

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE  
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE  
SCIENTIFIQUE

Université de Blida 1  
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie  
Département de Biologie



## Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du Diplôme de Master en  
Sciences de la Nature et de la Vie.

**Option : Biologie et Physiologie de Reproduction.**

### **Intitulé**

Contribution à l'étude de l'acquisition de la puberté chez la perdrix  
choukar « *Alectoris chukar* » : Aspect structural et biochimique au  
niveau du Centre Cynégétique de Zéralda.

### **Présenté par :**

M<sup>elle</sup> DRARENI AICHA

M<sup>elle</sup> HAMMOUDI MERIEM

Soutenue le 11 septembre 2022, devant le jury composé de :

<b><u>Président :</u></b>	M <sup>me</sup> BIREM Z.	M.C.B	Univ. Blida
<b><u>Promotrice :</u></b>	M <sup>me</sup> ZATRA Y.	M.C.B	Univ. Blida
<b><u>Co-Promotrice :</u></b>	M <sup>me</sup> DAHMANI A.	VET	CCZ / Alger
<b><u>Examinatrice :</u></b>	M <sup>me</sup> SAYAD M	M.C.B	Univ. Blida

ANNEE UNIVERSITAIRE : 2021 - 2022

## Remerciements

Au terme de ce travail, nous remercions d'abord le **bon 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 gratitude et remerciements les plus distinguées vont à notre **promotrice M<sup>me</sup> Yamina ZATRA**, de nous avoir encadrée, dirigée et soutenue, pour le temps et les moyens qu'elle a mis à notre disposition et son suivi attentif tout au long de la réalisation de ce travail, pour le temps qu'elle nous a sacrifier, ses conseils et ses orientations, ainsi que sa bonté et sa générosité.

Nos remerciements les plus vifs vont à notre **Co-promotrice M<sup>me</sup> Abla DAHMENI**, pour son sérieux, sa disponibilité, ses conseils ainsi pour ses qualités scientifiques et humaines et surtout pour les ondes positives qu'elle nous a transmettait.

Nous adresserons également nos vifs et sincères remerciements à **M<sup>me</sup> BIREM Z**, pour avoir accepté de présider le jury de cette soutenance.

Nos remerciements à **M<sup>me</sup> SAYAD M.**, pour avoir accepté d'être examinatrice de ce travail, Nous vous serons, à jamais, redevables pour ce que vous nous avez apporté tout au long de notre cursus.

### Nous tenons également à remercier infiniment :

**M<sup>r</sup>, Directeur** du centre cynégétique de Zéralda, d'avoir accepté de nous accueillir dans son établissement, pour son aide précieux et d'avoir mis à notre dispositions tous les moyens pour réussir ce mémoire et **Mme Larirouna Fatiha** pour son aide précieux sa disponibilité, ses conseils ainsi pour ses qualités scientifiques et humaines.

Tous les employés du centre cynégétique surtout **Boumagous Mohamed, Smail et Nourredine** pour leur aide au moment de l'expérimentation animale.

**M<sup>me</sup> AMIRAT, Mme KHALDOUN et Mme CHARALLAH** de nous avoir donné l'accès au laboratoire LRZA de l'université des sciences de la technologie Houari Boumediene.

Nous remercions **Mme RAHIM I.** de la faculté SNV (USD Blida 1) et Mr **BENMOULOUD A.** du laboratoire LRZA (USTHB) pour leur aide précieux leur disponibilité, leurs conseils ainsi pour leurs qualités scientifiques et humaines et **Mme BELHADJI H.** pour l'utilisation des logiciels.

**Mme Djarman, Mme Amour, M<sup>r</sup> Hamoudan** de nous avoir aidé à réaliser le dosage biochimique et hématologique au sein du laboratoire d'analyses de biologie médicales de la polyclinique Larbaa

Nous remercions également **D<sup>r</sup> KERSANI**, du laboratoire d'anatomo-pathologique de **CHU Fares Yahia** à Koléa d'avoir accepté la réalisation de la technique histologiques et tous les médecine qui nous ont beaucoup aidé à comprendre et à faire la technique histologique. Ainsi que le personnel technique pour leur accueil, leur esprit d'équipe en particulier : **M<sup>me</sup> Amrossi, M<sup>r</sup> Mersalli, M<sup>me</sup> Boudis, M<sup>me</sup> Chama, M<sup>me</sup> Aoumeur, M<sup>me</sup> Haddouche, M<sup>me</sup> Goudjila, M<sup>me</sup> Habibeche** et tous les médecine.

## Dédicace

J'ai le plaisir de dédier le fruit de mes années d'études :

♥ **A mes chers parents** pour leurs conseils, leurs aides  
Et leurs sacrifices qui m'ont toujours encouragé  
Pour réaliser ce modeste travail.

♥ **A ma sœur HANIA.**

♥ **A mes frères MOHAMED et BRAHIM.**

♥ **A mes belles-sœurs HASSINA et SAFA.**

♥ **A tous ma famille** de plus grand au plus petit.

♥ **A ma cousine Maroua**

♥ **À ma promotrice Yamina ZATRA et ma Co-promotrice Abla DAHMANI** d'avoir  
étaient présentes avec moi pendant tout mon travail que dieu vous soutiennent.

♥ **A mon binome Aicha et mes camarades Imene, Rayane, youcef, abderrahmane, Linda, Imene, Razika** pour tous les jours, les souvenirs et les moments inoubliables que nous avons passés ensemble et à tous ceux qui m'ont aidé de près ou de loin à l'aboutissement de ce modeste travail.

*MERIEM*

## Dédicace

*Je dédie mon travail à celle qui m'a donnée la vie, la source de la tendresse ma chère mère « SAAD WAHIBA » qui m'a apporté son appui durant toute mes années d'étude, pour son sacrifice et soutien qui m'a donnée l'amour, le courage et la sécurité.*

*A mon cher père « DRARENI DJAMEL » qui m'a apporté son appui et m'a entouré de tous ses encouragements et son aide durant toute la période de mes études.*

*A ma sœur « WIAM » et à mes frères « AYOUB et MOHAMED » de m'avoir donné de la force et le courage chaque fois pour réaliser ce travail.*

*Ma promotrice « Mme ZATRA » et ma co-promotrice « DAHMANI » pour leur encouragement, sa disponibilité, sa patience ainsi que pour ses conseils avisés.*

*A mes chers amis Maherz, Najwa, Safia, Sihem qui m'ont toujours soutenu et encouragé durant ces années d'étude, vous avez tous toujours été à mon audition. Nous avons toujours acquis des connaissances tout au long des débats ; Je vous aime tous pour cela, j'espère que vous apprécierez cela.*

*A mon binôme MERIEM, et mes amis Imene, Rayane, youcef, Abderrahmane, Linda,*

*Imene, Razika on a vécu tous les bons et mauvais moments ensemble. Aucun mot ne pourrait exprimer la gratitude et l'amour que je porte pour vous tous. Je remercie le bon dieu qui a croisé nos chemins et je vous remercie pour la merveilleuse année passée ensemble.*

AICHA

## Index des Tableaux

N° des Tableau	Titre des tableaux	Page
I	Répartition des perdreaux en fonction du sexe et de l'âge.	19
II	Évolution des valeurs hématologique en fonction du sexe et de l'âge.	53

## Index des figures

N° des Figure	Titre des figures	Page
<b>01</b>	a : Appareil reproducteur du coq (Sauveur, 1988) b : Schéma des conduits d'excrétion du testicule (Lake, 1981 modifié).	<b>02</b>
<b>02</b>	Représentation schématique du processus de spermatogenèse chez la caille Japonaise (Jones et Lin, 1993, modifié).	<b>04</b>
<b>03</b>	Appareil reproducteur d'une poule sexuellement mature (Johnson, 2015 modifié).	<b>05</b>
<b>04</b>	Ovaire gauche fonctionnel de la poule pondeuse (Stephens et Johnson 2019).	<b>05</b>
<b>05</b>	Stéroïdogénèse au niveau de l'ovaire chez les oiseaux (Scanes et Dridi, 2021).	<b>07</b>
<b>06</b>	Organisation des follicules ovariens de la poule domestique au cours du développement (modifié)(Jamieson, 2011).	<b>08</b>
<b>07</b>	(a) Chromosomes sexuels Z et W du poulet, (b) Différenciation sexuelle gonadique dans l'embryon de poulet (Smith et Sinclair, 2004, modifié).	<b>09</b>
<b>08</b>	Contrôle Neuroendocrinien de la Reproduction chez les Oiseaux (Buka et Bentley, 2011, modifié).	<b>10</b>
<b>09</b>	Tissu sanguin chez les oiseaux. (Campbell et Ellis, 2013).	<b>12</b>
<b>10</b>	Perdrix choukar« <i>Alectorischukar</i> » ( <a href="http://www.wikimedia.org">www.wikimedia.org</a> ).	<b>13</b>
<b>11</b>	Répartition géographique des espèces du genre <i>Alectoris</i> (Avibase database, 2009).	<b>13</b>
<b>12</b>	Morphologie externe de la perdrix choukar (Originale, 2022).	<b>15</b>
<b>13</b>	Cycle annuel de la Perdrix (Mezerdi, 2011).	<b>17</b>
<b>14</b>	Centre Cynégétique de Zéralda (Originale, 2022).	<b>18</b>
<b>15</b>	Sexage des perdrix choukars adulte par observation naturelle selon le critère d'apparition d'ergot (Originale, 2022). :	<b>20</b>
<b>16</b>	Appareil génitale des perdreaux à l'âge de deux mois (Originale, 2022).	<b>21</b>
<b>17</b>	Mesure du poids corporel (Originale, 2022).	<b>21</b>
<b>18</b>	Mesure des paramètres biométriques (Originale, 2022).	<b>22</b>
<b>19</b>	Mesures des gonades d'une perdrix choukar (Originale, 2022).	<b>23</b>
<b>20</b>	Prélèvement sanguin au niveau de la veine alaire chez une perdrix (Originale, 2022).	<b>23</b>
<b>21</b>	Etapes de l'enrobage (Originale, 2022).	<b>28</b>
<b>22</b>	Microtome semi-automatique de type Leica (Originale, 2022).	<b>28</b>
<b>23</b>	Les étapes de montage (Originale, 2022).	<b>29</b>

<b>34</b>	Photo représentant la capture d'une image d'aspect histologique par un appareil photo numérique (HiROCAM, MA88-500, BME lab and Science, St. Paul, USA) connecté à un microscope (originale, 2022).	<b>30</b>
<b>25</b>	Analyse morphométrique sur logiciel AxioVision (originale, 2022).	<b>31</b>
<b>26</b>	Evolution de la longueur moyenne de l'aile pliée, chez les deux sexes d' <i>Alectoris chukar</i> au cours de la croissance.	<b>32</b>
<b>27</b>	Evolution moyenne de la longueur du tarse et du métatarse en fonction de l'âge, chez les deux sexes d' <i>Alectoris chukar</i> .	<b>33</b>
<b>28</b>	Evolution moyenne de la longueur du l'ergo en fonction de l'âge, chez les deux sexes d' <i>Alectoris chukar</i> .	<b>34</b>
<b>29</b>	Evolution de l'allure générale du corps des perdrix en fonction de l'âge (originale, 2022).	<b>35</b>
<b>30</b>	Evolution du poids moyen corporel en fonction d'âge, chez les deux sexes d' <i>Alectoris chukar</i> .	<b>36</b>
<b>31</b>	Aspect macroscopique de l'appareil génital mâle de perdrix à différents âges.	<b>36</b>
<b>32</b>	Evolution du dimorphisme testiculaire chez la perdrix choukar au cours de la croissance.	<b>37</b>
<b>33</b>	Evolution testiculaire chez la perdrix choukar au cours de la croissance	<b>38</b>
<b>34</b>	Evolution du poids des canaux excréteurs des testicules des perdrix choukar au cours de la croissance.	<b>38</b>
<b>35</b>	Aspect macroscopique de l'appareil génital femelle de perdrix au cours de la croissance.	<b>39</b>
<b>36</b>	Evolution du poids de l'ovaire chez la perdrix choukar au cours de la croissance.	<b>40</b>
<b>37</b>	Evolution du poids de l'oviducte chez la perdrix choukar au cours de la croissance.	<b>40</b>
<b>38</b>	Coupes transversales au niveau des testicules des perdrix choukar à différents stades de croissance.	<b>42</b>
<b>39</b>	Evolution de la morphométrie des tubes séminifère chez la perdrix choukar mâle en fonction d'âge.	<b>43</b>
<b>40</b>	Coupes transversales au niveau des testicules des perdrix choukar à différents stades de croissance.	<b>44</b>
<b>41</b>	Coupes transversales au niveau des testicules des perdrix choukar à différents stades de croissance.	<b>45</b>
<b>42</b>	Coupes transversales au niveau des canal déférent des perdrix choukar à différents stades de croissance	<b>46</b>
<b>41</b>	Coupes transversales au niveau des canal déférent des perdrix choukar à différents stades de croissance	<b>47</b>
<b>42</b>	Coupes transversales au niveau de l'épididyme des perdrix choukar à différents stades de croissance	<b>48</b>

<b>43</b>	Coupes transversales au niveau de l'épididyme des perdrix choukar à différents stades de croissance	<b>49</b>
<b>44</b>	Evolution de la glycémie chez <i>Alectoris chukar</i> au cours de La croissance	<b>50</b>
<b>45</b>	Evolution du bilan lipidique chez <i>Alectoris chukar</i> au cours de La croissance	<b>51</b>
<b>46</b>	Evolution de la calcémie chez <i>Alectoris chukar</i> .au cours de La croissance	<b>52</b>



### « Liste des abréviations »

- **ADP** : Adénosine-5-DiPhosphate.
- **AMPc** : Adénosine Monophosphate Cyclique.
- **ATP** : Adénosine TriPhosphate.
- **AVT**: Arginine Vasotocin.
- **CCMH** : Concentration Corpusculaire Moyenne en Hémoglobine.
- **CCZ** : Centre Cynégétique de Zéralda.
- **CD** : Canal de raccordement.
- **CYP11A1** : gène mitochondrial de l'enzyme de la chaîne latérale du cholestérol du cytochrome P450.
- **CYP19A1** : gène de l'aromatase (P450aroma).
- **DAP** : Phosphate de Dihydroxyacétone.
- **DD** : canal déférent.
- **DHEA** :Déhydroépiandrostérone.
- **DII**: Dietary Inflammation Index.
- **DMRT1** : Facteur De Transcription 1 Lié Au Doublesex Et Au Mab-3.
- **ED** : canal efférent.
- **ER** : Région Epididymaire.
- **FNS** : Le Fonds national suisse.
- **FSH** : Follicle-Stimulating Hormone (l'Hormone Folliculo-Stimulante).
- **GB** : les Globules Blancs.
- **GBP** : Glycérol-3-phosphate.
- **GHT** :Gonadotropin.
- **GnIH** : The Hormone of Inhibition of Gonadotropins (l'Hormone d'Inhibition des Gonadotrophines).
- **GnRH** : The Gonadotropin-Releasing Hormone (l'Hormone de Libération des Gonadotrophines).
- **GOD** : Le Glucose OxyDase.
- **GPO** : le Glycérol Phosphate déshydrOgénase.
- **GR** : Globules Rouges.
- **H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>** : Le peroxyde d'hydrogène.
- **Hb** : l'Hémoglobine.
- **HDL** : Lipoprotéines.
- **HSD17b** : gène de la déshydrogénase 17b-hydroxystéroïde.
- **HSD3b** : gène de la déshydrogénase 3b-hydroxystéroïde.
- **Ht** : l'Hématocrite.
- **JUV** : la Jonction UtéroVaginale.

