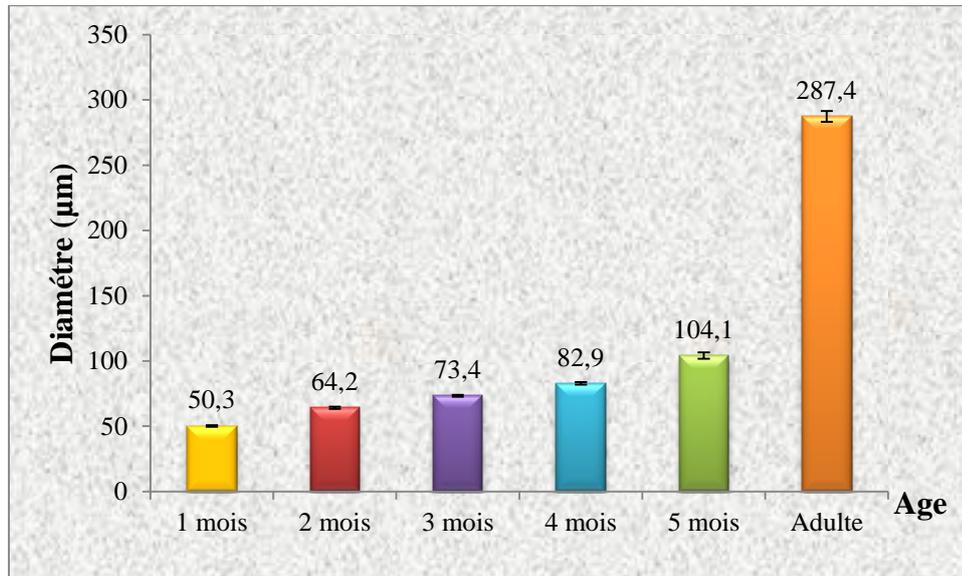
### III.3.- Evolution structurale et morphométrie du testicule

Les résultats histologiques du testicule du faisan commun âgée de 1 mois après éclosion jusqu'à l'âge adulte montrent :

#### ➤ A 1 mois 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 présence d'un parenchyme testiculaire (PT), formé de sections de cordons séminifères (C) constitué de noyaux des cellules pré-somatiques (appelées pré-Sertoli) et des cellules germinales primordiales.

Les premiers cordons séminifères sont reconnaissables à la périphérie de la gonade (Fig. 41). Le diamètre de ces cordons est de  $50,3 \pm 0,6 \mu\text{m}$ .



**Figure 41-** Evolution du diamètre des tubes séminifères du faisán commun en fonction d'âge.

Selon **Aire et Ozegbe (2007)** ; **Castro de Brito (2006)**, le développement de la tunique albuginée à la périphérie extrême de la gonade coïncide avec l'agrégation des cellules à la fois somatiques (pré-Sertoli) et germinales (cellule primordiale) pour former des cellules testiculaires qui seront les futurs 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 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**).

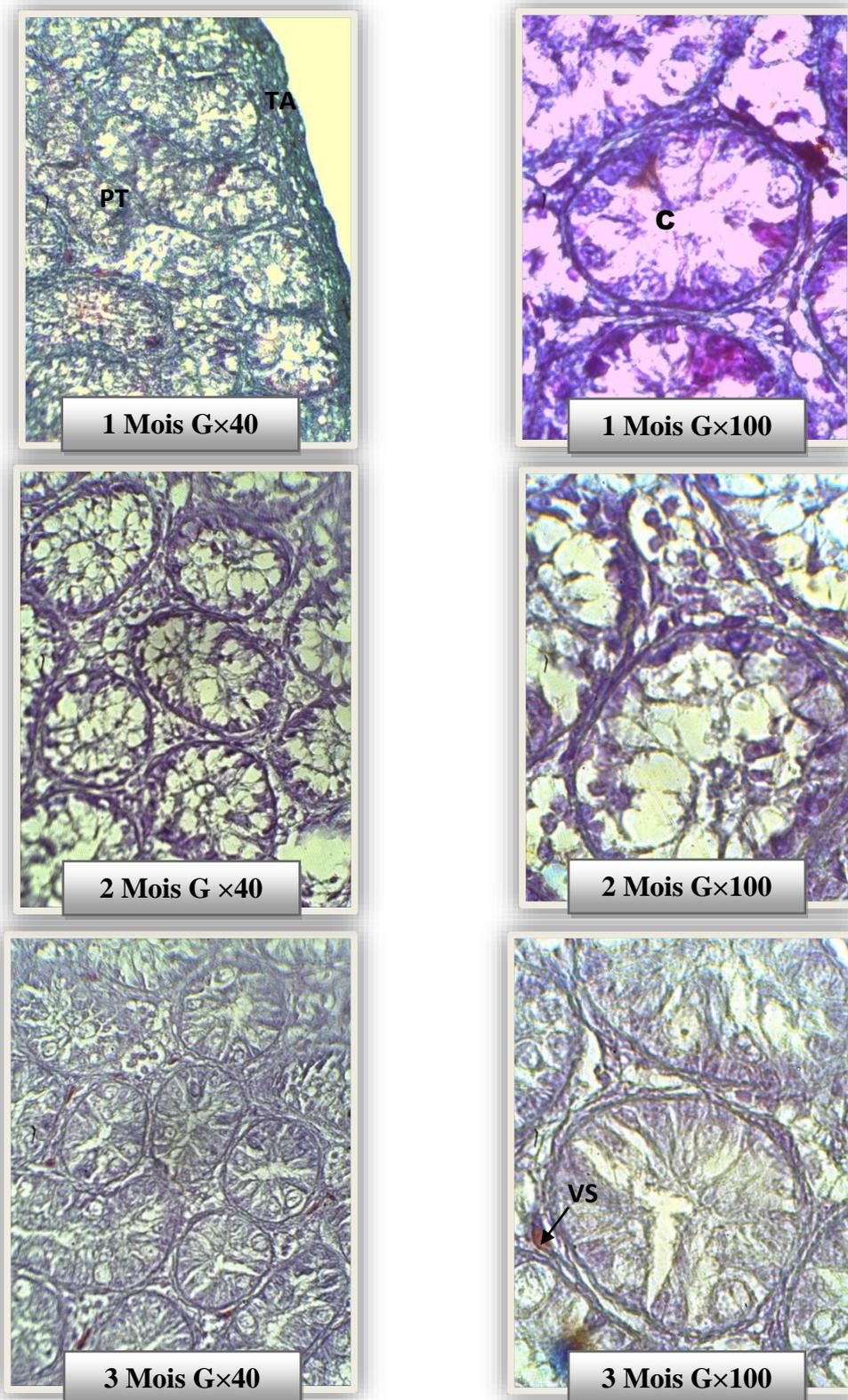
#### ➤ De 1 à 3 mois d'âge

Les cordons séminifères du parenchyme testiculaire sont entourés par une lame basale et une couche de cellules péri-tubulaires. 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 (Fig. 42).

Chez le poussin *Gallus domesticus*, 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 (**Zhang et al., 2012**).

L'étude morpho-métrique montre que, le diamètre des tubes séminifères augmente de façon linéaire et continue jusqu'à 3 mois d'âge. En effet, une augmentation hautement significatif ( $p < 0,001$ ) du diamètre a été noté entre 1 et 2 mois (27,48%) et entre de 2 et 3 mois (45,95%). Ce même résultat est rapporté chez les autres mammifères (**Attal et Courot, 1963 ; Hauchereau de Reviers, 1963 ; Lincoln, 1971 ; Joffre, 1977 ; Williamson et al., 1990 ; Hauchereau de Reviers et Perreau, 1997**), en particulier chez les ovins (**Courot, 1962, 1971 ; Herrera-Alarcon, 2007**). L'absence de lumière associé à un faible poids testiculaire, chez les agneaux de race D'Man, témoigne que les testicules sont immatures (**Ramesh et al., 2006 ; Paplinska et al., 2007**).

Au niveau de tissu interstitiel qui entourent les cordons séminifères, on observe des vaisseaux sanguins, 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.



**Figure 42**– Histologie de testicule de faisane commun à 1 mois, 2 mois et 3 mois d'âge : coupe transversale de testicule observée au microscope photonique avec la coloration de Trichrome de Masson (Original, 2015). . TA : tunique albuginée ; PT : parenchyme testiculaire ; C : cordons séminifères; VS : vaisseau sanguin

➤ **A 4 mois d'âge**

Caractérisés par l'apparition de petits espaces à l'intérieur des cordons séminifères. Ils constituent l'ébauche de la future lumière qui transformera les cordons pleins en tubes séminifères (Fig.43). Le diamètre des cordons séminifères augmente de manière hautement significative avec une différence de (12,95% ;  $p < 0,001$ ).

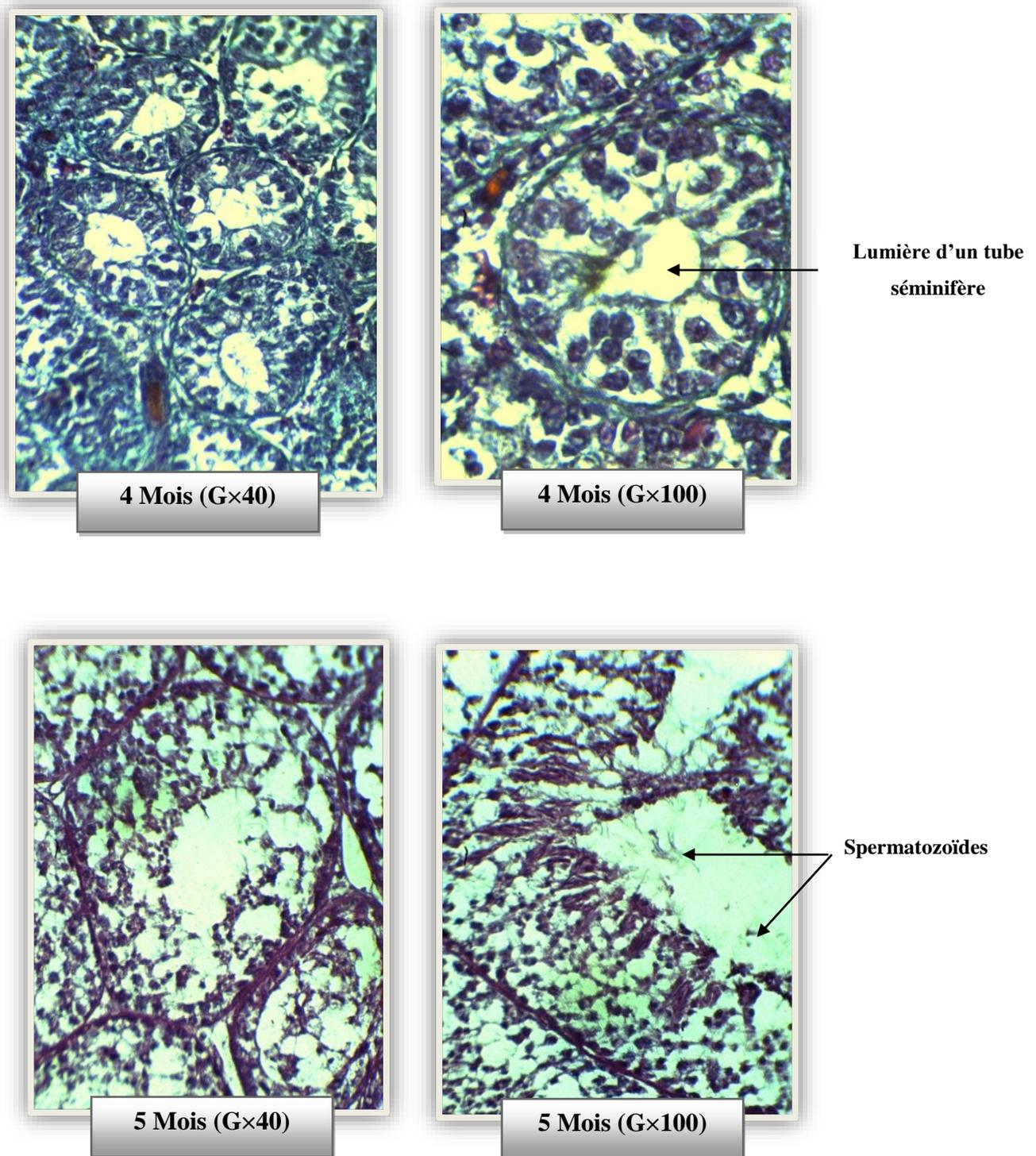
➤ **A l'âge de 5 mois**

Au cours de la croissance, le tissu interstitiel subit une expansion. Une lumière centrale est observable au centre des tubes séminifères. Les cellules spermato-génétiques ont migrés vers la périphérie des tubes séminifères délimités par une lame basale marqué en vert par la coloration à trichrome de Masson (Fig.43).

Des observations comparables ont été décrites par **Scheib (1973)** chez le poussin de la caille japonaise. À 4 semaines, quelques tubes séminifères sont identifiés par la présence d'une lumière centrale dans le compartiment tubulaire.

Le diamètre moyen des tubes séminifères est de ( $104,1 \pm 2,4 \mu\text{m}$ ) avec une différence de (25,54% ;  $p < 0,001$ ) par rapport à 4 mois.

L'apparition de la lumière au centre des tubes séminifères et la présence de tous les types cellulaires de la spermatogenèse dans les testicules confirment un début de la puberté chez le faisan commun *Phasianus colchicus* avec des variations individuelles observées à cet âge. Comme cela est montré chez des espèces de mammifères (**Ramash et al., 2006 ; Herrera-Alarcona et al., 2007 ; Papliniska et al., 2007 ; Boukenaoui et al., 2013**). Ceci pourrait être comme conséquence d'une forte sécrétion tubulaire et d'accumulation de fluide produit par les cellules de Sertoli (**Russell et al., 1989**). A cet âge, les gonocytes migrent vers la membrane basale des tubes séminifères, prolifèrent et forment la population souche des spermatogonies dans les testicules pré-pubères. Alors que les spermatogonies commencent à se proliférer et à se différencier, les cellules de Sertoli commencent à sécréter un liquide qui forme la lumière tubulaire, transformant ainsi les cordons séminifères en un tube creux (**Spasford, 1962**). La chronologie du développement prépubertaire dépend de plusieurs facteurs notamment : la race, l'alimentation et la saison (**Hafez, 1987**). A la fin du développement post-natal, les tubes séminifères apparaissent morphologiquement semblables à ceux des adultes (**Spasford, 1962 ; Steger et Wrobel, 1994**).



**Figure 43** - Histologie de testicule de faisan commun à 4 mois et 5 mois d'âge: coupe transversale de testicule observée au microscope photonique avec la coloration de Trichrome de Masson (Original, 2015).

➤ **A l'âge adulte**

Les observations des coupes histologiques montrent 2 types de tissu parenchymateux : le tissu interstitiel et l'épithélium séminifère (Fig. 44).

Le tissu interstitiel observé est très réduit ; il contient des vaisseaux sanguins et des cellules de Leydig. Ces dernières sont rares, elles se trouvent seules ou en petits groupes dans l'espace interstitiel. Elles sont reconnues par leur noyau rond. 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 trouvés 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.