- **LDL** : Lipoprotéines de basse densité.
- **LDLR** : récepteur des LDL.
- **LH** : Hormone Lutéinisante.
- **LHR/ FSHR** : récepteurs de l'hormone lutéinisante et de l'hormone folliculo-stimulante, respectivement.
- **LPL** : la LipoProtéinLipase.
- **LRZA** : Laboratoire des Recherches sur les Zones Arides.
- **PD**: Pars Distalis.
- **PN**: Pars Nervosa
- **POD** : PerOxyDase.
- **PRL**: Prolactin.
- **PT** : The Pars Tuberalis.
- **RT** : Rete Testis.
- **SRB1** : récepteur des HDL
- **SRY** : Région du chromosome Y déterminant le sexe.
- **SST** : Les Tubules de Stockage du Sperme.
- **ST**: Seminiferous Tubules (Tubules Séminifères).
- **StAR** : Protéine régulatrice aiguë stéroïdogène.
- **TCMH** : Teneur globulaire moyenne en hémoglobine.
- **TSH**: Hormone Stimulant la Thyroïde.
- **VDL** : Lipoprotéines de très basse densité.
- **VGM** : Volume Globulaire Moyen.
- **VIP**: Vasoactive Intestinal Peptide.

## Résumé

L'ordre des gallinacés comprend six familles d'oiseaux, ayant une grande importance économique dont la famille des perdrix, choukar (*Alectoris chukar*), qui fait l'objet biologique de notre recherche. L'objectif de cette étude est basé sur le suivi de l'acquisition de la puberté chez la perdrix choukar. Il vise à étudier l'évolution des paramètres de la reproduction au cours de la croissance des perdreaux chez les deux sexes mâle et femelle permettant de mettre en évidence les éventuelles relations entre ces différents paramètres, et de déterminer l'âge de la maturité sexuelle. Cette étude a été menée au niveau du centre cynégétique de Zéralda (CCZ), pendant une période de 14 mois à partir du mois de mai 2021 jusqu'au mois de juin de l'année 2022. Au cours de cette étude, un échantillon de 78 perdrix a été utilisé chez les deux sexes (mâle et femelle) réparti, selon l'âge, en 13 lots soit : [0j (jours de l'éclosion), 1mois-12mois avec un intervalle d'un mois entre les différents lots)] sur les quelles des mesures biométriques ont été réalisées (poids corporel, longueur de l'aile pliée, du tarse et métatarse de l'ergot). Les perdreaux des différents lots sont sacrifiés par saignement, les organes génitaux sont prélevés, dégraissés et fixés au formol (10%) pour la confection des coupes histologiques. Le sang veineux récolté dans des tubes héparinés est destiné à la biochimie et ceux des tubes EDTA pour la. L'étude morphométrique a été réalisée à l'aide du logiciel de traitement d'images « Axio Vision ». En conclusion, ces résultats ont montré que l'âge de 7mois et de 8mois correspondent à l'âge de l'acquisition de la puberté chez la perdrix choukar.

**Les mots clé :** l'acquisition de la puberté, perdrix, *Alectoris chukar*, mâle et femelle, maturité sexuelle

## Abstract

The order of Gallinaceous includes six families of birds, having a great economic importance of which the family of the partridges, chukar (*Alectoris chukar*), which is the biological object of our research. The objective of this study is based on the monitoring of the acquisition of puberty in the chukar partridge. It aims to study the evolution of reproductive parameters during the growth of partridges in both sexes, male and female, to highlight any relationships between these different parameters, and to determine the age of sexual maturity. This study was conducted at the Zéralda hunting center (CCZ), for a period of 14 months from May 2021 to June 2022. During this study, a sample of 78 partridges were used in both sexes (male and female) divided, according to age, into 13 batches, i.e.: [0d (days of hatching), 1 month-12 months with an interval of one month between the different batches )] on which biometric measurements were taken (body weight, length of the folded wing, tarsus and ergot metatarsus). The partridges of the different batches are sacrificed by bleeding, the genital organs are removed, degreased and fixed in formalin (10%) for the preparation of histological sections. The venous blood collected in heparinized tubes is intended for biochemistry and those of the EDTA tubes for the. The morphometric study was carried out using the “Axio Vision” image processing software. In conclusion, these results showed that the age of 7 months and 8 months correspond to the age of acquisition of puberty in the chukar partridge.

**Key words:** the acquisition of puberty, partridge, *Alectoris chukar*, male and female, sexual maturity

## ملخص

يشمل ترتيب Gallinaceous ست عائلات من الطيور ، لها أهمية اقتصادية كبيرة منها عائلة الحجل ، chukar (Alectoris) ، وهو الهدف البيولوجي لبحثنا. الهدف من هذه الدراسة هو رصد اكتساب البلوغ في حجل شوكار. يهدف إلى دراسة تطور العوامل التناسلية أثناء نمو الحجل في كلا الجنسين ، ذكورا وإناثا ، لإبراز أي علاقات بين هذه المعايير المختلفة ، وتحديد سن النضج الجنسي. أجريت هذه الدراسة في مركز صيد زيرالدة (CCZ) لمدة 14 شهرًا من مايو 2021 إلى يونيو 2022. خلال هذه الدراسة تم استخدام عينة مكونة من 78 طائر حجل لكلا الجنسين (ذكور وإناث) مقسمة حسب العمر ، إلى 13 دفعة ، أي: [0 يوم (أيام الفقس) ، شهر واحد - 12 شهرًا بفاصل شهر واحد بين الدفعات المختلفة] التي تم أخذ القياسات الحيوية عليها (وزن الجسم ، وطول الجناح المطوي ، والرسغ و مشط الإرغوت). يتم التضحية بحجل الدفعات المختلفة عن طريق النزيف ، وإزالة الأعضاء التناسلية ، وإزالة الشحوم منها وتثبيتها في الفورمالين (10%) لتحضير المقاطع النسيجية. الدم الوريدي الذي يتم جمعه في أنابيب الهيبارين مخصص للكيمياء الحيوية وتلك الخاصة بأنابيب EDTA من أجل. تم إجراء الدراسة الشكلية باستخدام برنامج معالجة الصور " Axio Vision". في الختام ، أظهرت هذه النتائج أن عمر 7 أشهر و 8 أشهر يتوافق مع سن البلوغ في حجل chukar.

الكلمات المفتاحية: اكتساب البلوغ ، الحجل ، ألكتوريس تشوكار ، ذكر وأنثى ، النضج الجنسي

## «Sommaire»

	<b>Page</b>
INTRODUCTION	01
<b>CHAPITRE I: RECHERCHE BIBLIOGRAPHIQUE</b>	
I.1- PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION DES OISEAUX	02
I.1.1- Appareil reproducteur	02
I.1.1.1- Appareil reproducteur mâle	02
I.1.1.1.1- Structure du testicule	02
I.1.1.1.2- Fonctions testiculaires	03
I.1.1.1.3- Canaux excréteurs	04
I.1.1.2- Appareil reproducteur femelle	04
I.1.1.2.1- Ovaire	05
I.1.1.2.2- Oviducte	06
I.1.1.2.3- Fonction ovarienne	07
I.1.2- Différenciation sexuelle	09
I.1.3- Contrôle hypothalamo-hypophysaire gonadique chez les oiseaux	09
I.2- TISSU SANGUIN	10
I.3- PRESENTATION DE LA PERDRIX CHOUKAR	12
I.3.1- Systématique	12
I.3.2- Aire de répartition géographique	13
I.3.2.1- Dans le monde	13
I.3.2.2- En Algérie	13
I.3.3- État de conservation du genre de la perdrix choukar	13
I.3.4- Description et identification de la perdrix	14
I.3.4.1- Caractéristiques morphologiques et plumage	14
I.3.4.2- Taille	14
I.3.4.3- Espérance de vie	15
I.3.4.4- Hybridation de perdrix	15
I.3.5- Critères de reconnaissance de l'âge et du sexe chez la perdrix	15
I.3.5.1- Critères de détermination de l'âge	15
I.3.5.2- Critères de détermination du sexe	16
I.3.6- Biologie de reproduction chez la perdrix	16

<b>CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES</b>	
II.1-PRESENTATION DU LIEU D'ETUDE « CENTRE CYNEGETIQUE DE ZERALDA »	18
II.2-MATERIEL	19
II.2.1- Matériel non biologique	19
II.2.2- Matériel biologique	19
II.3- SUIVI DE LA REPRODUCTION EN CAPTIVITE	19
II.3.1- Nombre et sex-ratio	20
II.4-ETUDE DE LA FONCTION DE LA REPRODUCTION AU COURS DE LA CROISSANCE CHEZ LA PERDRIX CHOUKAR.	20
II.4.1- Sexage des poussins	20
II.4.2-Mesures biométriques	21
II.4.2.1-Poids corporel	21
II.4.2.2-Longueur du tarse	21
II.4.2.3-Longueur du métatarse	22
II.4.2.4-Longueur de l'aile pliée	22
II.4.2.5-Longueur de l'ergot	22
II.4.3-Mesures des organes génitaux	22
II.4.3.1- Protocole du prélèvement	22
II.4.3.2- Poids des organes génitaux	22
II.4.3.3- Détermination du volume des gonades	22
II.4.4-Dosage biochimique et hématologique	23
II.4.4.1- Paramètres biochimiques	24
II.4.4.2- Paramètres hématologiques	25
II.5-TECHNIQUE HISTOMORPHOMETRIQUE	26
II.5.1-Technique histologique	26
II.5.1.1-Fixation	26
II.5.1.2-circulation	27
II.5.1.3-Inclusion	27
II.5.1.4-Microtomie	28
II.5.1.5-Coloration	28
II.5.2-Etude morphométrique	30
II.6- ETUDE STATISTIQUE	31

<b>CHAPITRE II: RESULTATS ET DISCUSSION</b>	
<b>III.1-RESUTATS</b>	32
III.1.1- Evolution des paramètres biométriques et pondéraux des perdrix	32
III.1.2- Aspect macroscopique de l'appareil génital chez la perdrix choukar	36
III.1.2.1- Aspect macroscopique de l'appareil génital mâle	36
III.1.2.1.1- Evolution du poids testiculaire	37
III.1.2.1.2- Evolution du poids des canaux excréteurs	38
III.1.3-Aspect microscopique de l'appareil reproducteur mâle de la perdrixchoukars	41
III.1.3.1- Aspect microscopique du testicule de la perdrix choukars	41
III.1.3.2- Aspect microscopique des canaux excréteurs de la perdrix choukars	48
III.1.4-Dosage biochimique et hématologique	50
III.1.4.1- Paramètre biochimique	50
III.1.4.2- Paramètre hématologiques	52
<b>III.2-DISCUSSION</b>	54
III.2.1.-Evolution des paramètres biométriques	54
III.2.1.1- Longueur de l'aile pliée, du tarse et du métatarse	54
III.2.1.2-La longueur d'ergot	54
III.2.2-Evolution des paramètres pondéraux	54
III.2.2.1- Poids corporel	54
III.2.2.2- Evolution du poids gonadique chez la perdrix choukar	55
III.2.3- Aspect microscopique des testicules des choukars	57
III.2.3.1- Evolution structurale du testicule des perdrix	57
III.2.3.2- Evolution structurale des canaux excréteurs des perdrix	58
III.1.4-Dosage biochimique et hématologique	60
III.1.4.1- Paramètre biochimique	60
III.1.4.2- Paramètres hématologiques	60
Conclusion et perspectives	61





# INTRODUCTION GÉNÉRALE

Depuis plusieurs décennies déjà les oiseaux sont utilisés comme des indicateurs de la qualité biologique des milieux, susceptibles par leur présence ou par leur absence, leur abondance et leur état de santé, signaler les modifications imperceptibles survenant au niveau de dégradation des habitats (**Boucherf, 2014**).

Les perdrix comprennent sept espèces inter-fertiles étroitement liées, distribuées en Eurasie, en Chine et dans le Sud Arabie (**Johnsgard, 1988**). Parmi eux, on trouve la perdrix gabra (*Alectoris barbara*) et la perdrix choukar (*Alectoris chukar*) qui sont élevées et contrôlées au centre cynégétique de Zéralda (CCZ) où nous avons réalisé notre travail de terrain.

La perdrix choukar (*Alectoris chukar*) est un gibier à plumes très répandu de la famille des Phasianidae (**Mahmood et al., 2019**), d'origine Asiatique (**Cetin et al., 1997**), elle a été introduite en Algérie depuis près de 50 ans dans le centre cynégétique de Zéralda. C'est un Galliforme monogame avec un faible dimorphisme sexuel et un sex-ratio symétrique (**Birkan et Jacob, 1988**). Elle est inscrite comme espèce préoccupante, sa population étant stable ou augmentant en taille à de nombreux endroits (**Gruychev, 2016**). C'est une race polyvalente en captivité et la plus adaptable à la production commerciale. La domestication et la sélection postérieure des traits de croissance de cette espèce pourraient offrir une excellente protéine à l'alimentation humaine (**Queiroz et al., 2004**).

La perdrix gabra a déjà fait l'objet de nombreuses études, cependant, des aspects de sa reproduction restent à préciser en fonction des particularités écologiques régionales. Pour la perdrix choukar, il n'existe que peu d'études consacrées à cette espèce (**Sid Idris et Kheniche, 2020**) c'est pourquoi l'on a choisi comme espèce objet de notre travail, afin de renforcer et de développer les connaissances fondamentales et appliquées sur sa biologie de reproduction et pourquoi pas les extrapolées sur la perdrix gabra. Nous avons réalisé une étude progressive à partir de la naissance jusqu'à l'âge adulte afin de mieux connaître l'âge de l'acquisition de la puberté et ceci par une analyse des paramètres de reproduction :

- ✚ Mesures biométriques (poids corporel, longueur de l'aile pliée, d'ergot, du tarse, du métatarse et du poids et du volume des organes de l'appareil reproducteur).
- ✚ Etude histologique du testicule renforcé par une étude morphométrique.
- ✚ Etude biochimique (glycémie, bilan lipidique et calcémie) et hématologique.

# **CHAPITRE I**

## **Recherche**

## **Bibliographique**

## I.1- PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION CHEZ LES OISEAUX

### I.1.1- Appareil reproducteur

#### I.1.1.1- Appareil reproducteur mâle

L'appareil génital mâle des oiseaux est organisé en trois unités morphologiques et fonctionnelles (figure 1) qui comprennent les testicules, les voies déférentes et l'appareil copulateur (Ramdane et Ahmed Aissa, 2020). Les voies déférentes comportent le rete testis, les canaux efférents, les canaux épидидymaires et les canaux déférents débouchant dans le cloaque par deux vésicules spermatiques. Il n'y a pas de glandes annexes (Meyer et Roger, 2009).

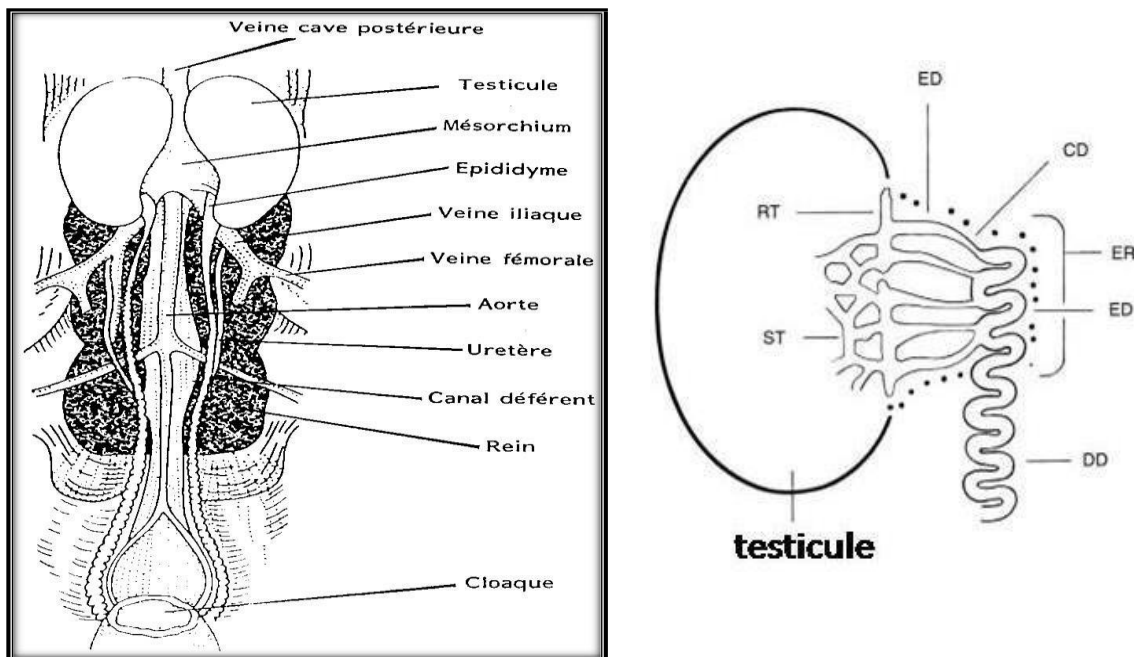


Figure 1 : a : Appareil reproducteur du coq (Sauveur, 1988).

b : Schéma des conduits d'excrétion du testicule (Lake, 1981 modifié).

ST: tubules séminifères, RT : rete testis; ED : canal efférent, CD : canal de raccordement, ER : région épидидymaire; ED, canal épидидymaire; DD, canal déférent

#### I.1.1.1.1- Structure du testicule

Les testicules sont des organes pairs, internes, parallèles, déplacés sur les côtés de la ligne médiane du corps, présentant une surface arrondie, avec une forme variée (Bull et al., 2007). Ils ont la même température que le corps : 41 à 43°C chez le coq et leur taille varie beaucoup selon les individus et parfois selon les saisons. (Meyer et Roger, 2009), Ils sont lâchement suspendus à la paroi dorsale du corps par de courts plis péritonéaux (Bull et al., 2007).

Le testicule est entouré de deux tuniques (tunica vaginalis et tunica albuginea). La tunica vaginale se compose de deux couches (pariétales et viscérales), constituées de tissu conjonctif et riches en branches denses de vaisseaux sanguins testiculaires (Al-Khakani, 2019).

- **Tubules séminifères (compartiment tubulaire)**

Les tubules séminifères chez les oiseaux sont anastomosés et entourés d'une lame basale constituée de fibroblastes, de cellules myoépithéliales et de tissu conjonctif. Ils ont un diamètre de 250 à 300  $\mu\text{m}$  et une longueur d'environ 10 m/g de testicule (**Educagri, 2005**). Ils contiennent les cellules de Sertoli et l'épithélium séminifère, où les cellules germinales se divisent puis se différencient tout en migrant de la lame basale vers la lumière des tubules. Les cellules de Sertoli sont des cellules allongées qui s'étendent de la lame basale des tubules séminifères jusqu'à la lumière tubulaire. Celles qui sont adjacentes sont reliées par des jonctions serrées, divisant ainsi l'épithélium séminifère en régions basale et distale, formant une véritable barrière hémato-testiculaire (**Osman, Ekwall et Ploen, 1980 ; Bergmann et Schindelmeiser, 1987**). Ces cellules jouent un rôle essentiel dans le développement, la maturation des gamètes et une fonction endocrine avec la production de l'inhibine (**Sedqyar et al., 2008**).

- **Tissu interstitiel**

Ce tissu est constitué de deux composants principaux, le premier est une couche compacte de myofibroblastes et de tissu conjonctif qui entoure étroitement le tubule séminifère, et connu sous le nom de tissu limite ; le deuxième est le tissu conjonctif lâche, l'interstitium, qui se situe entre les tubules séminifères, avec une expression complète dans les zones angulaires ou les coins entre 3 tubules séminifères adjacents ou plus (**Al-Tememy, 2010**).

#### **I.1.1.1.2- Fonctions testiculaires**

Le testicule est une glande tubulaire composée assurant une fonction exocrine et une fonction endocrine. La fonction exocrine est la production de spermatozoïdes par l'épithélium qui tapisse les tubules séminifères. La fonction endocrine est la production de l'hormone sexuelle mâle ou testostérone, par les cellules de Leydig (**Al-Tememy, 2010**).

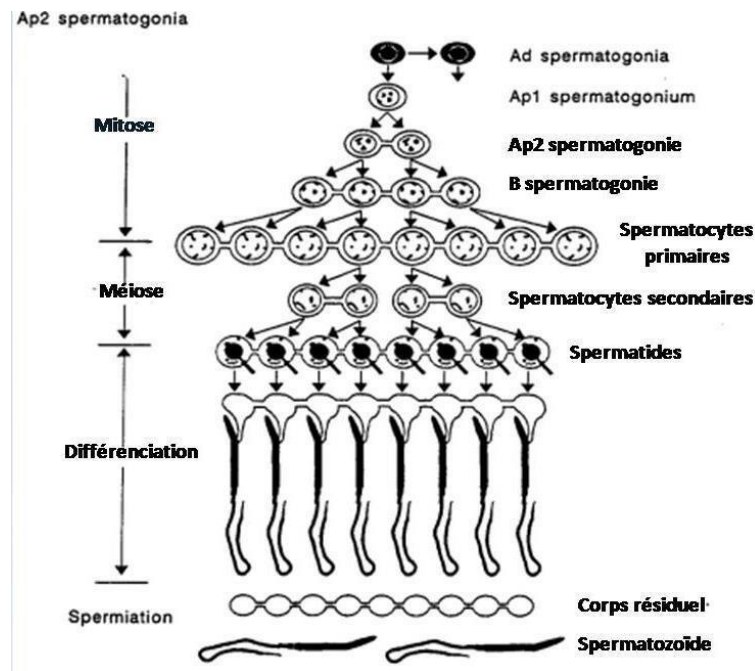
- **Stéroïdogénèse**

Le testicule présente une fonction endocrine importante pour le bon déroulement de la spermatogénèse. Sous le contrôle des hormones gonadotropes, le testicule des oiseaux sécrète, comme chez les autres vertébrés, des stéroïdes et en particulier la testostérone (**Cherubin, 2002**) qui provient principalement des cellules de Leydig, sous le contrôle de l'hormone lutéinisante (LH). La sécrétion de LH et de l'hormone folliculo-stimulante (FSH) est stimulée par la sécrétion de l'hormone de libération des gonadotrophines (GnRH) dans le système porte hypophysaire de l'éminence médiane (**Bacon et al., 2000**).

- **Spermatogénèse**

La spermatogénèse se déroule dans les tubules séminifères des mâles adultes. Les cellules de Leydig de l'interstitium sont le site des récepteurs à LH et de la production de testostérone (**Bacon et al., 2000**). La spermatogénèse est un processus complexe impliquant la division cellulaire mitotique, la méiose et le processus de spermiogénèse. La régulation de la spermatogénèse implique à la fois les mécanismes endocrines et paracrines. La stimulation endocrinienne de la spermatogénèse implique à la fois la FSH et la LH, ce dernier agit par l'intermédiaire de la testostérone produite par les cellules de Leydig (**Bhavna et Geeta, 2010**). Ce processus peut être subdivisé en trois étapes principales (figure 2):(i) la multiplication des spermatogonies par le processus de méiose ; (ii) la méiose, qui réduit le nombre de

chromosomes de diploïde à haploïde et commence par l'entrée des spermatogonies de type B dans la prophase de la première division méiotique. Ces cellules, appelées spermatocytes primaires, se divisent pour former des spermatocytes secondaires, qui se divisent à nouveau pour former des spermatides rondes et (iii) la transformation des spermatides rondes en structures complexes les spermatozoïdes, cette phase étant appelée spermiogénèse (Kretser et al., 1998).



**Figure 2 :** Représentation schématique du processus de spermatogénèse chez la caille Japonaise (Jones et Lin, 1993, modifié).

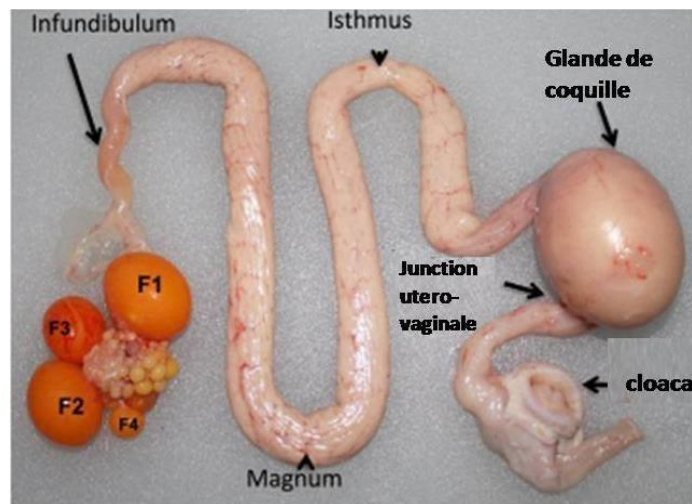
#### I.1.1.1.3- Canaux excréteurs

Les canaux excréteurs sont des canaux associés à l'appareil reproducteur mâle englobant les canaux efférents, l'épididyme et les canaux déférents. L'épididyme est situé sur la face dorsomédiale du testicule. Les canaux épидидymaires et le canal déférent sont appelés collectivement les canaux actuels du testicule (Vizcarra et al., 2022).

Les spermatozoïdes libérés dans les tubules séminifères baignent dans le liquide séminifère et sont transportés vers le cloaque à travers les canaux excréteurs (Kirby et Froman, 2000).

#### I.1.1.2- Appareil reproducteur femelle

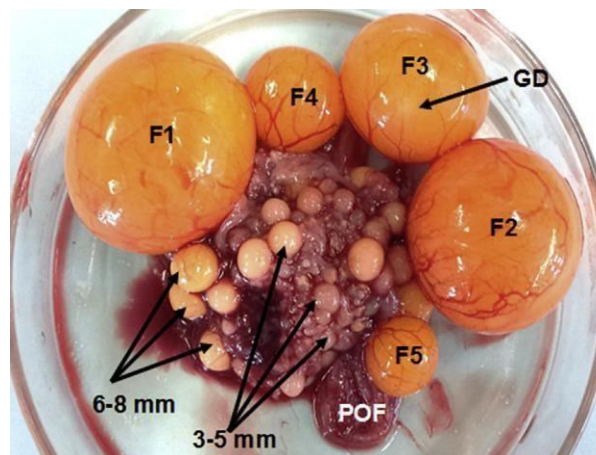
Le système reproducteur femelle des oiseaux diffère grandement de celui des mammifères. La cellule reproductrice, également appelée gamète, ovule ou œuf, est un aliment. Il est de grande taille et entouré d'une réserve de nourriture pour le développement de l'embryon. Le système reproducteur de la femelle se compose de l'ovaire et de l'oviducte (Gofur, 2020) (figure 3).



**Figure 3 :** Appareil reproducteur d'une poule sexuellement mature (Johnson, 2015 modifié).  
Follicules pré-ovulatoires F1-F4. Le follicule F3 a un stigmate proéminent

#### I.1.1.2.1- Ovaire

L'ovaire est situé dans la cavité abdominale sous le rein gauche, tenu par un méso du péritoine. Chez la plupart des oiseaux, seul l'ovaire gauche est développé (Hoppes, 2015), cependant il arrive que les 2 ovaires se développent de manière symétrique (Bowles, 2011). L'ovaire gauche se localise caudalement à la glande surrénale, dans le sac aérien abdominal gauche ; la taille de l'ovaire varie pendant la période d'activité sexuelle. Il va passer d'une petite masse grisâtre à une grappe jaunâtre formée de nombreux follicules en développement au moment de la période de reproduction (figure 3 et 4).



**Figure 4 :** Ovaire gauche fonctionnel de la poule pondeuse (Stephens et Johnson 2019).

F1-F5 follicules pré-ovulatoires hiérarchiques ; F6 follicule pré-ovulatoire le plus récemment sélectionné dans la cohorte des follicules pré-ovulatoires (têtes de flèche). Flèches pointillées, follicules post-ovulatoires. Une ligne pointillée entoure la région du disque germinal opaque (GD)

#### I.1.1.2.2- Oviducte

L'oviducte est suspendu dans la cavité péritonéale par un ligament ventral et un ligament dorsal (Hoppes, 2015). L'oviducte est un organe tubulaire relativement grand qui a trois fonctions principales, toutes dans le domaine de la reproduction. Il s'agit notamment de la formation des ovules, de la sélection, du stockage et du transport des spermatozoïdes, de la fécondation et du développement embryonnaire précoce (Jamieson, 2011). Il est composé de



5 segments (**Hoppes, 2015**) (Figure 3) :

**-Infundibulum** : c'est le segment le plus antérieur de l'oviducte. Il est divisé en une région en forme d'entonnoir, la fimbria (également appelée ampoule), qui saisit l'ovule ovulé et le guide dans l'ostium abdominal, et la région du cou tubulaire plus allongée (également appelée région chalazifère) (**Jamieson, 2011**). L'infundibulum vient coiffer l'ovaire afin de capter les follicules matures. C'est le lieu de la fécondation (**Hoppes, 2015**).