Les tubes séminifères à l'âge adulte sont entourés d'une seule couche de cellules myoïdes péritubulaires ou cellules péritubulaires 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.

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.

A cet âge, on observe dans tout les tubes séminifères des cellules de Sertoli matures et des cellules de la spermatogénèse (spermatogonies, spermatocytes primaire et secondaire, spermatides et spermatozoïdes) de la périphérie jusqu'à la lumière des tubes séminifères. Les caractéristiques histologiques de chaque type de cellule observée dans un épithélium séminifères sont présentées dans la figure :

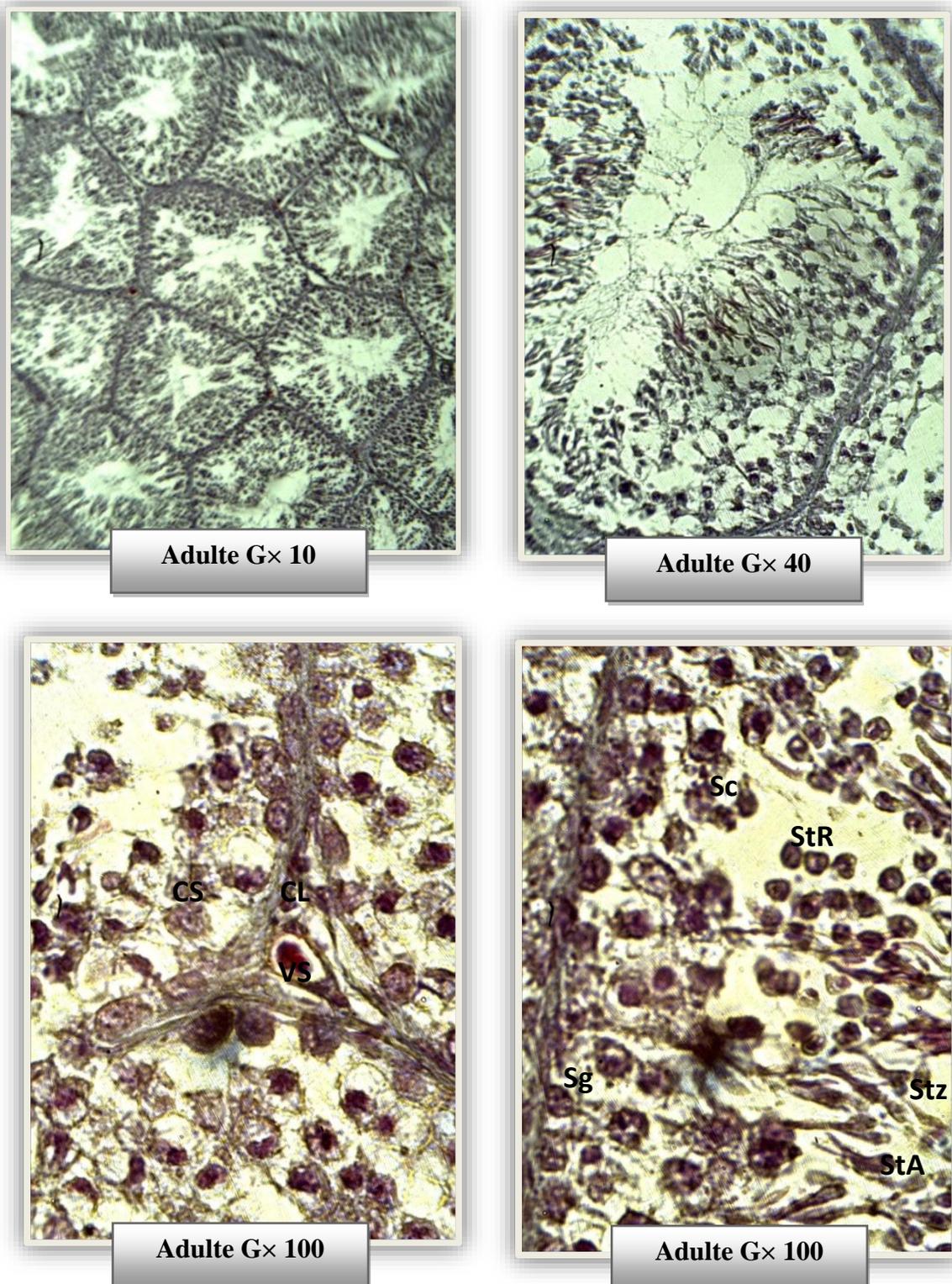
- **Cellule de Sertoli** : est caractérisée par un noyau clair et une position plus avancée dans l'épithélium et parfois collées à la lame basale.
- **Spermatogonies** : sont retrouvées à la périphérie.
- **Spermatocytes** : on les distingue par leur grande taille du noyau et une position plus avancée dans l'épithélium séminifère.
- **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.

Ces observations sont en accord avec celles de **Lin et al. (1990)** et **Lin et Jones (1993)** qui décrivent la spermatogenèse chez les oiseaux et les 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.

Le diamètre des tubes séminifères augmente de façon importante à l'âge adulte. On note un diamètre moyen de  $287,4 \pm 2,4 \mu\text{m}$  avec une différence en pourcentage de l'ordre de 176,07 ( $p < 0,001$ ). Ce diamètre moyen est en corrélation positive avec l'âge ( $r=0,98$ ), le poids corporel ( $r=0,99$ ), le poids testiculaire ( $r=0,99$ ).

L'augmentation du diamètre des tubes séminifères est due à leur allongement, lui-même lié à une prolifération et à un accroissement de la taille des cellules de Sertoli (**Sauveur et Reviere, 1988**) et à l'apparition de la spermatogenèse (**Reviere, 1971**).



**Figure 44-** Histologie du testicule du faisan commun à l'âge adulte : coupe transversale de testicule adulte colorée à l'aide d'une coloration Trichrome de Masson observé au microscope photonique (Original, 2015).

(CL : Cellule de Leydig ; CS : Cellule de Sertoli ; Sg : Spermatogonie ; Sc : spermatocytes ; StA : Spermatide allongé ; StR : Spermatide ronde ; Stz : Spermatozoïde ; Vs : Vaisseau sanguin).

**III.4.- Evolution du taux de testostérone plasmatique**

Les résultats rapportés dans le tableau XX (Annexe VIII) montrent que le taux de testostérone plasmatique est indétectable ( $<0,05$  nmol/l) chez les faisans de différents lots à l'exception d'un faisan de lot de 5 mois, ceci montre que le faisan peut atteindre la puberté à l'âge de 5 mois. Notant que ce faisan présente un aspect structural très développé par rapport aux autres de même lot. Alors que le faible taux observé chez les adultes peut être due à la période de sacrifice qui a été réalisé en phase post-reproduction.

# Conclusion

Dans cette étude, l'ampleur de la variabilité des paramètres biologiques et zootechniques caractérisant une population de faisan commun au CCZ, ainsi l'évolution du succès de reproduction sont mise en évidence. En effet, la recherche sur la biologie de reproduction de ce gibier simulée en captivité a nécessité des efforts importants dans la mise en œuvre d'un protocole en adéquation avec les exigences étho-écologique de l'espèce.

Nous nous sommes focalisé au volet de la mortalité embryonnaire et d'apprécier ceci par des méthodes indiciaires et des mesures régulières, à des intervalles de 3 à 4 jours de la perte du poids de l'œuf incubé (n=144), le rapport entre le poids initial de l'œuf et la quantité d'eau utilisée au cours de l'incubation. Celle-ci s'exprime par l'équation suivante  $Y = -0.16X + 27.84$  et un coefficient de constante du poids  $KW = 0,54$ .

Un suivi et un contrôle des performances de reproduction du faisan commun mené au CCZ, ont permis d'appréhender les possibilités d'amélioration de la reproduction de la population captive étudiée. La population captive étudiée issue du programme de sélection de la lignée repeuplement, présente un indice de ponte très satisfaisant égale à 45,28 œufs/femelle/14 semaines de ponte.

L'étude biométrique et histologique du développement des testicules chez le faisan au cours de sa croissance a montré que :

- Les paramètres biométriques sont en corrélation positive avec l'âge ;
- Les profils d'évolution du poids corporel, et du poids testiculaire sont comparables ;
- Le poids corporel est en corrélation positive avec l'âge, et le poids testiculaire ;
- La spermatogénèse complète mise en évidence par un examen histologique est observée à l'âge de 5 mois.

En perspective :

- Etaler la période d'expérimentation au delà de 5 mois ;
- Réaliser une étude histologique de l'hypophyse ;
- Manipuler le faisan commun en période de reproduction ;
- Dénombrement des cellules de Leydig ;
- Rechercher les récepteurs aux androgènes au niveau testiculaire et hypophysaire.

# Références Bibliographiques

- **Abou I. et Belheouane M., 2010.-** Caractérisation des effets de la sélection sur l'expression des performances zootechniques, biologiques et des fréquences phénotypiques Rapide et Lente chez une population captive de faisan commun (*Phasianus colchicus*) ; mémoire, I.E en biologie ; USTHB, p70.
- **Adamski M. et Kuźniacka J., 2006.-** The effect of age and sex on slaughter traits of pheasants (*Phasianus colchicus L.*). Anim Sci Pap Rep 24 (Suppl 2), 11-18.
- **Al-Tememy H.S.A. (2010).-** Histological study of testis in quail (*Coturnix coturnix japonica*). Al-Anbar J. Vet. Sci., **3**, 36-44.
- **Ali-Taleb A. et Boussaid S., 2011.-**Bio-écologie de la reproduction de la Perdrix gabra (*Alectoris barbara*) au Maroc. Rabat, 62 p.
- **Ait Taleb et Djaroune., 2013-** Contribution à l'étude de la biologie de reproduction de la perdrix gabra (*Alectoris barbara*, Bonnaterre 1792) au niveau du centre cynégétique et de l'extension de la réserve de chasse de Zéralda, Alger. Thèse Master., Univ. Mouloud Mammeri Tizi Ouzou, 58p.
- **Amann R.P. et Schanbacher B.D., 1983.-** Physiology of male reproduction. *J. Anim. Sci.*, **57**, 380-403.
- **Amiri S. 2014.-**Evolution des paramètres biologiques et zootechniques d'une population du Faisan commun au CCZ ; Synthèse des lâchers dans la réserve de chasse de zéralda, 70 p.
- **Andre JP. 1990.-** Les maladies des oiseaux de cage et de volière, 1ère éd. Maisons-Alfort : Editions du Point vétérinaire, 416p.
- **Andre JP. 1996.-** Principales affections du canari et de la perruche ondulée, *Action Vét*, 1375p.
- **Andre JP., 1997.-** Pathologie de la reproduction chez les psittacidés. *Le Point Vétérinaire*, 23-33.
- **Attal J. et Courrot M., 1963-** Développement testiculaire et établissement de la spermatogénèse chez le taureau . *Annls Biol. Anim. Biochim. Biophys.*, **3**, 219-241
- **Augion S. 2007.-** Elément sur la biologie de l'œdicnème criard an agro- écosystème intensif en perspectives de conservation. Master 1, Ecologie, Univ. Pierre et Marie Curie, Paris, 44p.

- **Bakst M.R., Akuffo V., Trefil P. et Brillard J.P., 2007.-** Morphological and histochemical characterization of the seminiferous epithelial and Leydig cells of the turkey. *Anim. Reprod.Sci.*, **97**, 303-313.
- **Baril G., Chemineau P., Cognie Y., Guerin Y., Leboeuf B., Orgeur P. et Vallet, J.C., 1993.-** Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins. Rome: FAO: 231p.
- **Belhamra M. 1999 -** Apport d'éléments biologiques pour le suivi des populations naturelles de Faisan commun (*Phasianus colchicus* L.), de la Perdrix gambra (*Alectoris barbara* Bonnaterra 1790) et de la Tourterelle des bois (*Streptopelia turtur* L.) , PNR 3, INRAA.
- **Belhamra M. 2006.-** Recherche expérimentale sur les caractéristiques biologiques de reproduction chez le Faisan commun (*Phasianus colchicus*, L.). Lettre du centre. *Bull inf vulg.*, 20p.
- **Belhamra M. 2007.-** Apport d'éléments biologique pour le suivi des populations de gibier naturelles et introduction de Gallinacés (Perdrix, Cailles et faisans) in [www.inraa.dz/spip.php%3Fauteur123](http://www.inraa.dz/spip.php%3Fauteur123).
- **Belhamra M., Fernane S., Bouabi N., Mekioussa M. et Boukhamza M., 2004.-** Analyse des causes de mortalités après un lâcher de Faisan commun (*Phasianus colchicus*, L.) dans la région de la Kabylie *In: Atelier régional sur la gestion durable des ressources cynégétiques*, 9-11 février 2004 Tlemcen Algérie, Ed. *Recueil des com*, p 14.
- **Belhamra. M., Larinouna. F., Fernane. S., Rezgui. M. et Bouadi. N., 2005-** Recherche expérimentale sur les caractéristiques biologiques et zootechniques de reproduction chez le faisane commun (*Phasianus colchicus*) in lettre du centre. Bull. Inf. Vulg. Zéralda Algérie. *Numéro spécial*,1, 10-14.
- **Benchikh N. 1988 .-** Réponse directe et corrélée à une sélection pour la reproduction chez le faisane. Mémoire de D.E.A. Bio et D'Agro. Université des sciences de Rennes, France, 65-68.
- **Ben Hamouda M., Lassoued N., Mahouachi M., Rekik M. et Chafri N., 2011.-** Effet de la nutrition sur les performances reproductives chez l'agneau et le bélier. In (Ed) Mutations des systèmes d'élevage des ovins et perspectives de leur durabilité. Zaragoza : CIHEAM/IRESA/OEP ,117-121.
- **Bennet R.A. 1989.-** Reptilian Surgery Part II. Management of Surgical Diseases, Compendium on Continuing Education, **11(2)**, 122-133.

- **Beynon P., Forbes NA. et Lawton MPC., 1996.-** Editors. Manual of Psittacine Birds. Cheltenham : BSAVA Publishers, 239p.
- **Biadi F. et Mayot P., 1990.-** Les faisans. Hatier, Paris, France, 212 p.
- **Birkan M.G. 1977.-** Population de perdrix grise (*Perdrix perdrix*) et agriculture sur un territoire de chasse. **15**, 18 p.
- **Blibek T. et Ait Boudrare., 1998.-** Contribution à l'étude de l'introduction et adaptation du faisan commun (*Phasianus colchicus*) dans le canton de Bou Ilfane de la forêt domaniale de Tamgout de la région d'Azazga. *Thèse d'Ingénieur* à l'Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou. 53 p.
- **Bonnes G., Desclaude J., Drogoul C., Gadoud R., Jussisau R., Le Loc'h A., Montmeas L. et Robin G., 2005.-** Reproduction des animaux d'élevages. 2<sup>ème</sup> Ed. Dijon : Educagri (Ed.): 407 p.
- **Bouadi N., Rezgui M. et Fernane S., 2000.-** Recherche expérimentale sur la sélection d'une souche de repeuplement de faisan commun *Phasianus colchicus*. Contribution à l'implantation d'une population naturelle dans la forêt domaniale de Taourirt Ighil, Wilaya de Béjaïa. UMMTO., 129p.
- **Boukenaoui F.N. 2013.-** Etude de l'acquisition de la puberté chez l'agneaux de race D'Man : mécanisme de régulation endocriniens et effets nutritionnels. Thèse doctorat en Science Biologique, USTHB , 117p.
- **Boukhamza N. 2007.-** Amélioration de la qualité biologique d'une population captive de faisan commun (*Phasianus colchicus*.) en vue de la sélection d'une lignée de repeuplement, UMMTO, 138 p.
- **Boussena S. 2013.-** Performances de reproduction chez les ovins *Ouled Djellal* : Avènement de la puberté et évolution des caractéristiques séminales chez le mâle jusqu'à l'âge de 1 an. Thèse doctorat en Science. Université Constantine 1, 184p.
- **Braun L. 2004.-** Physiologie et maîtrise de la reproduction chez les Reptiles et les Oiseaux. Thèse Méd. Vét., Alfort, 200p.
- **Buntin, J.D. 1986.-** role of prolactin in avian incubation behavior and care of young: is there causal relation ship. *ann. N. Y. Acad. sci.* 252-267.
- **Clermont Y. et Huckins., 1961.-** Microscopic anatomy of the sex cord and seminiferous tubules in growing and adult male albino rats. *Amar. J. Anat*, **108** (1), pp 79- 97.
- **Collin B. 1992.-** Petit dictionnaire de la médecine du gibier. Edition du Perron, Allier-Liège. 531p.

- **Combarnous Y. et Volland-Nail P., 1997.-** Les gonadotropines, INRA edition, Paris, 403p.
- **Coujard R., Poirier J. et Racadot J., 1980.-** Précis d'histologie humaine. Presses de l'université Laval ; Masson, Paris, 755p.
- **Courot M. 1962.-** Développement du testicule chez l'agneau . Etablissement de la spermatogénèse. *Ann. Biol. Anim. Biochim. Biophys.*, **2**, 25-41.
- **Courot J. M., Richetin C. et Pisselet C.1963.-** Développement testiculaire et établissement de la spermatogénèse chez le taureau. *Ann. Bio. Anim. Bioch. biophys*, **3 (3)**, 219-241.
- **Courot M. 1971.-** Etablissement de la spermatogénèse chez l'agneau (*Ovis aries*), Etude expérimentale de son contrôle gonadotrope ; importance de la lignée sertoliennes. Thèse de doctorat en Es- Sciences Naturelles, 218p
- **Courot M. 1965.-** Action des hormones gonadotropes sur le testicule de l'agneau. *Ann. Biol. Anim. Biochim. Biophys.*, **5**, 145-149.
- **Cuisin M. 1992.-** La Grande Encyclopédie des oiseaux. N°598-03, France, 159p.
- **Delacourt J. 1983.-** Tous les faisans du monde. Ed. De l'orée, W.P.A., Bordeaux, 479p.
- **Denardo DF. 1996.-** Reproductive biology. In : MADER DR. Reptile medicine and surgery. Philadelphia: WB Saunders, 210-224.
- **Derrag S. 1999.-** Recherche sur la variabilité des caractéristiques biologiques et zootechniques de reproduction chez une population captive de faisan commun « *Phasianus colchicus* ». Contribution à la mise au point d'un protocole de sélection d'une souche de repeuplement. Thèse D.E.U.A., Inst. Biol., Univ. Blida, 70p.
- **Duranceau SC. 2002.-** Les Amazones (Amazona) : maintien en captivité, consultation et dominantes pathologiques, Thèse Méd. Vét. Alfort, 297p.
- **Durantel P. 2007.-** Le gibier et ses chasse. Ed Artémis-285p.
- **Educagri. 2005.-** Reproduction des animaux d'élevage, 407p.
- **Educagri. 2014.-** Reproduction des animaux d'élevage, tom 1.
- **Ehmann M. 1981.-** Organisation sociale et stratégies reproductrices du faisan commun (*Phasianus colchicus*). Etude de deux populations en milieu semi-naturel. Thèse Doc. Sciences naturelles, Univ. Rennes1, 351p.
- **El Halawani M.E., Silsby J.L., Behnke E.L. et Fehrer S.C., 1984.-** Effect of ambient temperature on serum prolactin and luteinizing hormone levels during the reproduction life cycle of the female Turkey (*Meleagris gallopavo*).*biol. reprod*, 809-815.

- **Elmaz O., Cirit U. et Demir H., 2007.-** Relationship of testicular development with age, body weight, semen characteristics and testosterone in Kivircik ram lambs. *South African J. Anim Sci*, **4**, 269-247.
- **Felska-Błaszczuk L. et Pohorecki K., 2015.-** Comparison of conformation and laying performance of various pheasant species West Pomeranian University of Technology Szczecin, Poland. *Acta Sci. Pol. Zootechnica* **14**, 93–108.
- **Ferrouk M., Boukenaoui N., Smaili I., Abd Al Samad I. et Exbrayat J-M., 2015.-** Etude morphométrique et histologique du testicule de la caille du japon (*coturnix japonica*) au cours de la croissance post-natale. *Bull. Soc. zool. Fr.*, **140 (1)**, 45-60.
- **Gabe M. 1968.-** Techniques histologiques. Masson (Eds.), Paris, 1113p.
- **Garcia-Tomas M., J. Sanchez., Rafel O., Ramon J. et Piles M., 2007.-** Développement sexuel post-natal chez le lapin : profils de croissance et de développement du testicule et l'épididyme dans deux lignées, *Le Mans*, France, 49-52
- **Gavard-Gongallud N. 2000.-** L'élevage du gibier à plumes. Elevage- Pathologie- Habitat- Population. Editions France Agricole, 1<sup>er</sup> Edition, 255p.
- **Gezer-Ince N., Pazvant G., Oto C. et Kahvecioglu O., 2012.-** Stereological measurement of testicular in Kivircik rams. *Kafkas. UVFD.* **18 (3)**, 379-384.
- **Gorecki T.M., Nowaczewski S. et Kontecka H., 2012.-** Body Weight and Some Biometrical Traits of Ring-necked Pheasants (*Phasianus colchicus*) at Different Ages. Institute of Systematics and Evolution of Animals, PAS, Kraków, *Folia biological*, **60 (1-2)**, 79-84.
- **Gratto-Trevor C., Oring L.W., Fivizzani A.J., El Halawani M.E, et Grau C.R. 1984.-** Egg formation. Seabirds energetic, eds. G.C. Whittow et H.Rahn, plenum, New York, 33-57.
- **Gravel F., et Fortin M., 1996.-** L'encyclopédie visuelle des aliments. Achat - préparation – utilisation- cuisson- conservation - valeur énergétique. Les éditions Québec Amérique inc, 688p.
- **Hafez E.S.E. 1987.-** Reproductive cycles. In , *Reproduction of farm animals*. Ed. Hafez E.S.E., PP . 107-129, Lea et Febiger, Philadelphia, USA
- **Hansets E. 2013.-** A l'autruchon, l'incubation des œufs d'autruche. Les Presses Agronomiques De Gembloux, A.S.B.L. Belgique, 56p.

- **Harris M.P. 1964.-** Aspects of the breeding biology of gulls *Larus argentanus*, *L. fuscus* and *L. marinus*. *Ibis.*, (10), 456 p.
- **Hartl D.L. et Lozovskaya. E.R., 1994.-** Genome evolution: Between the nucleosome and the chromosome. In *Molecular Ecology and Evolution: Approaches and Applications* (ed. by B. Schierwater et al), 12-18.
- **Harun Y. 2004.-** La conception devine dans la nature. Globale, Turquie, 80-83.
- **Hassan M.R., Pervage S., Ershaduzzaman M. et Talukder M.A.I., 2009.-**Influence of age on the spermiogramic parameters of native sheep. *J. Bangladesh Agril. Univ.*, 7, 301-304.
- **Hassanzadeh B., Nabipour A., Behnam Rassouli A. et Dehghani H., 2013.** Microanatomical study of testis in juvenile ostrich (*Struthio camelus*). Japanese Association of Anatomists *Anat Sci Int.* 88, 134–140.
- **Herrera-Alarcon J., Villagomez-Amezcuca E., Gonzalez-Padilla E., Jimenez-Serveriano H., 2007.-** Stereological study of postnatal testicular development in blackbelly sheep. *Theriogenology*, 68, 582-591.
- **Hochereau de Reviers M.T., Perreau C., 1997.-** Evolution des cellules somatiques et germinales au cours de l'établissement de la spermatogénèse chez le porcelet Large White. *Evolution J. Rech. Porcine en France.*, 29, 99-102.
- **Hochereau M.T., Solari A., 1963-** Constance des fréquences relatives des stades du cycle de l'épithélium séminifère chez le taureau et chez le rat *Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys.*, 3(2), 93-102.
- **Hien O.C., Diarra B., Brillard J-P., Boly H. et Sawadogo L., 2011.-** Effects of Improving Health Status on Testicular Development of Guinea Fowl (*Numida meleagris*) Reared under Natural Photoperiod in the Sudanian Zone of Burkina Faso. *International Journal of Poultry Science* 10 (2), 113-119.
- **Heyman Y. et Vignon X., 2005.-** Reproduction des animaux d'élevage. 2<sup>ème</sup> édition. Educagri Editions, Dijon, FRA, 409p.
- **Hill D. et Robertson P., 1988.-** The Pheasant: Ecology, Management and Conservation. Blackwell Scientific Publications, Oxford, 282 p.
- **Ipek A. et Dikmen BY., 2007.-** The relationship between growth traits and egg weight in pheasants (*P. colchicus*). *J Biol Environ Sci.* 1, 117-120.

- **Jarrige R. 1989.-** Alimentation des bovins, ovins et caprins. Ed. Institut nati. Rech. Agro., (I.N.R.A.). Paris, 471p.
- **Joffer J.M., 1977.-** La capsule testiculaire du renard roux (*Vulpes vulpes* L.) : relation avec l'activité testiculaire pendant la période prépubère et au cours du cycle saisonnier. *Ann. Biol.anim.Bioch.Biophys.*, **17(5A)**, 695-712
- **Johnsgard P.A. 1988.-** *Genus Phasianus,L.* in Game Bird Breeders handbook. Ed. A. Wesdard; F. Vobra and V. Denton, 32-41.
- **Johnson L. 1991.-** Spermatogenesis. In: CUPPS, P.T. (Ed.) Reproduction in domestic animals. 4th Ed., Academic Press, Inc. San Diego. New York. Boston. London. Sydney. Tokyo, 670 p.
- **Johnson L. 2000.-** Reproduction in the female. *In* : Sturkie's Avian Physiology. 5ème ed. *Academic Press, USA*, 569-600.
- **Kamel R. 2001.-** Suivi de l'évolution d'une population de faisan commun (*Phasianus colchicus*) après lâcher dans la forêt domaniale de Taourirt Ighil, wilaya de Bejaia. *Mémoire d'ingénieur.U.M.M.T.O*,71 p.
- **Khataoui S. Et Oulmane, S., 2000.-** Cartographie de végétation et proposition d'aménagement en vue d'un lâcher de gibier de chasse dans la réserve de chasse de zéraleda. *Mém. Ing. Forêt.U.S.T.H.B. Alger*, 160 p.
- **Khataoui S. et Oulmane K., 2001-** Mise en évidence des premiers indicateurs biologiques d'une population naturelle de la Perdrix gabra (*Alectoris barbara* Bonnaterra, 1790) au niveau de l'extension de la réserve de chasse de Zéraleda. Contribution à l'élaboration d'un plan de gestion de l'espèce. Thèse Ing., Univ. Mouloud Mammeri Tizi Ouzou, 118p.
- **Kuźniacka J. et Adamski M., 2010.-** Growth rate of body weight and measurements in pheasants reared up to the 24th week of life. © Leibniz-Institute for Farm Animal Biology, Dummerstorf, Germany, *Archiv Tierzucht*, **53** , pp 360-367
- **Kirby JD et Froman DP., 2000.-** Reproduction in Male Birds. *In* : WHITTOW CAUSEY G Sturkie's Avian Physiology. 5th edition. *San Diego*, 597-614.
- **Kokoszyński D., Bernacki Z. et Cisowska A., 2011.-** Growth and development of young game pheasants (*Phasianus colchicus*). Department of Poultry Breeding, University of Technology and Life Sciences, Bydgoszcz, Poland. *Archiv Tierzucht* 54 (2011) 1, 83-92, ISSN 0003-9438.

- **Lardeux B. et Boyer J-L., 2006.-** La production du pigeon de chair. Edition France Agricole, 2<sup>ème</sup> édition, 385p.
- **Larinouna F. 2011.-** Connaissance et gestion des populations captives du faisan commun (*Phasianus colchicus*. Linné, 1758). Contribution à la sélection d'une lignée de repeuplement. Mémoire de PGS. USTHB., 70p.
- **Legall A. 1999.-** Faisan commun : quel avenir? Rev. Nat. Chasse, Ed. Diffusion Presse, 18-21.
- **Le Bars, L et Simon, F., 2005.-** Développement embryonnaire du poulet. U.C.O. Bretagne nord, 32p.
- **Lincoln G.A. 1971.-** Puberty in a seasonally breeding male, the red deer stag (*Cervus elaphus*). *J. R. Reprod. Fertil.*, **25**, 41-45.
- **Lin M., Jones R.C. et Blackshaw A.W., 1990.-** The cycle of the seminiferous epithelium in the Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*) and estimation of its duration. *J. Reprod. Fertil.*, **88** (2), 481-490.
- **Lin M. Et Jones R.C., 1993.-** Spermiogenesis and spermiation in the Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*). *J. Anat.*, **183** (Pt 3), 525-535.
- **Maghnouj M., 1991.-** Perdreau d'élevage: une reproduction naturelle satisfaisante de la perdrix gabra (*Alectoris barbara*). *Ann. Rech. For. Maroc* : 83-101.
- **Martoja R. et Martoja M., 1967.-** Initiation aux techniques de l'histologie animale. Masson (Eds.), Paris, 345p.
- **Mayaot P. et Gavard-Gonallud N., 2007.-** Le Faisan commun : la reconquête ; Ed : Artémis ; 142 p.
- **Mayot P. 2006.-** Facultés de reproduction en nature de différentes souches de faisans. CNERA Petite Faune Sédentaire de Plaine-Saint-Benoist, Auffargi, *Faune sauvage*, 274, 56-63.
- **Mazzuca P. 1993.-** Le grand livre de la chasse et du tir. Ed. Gründ. France, 112-113.
- **Meijer T. 1988.-** Reproductive decisions in the kestrel (*falco tinnunculus*). Ph.D.thesis, university of Groningen.
- **Meir M. A. et Coll., 1984 –** éclosion croissante des oeufs de dinde en faisant correspondre l'humidité incubateur à la coquille des oeufs conductance individuels. Ed : Poultry Science, 1489-1496.