**-Magnum** : Le magnum est la portion la plus large de l'oviducte. On l'appelle aussi conduit aluminé car une quantité importante d'albumen va y être sécrétée pendant la production d'œufs (**Jamieson, 2011 ; Hoppes, 2015**). Les glandes tubulaires synthétisent l'ovalbumine, la conalbumine, le lysozyme et l'antimicrobien peptidiques (**Jung et al., 2011**). Les cellules caliciformes de l'épithélium de surface synthétisent non seulement des mucines, mais également de l'avidine (**Kunnas et al., 1992**).

**-Isthme** : L'isthme légèrement plus court et de plus petit diamètre que le magnum, synthétise et sécrète un éventail de protéines et de glycoprotéines qui forment les membranes de la coquille (**Jamieson, 2011**). L'isthme est facilement repérable grâce à sa couche musculaire épaisse (**Hincke et al., 2000**). Les plis muqueux orientés longitudinalement sont un peu plus petits que les plis du magnum et contiennent des glandes tubulaires dotées d'un réseau dense de granules sécrétoires. Comme le magnum, l'épithélium de surface est composé des deux types de cellules sécrétoires non ciliées et des cellules ciliées disposées comme un épithélium colonnaire pseudostratifié. Fait intéressant, les ouvertures des glandes tubulaires sont légèrement plus grandes que celles observées dans le magnum (**Jamieson, 2011**). À la partie distale de l'isthme, les corps mamillaires de la coquille de l'œuf sont formés par la pénétration des fibres de la membrane de l'enveloppe extérieure dans leurs pointes (**Hincke et al., 2000**).

**-Utérus** : L'utérus ou glande coquillière, est la portion la plus courte (**Hoppes, 2015**). Une poche à parois épaisses, terminée par un sphincter, la sécrétion de calcite va permettre la formation de la coquille de l'œuf (**Meyer et Rouvier, 2009**). Également appelée glande de la coquille, l'utérus comporte deux régions distinctes, la glande de la coquille tubulaire plus crânienne et la partie en forme de poche de l'utérus. Moins distinct est le récessus utérin, décrit comme de couleur blanc grisâtre en forme d'entonnoir à l'extrémité caudale de l'utérus. Sa muqueuse semble être davantage une zone de transition entre la jonction utérovaginale (JUV), cette dernière étant l'aspect le plus crânien du vagin défini par la présence de tubules de stockage du sperme (SST). L'épithélium cylindrique pseudostratifié contient une distribution de cellules sécrétoires non ciliées et de cellules ciliées. Les glandes tubulaires de la poche utérine sont moins volumineuses que dans l'isthme ou le magnum. (**Jamieson, 2011**).

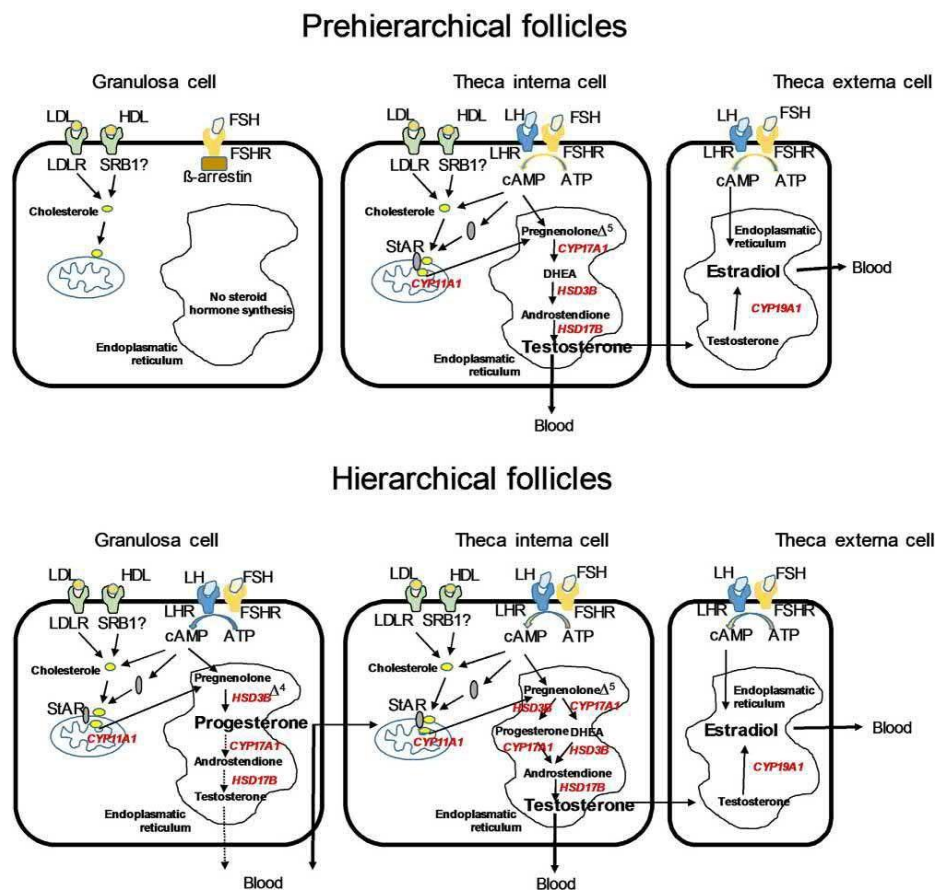
**-Vagin** : il a un rôle exclusivement de transit. Il vient s'ouvrir dans le cloaque au niveau de l'urodéum. Pour parcourir l'ensemble de ce trajet et ainsi passer d'un follicule à la ponte d'un œuf, il faut compter en moyenne 24h (**Saranya et al., 2017**). Dans le vagin, de nombreux plis muqueux bordés de l'épithélium pseudo stratifié cilié est développé. Le vagin peut ne pas jouer de rôles distincts dans la formation des œufs. Les cellules épithéliales ciliées et le système immunitaire dans le vagin est bien développé, probablement pour empêcher l'invasion du cloaque par les microbes (**Sasanami, 2017**).

**I.1.1.2.3- Fonction ovarienne**

**• Stéroïdogénèse**

L'ovaire joue un rôle principal dans la synthèse des stéroïdes sexuels. Les cellules impliquées sont les cellules de la granulosa, les cellules interstitielles thécales.

La première étape de la synthèse des stéroïdes (figure 5) est le transport du cholestérol de la membrane mitochondriale externe à la membrane mitochondriale interne par la protéine StAR, le facteur limitant la production de stéroïdes dans tous les tissus stéroïdogènes. L'expression de la protéine StAR dans les cellules de la granulosa des follicules préhiérarchiques est très faible. Elle augmente au cours de la croissance folliculaire pour atteindre le niveau le plus élevé dans le follicule préovulatoire F1 (Sechman et al., 2011, 2014). La synthèse se déroule selon deux voies :  $\Delta 4$  et  $\Delta 5$ . Dans la voie  $\Delta 4$ , la prégnénolone est convertie en progestérone puis en androstènedione. Alors que dans la voie  $\Delta 5$ , la prégnénolone est transformée en déhydroépiandrostérone (DHEA), puis en androstènedione. L'androstènedione est ensuite convertie en testostérone qui est aromatisée en oestradiol. Les deux voies sont fonctionnelles dans les cellules de la granuleuse et de la thèque des follicules ovariens de poulet, mais la couche de la granuleuse métabolise préférentiellement les stéroïdes par la voie  $\Delta 4$  tandis que la couche de la thèque métabolise préférentiellement les stéroïdes par la voie  $\Delta 5$  (Scanes et Dridi, 2021).



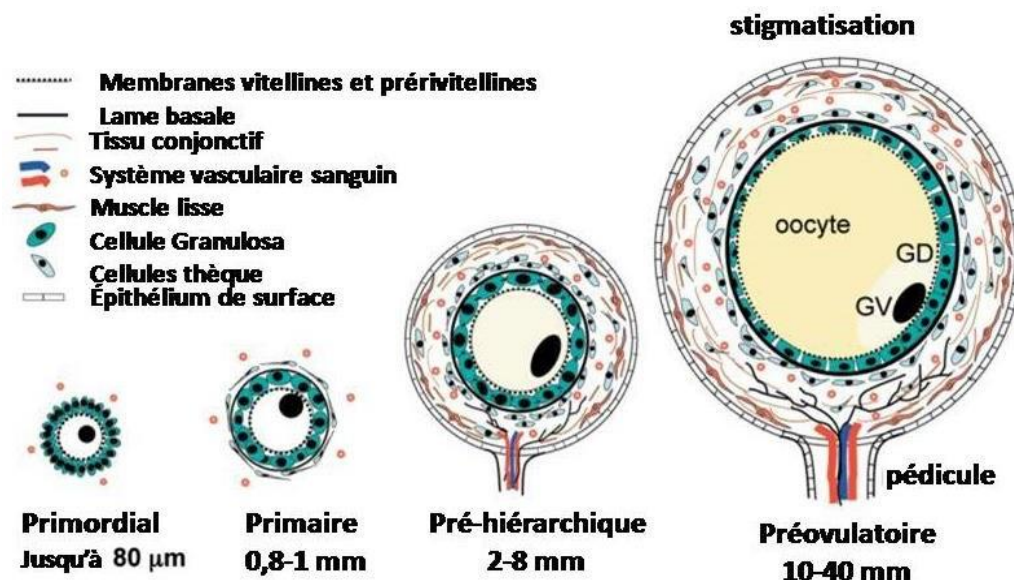
**Figure 5 :** Stéroïdogénèse au niveau de l'ovaire chez les oiseaux (Scanes et Dridi, 2021)

Les lipoprotéines de basse densité (LDL) et les lipoprotéines de haute densité (HDL) délivrent du cholestérol. LDLR, récepteur des LDL; SRB1, récepteur des HDL (il n'est pas clair si les cellules de la

vésicule aviaire expriment ce récepteur); StAR, protéine régulatrice aiguë stéroïdogène; CYP11A1, gène mitochondrial de l'enzyme de la chaîne latérale du cholestérol du cytochrome P450 (P450<sub>scc</sub>); Gène CYP17A1, 17 $\alpha$ -hydroxylase/17,20-lyase (P450<sub>c17</sub>); HSD3 $\beta$ , gène de la déshydrogénase 3 $\beta$ -hydroxystéroïde/D5-D4-isomérase (3 $\beta$ -HSD); HSD17 $\beta$ , gène de la déshydrogénase 17 $\beta$ -hydroxystéroïde (17 $\beta$ -HSD); CYP19A1, gène de l'aromatase (P450<sub>aroma</sub>). LHR/FSHR, récepteurs de l'hormone lutéinisante et de l'hormone folliculo-stimulante, respectivement. ATP, adénosine triphosphate; AMPc, adénosine monophosphate cyclique. Une flèche épaisse indique le stéroïde prédominant libéré dans le sang.

### • Développement folliculaire

A la puberté, l'ovaire aviaire actif contient des follicules à tous les stades de développement. Ceux-ci comprennent des follicules primordiaux au repos, des follicules primaires à croissance lente, une cohorte plus petite de follicules préhiérarchiques entièrement organisés, ainsi qu'une hiérarchie de follicules préovulatoires avec des quantités croissantes de corps jaune. La hiérarchie préovulatoire permet une seule ovulation sur des jours successifs pendant la durée d'une couvée (Jones, 2011) (figure 6).



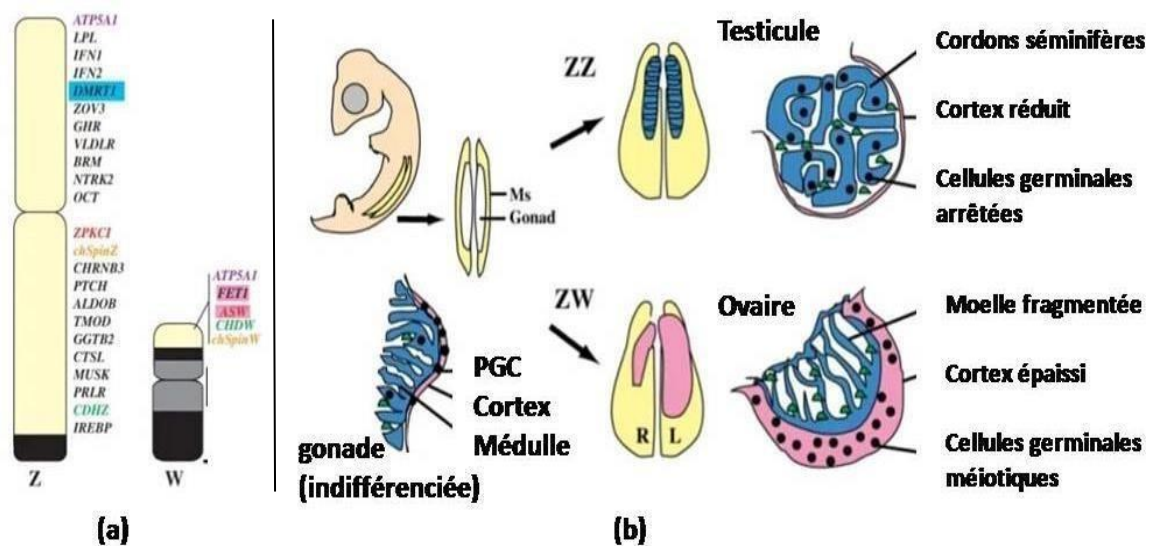
**Figure6** : Organisation des follicules ovariens de la poule domestique au cours du développement (Jamieson, 2011, modifié).

### • Ovulation

Contrairement aux cycles œstraux ou menstruels des mammifères, le cycle ovulatoire chez les l'espèce aviaire se reproduit quotidiennement (Jones, 2011). L'ovulation se produit lorsque le plus gros follicule jaune mature se rompt au niveau du stigmate, libérant l'ovule qui est ensuite capturé par l'infundibulum, la couche de granulosa fournit la principale source de stéroïdes gonadiques, et l'ovulation est initiée par la production de testostérone dans les cellules de la granulosa, ce qui stimule la libération de progestérone par la granuleuse. La progestérone crée alors une réponse de rétroaction positive sur l'hypothalamus augmentant la sécrétion de GnRH, et provoquant par conséquent une production de LH. Chez les espèces aviaires, la ponte suit généralement l'ovulation d'environ 24 à 48 heures et se produit toujours avant la prochaine ovulation (Jones, 2011).