- **Melin J.M. 1995.-** Qualité du gibier à plume et des milieux d'accueil. Revue. Gibier et chasse N° 106 Mai1995, 16-19.
- **Mróz E. 2003.-** Bażanty [Pheasants]. Oficyna Wydaw. „HO`ZA”. Warszawa [in Polish] *in.*
- **Nard J. 1965.-** Caille, Perdrix, Faisan et autres oiseaux de chasse. Ed. Maison rustique, Paris, 108 p.
- **Nau F., Guéri-Dubiard C., Baron F. et Thapon J-L., 2010.-** Science et technologie de l'œuf ; Production et qualité. vol I. Edition TEC & DOC. Lavoisier, 375p.
- **Nawaz R., Garson P. et Mumtaz M., 2002.-** Monitoring pheasant populations in mountain forests : some lessons learnt from thenpakistan Galliformes Project.Département of agricultural & Environmental Science, University of Newcastle. *World Pheasant Association, 7p.*
- **Noakes D.E., Parkinson T.J. etEngland G.C.W., 2001.-** Arthur's Veterinary reproduction and obstetrics (Theriogenology). *8 th Ed., Saunders Elsevier, 868 p.*
- **O.N.C.F.S. 2009-** Description de l'espèce, fiche de l'ONCFS
- **Orosz S., Dorrenstein GM. et Speer BL., 1997.-** Urogenital Disorders. *In : ALTMAN CLUBB DORRESTEIN QUESENBERRY. Avian Medicine and Surgery. Philadelphie: WB SAUNDERS, 644p.*
- **Periquet J. 1996.-** Faisans et paons. Ed. Rustica, Paris, France, 216p.
- **Paplińska J.M., Moyle R.L.C., Wreford N.G., Temple-Smith P.D.M., Renfree M.B., 2007.-**Puberty and the effects of season. *J. Anat., 211(4), 518-533.*
- **Paul H. et Hansen C., 2003.-** Larousse de la chasse. Ed. Nathalie Cornellana, 208p.
- **Rahn H. et AR A, 1974-** L'œuf aviaire : Le temps d'incubation et la perte d'eau. Ed : Condor,147-152.
- **Rahn H. et Ar A., 1980.-** un échange de gaz de l'œuf aviaire: le temps, la structure et la fonction. Ed : zoologiste, Américain, p484.
- **Ramesh K.C., Craig M.L., Joachim W., Ching-Hei Y., Eberhard N., Manuela S., 2006.-** Changes in endocrine profile and reproductive organs during puberty in the male marmoset monkey (*Callithrix jacchus*). *Reproduction., 132, 355-363*
- **Ramade F. 1978.-** Elément d'écologie. Ecologie appliquée. Ed. Dunod, Paris, 576p.

- **Reviere M. 1971.-** Le développement testiculaire chez le coq. I. Croissance pondérale des testicules et développement des tubes séminifères. *Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys.*, **11** (4), 519-530.
- **Revier M. et Brillard J-P., 1974.-** Le développement testiculaire chez le coq :Influence de la durée quotidienne d'éclairement sous photopériodes constantes. *Ann. Biol. Bioch. Biophys.*, **14**, 591- 600.
- **Revier M. et Brillard J-P., 1975.-** Le développement testiculaire du coq : étude quantitative des cellules germinales du coq placé sous des photopériodes croissantes appliquées a des âges différents. *Ann. Biol. Bioch. Biophys.*, **15** (4), 633-641.
- **Revier M. et Brillard J-P., 1977.-** Le développement testiculaire chez le coq : action de variations progressives de la durée quotidienne d'éclairement. *Ann. Biol. Bioch. Biophys.*, **17**, 179-186.
- **Romanoff, A.L. et Romanoff, A.J., 1949.-** The avian egg. Wiley, New York.
- **Romanoff L. 1930.-** Biochimie et biophysique de développement de l'oeuf de poule. Mémoires de l'université de Cornell de la station agricole expérimentale ; 1-27.
- **Rothwell B. et Tingari M.D., 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.
- **Rio B. 2001.-** Toutes les chasses du Faisan. Ed. Jean-paul Gisserot. 61 p.
- **Russel LD., Bartke A. et Goh JC., 1989.-** Postnatal development of the sertoli cell barrier, tubular lumen, and cytoskeleton of sertoli and myoid cells in the rat, and their relationship to tubular fluid secretion and flow. *Am. J. Anat.*, **184**, 179-189
- **Saint-Dizier M. et Chastant-Maillards., 2014.-** La reproduction animale et humaine. Edition QUAE, 750p.
- **Sauveur B. 1988.-** Reproduction des volailles et production d'œufs. Editions Quae, 449 p.
- **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**, 315-328.
- **Schricke E. 1991.-** Faisan de chasse : élevage et maladie. Ed. Le point vétérinaire, 1<sup>ère</sup> Ed,432 p.
- **Silverin B. et Goldsmith A., 1997.-** Natural and photo periodically induced changes in plasma prolactin levels in male great tits general and comparative endocrinology, 145-154.

- **Song K.H., Choi S.H. et Oh R.H., 1999.-** A comparison of egg quality of pheasant, chukar, quail and guinea fowl. Departement of animal science, chungnam National University Taejon 305-764, Korea, 986-990.
- **Sapasford C.S. 1962.-** The development of the testis of the merino ram, with the special reference to the origin of the adult stem cells. *Aust. J. Agric. Res.*, **13**, 478-502
- **Straková E., Vitula F., Suchý P. et Veacerek V., 2005.-** Growth intensity and carcass characteristics of fattened pheasant poults. *Krmiva.*, **47(2)**, 73–82.
- **Steger K. et Wrobel K.H., 1994.-** Immunohistochemical demonstration of cytoskeletal proteins in the ovine testis during postnatal development. *Anat. Embryol.*, **189(6)**, 521-530
- **Tae H.J., Jang B.G., Ahn D.C., Choi E.Y., Kang H.S., Kim N.S., Lee J.H., Park S.Y., Yang H.H. et Kim I.S., 2005.-** Morphometric studies on the testis of Korean ring-necked pheasant (*phasianus colchicus*) during the breeding and non-breeding seasons. *Veterinary research communications*, **29**, 629-643.
- **Terrier M. 2006.-** La Maladie de Newcastle ou pseudo-peste aviaire : quelques rappels. Centralisatrice SAGIR AFSSA-Nancy.
- **Thémé A., Vannesson R. et Mayot P., 2006.-** Le conservatoire des souches de faisan commun à l'ONCFS ; Des oiseaux de qualité pour des opérations de repeuplement. faune sauvage n°274, 65-69
- **Thevoz M. 2009-**musée d'histoire naturelle. MHNF.45 pages.
- **Thiboutot H. 2006.-** Les maladies du gibier, 10 p.
- **Thonnerieux Y. 1988.-** Faisan de colchide. Sa réhabilitation est encore possible. R.N.C. 439 (Octobre) : 76-78.
- **Vallance M. 2007.-** Faune sauvage de France : Biologie, habitats et gestion. Compagnie des éditions de la Lesse, éditions du Gerfaut, 415p.
- **Villate D. 2001.-** Maladie des volailles. 2ème éd. France Agricole Editions, 400p.
- **Visser M.E., Holleman L.J.M. et Caro S.P., 2009.-** Temperature has a causal effect on avian timing of reproduction. *Proceedings of the Royal Society B*: online early.
- **Walter JB. 2007.-** Reproductive Biology and Phylogeny of Birds: Phylogeny, Morphology, Hormones, Fertilization, vol. 6A. Barrie GM. Jamieson edition, Enfield, NH: Science Publishers, 609 p.

- **Wei L., Peng K.M., Liu H., Song H., Wang Y. et Tang L., 2011.-** Histological examination of testicular cell development and apoptosis in the ostrich chick. *Turk. J. Vet. Anim. Sci.*, **35**, 7-14.
- **Wiener G. et Rouvier. R., 2009.-** L'amélioration génétique animale. Ed. Quae. France. 280 p.
- **Wilhelms K.W., Cutler S.A., Proudman J A., Anderson L. et Scanes C. G., 2005.-** Atrazine and the Hypothalamo-Pituitary-Gonadal Axis in Sexually Maturing Precocial Birds: Studies in Male Japanese Quail. *Toxicological Sciences* **86(1)**, 152–160.
- **Williamson P., Fletcher T.P., Renfree M.B., 1990.-** Testicular development and maturation of the hypothalamic-pituitary-testicular axis in the male tammar, *Macropus eugeni*. *J. Reprod. Fertil.*, **88**, 549-557
- **Yovchev D., Dimitrov R., Kostov D. et Vladova D., 2012.-** Age morphometry of some internal organs in common pheasant (*Phasianus colchicus*). *Trakia University. Trakia Journal of Sciences*, **10.3**, 48-52,
- **Zhang X.Y., Wen X.X., Zhao L. et He J.P., 2012.-** Immunolocalization of Smad 4 protein in the testis of domestic fowl (*Gallus domesticus*) during postnatal development. *Acta Histochem.*, **114**, 429-433.

# Annexes

## « Annexe I »

### **I.- Aire d'origine et d'introduction du Faisan commun (*Phasianus colchicus*, L.)**

Il existe une certaine concordance dans la localisation de l'origine des Faisans qui appartiennent tous au continent Asiatique. Aujourd'hui les recherches les plus convaincantes et bonifiées par la communauté scientifique lors du dernier congrès ornithologique international évoquent que le genre *Phasianus* (le plus représenté) est appelé Faisan commun ou Faisan de chasse. Il se compose de deux espèces et, selon ces spécialistes, de plus de 30 sous-espèces. Sur le continent paléarctique occidental, le Faisan de Colchide fut introduit dès l'antiquité en qualité d'animal d'ornement. Par exemple, des citations in **Delacourt (1983)**, attribuent sa présence dans des pays comme la Grèce, l'Italie, la France et la Grande Bretagne au succès de sa chair en cuisine chez les Grecs et les Romains. Selon **Mazzuca (1993)**, ces derniers élevaient les Faisans semi domestiques dans l'ensemble de leurs empires. C'est pourquoi, on évoque l'hypothèse selon laquelle qu'il est possible que les premières populations des Faisans naturels se soient constituées à partir d'oiseaux échappés à l'époque romaine.

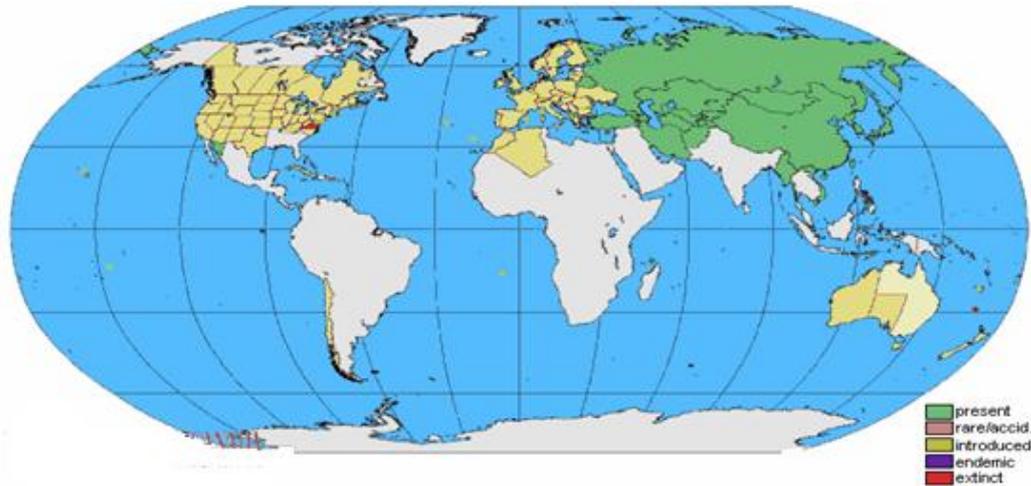
Nous présentons succinctement la synthèse formulée par **Delacourt (1983)**, et reprise partiellement avec des arguments nouveaux en 2010, par Bird Life International sur la présence du Faisans en captivité en Europe (Fig.1) :

C'est au début du IV<sup>ème</sup> siècle que le faisán a été élevé en Allemagne et au XI<sup>ème</sup> siècle fut le tour de la France de Charlemagne. Au XI<sup>ème</sup> siècle, il fut également élevé en Angleterre, à l'IX<sup>ème</sup> en Suisse au XVIII<sup>ème</sup> siècle en Hollande et au XIX<sup>ème</sup> siècle en Belgique, Norvège, Finlande et en ex- Union soviétique.

Le Faisan n'aurait été réintroduit dans le Caucase que vers 1930 et apparu aux Etats-Unis à la fin du XIX<sup>ème</sup> siècle. Il est également présent dans quelques îles du sud de l'Australie et en Nouvelle Zélande depuis le milieu du XIX<sup>ème</sup> siècle Au XX<sup>ème</sup> siècle. Le Faisan commun est resté plusieurs siècles un oiseau de volière. En France, par exemple, les Faisanderies royales ont fonctionné jusqu'à la Révolution afin de fournir un oiseau prestigieux pour l'ornement, la consommation et surtout la chasse au vol. Sous l'ère industrielle, la nouvelle bourgeoisie reprit ce signe de richesse à son compte (battues aux Faisans en Sologne). Le Faisan devint alors, en France, un

oiseau de la chasse populaire dans les années 1970. En effet, **Cuisin (1992)**, a suggéré que ce n'est qu'à partir du XVI<sup>ème</sup> siècle qu'il commença à peupler les forêts.

La figure ci-dessous représente la répartition du Faisan commun (*Phasianus colchicus*, L.) dans le monde ainsi que son statut.



**Figure 1-** Répartition du Faisan commun (*Phasianus colchicus*, L.) dans le monde (<http://www.birdlife.org>).

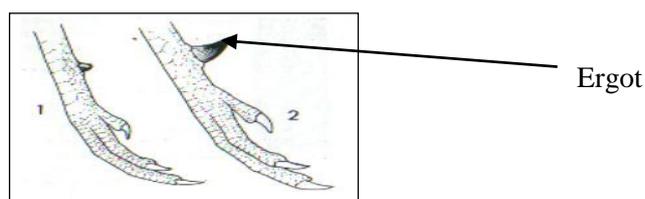
## « Annexe II »

### II.1.- Critères de distinction de l'âge

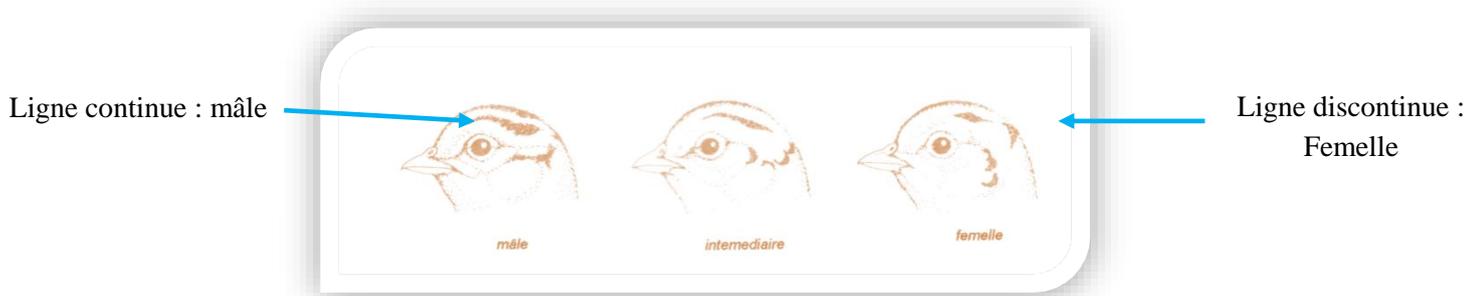
La distinction entre les jeunes, et les adultes et sub-adulte est possible jusqu'à l'âge de 12 à 18 semaines, au-delà de cet âge, la différenciation entre les jeunes et les vieux devient difficile, l'apparition progressive du plumage juvénile puis du plumage adulte permet une détermination approximative de l'âge (**Biadi et Mayot, 1990**). **Schrike (1991)**, dans ses travaux indique que chez les faisans de plus de 6 mois, le seul critère valable permettant de distinguer, de Décembre à Mars, les oiseaux de l'année de ceux de plus d'un an, ayant donc effectué une saison de reproduction, est basé sur la mensuration de la longueur de la cavité de la bourse de Fabricius qui, située sur la face dorsale du cloaque, communique directement avec celui-ci (oiseau de l'année : 15 à 25 mm avec une moyenne de 18 à 20 et oiseau de plus d'un an : 0 à 10 mm avec une moyenne de 2 mm).