### I.1.2- Différenciation sexuelle

Le sexe chez les oiseaux est génétiquement déterminé au moment de la fécondation, la femelle étant caractérisée par l'hétérogénéité des chromosomes sexuels (ZW) et le mâle par l'homogénéité (ZZ). Bien que le gène SRY situé sur le chromosome Y des mammifères représente un "commutateur" primaire pour la détermination du testicule, un candidat probable pour la détermination du sexe chez les vertébrés non mammifères est le gène *dmrt1*. Chez les oiseaux, la *dmrt1* correspond au chromosome Z et la protéine DMRT1 est exprimée dans les testicules des mâles ZZ à des niveaux plus élevés pendant la période critique de détermination morphologique du sexe (Ferguson-Smith, 2007). À ce jour, cependant, les mécanismes par lesquels les produits du gène *sry* ou *dmrt1* dirigeant la détermination du sexe reste floue (Fig. 7) (Smith et coll., 2009).

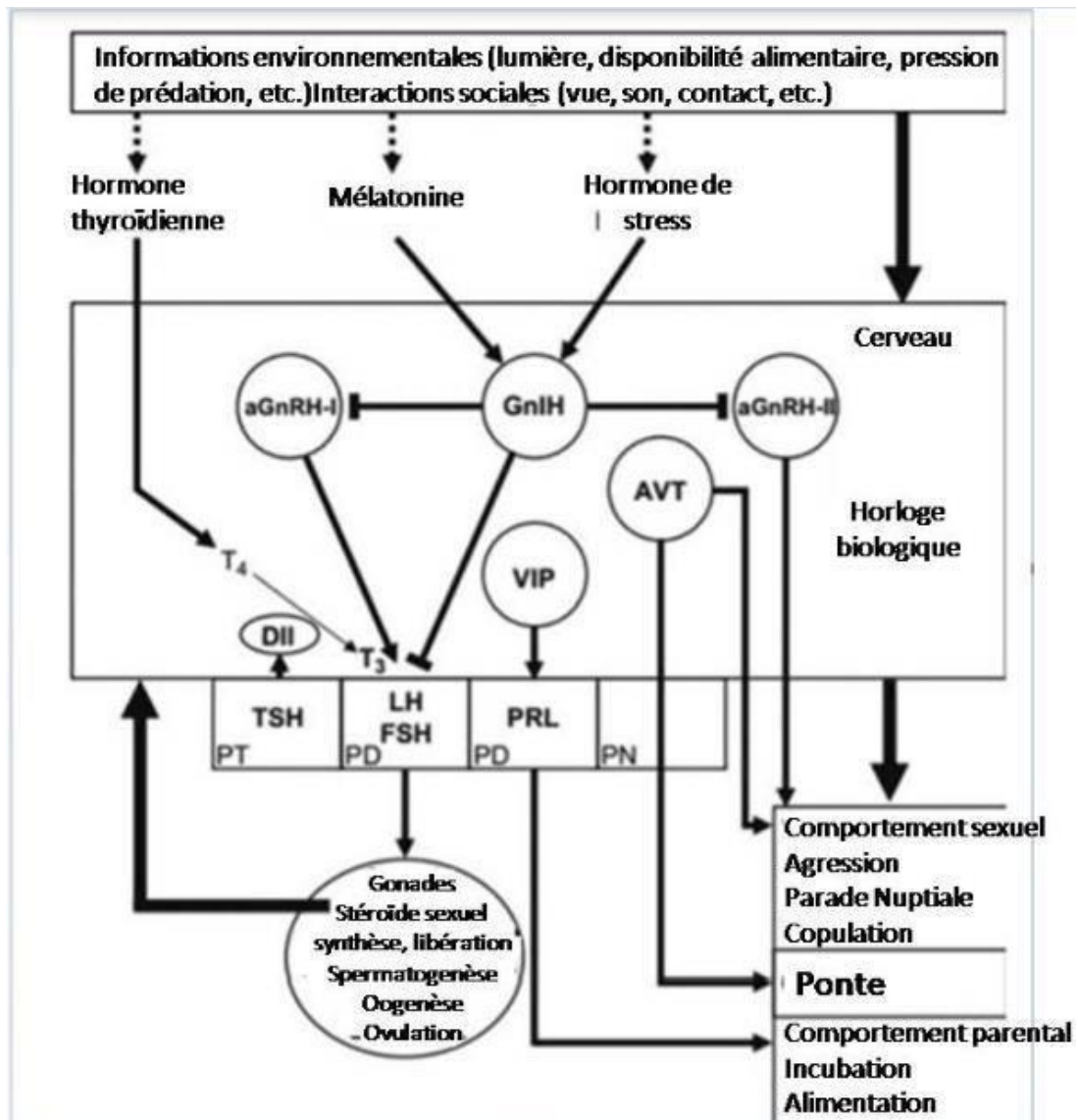


**Figure 7 :** (a) Chromosomes sexuels Z et W du poulet, (b) Différenciation sexuelle gonadique dans l'embryon de poulet (Smith et Sinclair, 2004, modifié).

### I.1.3-Contrôle hypothalamo-hypophysaire gonadique chez les oiseaux

L'augmentation de la longueur du jour stimule les voies neuroendocrines conduisant à la production et à la sécrétion de GnRH et de l'hormone d'inhibition des gonadotrophines (GnIH), qui influencent toutes deux la sécrétion de LH et FSH (Fig.8).

Chez le mâle, la LH induit la production de testostérone par les cellules de Leydig dans l'interstitium du testicule. La FSH induit la croissance et le développement des tubules séminifères du testicule ainsi que la stimulation de la stéroïdogénèse et la production de protéines de liaison aux androgènes, qui favorisent et soutiennent la spermatogénèse. Chez la femelle, la LH et la FSH améliorent la folliculogénèse ainsi que la production de l'oestradiol, de la progestérone et des facteurs de croissance à mesure que le follicule mûrit. La libération de progestérone favorise le développement de l'oviducte et l'oestradiol améliore le comportement de reproduction. La progestérone en augmentation rapide a une rétroaction positive sur la libération de GnRH et induit la libération de LH qui culmine dans l'ovulation des ovules et la ponte de l'ovule.



**Figure 8 :** Contrôle Neuroendocrinien de la Reproduction chez les Oiseaux (Buka et Bentley, 2011, modifié).

LH : l'hormone lutéinisante, FSH: l'hormone folliculo-stimulante, GnRH: l'hormone de libération des gonadotrophines, AVT : Arginine vasotocin, VIP : vasoactive intestinal peptide, DII: dietary inflammation index, TSH: Thyroid Stimulating Hormone, PRL: Prolactin, PT:The pars tuberalis, PD: pars distalis et PN: pars nervosa

## I.2- TISSU SANGUIN

Le sang est d'une importance cruciale pour la physiologie des animaux y compris les oiseaux. Il a plusieurs fonctions : transport des gaz respiratoires (oxygène et dioxyde de carbone), des électrolytes ( $\text{Na}^+$ ,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$ ,  $\text{PO}_4^{2-}$ ), des nutriments (glucose, acides gras, acides aminés), des métabolites (lactate) et des hormones...etc. Il assure également la protection à l'aide des anticorps, l'homéostasie de l'eau, du glucose et des électrolytes et la coagulation en cas de lésion des vaisseaux sanguins (Scanes et Dridi, 2021). Le sang est un tissu conjonctif spécialisé composé (Fig. 9):

✚ De cellules circulantes, éléments figurés du sang, qui sont :

❖ **L'érythrocyte** : de forme ovale avec un noyau ovale positionné au centre et coloré en violet foncé. Le cytoplasme est abondant et coloré en rose orangé uniforme, ressemblant au cytoplasme des érythrocytes de mammifères. Les noyaux des globules rouges varient avec l'âge, devenant plus condensés et plus foncés à mesure que les cellules vieillissent. (Campbell,1995).

❖ **Les leucocytes** : Il existe cinq types de leucocytes chez les oiseaux : hétérophiles, lymphocytes, éosinophiles, monocytes, basophiles (Scanes et Dridi, 2021) :

➤ Les hétérophiles sont l'équivalent fonctionnel des neutrophiles chez les mammifères (Scanes et Dridi, 2021). L'hétérophile est une cellule ronde avec des granules cytoplasmiques éosinophiles distincts. Ces granules sont ovales ou en forme de fuseau et contiennent souvent un corps rétractile distinct au centre du granule. Le noyau hétérophile mature est lobé, contenant généralement moins de lobes que les neutrophiles de mammifères. Le cytoplasme des hétérophiles matures normaux est incolore et non vacuolé (Campbell, 1995).

➤ Les éosinophiles aviaires sont des granulocytes ovoïdes avec un cytoplasme abondant (Scanes et Dridi, 2021). Les granules cytoplasmiques se colorent généralement plus brillamment ou différemment des granules hétérophiles dans le même film sanguin. Le cytoplasme se colore en bleu clair. Le noyau est lobé et présente généralement des taches plus foncées que les noyaux des hétérophiles (Campbell, 1995).

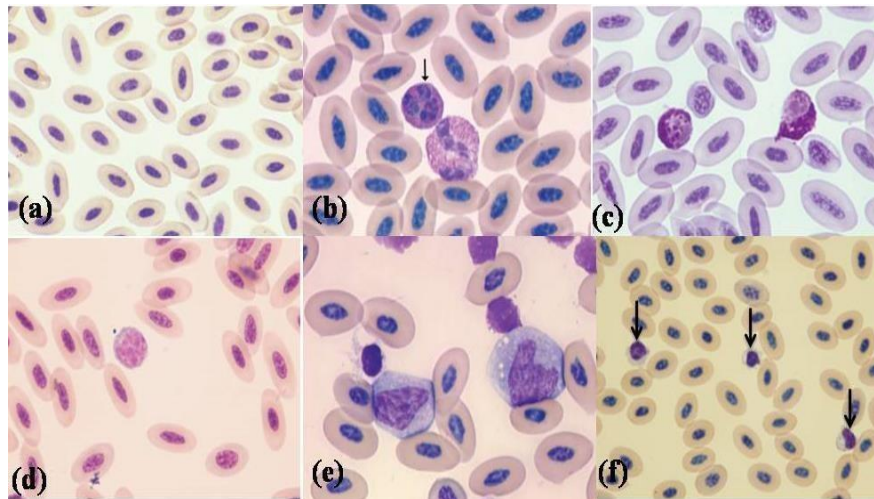
➤ Le basophile normal est légèrement plus petit que l'hétérophile et possède un cytoplasme incolore qui contient des granules fortement basophiles. Les basophiles aviaires ont des noyaux ronds à ovales non lobés qui sont souvent cachés par des granules cytoplasmiques (Campbell, 1995).

➤ Les lymphocytes aviaires matures sont des cellules rondes qui se "moultent" fréquemment autour des cellules adjacentes dans le film sanguin. Le noyau est généralement positionné au centre ; il est arrondi avec une peu de cytoplasme bleu homogène apparaissant comme une petite bande entourant le noyau (Campbell, 1995).

➤ Les monocytes sont les plus gros leucocytes présents dans les films sanguins périphériques. Leur forme varie de ronde à amiboïde. Les monocytes ont une quantité abondante de cytoplasme par rapport aux lymphocytes. Le cytoplasme peut parfois contenir de fins granules éosinophiles ressemblant à de la poussière. La forme du noyau monocyttaire est variable, allant du rond au bilobé (Campbell, 1995).

❖ **Thrombocytes** : Les thrombocytes aviaires ont une forme irrégulière avec de multiples pseudopodes. De même, le noyau est de forme irrégulière (Scanes et Dridi, 2021). Ce sont des cellules nucléées plutôt que des fragments cytoplasmiques sous forme de plaquettes qui participent à la coagulation sanguine (Campbell, 1995). Il y a plus de cytoplasme que ce qu'on voit dans les petits lymphocytes (Scanes et Dridi, 2021).

✚ D'une matrice extracellulaire liquide (ou plasma).



**Figure 9 :** Tissu sanguin chez les oiseaux. (Campbell et Ellis, 2013).

- (a) Érythrocytes aviaires normaux.
- (b) Un éosinophile (flèche) et un hétérophile plus grand
- (c) Deux basophiles et des érythrocytes dans le périphérique
- (d) Un gros lymphocyte normal et des érythrocytes
- (e) Un monocyte et des érythrocytes
- (f) thrombocytes matures (flèche) parmi les érythrocytes

### I.3- PRESENTATION DE LA PERDRIX CHOUKAR

#### I.3.1-Systématique

*Alectoris chukar* a été décrite par le zoologiste britannique **Gray** en 1830, sous le nom initial de perdrix choukar (**Barbanera et al., 2011**).