### II.2.- Critères de distinction du sexe

Le sexe du Faisan commun peut être reconnu pendant la première semaine par l'examen avec précision des tâches apparentes au niveau de la tête (**Biadi et Mayot, 1990 ; Schrike, 1991**) (Fig. 2) Chez les jeunes, la reconnaissance du sexe est difficile, notamment chez les individus de 4 à 5 semaines. Quelques critères morphologiques tels que la couleur des plumes de la base du cou à partir de la cinquième semaine et la présence de l'ergot, critère peu sûr, présent seulement chez les coqs permettent de les reconnaître. Chez les adultes, la distinction entre mâle et femelle devient évidente, car toutes les différences de coloration sont accentuées (**ONCFS, 2009**). Selon **Schrike (1991)**, si la différenciation des sexes par le plumage à l'âge d'un jour n'est pas réalisable dans la nature, c'est une pratique de couvoir qui présente un intérêt commercial aux Etats Unis par exemple où le marché exige des oiseaux sexés.



(a) Présence d'ergot chez le faisan : (1) jeune (2) adulte



**(b) Lignes de différenciation des sexes au niveau de la tête**

**Figure 4-** Critères de distinction de l'âge et du sexe chez le Faisan commun : (en haut, présence d'ergot chez le mâle qui est plus grand chez l'adulte à gauche que chez le jeune à droite ; critère peu sure permettant de reconnaître les coqs et en bas la présence de trait noir sur la tête et qui est continu chez le mâle et discontinu chez la femelle)

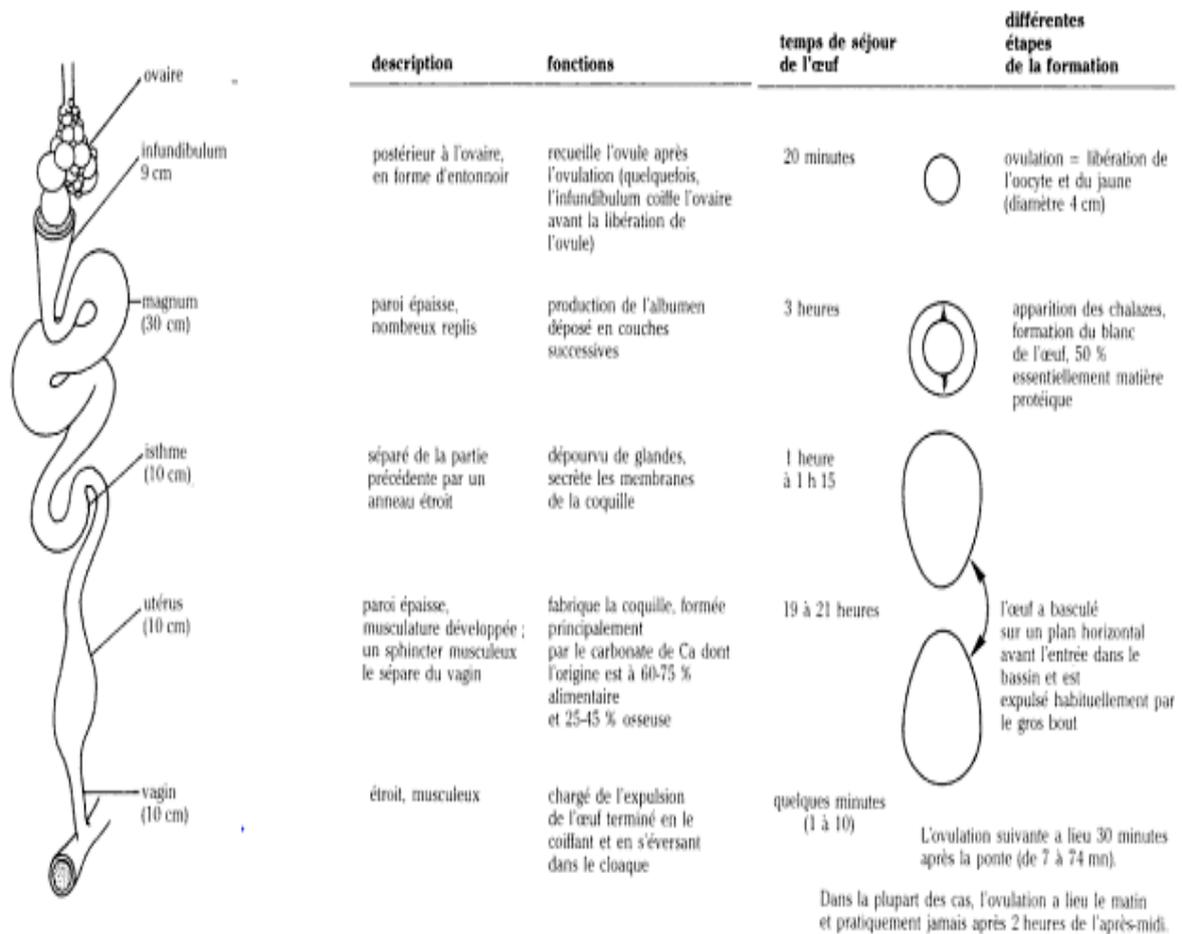
**« Annexe III »**

**Tableau 1-** Comparaison de la durée de spermatogénèse entre les espèces avicoles et les mammifères (Educagri, 2005).

L'espèce	Durée de spermatogénèse
Coq/Pintade/dindon	2 semaines
La souris	35 jours
Le taureau	54 jours
L'homme	74 jours

**III. - Anatomie de l'appareil reproducteur femelle et physiologie de la ponte**

**Figure 6-** La grappe ovarienne d'une faisane en période de reproduction (Original, 2015).



**Figure 8 - Physiologie de la ponte chez la faisane (Schricke, 1991).**

## « Annexe IV »

### IV.1.- Facteurs environnementaux

#### ❖ Effet de la photopériode

Chez les oiseaux, la période la plus lumineuse est considérée comme étant le jour, quelque soit l'intensité lumineuse de la nuit. Ainsi s'il existe une période de forte intensité lumineuse, une période de faible intensité lumineuse est considérée comme appartenant à la nuit (**Orosz et al., 1997**).

La photopériode influence l'activité reproductrice des espèces selon les saisons et le nycthémère. Une photopériode croissante (printemps) stimule le développement ovarien et la ponte (**Johnson, 2000**) comme elle serait aussi responsable de l'arrêt du comportement de nichage. L'exposition pendant plusieurs jours à de longues photopériodes est responsable de l'apparition d'un état réfractaire au cours duquel l'oviducte et l'ovaire ne répondent pas à une augmentation de la durée de la photopériode. Cet état réfractaire pourrait être contrôlé par les hormones thyroïdiennes (**Orosz et al., 1997**).

Plus la durée annuelle moyenne de la photopériode est importante, plus la vitesse de croissance des gonades est importante et plus la phase de régression dure longtemps ; comme elle permet ainsi de moduler l'activité reproductrice mais pas de la contrôler (**Orosz et al., 1997**).

#### ❖ Effet de la température

De nombreuses espèces d'oiseaux se reproduisent plus tôt au cours des années avec des températures printanières élevées mais on connaît peu l'effet causal de la température. La température peut avoir un effet direct sur la période de reproduction mais la corrélation peut aussi être indirecte, par exemple via la phénologie des aliments comme le changement climatique a conduit à des changements importants dans leurs rythmes annuel (**Visser et al., 2009**).

## **IV.2.- Facteurs endocriniens**

### **❖ Contrôle endocrinien Chez la Femelle**

**Hormone Lutéinisante «LH»** : un pic de LH est responsable du déclenchement de l'ovulation qui s'observe dans les heures suivantes (**Orosz et al., 1997 ; Johnson, 2000**). Un deuxième pic, antérieur au premier, a été observé chez quelques espèces mais son rôle est à l'heure actuelle encore flou (**Johnson, 2000**).

La testostérone et les autres androgènes sont aussi présent quelques heures avant l'ovulation et semblent participer au déclenchement de cette dernière même si le mécanisme n'a pas été élucidé. En synergie avec les œstrogènes, ils permettent une ossification médullaire.

La majeure partie de la quantité d'œstrogènes circulants provient de la sécrétion par les follicules pré hiérarchiques. Cependant, on observe au niveau des follicules hiérarchiques une intensification de la synthèse d'œstrogènes quelques heures avant l'ovulation (**Johnson, 2000**).

Après l'ovulation, il semble que le follicule post-ovulatoire joue un rôle dans la régulation de l'oviposition et dans le comportement de nidification (**Johnson, 2000**). Chez les oiseaux, du fait de l'absence du corps jaune, la concentration en progestérone diminue très rapidement jusqu'à devenir négligeable au bout de 24h. La sécrétion de LH est alors à nouveau stimulée et un nouveau follicule subit sa maturation (**Johnson, 2000; Duranceau, 2002**).

**Hormone Folliculo-Stimulante « FSH »** : La régulation des taux circulants de FSH n'est pour le moment pas bien explicitée, la LHRH-I pourrait stimuler sa production (**Johnson, 2000**).

Les œstrogènes possèdent de nombreux rôles importants en rapport avec la reproduction :

- ✓ régulation du métabolisme du calcium en rapport avec la production de la coquille,
- ✓ induction de ses propres récepteurs et de ceux de la progestérone dans l'ovaire et l'oviducte,

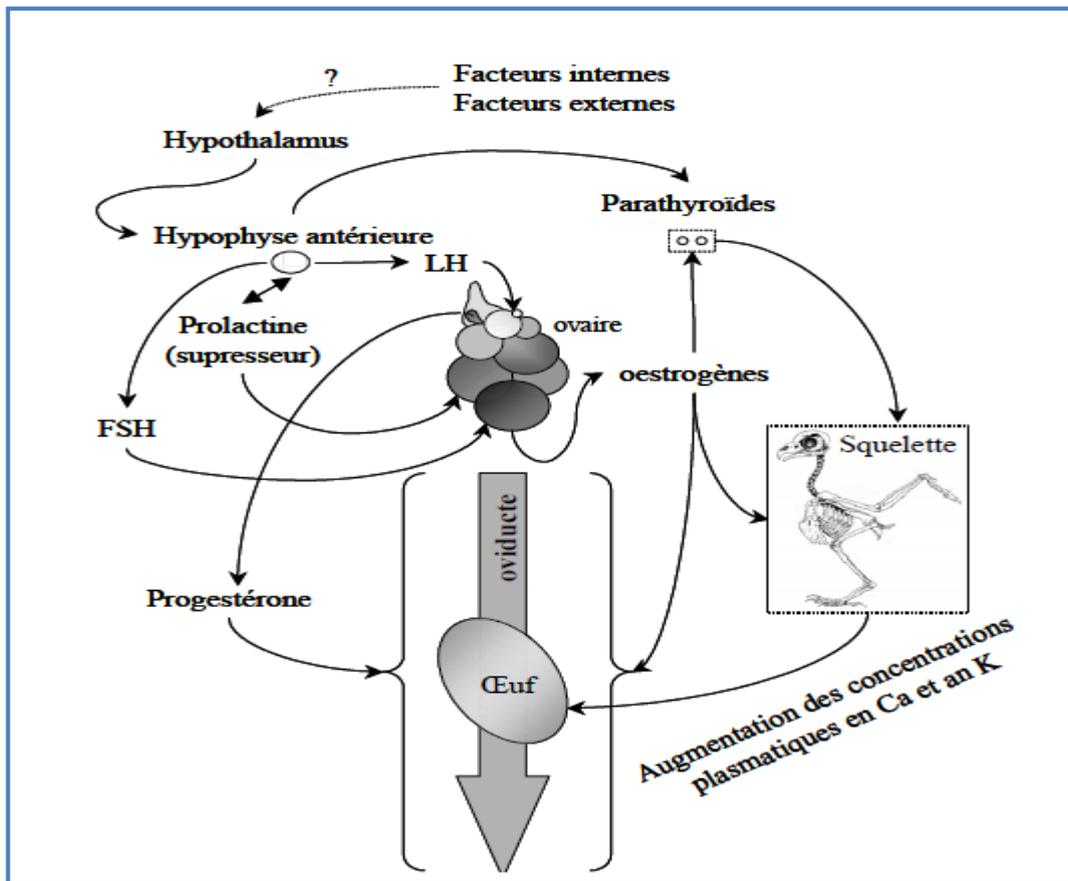
- ✓ stimulation de la sécrétion d'ovalbumine, d'ovotransferrine (chélateur de fer et antibactérien) et de lysozyme (lyse de la paroi des bactéries G-) dans l'oviducte,
- ✓ stimulation de la production de vitellogénine par le foie,
- ✓ régulation des caractères sexuels secondaires (couleur et forme du plumage).

Les œstrogènes, sous la dépendance de la FSH, semblent initier le comportement de construction du nid chez la femelle (**Johnson, 2000**).

**Prolactine** : est une hormone qui aurait plusieurs rôles dont ceux de maintenir l'incubation (**Buntin, 1986**). Cette dernière à lieu alors que l'ovaire et l'oviducte ont régressé, il est sous la dépendance de la prolactine qui stimule en même temps le développement du jabot (**Johnson, 2000**). La prolactinémie augmente ainsi peu avant l'oviposition et reste élevée pendant la durée entière de l'incubation (**Johnson, 2000**). Cette augmentation de la prolactinémie semble dépendre en grande partie du comportement parental chez la femelle et le mâle.

Comme elle peut inhiber la production des œufs (**Buntin, 1986**), elle serait contrôlée à son tour par la photopériode (**Silvirin et Goldsmith, 1997**) comme pour les autres hormones, le taux de prolactine suit un cycle au cours de l'année (**El Halawani et al., 1984 ; Gratto-Trevor et al., 1990 ; Silvirin et Goldsmith, 1997**) et pourrait intervenir dans les mécanismes d'horloge interne (**Meijer, 1988**).

Les cycles hormonaux qui contrôlent le développement des gonades et la reproduction suivent donc aussi un cycle annuel (Fig.3), synchronisé par l'intermédiaire de l'hypophyse, par la photopériode et par d'autres facteurs environnementaux.