Nous avons opté pour l'utilisation des références taxonomiques mises en ligne et mises à jour régulièrement, et on s'est appuyé sur la base des données **Integrated Taxonomic Information System (ITIS)** qui fournit des informations conformes et fiables sur la taxonomie des espèces biologiques. La systématique d'*Alectoris chukar* est la suivante :

- **Règne :** Animalia
- **Sous règne :** Bilateria
- **Phylum :** Chordata
- **Sous phylum :** Vertebrata
- **Super classe :** Tetrapoda
- **Classe :** Aves
- **Ordre :** Galliformes
- **Famille :** Phasianidae
- **Sous famille :** Perdicinae
- **Genre :** *Alectoris*
- **Espèce :** *Alectoris chukar* (**Gray, 1830**)



**Figure10 :** Perdrix choukar «*Alectoris chukar*»

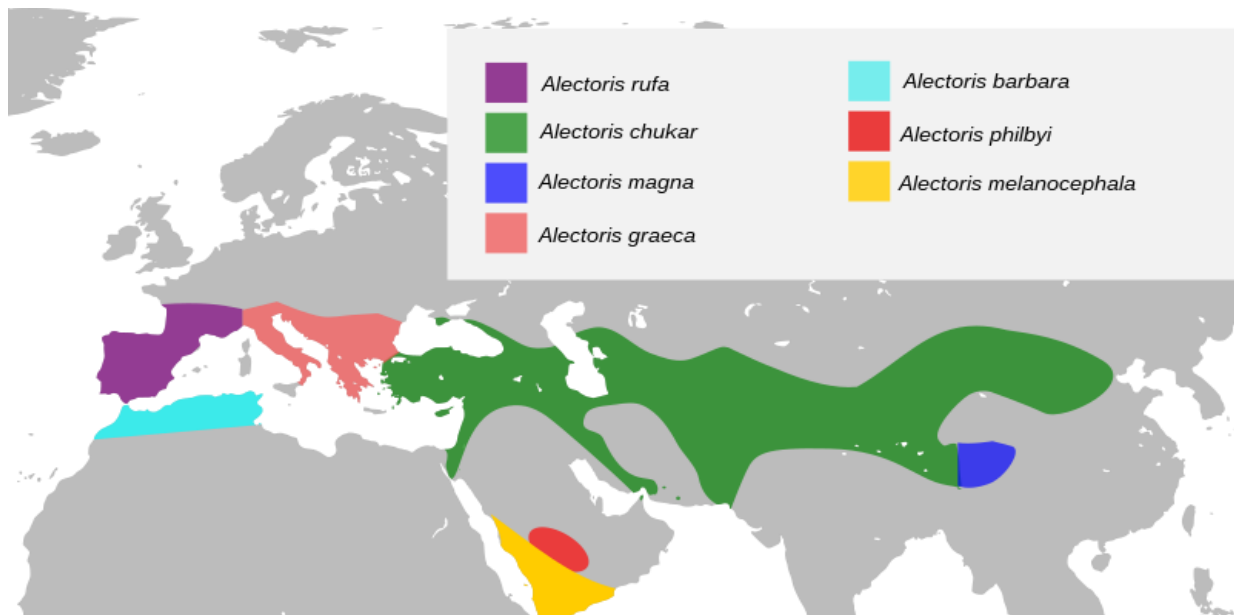
([www.wikimedia.org](http://www.wikimedia.org))

Noms vernaculaires : Arabe : الحجل (الثردار) ; Anglais : chukar Partridge ;  
 Berbère : Thassekourth ; Espagnol : Perdizchukar

### I.3.2-Aire de répartition géographique

#### I.3.2.1-Dans le monde

Les choukars (*Alectoris chukar*), originaires des régions montagneuses de certaines parties de l'Asie, de l'Europe occidentale et du Moyen-Orient (**Dement'ev et Gladkov 1952 ; Cramp et Simmons 1980 ; Ali et Ripley 2001**), ont été délibérément établis dans de nombreuses régions du monde (fig.11), notamment à Hawaï, en Nouvelle-Zélande, en Afrique du Sud et à l'Île Helena, Océan Atlantique (**Larsen, 2006**). L'aire de répartition comprend Chypre et s'étend à l'est à travers la Turquie asiatique, au sud à travers la Syrie, le Liban, l'ouest de la Jordanie, la Palestine jusqu'au nord de l'Arabie Saoudite et du Sinaï (Égypte) (**Madge et al., 2002**). Les choukars ont été introduits pour la première fois en Amérique du Nord en 1893 (**Lever, 1987**). **Christensen (1996)** a signalé la persistance et l'autosuffisance des populations sauvages en Amérique du Nord dans les États et les Provinces Canadiennes.



**Figure 11 :** Répartition géographique des espèces du genre *Alectoris* (Avibase database, 2009).

#### I.3.2.2- En Algérie

La perdrix choukar a été introduite en Algérie depuis près de 50 ans environ (en 1972), et se reproduit facilement au niveau du centre cynégétique de Zéralda (**Idouhar et al., 2012**).

### I.3.3- État de conservation du genre de la perdrix choukar

Bien que largement répartie, la perdrix choukar a une densité de population très variable, dépendant essentiellement du dérangement (pâturage du bétail) qu'elle subit et de la chasse qui lui est faite., de même que le ramassage des œufs, les incendies en saison de reproduction, la destruction de l'habitat par changement des pratiques agricoles (**Hennache et Ottaviani, 2011**).

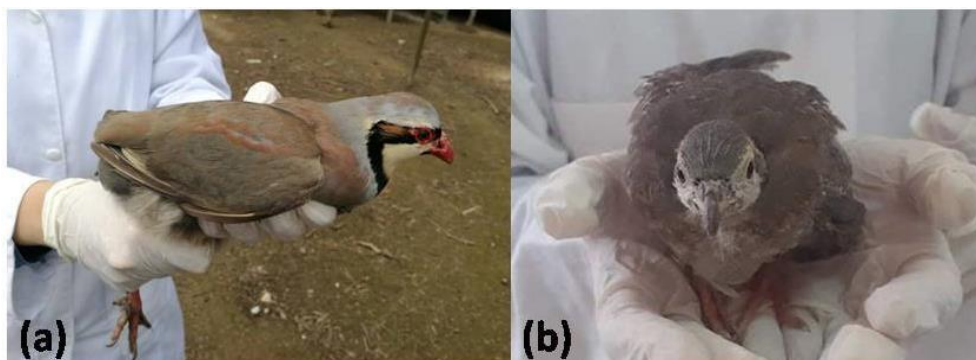


### I.3.4-Description et identification de la perdrix

#### I.3.4.1-Caractéristiques morphologiques et plumage

Les choukars sont des gibiers à plumes gallinacées de taille moyenne (**Dement'ev et Gladkov, 1952 ; Cramp et Simmons, 1980 ; Ali et Ripley, 2001**), elles possèdent un corps dodu et par bien des égards, notamment sa taille et son allure générale (**BBI, 2009**), elle ressemble à la perdrix bartavelle avec laquelle elle cohabite localement dans le Sud-Est de l'Europe (**PRA, 2011**). La femelle présente la même coloration que le mâle (figure 12a) : Bec rouge vif, peau nue autour des yeux et des jambes rose-rouge. Couronne, nuque et manteau brun vineux, devenant bleu-gris sur les côtés du cou et la poitrine. Supercilium blanchâtre étroit indistinct. Bande étroite sur le front dos à l'œil, s'élargissant comme une bande noire bien visible derrière l'œil, descendant le long des côtés du cou pour se joindre comme un col en forme de V sur la poitrine. Menton, lords, gorge et haut de la poitrine blanc crème, devenant chamois sur le haut de la poitrine où il se diffuse légèrement en V noir. Petite tache noire sur le haut du menton et, plus évidemment, à la bouche bée. Une touffe de plumes rouillées sur les oreilles supérieures interrompt la ligne noire du col derrière l'œil. Scapulaires brun vineux, avec des centres gris ; ailes brun vineux, brun plus foncé sur les primaires, qui ont des toiles externes chamoisées de paille. Croupe et plumes centrales de la queue gris olive. Ventre chaud chamois jaunâtre, devenant chamois cannelle sur la couverture sous-caudale. Flancs à bandes noires, chamoisées et roux (chaque gris plume à la base avec une large bande subterminale chamoisée crémeuse, bordée de chaque côté par une barre noire plus étroite et une pointe de couleur marron) (**Madge et al., 2002**).

Les juvéniles sont plus petits (figure 1b), leur bec et pattes de couleur rougeâtre pâle ou orange brunâtre ; uni dans l'ensemble, avec de minuscules taches pâles sur les parties supérieures et des pointes de plumes et des barres faibles sur les parties inférieures (**Madge et al., 2002**).



**Figure 12** : Morphologie externe de la perdrix choukar (**Originale, 2022**)

a Adulte ;

b Juvénile

#### I.3.4.2- Taille

La femelle est plus petite que le mâle. En effet, la perdrix choukar présente les caractéristiques suivantes : la longueur moyenne de l'aile est de 168 mm (162-172) mm, celle de la queue de 82 mm (76-87mm), le poids corporel est de 536 g (504-595) g chez le mâle,

alors que la femelle présente une longueur de l'aile de 154 mm (148-160) mm, celle de la queue 80 mm (74-86mm), le poids est de 501 g (462-545g) (Madge et al., 2002).

#### **I.3.4.3- Espérance de vie**

En raison de nombreux prédateurs (chat, hérisson, sanglier, renard...), la perdrix choukar a une espérance de vie qui ne dépasse guère 7 ans (Aufradet, 1996).

#### **I.3.5- Hybridation de perdrix**

Il est possible de croiser des espèces sauvages avec d'autres domestiques ou utiliser des hybrides pour obtenir des animaux plus productifs et plus dociles pour la production industrielle et la gestion de la captivité (Dowell, 1992 ; Duarte et Vargas, 2004).

D'après Blondel (1986), les espèces du genre *Alectoris*, s'hybrident quand elles sont en contact. L'existence de ces hybrides a été signalée dès 1843. Les caractéristiques de poids et de plumage de ces hybrides sont intermédiaires entre celles des deux espèces parentales (Berger, 2005). C'est le cas notamment pour *Alectoris graeca* et *Alectoris chukar* en Bulgarie et en Thrace (Dragée, 1974 ; Blondel, 1995). Cependant, Randi et Bernard-Laurent (1999), ont signalé que le principal risque de se reproduire au sein des espèces est une diminution de la diversité génétique et l'apparition de phénotypes anormaux.

#### **I.3.6-Critères de reconnaissance de l'âge et du sexe chez la perdrix**

L'étude d'une population animale est toujours basée sur la connaissance 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).

##### **I.3.6.1-Critères de détermination de l'âge**

L'étude de l'âge des Perdrix offre non seulement un intérêt biologique, mais aussi un intérêt d'applications pratiques, surtout sur un terrain de chasse où il n'est pas fait d'élevage (Louis, 1911)

##### **A- Observation en nature**

Les jeunes peuvent être distingués des adultes jusqu'à l'âge de trois mois environ, surtout lorsqu'ils sont accompagnés d'oiseaux plus âgés. Ceci, grâce à leur taille plus petite, leur profil plus allongé et leurs rémiges secondaires proches du corps et tachetées de jaune (Berger, 2005).

##### **B- Observation de l'oiseau tenu en main**

Selon les observations générales sur la mue de Louis (1911), il constate qu'il était parfois possible de déterminer, avec une étonnante précision, l'âge d'un oiseau à l'état sauvage. Et, parmi la gent emplumée, ce sont les Perdrix qui donnent les résultats les plus intéressants, les plus utiles et les plus faciles à vérifier.

La détermination de l'âge d'un Perdreau est basée sur la mue qui, débutant avant la fin du premier mois, se poursuit jusqu'à l'âge de quatre mois, généralement jusqu'à mi ou fin Octobre, Novembre. Après cette époque, jusqu'à fin Octobre de l'année suivante, on peut encore reconnaître si une Perdrix est née au Printemps dernier ou âgée de plus d'un an. Les Perdreaux qui ont renouvelé leur plumage, à l'exception des deux premières rémiges

primaires, en Septembre ou Octobre, se reproduisent en Mai ou Juin de l'année suivante, et, aussitôt après la naissance des petits, effectuent une seconde mue complète. (Louis, 1911)

Selon Akil et Boudjeda (1996), les jeunes peuvent être différenciés des adultes et sub-adultes jusqu'à l'âge de 130 jours. Au-delà de cet âge, on distingue les jeunes des vieux par l'examen des premières rémiges primaires (pointues = jeunes, arrondies = adultes).

#### **I.3.6.2- Critères de détermination du sexe**

Il n'existe aucune différence de plumage entre les adultes des deux sexes, la distinction n'est possible que pour les oiseaux tenus en main (Berger, 2005).

Lorsque l'on observe un couple, le mâle est généralement plus lourd que la femelle, par conséquent il a une allure générale du corps plus massive et moins fine que la femelle (El abbassi, 2006). Lorsque on a la possibilité de prendre les oiseaux en mains, on peut les peser car les différences de poids sont généralement significatives et peuvent atteindre 50 g (Gongallud et Villate, 2000), donc le poids moyen des mâles est supérieur à celui des femelles (Berger, 2005). Malheureusement, si l'état sanitaire des oiseaux n'est pas satisfaisant, les différences de poids peuvent être imputables à la maladie (Gongallud et Villate, 2000).

Le seul système fiable pour vérifier le sexe d'un oiseau consiste à observer son cloaque. Les mâles possèdent un bouton pénien très développé, les femelles, au contraire, en sont dépourvues. La prise en mains est fastidieuse et l'œil doit être expert pour réussir à discerner le bouton pénien (Gongallud et Villate, 2000).

Chez les Perdrix, l'absence totale d'ergot, ou l'existence d'une petite protubérance, seulement sensible au toucher, sur la partie interne et postérieure du tarso-métatarse, indique une femelle (Birkan, 1977).

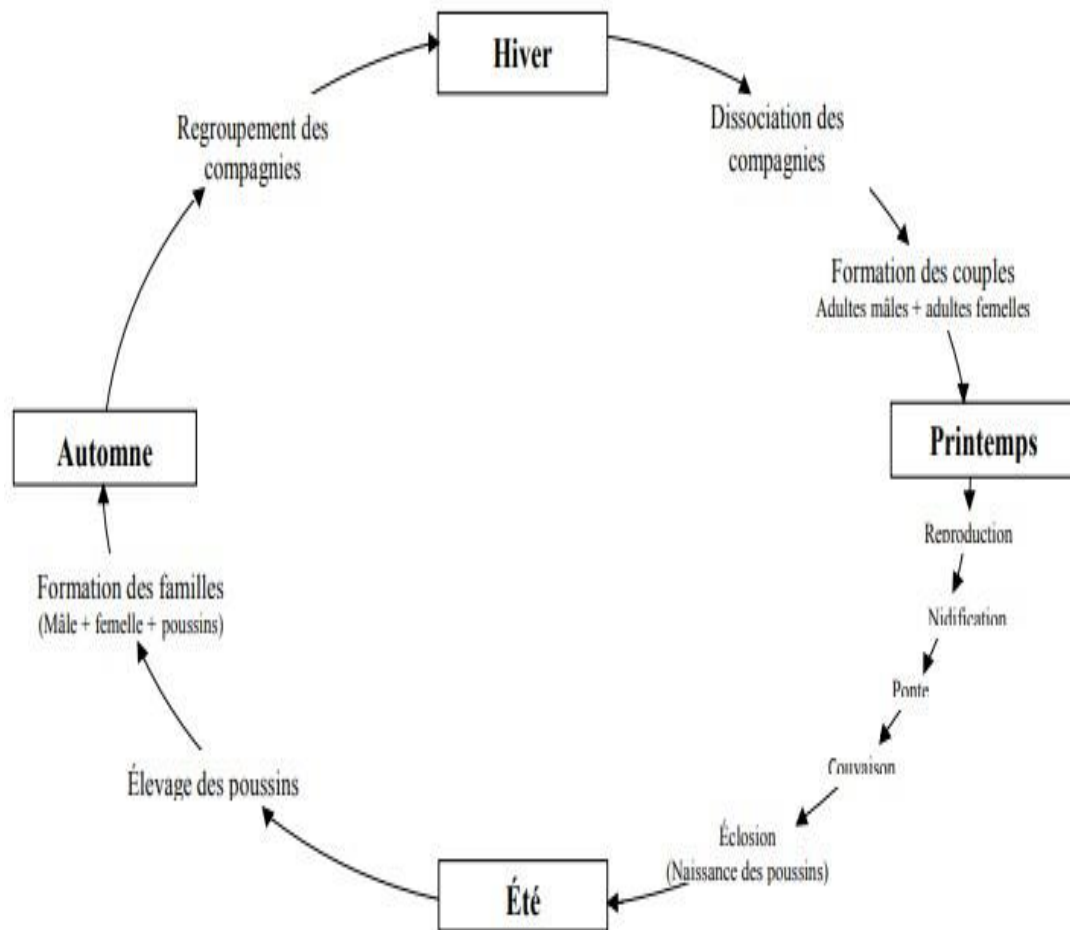
#### **I.3.7-Biologie de la reproduction chez la perdrix**

Pendant la saison de reproduction, le couple reproducteur formé est essentiellement monogame (Berger, 2005). En général, la perdrix commence à s'apparier beaucoup plus tôt en plaine qu'en montagne, et pour des zones de même altitude d'autant plus tôt qu'elles sont situées plus au Sud de leur aire de répartition (Alaoui, 1992). Les perdrix sont capables de s'accoupler dès l'âge d'une année (figure 13) (Cramp et Simmons, 1980).