**Figure 9-** Représentation schématique du contrôle hormonal chez la femelle (Romanoff et Romanoff, 1949).

#### ❖ Contrôle endocrinien chez le mâle

Les photorécepteurs présents dans le cerveau informent l'organisme sur la photopériode et stimulent la production de GnRH par les neurones de l'hypothalamus sous forme de « pulses » (Fig.4). La GnRH stimule à son tour la production de FSH et de LH par l'hypophyse, hormones régulant la testostéronémie ainsi que la maturation et la fonction testiculaire (Andre, 1990 ; Kirby et Froman, 2000).

**Testostérone :** est responsable du développement des voies génitales mâles, des caractères secondaires (plumage, crête, ergots, chant..), de l'expression des comportements spécifiques et elle joue un rôle dans la spermatogénèse (Bennet, 1989 ; Denardo, 2004).

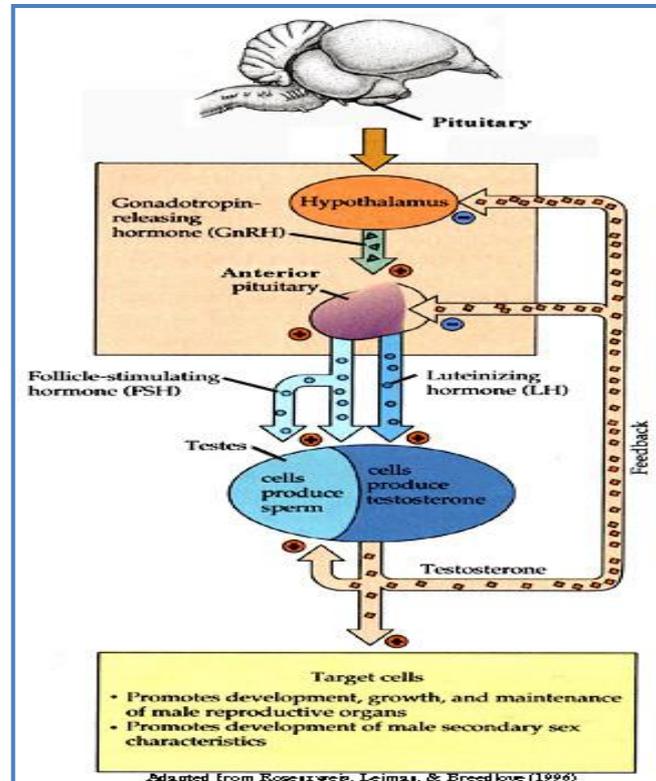
**Hormone Lutéinisante «LH» :** exerce principalement une action au niveau des cellules de Leydig où elle stimule la production d'androgènes dont la testostérone. Elle entraîne une sécrétion pulsatile de la testostérone : un dosage unique peut donc

conduire à de fausses interprétations. Cependant, la valeur moyenne de la testostéronémie reflète l'importance du développement testiculaire (Orosz et al., 1997).

**Hormone Folliculo-Stimulante « FSH »** : Elle exerce principalement une action au niveau des cellules de Sertoli par un mécanisme encore inconnu. Son action est potentialisée par une testostéronémie élevée (Kirby et Froman, 2000) et permet la production de spermatozoïdes (Andre, 1997).

Le mâle est sexuellement mature lorsqu'un certain taux sanguin de GnRH est atteint et ce par augmentation de la fréquence ou de l'amplitude des « pulses » de GnRH.

Il est intéressant de noter que chez les espèces où le mâle s'investit dans l'élevage des petits, le taux de testostérone circulant diminue de manière importante depuis la ponte jusqu'au sevrage. Une testostéronémie élevée, propice à l'agressivité territoriale et à la défense du nid, est incompatible avec l'élevage des jeunes. Ceci met en lumière l'importance du comportement et des interactions avec les membres d'une même espèce dans la régulation du cycle sexuel (Orosz et al., 1997).



**Figure 10-** Représentation schématique du contrôle hormonal de la reproduction chez le mâle (Akins et Burns, 2001).

## « Annexe V »

### V.- Notice sanitaire du faisan commun (*Phasianus colchicus*, L)

#### V.1.- Maladies bactériennes

- ❖ **Choléra** : c'est une affection bactérienne très contagieuse. Transmise par les *pasteurella multocida* horizontalement (excrétions de la bouche, nez et conjonctives). Les symptômes s'expriment par une fièvre, dépression, anorexie, écoulement mucoïde du bec, diarrhée, polypnée. Touche tous les âges.
  
- ❖ **Tuberculose** : Le diagnostic ne peut être que clinique, la contagion peut de faire l'ingestion de substances alimentaires contaminées, par les déjections et par les voies respiratoires. Cette maladie est incurable et mortelle ; il faut impérativement brûler tous les sujets et leurs excréments. La stérilisation ou l'élimination de tout matériel est indispensable, il faut donc désinfecter soigneusement les locaux et les volières.
  
- ❖ **Pseudo tuberculose** : maladie peu commune aux faisans mais mortelle
  
- ❖ **Leucitose** : elle est provoquée par des parasites qui sucent le sang ; dans la plupart des cas elle n'entraîne pas la mort et ne présente pas des facteurs externes
  
- ❖ **Salmonellose** : c'est une maladie infectieuse, contagieuse, transmissible à l'homme due à la multiplication dans l'organisme des oiseaux d'un germe du genre salmonella: *S. Enteridis* (7 sous- espèces). Les salmonelles font partie des bactéries enteropathogènes invasives à multiplication intracellulaire. Tous les animaux sont des potentiels de salmonelles dans leur tube digestif qui sont toutes virtuellement dangereuses. Concernant les symptômes, pour les jeunes oiseaux, la présence des mortalités dans les jours qui suivent l'éclosion voire mortalités en coquille. La maladie évolue sous forme septicémique avec des

signes respiratoires, une diarrhée liquide blanchâtre, il y a parfois arthrites omphalite.

- ❖ **Mycoplasmosse** : c'est une maladie transmise par la *M. Gallisepticum* à l'intermédiaire des animaux, l'eau, le matériel ; et les facteurs favorisent sont : le stress le transport et l'entrée en ponte et finalement le débecage ; touche aussi tous les âges les symptômes sont : râles trachéaux et bronchiques, jetage ; toux, ponte réduite, éternuement et reniflements.
  
- ❖ **Colibacillose** : maladie infectieuse et contagieuse. L'exposition initiale à une bactérie *E. Coli* pathogène peut survenir dans l'incubation, par l'intermédiaire d'œufs infectés. La bactériémie évolue vers une septicémie, voire la mort, ou bien l'infection se fait aux autres organes. Les symptômes ne sont pas spécifiques et varient avec l'âge. Les jeunes oiseaux atteints de septicémie aiguë ont peu de lésions, si ce n'est le foie et la rate qui sont hyperhémies et hypertrophies.

## V.2.- Maladie parasitaire

- ❖ **Coccidiose** : (**Periquet, 1996**) a défini la coccidiose comme étant une maladie bien connue des éleveurs de poulets, qui est due à un parasite, elle affecte principalement les jeunes sujets. La mauvaise hygiène, le surpeuplement, des conditions humides et chaudes favorise le développement de parasites dans les formes aiguës, la mort survient rapidement.  
  
Les symptômes : fiente diarrhée blanchâtre et sanguine, état d'abattement, inappétence et forte soif. La mortalité est fréquente chez les jeunes mais rare chez l'adulte.
  
- ❖ **Syngamose** : maladie parasitaire de la trachée et des bronches, rencontrée chez les oiseaux et les mammifères élevés en plein air. Elle est due au développement de syngames (vers rouges fourchus) constamment accouplés, et provoquant des crises de suffocation des sujets infestés. La syngamose frappe les jeunes oiseaux. Les vers gênent la respiration, les oiseaux atteints restent le bec ouvert, mangent peu et maigrissent. Les accès de toux provoquant la suffocation et la mort. La syngamose se retrouve également à l'état naturel.

- ❖ **Capillariose** : provoquée par des vers parasites appelés Capillaires. Elle entraîne des infestations de l'intestin grêle, de l'œsophage ou du jabot, qui peuvent être morutières.

### V.3.- Maladie viral

- ❖ **La maladie de Newcastle** : ou pseudo- peste aviaire, est une maladie réputée contagieuse, ce qui se justifie par sa gravité médicale (mortalité élevée) et par sa forte contagiosité. La maladie est due à un virus à ARN, de la famille des Paramyxoviridae (Paramyxovirus Aviaire de sérotype I : APMV-I). Les symptômes sont les mêmes que pour la grippe aviaire (troubles digestifs, respiratoires, nerveux). Après une incubation de 3 jours à plusieurs semaines (une petite semaine en général), les oiseaux peuvent développer (**Terrier, 2006**) : soit une forme suraigue : symptômes généraux et mort en 24-48 heures de plus de 90% des effectifs, soit une forme aiguë, qui débute par une atteinte par une atteinte de l'état général (oiseau en boule, immobile, tête basse, les yeux mi-clos, indifférent,...) rapidement associée à des symptômes digestifs (diarrhée verdâtre) respiratoires (jetage, toux, difficultés respiratoires), nerveux (convulsions, troubles de l'équilibre, paralysies diverses,...) cutanés (congestion, cyanose, œdèmes) diversement associés soit une forme chronique : signes généraux discrets, symptômes locaux essentiellement respiratoires et chute de ponte, complications bactériennes fréquentes, la *forme asymptomatique* est aussi fréquente.
- ❖ **La Grippe aviaire ou peste aviaire ou influenza aviaire ; (Gavard-Gongallud, 2000)** définit la grippe aviaire comme étant une maladie contagieuse qui affecte des très nombreuses espèces aviaires sauvages ou domestiques. Se traduit essentiellement par des troubles respiratoires d'intensité variable affectant la quasi-totalité des oiseaux avec une mortalité allant de 1 à 100%. La maladie est cosmopolite et évolue sous forme d'épizooties plus ou moins raves laissant derrière elles des reliquats enzootiques. Elle est due à des virus de la famille des Orthomyxoviridae et du genre Influenza qui sont proches voire identiques aux virus de la famille des Orthomyxoviridae et du genre Influenza qui sont proches voire identiques aux virus de la grippe porcine, équine ou humaine.

- ❖ **Hépatite** : c'est un processus inflammatoire du foie. Un traitement donné à temps favorisera alors la guérison du faisan.
- ❖ **Diphthéro-variole** : c'est une maladie courante et contagieuse. Le moyen de prévention est le vaccin.

#### V.4.- Les maladies dues au protozoaires

- ❖ **Histomonose** : Maladie due à un protozoaire et un parasite aussi *Histomonas meleagridis* Transmet directement par contamination fécale de l'aliment et de l'eau. Les œufs embryon nés infestés d'un ver du caecum (*heterakis gallinae*) sont la source d'infestation la plus importante. Les déjections peuvent rester infestées jusqu'à 36 mois. La maladie est plus fréquente au printemps et en automne ; elle est considérée comme une maladie due au stress.

#### V.5.- Les maladies dues à la vitamine

- ❖ **Avitaminose** : il s'agit d'un manque total de vitamines. Les sujets apparaissent apathiques et ont un plumage hérissé.

#### V.6.- Les maladies dues aux métaux lourds

- ❖ **Cannibalisme** : c'est une maladie provoquée par la carence en sels minéraux ou en protéines dans l'organisme. Les volatiles atteints de cannibalisme arrachent les plumes de leurs congénères ou piquent les cloaques ou les doigts jusqu'au sang.

#### V.7.- Les maladies dues à d'autres causes

- ❖ **Aspergillose** : les symptômes de la maladie se caractérisent par un écoulement du nez, un accès de respiration haletante puis par des accès de toux, un état fébrile, une soif intense et une diarrhée jaune verdâtre. la maladie évoluent plus ou moins vite mais se termine souvent par la mort.
- ❖ **Corysa infectieux** : inflammation des muqueuses de l'appareil respiratoire. C'est une maladie bénigne et le faisan guérit en un temps plus ou moins long.

- ❖ **Encéphalomyélite** : Les sujets ont alors du mal à se déplacer et à garder leur équilibre.
- ❖ **Entérite** : Elle se manifeste par des diarrhées hémorragiques, inappétence et fièvre. Le taux de mortalité est important.
- ❖ **Erythroblastose** : Elle se manifeste par un état anémique progressif. Les sujets atteints doivent être isolés et doivent prendre des antibiotiques.
- ❖ **Laryngo-trachéite** : maladie contagieuse qui se caractérise par une inflammation du larynx et de la trachée.
- ❖ **Listériose** : Elle se caractérise par la formation de lésions au niveau du système sanguin et nerveux. Les symptômes de la maladie ne sont pas très clairs et la mort est subite dans de nombreux cas.
- ❖ **Maladie respiratoire chronique** : le taux de mortalité est élevé, c'est une maladie contagieuse par contact direct ; les symptômes de la maladie ne sont pas très clairs et la mort est subite dans de nombreux cas.
- ❖ **Maladie respiratoire chronique** : le taux de mortalité élevé, c'est une maladie contagieuse par contact direct ; les symptômes sont multiples : écoulement nasal, éternuements, râles respiratoires, sinusites, inflammations oculaires.
- ❖ **Pullorose** : c'est une maladie infectieuse et contagieuse. Chez le poussin elle se manifeste par des états fébriles, la somnolence. Chez l'adulte elle est localisée au niveau de l'appareil génital ; on peut suspecter cette maladie par un taux bas d'éclosion des œufs et par la viabilité des poussins. La gravité de la maladie réside justement dans la transmission des germes.
- ❖ **Septicémie** : maladie infectieuse due à des germes pathogènes qui circulent dans le sang. Provoquant une intoxication générale.

- ❖ **Typhus** : les symptômes sont les suivantes : plumes hérissées et ailes tombantes, inappétence, diarrhée. la maladie se transmet de faisans à faisan, par la nourriture et l'eau de boisson ainsi que par contact avec les déjections. Il faut donc nettoyer et désinfecter minutieusement les bâtiments et le matériel.
  
- ❖ **Les vers** : ils sont transmis par les limaces et les insectes, ils sont présents dans l'appareil respiratoire et digestif. Il est alors nécessaire de nettoyer et désinfecter les faisans et de faire un traitement de vermifuge.
  
- ✓ **Quelques conseils**
  - L'endroit doit être propre.
  - La nourriture des faisans doit être saine et adaptée à l'âge du faisan.
  - l'eau donnée doit être propre.
  - Donner des protéines aux poussins.
  - Donner des vitamines en cas de carences et pour la croissance des poussins.
  - Les antibiotiques peuvent être recommandés pour certains traitements.
  - Des vaccins existent contre certaines maladies.

## « Annexe VI »

### **Présentation du lieu d'étude : Centre Cynégétique de Zéralda**

#### **1.- Situation géographique**

Le Centre Cynégétique de Zéralda s'étend sur une 19,75 ha, il est situé à 30 Km à l'ouest d'Alger au lieu dit Foret es planteurs. Il fait partir de la Commune de la Daïra de Zéralda (wilaya d'Alger). Il est limité au Nord par l'exploitation agricole collective E. A. C n° 67 et le chemin de Wilaya n° 13 reliant Zéralda à Mehelma.

Le Centre Cynégétique de Zéralda a été créé par **décret n° 83-76 du 8 Janvier 1983**.