Le cycle annuel de la reproduction de la perdrix est divisé en deux périodes :

- Une vie en groupe, qui domine depuis la période pré-Automnale qui suit la reproduction jusqu'à la période Printanière.
- Une vie en couple pendant la saison de la reproduction au Printemps.

La transition entre les deux périodes se fait lors de l'éclatement des compagnies et la formation des couples vers la fin d'hiver. L'été est caractérisé par l'éclosion des couples œufs et l'éducation des jeunes. Enfin, vers la fin septembre, les perdrix se regroupent de nouveau en compagnies. Donc ce cycle est rythmé par les saisons (Alaoui, 1992).



**Figure 13** : Cycle annuel de la Perdrix (Mezerdi, 2011)

# **CHAPITRE II**

## **Matériel & Méthodes**

Dans ce chapitre, nous présenterons notre travail réalisé au centre cynégétique de Zéralda (CCZ), pendant une période de 14 mois, du mois de mai 2021 au mois de juin de 2022. Cette étude est basée sur le suivie de l'acquisition de la puberté chez la perdrix choukar en réalisant une étude de la croissance des perdreaux jusqu'à l'âge adulte. Ce travail est réalisé au niveau du :

- Centre cynégétique de Zéralda (CCZ) pour l'expérimentation animal qui a porté sur les paramètres biométriques (poids corporel, longueur de l'aile pliée, d'ergot, du tarse, du métatarse et du poids et du volume des organes de l'appareil reproducteur).
- Laboratoire d'anatomie pathologique de l'hôpital D<sup>r</sup> Fares Yahia, à Koléa, laboratoire LRZA(FSB / USTHB/ Université d'Alger 1 ; Youcef Benkheddaet laboratoire de la station expérimentale (FSNV/ Université de Blida 1) pour l'étude histomorphométrique.
- Laboratoire d'analyses de biologie médicales de la polyclinique Larbaa–Blida pour l'étude biochimique et hématologique

## II.1-PRESENTATION DU LIEU D'ETUDE «CENTRE CYNEGETIQUE DE ZERALDA»

Le centre cynégétique de Zéralda (CCZ) est un établissement public à caractère scientifique et technologique Algérien de recherche, situé dans la forêt de Zéralda dans la commune Zéralda wilaya d'Alger. Le Centre Cynégétique de Zéralda a été créé par **décret n°83-76 du 8 Janvier 1983**.

Il s'étend sur une surface de 19,75 ha, il est situé à 30 Km à l'Ouest d'Alger au lieu-dit Forêt des planteurs. Il fait partie 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.



**Figure 14** : Centre Cynégétique de Zéralda (**Originale, 2022**).

(a) vue de l'extérieur : (b) vue à l'intérieur

## II.2-MATERIEL

### II.2.1- Matériel non biologique

Le matériel non biologique utilisé dans notre étude est présenté en **Annexe I**.

### II.2.2-Matériel biologique

Le matériel biologique utilisé est la perdrix choukar «*Alectoris chukar* ». Les choukars concernés par notre étude sont issus de l'élevage du CCZ et ce sont les descendants des individus originaires des élevages français importés en 1970.

Sur les 10 séries pondues pendant l'année 2021, nous avons utilisé pour notre travail la série 8<sup>ème</sup>. Pour cela, 78 perdreaux, d'âge croissant et des deux sexes ont été sélectionnés appartenant à la même série, élevés dans les mêmes conditions d'élevage appliquées par le centre cynégétique de Zéralda. Concernant le 4<sup>ème</sup> mois, en raison du covid, nous n'avons pas pu accéder au centre cinégénétique, donc les prélèvements et les mesures ont été fait par l'équipe du centre.

**Tableau I.** Répartition des perdreaux en fonction du sexe et de l'âge (**Original, 2022**).

Âge (mois)	Effectifs			Paramètres étudiés
	Mâles/Femelles	Mâles	Femelles	
J3	6			Mesures biométriques  Mesures biométriques + Dosage de biochimique + Histologie des gonads
1	6			
2		4	2	
3		4	2	
4		3	3	
5		3	3	
6		3	3	
7		3	3	
8		3	3	
9		3	3	
10		3	3	
11		3	3	
12		2	4	
<b>Total de perdrix utilisés</b>	<b>12</b>	<b>34</b>	<b>32</b>	
	<b>78</b>			

## II.3- SUIVI DE LA REPRODUCTION EN CAPTIVITE

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

Les perdrix Chukar s'accouplent normalement par paires lorsqu'elles se trouvent dans leur habitat naturel (c'est une espèce monogame). En captivité, cependant, un mâle peut être

accouplé avec trois ou quatre femelles (Alkon, 2015).

La reproduction de cette espèce a lieu en janvier. 70 mâles ont été logés en enclos individuels 15 jours avant les femelles. Le nombre de femelles utilisées au début de saison était de 70, avec une sex-ratio d'un mâle pour une femelle.

## II.4-ETUDE DE LA FONCTION DE LA REPRODUCTION AU COURS DE LA CROISSANCE CHEZ LA PERDRIX CHOUKAR

### II.4.1- Sexage des poussins

Pendant les 3 premiers mois, les mâles ont été reconnus par observation de l'oiseau tenu en main. Lorsque l'on observe un couple, Le mâle est généralement plus lourd que la femelle, par conséquent il a une allure générale du corps plus massive et moins fine que la femelle (Al Abbassi, 2006).

Pour les perdrix adultes et semi adultes, ils ont été reconnus à partir d'observation de l'ergot sur la partie interne et postérieure du tarso-métatarse (Fig.15), il est présent chez les mâles et absent chez les femelles (Birkan, 1977). Le sexe des perdreaux a été confirmé après sacrifice (Fig.16).



**Figure 15** : Sexage des perdrix choukars adulte par observation naturelle selon le critère d'apparition d'ergot (Originale, 2022). :

(a) Femelle adulte ; (b) mâle adulte





**Figure 16** : Appareils génitaux des perdreaux à l'âge de deux mois (Originale, 2022).

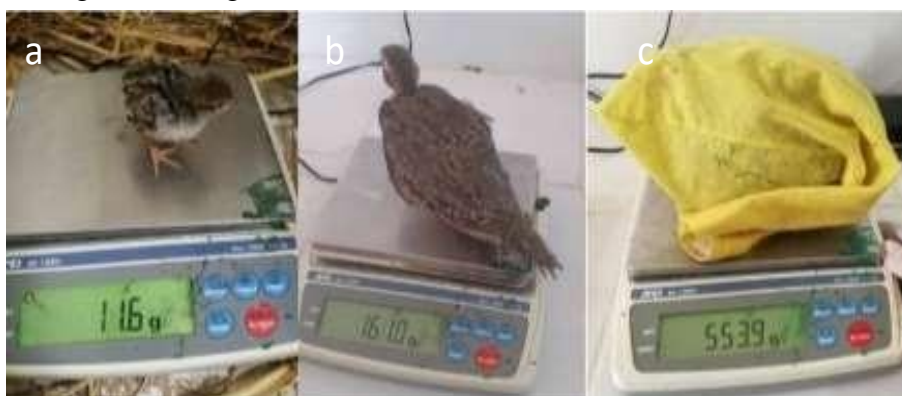
(a) mâle (b) femelle

## II.4.2-Mesures biométriques

Les mesures biométriques ont été réalisées sur l'ensemble des perdreaux à différents âges depuis l'âge de 3 jours jusqu'à l'âge de 12 mois avec un intervalle d'un mois. Lors de la manipulation, les perdreaux et les perdrix doivent être tenus avec une pression correcte, assez fermement pour les empêcher de se débattre mais en même temps assez délicatement de façon à ne pas restreindre leur respiration.

### II.4.2.1-Poids corporel

Nous mesurons le poids des oiseaux à l'aide d'une balance électronique (1200 g). Pour éviter de stresser les oiseaux lors de la pesée, nous avons utilisé un sac. Une fois l'oiseau calmé, il sera pesé immédiatement. A chaque fois on soustrait le poids du sac du résultat. Les résultats sont exprimés en gramme (Fig. 17).



**Figure 17** : Mesure du poids corporel (Originale, 2022).

a : 3J ; b : 2mois ; c : adulte

### II.4.2.2-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. 18a).

### II.4.2.3-Longueur du métatarse

La longueur du tarse est une mesure de la longueur de l'os. Elle est mesurée à l'aide d'une règle graduée en millimètre (Fig. 18b).

### II.4.2.4-Longueur de l'aile pliée

La mesure sur l'aile a été réalisée à l'aide d'une règle graduée en millimètre, la valeur lue correspond à la distance comprise entre l'articulation pliée du poignet et la plus longue des rémiges primaires (Fig. 18c).

### II.4.2.5-Longueur de l'ergot

La longueur de l'ergot a été mesurée à l'aide d'une règle graduée en métallique.



**Figure 18** : Mesure des paramètres biométriques (Original, 2022).

(a) tarse, (b) métatarse, (c) aile pliée

## II.4.3-Mesures des organes génitaux

### II.4.3.1- Protocole du prélèvement

Après la saignée, l'animal a été immobilisé sur la face ventrale avec les pattes avant et arrière redressées et écartées. Une boutonnière juste en avant de l'orifice a été faite. Une incision est pratiquée dans la peau puis dans la paroi du muscle. Tous les organes digestifs ont été externalisés en dehors de la cavité abdominale, mettant en évidence l'appareil génital in situ ; les deux organes (testicules et ovaires) des deux lots (mâle et femelle) ont été prélevés délicatement que possible afin de ne pas dégrader l'organisation tissulaire à l'aide d'une pince fine, et sont fixés séparément dans du formaldéhyde à 10% pendant 48h, puis transporté jusqu'à l'hôpital de Kolea pour effectuer une étude histologique.

### II.4.3.3- Poids des organes génitaux

Après le prélèvement des organes génitaux (ovaire, oviducte, testicule et les canaux excrétoire) des deux sexes à l'aide d'une pince fine, ils ont été pesés séparément à l'aide d'une balance électronique de précision (0.0001g) (annexe I) puis sont fixés dans le formol à 10% en vue d'une étude histologique.

### II.4.3.2- Détermination du volume des gonades

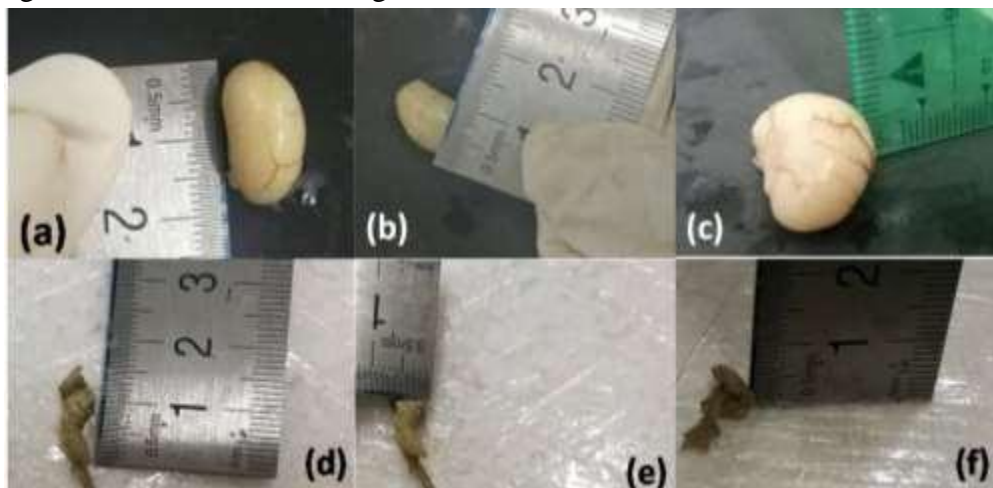
À l'aide d'une règle métallique graduée, on a mesuré la longueur, la largeur et

l'épaisseur des gonades (ovaire et testicule) (**Fig.19**) pour déterminer le volume des organes chez la perdrixchoukar au cours des différents stades de croissance.

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

$$V (cm^3) = 4/3 \times \pi \times AB^2$$

A : la longueur de testicule, B : la largeur de testicule.



**Figure 19** : Mesures des gonades d'une perdrix choukar :(a, b et c) testicule (d, e et f) ovaire aet d : la longueur ; b et e: largeur ;c et f: épaisseur(**Originale, 2022**).

#### II.4.4-Dosage biochimique et hématologique

Afin de faire les analyses biochimiques, des ponctions de la veine alaire des perdrix (adultes et semi-adultes) ont été réalisés avec des aiguilles appropriées (**Fig.20**) pour recueillir le sang veineux dans des tubes hépariné pour la biochimie (glycémie, calcémie et bilan lipidique) et EDTA pour la FNS puis centrifugés à 4000 tour/min pendant 5 min. Le plasma congelé à -20°C, puis transporté jusqu' au laboratoire d'analyse médicale. Le plasma recueilli est utilisé pour le dosage. Pour les perdreaux, le sang artério-veineux a été recueilli juste après la saignée.



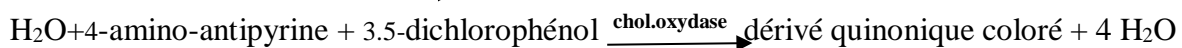
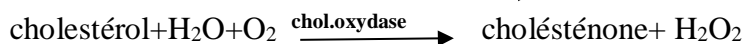
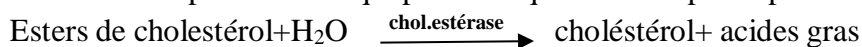
**Figure 20** : Prélèvement sanguin au niveau de la veine alaire chez une perdrix (**Originale, 2022**).

**II.4.4.1- paramètres biochimiques :****II.5.4.1.1-Glycémie**

Le glucose oxydase (GOD) catalyse l'oxydation du glucose en gluconate. Le peroxyde d'hydrogène (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) formé est détecté par un accepteur d'oxygène chromogène, le phénol, la 4-aminophénazone (4-la présence de peroxydase (POD) :

**II.4.4.3-Bilan lipidiques****A. Cholestérol total**

Le cholestérol présent dans le sérum ou le plasma, à travers les chaînes de réaction indiquées, forme un complexe coloré qui peut être quantifié le spectrophotomètre.