#### **2.- Principales missions du Centre**

Les principales missions du l'établissement sont :

- La production d'espèces cynégétiques ou exotiques en vue d'enrichir le patrimoine cynégétique national.
- La promotion et le développement de la Cynégétique par la sélection des espèces gibiers locales et par l'introduction de nouvelles espèces et leur acclimatation.
- L'organisation des recherches dans le domaine cynégétique et notamment en matière alimentaire et sanitaire.
- La participation à l'organisation des lâchers et le suivi de ces opérations dans le but de tirer les conséquences sur l'acclimatation et la reproduction du gibier introduit.

#### **3.- Situation juridique**

La Réserve de Chasse de Zéralda a été créée par le décret n°48-48 du 18 février 1984 suite au rapport du ministère de l'hydraulique de l'environnement et des forêts sur la base de **la loi n° 82-10 du 21 Août 1982** relative à la chasse.

#### **4.- Cadre climatique**

Le climat de Zéralda reflète bien les caractéristiques du climat méditerranéen caractérisé par deux grandes saisons :

- une saison hivernale peu rigoureuse et assez pluvieuse, s'étalant de la fin de l'automne jusqu'au début du printemps.
- une saison chaude, sèche qui s'étend sur quatre mois et qui correspond à l'été.

**Bagnouls et Gaussen (1953)**, notent que dans le bassin méditerranéen la saison sèche coïncide avec les hautes températures, et que la carence des précipitations se conjugue avec de fortes chaleurs pour donner à ses régions une aridité périodique intense. En plus de son caractère saisonnier, ce climat se distingue par son irrégularité dans le temps, imposant ainsi aux plantes des conditions de vie souvent difficiles, surtout durant la saison sèche.

**« Annexe VII »****Tableau II-** Poids des poussins juste après l'éclosion.

<b>N° de poussin</b>	<b>poids</b>	<b>N° de poussin</b>	<b>poids</b>
1	18,52	41	17,33
2	20,51	42	14,83
3	17,16	43	19,21
4	20,47	44	17,6
5	16,31	45	18,2
6	19,95	46	20,14
7	17,98	47	17,77
8	15,57	48	16,36
9	15,6	49	16,51
10	18,39	50	15,87
11	15,19	51	15,57
12	18,3	52	18,83
13	18,15	53	16,52
14	17,55	54	18,64
15	20,16	55	14,93
16	18,64	56	18,34
17	18,66	57	17,19
18	18,01	58	16,45
19	15,24	59	17,5
20	18,34	60	18,18
21	17,81	61	15,44
22	15,17	62	17,58
23	18,46	63	15,53
24	18,29	64	18,51
25	15,59	65	19,96
26	18,4	66	17,28
27	19,6	67	16,4
28	17,94	68	15,85
29	15,69	69	17,19
30	17,3	70	15,43
31	17,41	71	14,51
32	16,89	72	14,85
33	18,6	73	14,41
34	14,25	74	12,33
35	18,69	75	17,51
36	22,79	76	16,55
37	14,34	77	17,94
38	17,34	78	19,7
39	18,82	79	19,96
40	14,95	<b>Moyenne</b>	17,34

**« Annexe VIII »**

**VIII.- Matériel non biologique**

➤ **Appareillages**



**Incubateur de type  
VECTORIA**



**Eclosoir de type  
VECTORIA**



**Balance de précision de  
marque KERN (Min :  
0.0001g).**



**Balance électronique de  
marque KERN (Max :  
510g).**



**Balance électronique  
portable de marque  
VELLEMAN (Max : 20kg).**



**Étuve de séchage à 58°de  
marque Binder**



**Distillateur de marque  
Heating Mantle**



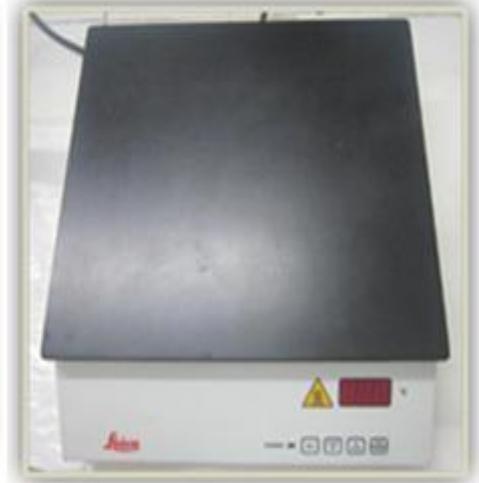
**Microscope photonique**



**Camera optique  
(Photomicroscope)**



**Plaque chauffante de marque  
nuova II**



**La plaque chauffante de  
marque Leica**



**Microtome de marque  
Leica**



**Réfrigérateur**



**Centrifugeuse**

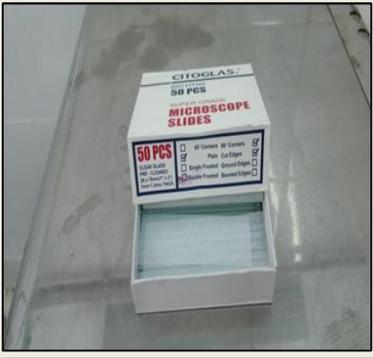
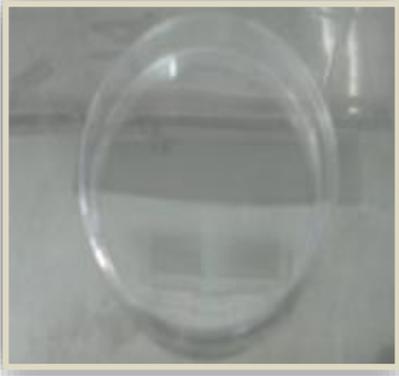


**Mire –œuf**



**Minuteur**

## ➤ Verreries

	
<b>Lames</b>	<b>Lamelles</b>
	
<b>Boite stérile</b>	<b>Boite de pétri</b>
	
<b>Porte lames</b>	<b>Portoir</b>

	
<p><b>Matériel de dissection</b></p>	<p><b>Seringue</b></p>
	
<p><b>Tubes héparinés</b></p>	<p><b>Tubes secs</b></p>
	
<p><b>Pied à coulisse</b></p>	<p><b>Micropipette</b></p>



**Eprouvette graduée**



**Bécher**



**Pince en plastique**



**Spatules**



**Cassettes**



**Entonnoir**

	
<b>Plateau en aluminium</b>	<b>Moules</b>

➤ **Les produits**

Formol à 10%	Eau acétifié	l'orange G acide phosphomolybdique
Alcool 70°	Acide acétique	Acide phosphomolybdique
Alcool 95°	Butanol	Orange G
Alcool 96°	Xylène	Vert lumière acétique
Alcool 100°	Paraffine	Alun de fer
Eau distillé	Eukit	Vert lumière
Eau courante	Hématoxyline de Groat	Fuchsine acide-Ponceau
Acide sulfurique	Fuchsine acide et	Acide sulfurique concentré
Hématoxyline	Ponceau	



**Coloration topographique au trichrome de Masson**

**« Annexe IX »****IX.- Conséquences de non respect des normes****Tableau IV :** Conséquence de non respect des normes de températures d'incubation

Température d'incubation (en °C)		Conséquences
Excès	37,95°	Éclosion avancée, poussins plus petits.
	38°	Mortalité embryonnaire élevée.
	38, 2°	Incubation impossible, mort de tous les embryons entre la 20ème et la 48ème par éclatement des vaisseaux sanguins.
Insuffisance	37,7°	Mortalité embryonnaire élevée, éclosion retardée de 3 à 4 heures
	37,6°	Taux de mortalité élevé, éclosion retardée de 6 à 8 heures, qualités du poussin atteintes
	37,4°	Mortalité embryonnaire importante, éclosion retardée de 12 heures, poussin de 2ème choix.

**Tableau V :** Conséquence de non respect des normes d'humidité d'incubation

Excès	Insuffisance
- Poussin plus gros, plus lourd	- Difficulté à l'éclosion,
- Abdomen gonflé,	- Sujets déshydratés, plus petits,
- Poussin moins vigoureux,	- Membranes coquillières plus sèches et
- Pourcentage d'œufs bêchés non éclos	collent à l'embryon,
plus important,	- Duvet plus court,
- Risque d'omphalite,	

**« Annexe X »****X.- Conditions d'élevage du faisan commun****Tableau VI** - Tableau récapitulatif des principales activités liées à la période de démarrage.

Jour (J)	Tem. (°c)	Lumière	Activités
J-2			Préparation de la poussinière et désinfection au formol gazeux + aération
J-2			Mise en place de la litière et du matériel (mangeoires-abreuvoirs)
J-0	36 à 38 °C	24H	Remplissage des abreuvoirs. Remplissage des mangeoires 2h après l'installation. Contrôle de la température de la disposition des oiseaux.
J+2	36 à 38°C	24H	Nourrissage st observation des oiseaux
J+3	36 à 38°C	24H	Nourrissage st observation des oiseaux + brassage de la litière
J+4	36 à 38°C	24H	Idem
J+5	35 à 36°C	24H	Abaissement de la température
J+6	35 à 36°C	24H	Idem
J+7	35 à 36°C	24H	brassage de la litière
J+8	35 à 36°C	24H	Incorporer des mangeoires linéaires pour habituer les oiseaux au changement de matériel
J+9	33 à 34°C	18H	Abaissement de la température et de la durée d'éclairage
J+10 à 21	33 à 34°C	18H	Entretien régulier des oiseaux
J+21	30 à 32°C	16H	Abaissement de la température + nouvelle baisse de la durée d'éclairage

**Tableau VII - Normes d'élevage.**

<b>Age (semaine)</b>	<b>Température</b>	<b>Densité au m2</b>	<b>Mangeoires pour 100 faisandeaux</b>	<b>Abreuvoirs pour 100 faisandeaux</b>	<b>Eclairage</b>
1	37°-36°	20	4-8 alvéoles et barquettes	8 sphériques	24 heures
2	34°-32°	faisandeaux			
3	30°-32°	au m2			
4	26°	11	4 alvéoles+4 barquettes	4 sphériques +4 linéaires	18 heures
5	24°-23°	faisandeaux			
6	20°	au m2			
7 et plus	20°				

## « Annexe XI »

### FICHE TECHNIQUE 1: Déshydratation

1 bain d'alcool 70° .....	conservation illimitée
1 bain d'alcool 70° .....	30 min
2 bains d'alcool 96° .....	30 min
2 bains d'alcool 100° .....	30 min

### FICHE TECHNIQUE 2: Coloration topographique au trichrome de Masson

#### 1-Réactifs:

##### 1.1-Hématoxyline de Groat: (préparation à froid)

Acide sulfurique concentré .....	0,8 ml
Alun de fer.....	1 g
Eau distillée .....	50 ml
Hématoxyline .....	0,5 g
Alcool 95° .....	50 ml

Laisser reposer pendant une heure et filtrer (Se conserve pendant trois mois environ)

##### 1.2-Fuchsine acide-Ponceau: (préparation à froid) (Conservation illimitée)

Fuchsine acide .....	0.1 g
Ponceau .....	0.2 g
Eau distillée .....	300 ml

Après reconstitution et dissolution, ajouter :

Acide acétique .....	0.6 ml
----------------------	--------

##### 1.3- Orange G acide phosphomolybdique:(préparation à froid) (Conservation illimitée.)

Acide phosphomolybdique .....	1 g
Orange G .....	2 g
Eau distillée .....	100 ml

##### 1.4 - Vert lumière acétique: (Préparation à froid) (Conservation illimitée)

Vert lumière .....	0.1 g
Eau distillée .....	100 ml

Ajouter après dissolution :

Acide acétique .....	2 ml
----------------------	------

**2 - Mode opératoire:**

Hydrater ;

Colorer par Hématoxyline de Grocott 1 min 30S;

Laver à l'eau courante pendant 5 min ;

Colorer par le mélange fuchsine Ponceau pendant 5 min environ ;

Rincer à l'eau acétifier à 1% ;

Colorer par l'orange G acide phosphomolybdique pendant 5 min ;

Rincer à l'eau acétifier à 1% ;

Colorer par vert lumière pendant 5 min environ ;

Laver à l'eau acétifier à 1% ;

Déshydrater et monter à l'Eukit.

**3 – Résultat:** les noyaux sont colorés en noir, le cytoplasme en rouge le tissu conjonctif en vert.



**Figure 39-** Malformation congénitale chez un faisane mâle adulte (**Original, 2015**).

## « Annexe XIII »

**Tableau X.-**Évolution des paramètres zootechniques de reproduction de la population de référence en 2015.

Dates d'éclosion	Séries	(1) OC	(2) NOI	(3) OF	(4) OEM	(5) PE Viables	(6=3/2) % FEC	(7=4/3) % ME	(8=5/3) % EC	(9=5/2) % ECB
08 / 04	1	182	516	334	12	322	64,73	3,59	96,41	62,40
15 / 04	2	270	984	714	16	698	72,56	2,24	97,76	70,93
22 / 04	3	332	1310	978	20	958	74,66	2,04	97,96	73,13
29 / 04	4	238	1345	1107	102	1095	82,30	9,21	98,92	81,41
06 / 05	5	179	1229	1050	11	1039	85,44	1,05	98,95	84,54
13 / 05	6	333	1303	970	13	957	74,44	1,34	98,66	73,45
20 / 05	7	295	1167	872	14	858	74,72	1,61	98,39	73,52
27 / 05	8	301	1056	755	23	732	71,49	3,05	96,95	69,58
03 / 06	9	321	951	630	28	602	66,25	4,44	95,96	63,30
10 / 06	10	298	925	627	37	590	67,78	5,90	94,09	63,78
17 / 06	11	285	922	637	25	612	69,09	3,92	96,08	66,38
24 / 06	12	253	824	571	13	558	69,29	2,28	97,72	67,72
01 / 07	13	363	805	442	12	430	54,90	2,71	97,29	53,42
08 / 07	14	270	511	241	09	232	47,16	3,73	96,27	45,40
<b>Moyennes</b>		280	989,14	709,14	23,93	691,64	69,63	3,37	97,24	67,78

OC : œufs claires ; NOI : nombre d'œufs incubés ; OF : œufs fécondés ; OEM : Œufs avec embryant mort ;

PE : poussins éclosibles ; % FEC : taux de fécondité ; % ME : taux de mortalité embryonnaire ; %

MEC : taux d'éclosabilité ; % ECB : taux d'éclosabilité.

**Tableau XI.-** Evolution de l'effort de ponte durant 14 semaines pour l'année 2015

Semaines	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11	S12	S13	S14	Cumul
<b>IP</b>	0,11	1,22	3,31	4,06	4,19	4,44	4,04	4,12	3,08	3,56	3,43	3,22	3,32	3,18	<b>45,28</b>

**Tableau XII.-** Evolution moyenne du poids corporel (g) en fonction de l'âge chez le faisan commun mâle.

PC (g)	1 jour	1 mois	2 mois	3 mois	4 mois	5 mois	Adulte
Animal 1	15,75	237	545	681	894	1211	1330
Animal 2	15,52	187	567	655	782	1133	1280
Animal 3	15,61	166	596	692	864	1209	1150
Moyenne	15,62±0,06	196,66±21,1	569,33±14,7	676±10,9	846,66±33,4	1184,33±25,6	1253,33±53,6

-Différence en pourcentage (%) et signification statistique d'évolution moyenne du poids corporel.

	Groupe 1	Groupe 2	Différence en pourcentage (%)	P
1 jour vs. 1 mois	15,63	196,67	1158,26	0,001006
1 jour vs. 2 mois	15,63	569,33	3542,57	0,000003
1 jour vs. 3 mois	15,63	676	4225,02	0,000000
1 jour vs. 4 mois	15,63	846,67	5316,93	0,000016
1 jour vs. 5 mois	15,63	1184,33	7477,31	0,000001
1 jour vs. adultes	15,63	1253,33	7918,77	0,000021
1mois vs. 2 mois	196,66	569,33	189,49	0,000132
1mois vs. 3 mois	196,66	676,00	243,73	0,000036
1mois vs. 4 mois	196,66	846,66	330,51	0,000080
1mois vs. 5 mois	196,66	1184,33	502,20	0,000008
2 mois vs. 3 mois	569,33	676,00	18,74	0,004400
2 mois vs. 4 mois	569,33	846,66	48,71	0,001624
2 mois vs. 5 mois	569,33	1184,33	108,02	0,000032
3 mois vs. 4 mois	676,00	846,66	25,25	0,008369
3 mois vs. 5 mois	676,00	1184,33	75,20	0,000054
4 mois vs. 5 mois	846,66	1184,33	39,88	0,001321
5 mois vs. adultes	1184,33	125,33	5,82	0,310491

**Tableau XIII.-** Evolution moyenne de longueur d'aile pliée (mm) en fonction de l'âge chez le faisane commun mâle.

Longueur d'aile pliée (mm)	1 mois	2 mois	3 mois	4 mois	5 mois	Adulte
Animal n°1	130	150,4	182	210	239	271
Animal n°2	122	168,2	181	193	220	256
Animal n°3	119	156,4	187	195	232	240
<b>Moyenne</b>	123,67±3,28	158,33±5,23	183,33±1,86	199,33±5,36	230,33±5,55	255,66±8,95

-Différence en pourcentage (%) et signification statistique d'évolution moyenne de la longueur d'aile pliée.

	Groupe 1	Groupe 2	Différence en pourcentage (%)	P
<b>1mois vs. 2 mois</b>	123,66	158,33	28,03	0,004944
<b>1mois vs. 3 mois</b>	123,66	183,33	48,25	0,000093
<b>1mois vs. 4 mois</b>	123,66	199,33	61,19	0,000274
<b>1mois vs. 5 mois</b>	123,66	230,33	86,25	0,000078
<b>2 mois vs. 3 mois</b>	158,33	183,33	15,79	0,010773
<b>2 mois vs. 4 mois</b>	158,33	199,33	25,89	0,005423
<b>2 mois vs. 5 mois</b>	158,33	230,33	45,47	0,000701
<b>3 mois vs. 4 mois</b>	183,33	199,33	8,73	0,047893
<b>3 mois vs. 5 mois</b>	183,33	230,33	25,64	0,001303
<b>4 mois vs. 5 mois</b>	199,33	230,33	15,55	0,015904
<b>5 mois vs. adultes</b>	183,33	255,66	39,45	0,001380

**Tableau XIV.-** Evolution moyenne de longueur du tarse (mm) en fonction de l'âge chez le faisan commun mâle.

Longueur du tarse (mm)	1 mois	2 mois	3 mois	4 mois	5 mois	Adulte
<b>Animal 1</b>	43	49	66	70	73	87
<b>Animal 2</b>	42	50	62	74	89	90
<b>Animal 3</b>	38	54	67	72	93	90
<b>Moyenne</b>	41±1,52	51±1,52	65±1,52	72±1,15	85±6,11	89±1

-Différence en pourcentage (%) et signification statistique d'évolution moyenne de la longueur du tarse.

	Groupe 1	Groupe 2	Différence en pourcentage (%)	P
<b>1mois vs. 2 mois</b>	41	51	24,39	0,009814
<b>1mois vs. 3 mois</b>	41	65	58,54	0,000373
<b>1mois vs. 4 mois</b>	41	72	75,61	0,000085
<b>1mois vs. 5 mois</b>	41	85	107,32	0,002208
<b>2 mois vs. 3 mois</b>	51	65	27,45	0,002922
<b>2 mois vs. 4 mois</b>	51	72	41,18	0,000393
<b>2 mois vs. 5 mois</b>	51	85	66,67	0,005698
<b>3 mois vs. 4 mois</b>	65	72	10,77	0,021664
<b>3 mois vs. 5 mois</b>	65	85	30,77	0,033679
<b>4 mois vs. 5 mois</b>	72	85	18,06	0,104757
<b>5 mois vs. adultes</b>	85	89	4,71	0,553438

**Tableau XV.-** Evolution moyenne de longueur d'ergot (mm) en fonction de l'âge chez le faisan commun mâle.

Longueur d'ergot (mm)	1 mois	2 mois	3 mois	4 mois	5 mois	Adulte
Animal 1	2	3	6	10	10	13
Animal 2	1	3	5	8	11	13
Animal 3	1	4	7	9	11,1	10
Moyenne	1,33±0,33	3,33±0,33	6±0,57	9±0,57	10,7±0,35	12±1

-Différence en pourcentage (%) et signification statistique d'évolution moyenne de la longueur d'ergot.

	Groupe 1	Groupe 2	Différence en pourcentage (%)	P
1mois vs. 2 mois	1,33	3,33	150,00	0,013236
1mois vs. 3 mois	1,33	6,00	350,00	0,002192
1mois vs. 4 mois	1,33	9,00	575,00	0,000326
1mois vs. 5 mois	1,33	10,70	702,50	0,000042
2 mois vs. 3 mois	3,33	6,00	80,00	0,016130
2 mois vs. 4 mois	3,33	9,00	170,00	0,001051
2 mois vs. 5 mois	3,33	10,70	221,00	0,000109
3 mois vs. 4 mois	6,00	9,00	50,00	0,021312
3 mois vs. 5 mois	6,00	10,70	78,33	0,002246
4 mois vs. 5 mois	9,00	10,70	18,89	0,065661
5 mois vs. adulte	10,70	12,00	12,15	0,287250

**Tableau XVI.-** Evolution moyenne du poids testiculaire (g) en fonction de l'âge chez le faisan commun mâle.

PT (g)	1 mois	2 mois	3 mois	4 mois	5 mois	Adulte
<b>Animal 1</b>	0,0399	0,0614	0,1059	0,1557	0,4096	2,145
<b>Animal 2</b>	0,0279	0,0662	0,0969	0,1421	0,1116	2,35
<b>Animal 3</b>	0,0277	0,0724	0,1274	0,1539	0,2208	3,67
<b>Moyenne</b>	0,031±0,004	0,066±0,003	0,11±0,009	0,15±0,004	0,24±0,087	2,72±0,47

-Différence en pourcentage (%) et signification statistique d'évolution moyenne du poids testiculaire.

Poid testiculaire (g)	Groupe 1	Groupe 2	Différence en pourcentage (%)	P
<b>1mois vs. 2 mois</b>	0,031833	0,066667	109,42	0,002473
<b>1mois vs. 3 mois</b>	0,031833	0,109967	245,44	0,001433
<b>1mois vs. 4 mois</b>	0,031833	0,150567	372,98	0,000035
<b>1mois vs. 5 mois</b>	0,031833	0,247333	676,96	0,068714
<b>2 mois vs. 3 mois</b>	0,066667	0,109967	64,95	0,010972
<b>2 mois vs. 4 mois</b>	0,066667	0,150567	125,85	0,000095
<b>2 mois vs. 5 mois</b>	0,066667	0,247333	271,00	0,106717
<b>3 mois vs. 4 mois</b>	0,109967	0,150567	36,92	0,015704
<b>3 mois vs. 5 mois</b>	0,109967	0,247333	124,96	0,191600
<b>4 mois vs. 5 mois</b>	0,150567	0,247333	64,26	0,329081
<b>5 mois vs. adultes</b>	0,247333	2,721666	1000,40	0,007010

**TableauXVII.-** Evolution moyenne du poids corporel, poids testiculaire, volume testiculaire chez le faisane commun adulte.

N° de l'animal	PC (g)	PT (g)	V (cm3)
1	1360	4,91	1,6
2	1210	1,936	4,2
3	1330	2,145	5,9
4	1110	2,559	0,04
5	1280	1,35	0,06
6	1240	2,267	5,48
7	1140	1,693	0,41
8	1150	3,67	3,69
9	1140	1,622	0,72
10	1400	1,683	0,03
11	1150	1,91	0,18
<b>moyenne</b>	1228,18±30,47	2,34±0,31	2,02±0,70

**Tableau XVIII.-** Evolution moyenne du diamètre des tubes séminifères ( $\mu\text{m}$ ) en fonction de l'âge chez le faisan commun mâle.

Diamètre( $\mu\text{m}$ )	1 mois	2 mois	3 mois	4 mois	5 mois	Adulte
Animal n°1	53,6	56,3	72,3	86,1	133,0032	302,4
Animal n°2	50,4	66,6	71,14	81,4	88,5662	250
Animal n°3	47	69,61	76,86	81,3	90,7444	309,7
<b>moyenne</b>	50,3 $\pm$ 0,6	64,2 $\pm$ 0,9	73,4 $\pm$ 0,8	82,9 $\pm$ 0,9	104,1 $\pm$ 2,4	287,4 $\pm$ 4,2

-Différence en pourcentage (%) et signification statistique d'évolution moyenne du diamètre des tubes séminifères.

	Groupe 1	Groupe 2	Différence en pourcentage (%)	P
<b>1mois vs. 2 mois</b>	50,3240	64,1525	27,48	P<0,001
<b>1mois vs. 3 mois</b>	50,3240	73,4457	45,95	P<0,001
<b>1mois vs. 4 mois</b>	50,3240	82,9243	64,78	P<0,001
<b>1mois vs. 5 mois</b>	50,3240	104,1046	106,87	P<0,001
<b>2 mois vs. 3 mois</b>	64,1525	73,4457	14,49	P<0,001
<b>2 mois vs. 4 mois</b>	64,1525	82,9243	29,26	P<0,001
<b>2 mois vs. 5 mois</b>	64,1525	287,4021	348,00	P<0,001
<b>3 mois vs. 4 mois</b>	73,4457	82,9243	12,91	P<0,001
<b>3 mois vs. 5 mois</b>	73,4457	104,1046	41,74	P<0,001
<b>4 mois vs. 5 mois</b>	82,9243	104,1046	25,54	P<0,001
<b>5 mois vs. adulte</b>	104,10	287,4021	176,07	P<0,001

**TableauXIX.-** Evolution moyenne du countour des tubes séminifères ( $\mu\text{m}^2$ ) en fonction de l'âge chez le faisane commun mâle.

Countour ( $\mu\text{m}^2$ )	1 mois	2 mois	3 mois	4 mois	5 mois	Adulte
Animal 1	1932,8	2166,8	3575,2	4737,9	9445,2	54945,1
Animal 2	1747,4	2799	3476,5	4066,1	4423,2	31377,1
Animal 3	1454,8	2877,9	3658,6	4308,5	4864,2	61063,5
<b>moyenne</b>	1711,6 $\pm$ 29,6	2614,5 $\pm$ 51,4	3570,1 $\pm$ 49,2	4370,8 $\pm$ 71,6	6244,2 $\pm$ 323,2	49128,5 $\pm$ 1349

-Différence en pourcentage (%) et signification statistique d'évolution moyenne du countour des tubes séminifères.

	Groupe 1	Groupe 2	Différence en pourcentage (%)	P
<b>1mois vs. 2 mois</b>	1711,63	2597,90	51,78	P<0,001
<b>1mois vs. 3 mois</b>	1711,63	3547,11	107,24	P<0,001
<b>1mois vs. 4 mois</b>	1711,63	4342,55	153,71	P<0,001
<b>1mois vs. 5 mois</b>	1711,63	6244,18	264,81	P<0,001
<b>2 mois vs. 3 mois</b>	2597,90	3547,11	36,54	P<0,001
<b>2 mois vs. 4 mois</b>	2597,90	4342,55	67,16	P<0,001
<b>2 mois vs. 5 mois</b>	1711,63	6244,18	264,81	P<0,001
<b>3 mois vs. 4 mois</b>	3547,11	4342,55	22,42	P<0,001
<b>3 mois vs. 5 mois</b>	3570,087	6244,18	74,90	P<0,001
<b>4 mois vs. 5 mois</b>	4370,827	6244,18	42,86	P<0,001
<b>5 mois vs. adulte</b>	6244,175	49128,54	686,79	P<0,001

**TableauXX.-** Les valeurs moyennes de testostérone chez le faisan.

	Age	Nombre d'animal	Taux de testostérone
<b>Lot 1</b>	1 mois	Animal 1	<0,005 nmol/l
		Animal 2	
		Animal 3	
<b>Lot 2</b>	2 mois	Animal 1	<0,005 nmol/l
		Animal 2	
		Animal 3	
<b>Lot 3</b>	3 mois	Animal 1	<0,005 nmol/l
		Animal 2	
		Animal 3	
<b>Lot 4</b>	4 mois	Animal 1	<0,005 nmol/l
		Animal 2	
		Animal 3	
<b>Lot 5</b>	5 mois	Animal 1	0,44 nmol/l
		Animal 2	<0,005 nmol/l
		Animal 3	<0,005 nmol/l
<b>Lot 6</b>	Adulte	Animal 3	<0,005 nmol/l
		Animal 5	
		Animal 8	

❖ **Corrélation entre l'âge et le poids corporel :**

<b>Age (mois)</b>	<b>Poids corporel (g)</b>
1	15,62
2	196,66
3	569,33
4	676
5	846,66
14	1184,33
<b>R</b>	<b>0,989</b>

❖ **Corrélation entre l'âge et la longueur d'aile pliée:**

<b>Age (mois)</b>	<b>longueur d'aile pliée (mm)</b>
1	123,66
2	175,26
3	183,33
4	199,33
5	230,33
<b>R</b>	<b>0,96</b>

❖ **Corrélation entre l'âge et la longueur du tarse:**

<b>Age (mois)</b>	<b>longueur du tarse (mm)</b>
1	41
2	51
3	65
4	70
5	85
<b>R</b>	<b>0,99</b>

❖ **Corrélation entre l'âge et la longueur d'ergot :**

<b>Age (mois)</b>	<b>longueur d'ergot (mm)</b>
1	0,13
2	0,33
3	0,6
4	0,9
5	1,03
<b>R</b>	<b>0,99</b>

❖ **Corrélation entre l'âge et le poids testiculaire :**

<b>Age (mois)</b>	<b>Poids testiculaire (g)</b>
1	0,031
2	0,066
3	0,110
4	0,150
5	0,247
<b>R</b>	<b>0,975</b>

❖ **Corrélation entre le poids corporel et le poids testiculaire :**

<b>Poids corporel (g)</b>	<b>Poids testiculaire (g)</b>
196,66	0,031
569,33	0,066
676	0,110
846,66	0,150
1184,33	0,247
<b>R</b>	<b>0,972</b>