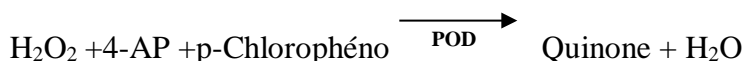
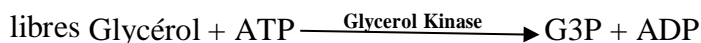
**B. Cholestérol – HDL**

Les fractions LDL et VDL des lipoprotéines sériques (lipoprotéines de basse et très très basse densité) se séparent du sérum par l'action précipitant d'un polysaccharide sulfaté en présence de cations divalents. On effectue ensuite la quantification du cholestérol des lipoprotéines de haute densité (cholestérol – HDL) présentes dans surnageant.

**C. Triglycérides**

Prélevez des triglycérides incubés avec de la lipoprotéinlipase (LPL), libérez du glycérol et des acides gras libres. Le glycérol est converti en glycérol-3-phosphate (GBP) et en adénosine-5-diphosphate (ADP) par le glycérol kinase et l'ATP. Le glycérol-3-phosphate (G3P) est ensuite converti par le glycérol phosphate déshydrogénase (GPO) en phosphate de dihydroxyacétone (DAP) et en peroxyde d'hydrogène (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>).

Dans la dernière réaction, le peroxyde d'hydrogène (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) réagit avec la 4-aminophénazone (4-AP) et le pchlorophénol en présence de peroxydase (POD) pour donner une couleur rouge STOF

**II.4.4.4- Calcium :**

Propriétés physico-chimiques : le calcium (Ca) est le métal le plus commun du groupe des alcalino-terreux. C'est l'élément chimique n°20, de masse atomique Ca=40,08. C'est un solide blanc, mou, de densité 1,54 qui fond à 810°C. Il s'oxyde à l'air en donnant de la chaux vive CaO, et se combine aussi à l'hydrogène, aux halogènes et à l'azote. Très réducteur, il se

dissout dans l'eau à froid. Il est bivalent. Très abondant dans la nature, il existe particulièrement sous forme de carbonates (roches calcaires), il se prépare par électrolyse de son chlorure (Domart et Bourneuf, 1977).

#### II.4.4.2- Paramètres hématologiques

Les paramètres hématologiques sont déterminés par la méthode de Coulter en utilisant l'auto analyseur spécifique de la FNS (mindray BC-3000 Plus).

Le mode de fonctionnement de cet automate est basé sur l'aspiration d'une quantité connue de sang total, dilué au préalable par des solutions de dilution adaptées pour chaque type de cellules. Pour la FNS, quelques paramètres hématologiques ont été traités automatiquement (les Globules rouges (GR), les globules blancs (GB), l'hémoglobine (Hb) et l'hématocrite (Ht).

Le sang est aspiré dans des canalicules de diamètres très faibles, permettant le passage des cellules « en file indienne », ce qui entrave la réception d'un faisceau lumineux par une cellule photoélectrique. Le dosage de l'hémoglobine est basé sur une méthode colorimétrique permettant à l'aide d'un acide (le cyanure de potassium) de transformer l'hémoglobine en cyan méthémoglobine. L'hématocrite ainsi que les indices érythrocytaires (VGM, CCMH et TGMH) sont calculés par intégration mathématique selon les formules classiques introduites dans le logiciel de calcul de l'automate. Cela n'empêche pas que la FN puisse être réalisé par un technicien de laboratoire sur un frottis sanguin à l'aide d'un microscope (Caquet, 2008). Les valeurs relatives de la formule leucocytaire sont établies sur la base de l'observation des frottis sanguins. Les valeurs absolues sont ensuite calculées sur la base du nombre total de globules blancs pour chaque perdrix.

##### A. Principe de Mesure de GB (globules blancs) /GR (globules rouges) /Plaquettes

Ils sont mesurés par la méthode de l'impédance, l'analyseur aspire un volume d'échantillon le dilue avec un volume de solution conductrice et délivre la dilution à l'unité de dosage où une paire d'électrodes est positionnée des deux côtés de l'ouverture pour créer une alimentation à courant constant. Le nombre d'impulsions générées indique le nombre de particules passées à travers l'ouverture et l'amplitude de chaque impulsion est proportionnelle au volume de chaque particule. Les lyses et les diluants modifient la taille de chaque type de GB de diverses manières et à des moments différents. Les GB sont ainsi séparés en 3 parties de la plus grande taille à la plus petite : lymphocytes, cellules de taille moyenne (y compris les monocytes, les éosinophiles et les basophiles) ainsi que les granulocytes ; le pourcentage de chacune est calculé comme suit :

$$\text{Lymph\%} = [\text{PL} / (\text{PL} + \text{PM} + \text{PG})]$$

$$\times 100 \text{Mid \%} = [\text{PM} /$$

$$(\text{PL} + \text{PM} + \text{PG})] \times 100 \text{Gran \%} =$$

$$[\text{PG} / (\text{PL} + \text{PM} + \text{PG})] \times 100$$

##### B. Mesure de l'hémoglobine (Hb)

L'hémoglobine est déterminé par la méthode colorimétrique, l'échantillon dilué est livré au bain de comptage de GB où il est mélangé à des bulles avec une quantité de lyse qui brise

les globules rouges et convertit l'hémoglobine en un complexe d'hémoglobine. Une lampe LED est montée sur un côté du bain et émet un faisceau de lumière monochromatique avec une longueur d'onde centrale de 530-535 nm. La lumière est reçue par un capteur optique monté sur le côté opposé. Le signal de tension est amplifié, mesuré et comparé aux lectures de références (lecture de diluant seulement) et l'Hg (g/L) sont mesurés et calculés automatiquement.

$$\text{Hg (g/L)} = \text{constant} \times \text{Ln (Blank photocurrent / sample photocurrent)}$$

### C. Hématocrite

L'hématocrite est le pourcentage en volume occupé par la population érythrocytaire dans le sang. Il varie selon le degré de dilution du sang et la numération érythrocytaire.

### D. Volume Globulaire Moyen (VGM)

Le VGM exprime le volume moyen d'une hématie. Il se mesure en  $\mu\text{m}$  et se calcule en effectuant le rapport de l'hématocrite (=Ht exprimé en pourcentage et multiplié par 10) à la numération globulaire (=NG exprimée en millions par  $\text{mm}^3$ ) (Pellier, 2004).

$$\text{VGM (fl)} = \text{Ht (\%)} \times 10 / \text{NG (millions/mm}^3\text{)}$$

### E. Concentration corpusculaire moyenne en hémoglobine (CCMH)

Le CCMH exprime la concentration moyenne de l'hémoglobine dans les globules rouges. Elle est obtenue en g/100ml en effectuant le rapport du taux d'hémoglobine (= Hb exprimé en g/100 ml et multiplié par 100) à l'hématocrite en pourcentage (Pellier, 2004).

$$\text{CCMH (g/dL)} = \text{Hb (g/dL)} \times 100 / \text{Ht (\%)}$$

### F. Teneur globulaire moyenne en hémoglobine (TCMH)

C'est la quantité d'hémoglobine présente en moyenne dans un globule rouge, elle est obtenue en pictogrammes en effectuant le rapport du taux d'hémoglobine (exprimé en grammes pur 100 ml et multiplié par 10) à la numération globulaires (exprimée en millions par  $\text{mm}^3$ ) (kolb, 1974).

$$\text{TCMH (pg)} = \text{Hb (g/d)}.10 / \text{NG (millions/mm}^3\text{)}$$

## II.5-TECHNIQUE HISTOMORPHOMETRIQUE

### II.5.1-Technique histologique

La préparation de coupes histologique permet une vue globale de la morphologie tissulaire après coloration de routine, ou une vue d'éléments tissulaires particulier après coloration spéciale. Le matériel spécifique utilisé pour les techniques histologiques est présenté en annexe.

#### II.5.1.1-Fixation

Le but de la fixation est de maintenir la structure cellulaire et tissulaire aussi proche que

possible de son état vivant. Le temps de fixation est critique pour le succès de la technique histologique, il doit être fait rapidement après la décapitation. Le fixateur utilisé dans nos expériences est du formol à 10 %. Chaque pièce est accompagnée d'une étiquette avec toutes les indications utiles.

Nous avons réalisé des coupes fines. Les coupes ont été mises dans des cassettes d'inclusion bien identifiées en préparation de l'étape de circulation.

### **II.5.1.2-Circulation**

La circulation rigidifie le tissu afin qu'il reste intact pendant la manipulation et puisse être tranché avant coloration et examen microscopique, le tissu reste dans le fixateur jusqu'au début du cycle de la circulation. Cette étape est réalisée par un automate à rotation appelé « l'automate ou le circulateur ». Le programme de circulation comprend les étapes suivantes ;

#### **a. Post Fixation**

Elle permet de compléter la fixation pour éviter que l'alcool utilisé dans l'étape suivante altère les propriétés chimiques du tissu, un bain de fixateur formol à 10%, pendant une durée de 1 h.

#### **b. Déshydratation**

Cette étape permet d'extraire toute l'eau du tissu et d'éliminer le fixateur, par l'alcool éthylique, en vue de l'imprégnation ultérieure dans la paraffine. Les cassettes contenant l'organe à étudier sont mises dans six bains d'éthanal de degré croissant [70° (1bain), 80° (1bains), 95° (1bains), 100° (3bains)]. La durée pour chaque bain est 2 heures chacun (Annexe I : fiche technique 1).

#### **c. Eclaircissement (ou clarification)**

Cette étape permet l'élimination complète des traces d'alcool éthylique et une bonne pénétration de la paraffine dans les tissus. Se fait par immersion dans trois bains de xylène afin de rendre les pièces transparentes. La durée est de 2 heures pour chacun.

#### **d. Imprégnation à la paraffine**

Il s'agit de la dernière étape de la circulation, Un mélange à base de paraffine est le milieu le plus couramment utilisé car il remplit bien toutes les cavités tissulaires, et fournit un support interne et externe pour le tissu. Elle s'effectue à chaud dans deux bains de paraffine liquéfiée à chaud à 60°C. La durée est de 2 heures pour chacun.

### **II.5.1.3-Inclusion**

Dans cette étape, on a utilisé des moules de métal et des cassettes en plastique sur lesquelles sont inscrites les indications de la pièce traitée, qui a été prélevée du milieu d'imprégnation à l'aide d'une pince chauffée puis placée dans les moules contenant la paraffine chaude. La paraffine fondue est versée dans les moules légèrement préchauffés à 45°C, puis Les cassettes sont déposées sur les moules. 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.

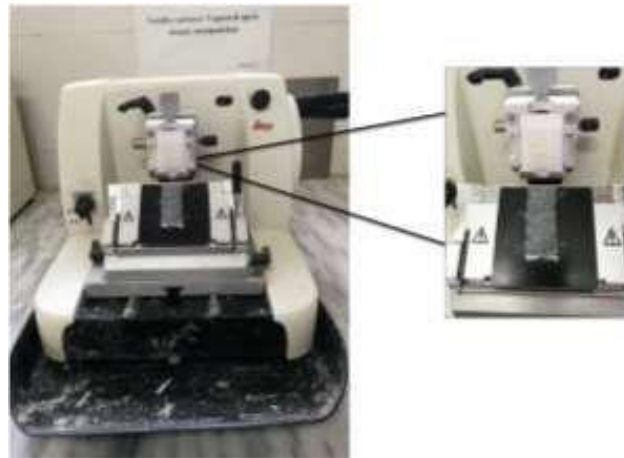


**Figure 21** : Etapes de l'enrobage (Originale, 2022).

#### II.5.1.4-Microtomie

##### a. Confection des coupes

Placer les blocs de paraffine au réfrigérateur pour refroidir afin que des tranches de 4-5  $\mu\text{m}$  puissent être faites à l'aide d'un microtome Leica semi-automatique. Tout d'abord, montez le bloc sur le support de bloc du microtome qui est réglé à 20  $\mu\text{m}$  afin d'éliminer l'excès de paraffine. Lorsque la pièce apparaît dans la coupe, la dimension est réduite à 5  $\mu\text{m}$  pour obtenir des coupes minces en forme de rubans.



**Figure 22** : microtome semi-automatique de type Leica (Originale, 2022).

##### b. Etalement des coupes

Dans un bain marie, après avoir sélectionné les rubans appropriés (fragments de tissulaires clairs, sans plis), les déposer dans l'eau distillée chauffée à 37°C pendant quelques minutes, puis les étaler délicatement sur la lame. A l'aide d'un diamant, l'indication de l'échantillon est pré-gravée sur la lame correspondante. Ces lames ont ensuite été placées dans des paniers (portoirs à lames) et séchées dans une étuve à 90.5°C pendant 30 min afin non seulement d'obtenir une bonne fixation des échantillons sur les lames mais aussi de ramollir la paraffine.

#### II.5.1.5-Coloration

Le but de la coloration étant de rendre plus visibles les différents composants cellulaires



et tissulaires, une coloration classique à l'hématoxyline-éosine (HE) a été réalisées. C'est une coloration de routine où l'Hématoxyline colore les noyaux en bleu violet, et l'Eosine colore le cytoplasme en rouge ou en rose. Les coupes ont été colorées dans un automate de coloration (annexe), comme suite ;

#### a. Déparaffinage

Avant toute coloration, il est nécessaire de préparer le tissu. Tout d'abord, les lames doivent être trempées dans un bain de xylène pendant 20 minutes par un automate de coloration pour éliminer la paraffine du tissu. Cette étape permet au colorant de mieux imprégner ce dernier.

#### b. Réhydratation

Son but est d'éliminer le xylène des tissus et de le remplacer par de l'eau. Elle se traduit par le passage de panier des lames a colorées par l'automate dans trois bains d'éthanol à concentration décroissante ; respectivement 100° pendant 1 minute, 95° et 70° pendant 30 secondes, puis un bain de l'eau courante pendant 10 minutes pour le rinçage des lames avant coloration.

#### c. Coloration, déshydratation éclaircissement des coupes

L'automate de coloration doit d'abord immerger les lames dans un bain d'hématoxyline HARRIS pendant 2 minutes, puis rincer à l'eau courante pendant 5 minutes, puis dans un bain d'ammoniaque pendant 15 secondes, puis rincer à nouveau à l'eau courante pendant 5 minutes. Les lames ont été colorées à l'éosine pendant 5 minutes puis rincées à l'eau courante pendant 10 minutes. La lame est ensuite plongée dans un bain d'éthanol à 90° pendant 30 secondes pour éliminer l'humidité résiduelle des coupes, c'est la déshydratation.

Enfin le programme de l'automate est terminé, la dernière étape est celle de l'éclaircissement ; le panier de lames colorées est placé manuellement dans le bain de xylène sous la hutte (annexe) pendant une nuit en préparation de l'étape suivante : montage.

#### d. Montage et observation

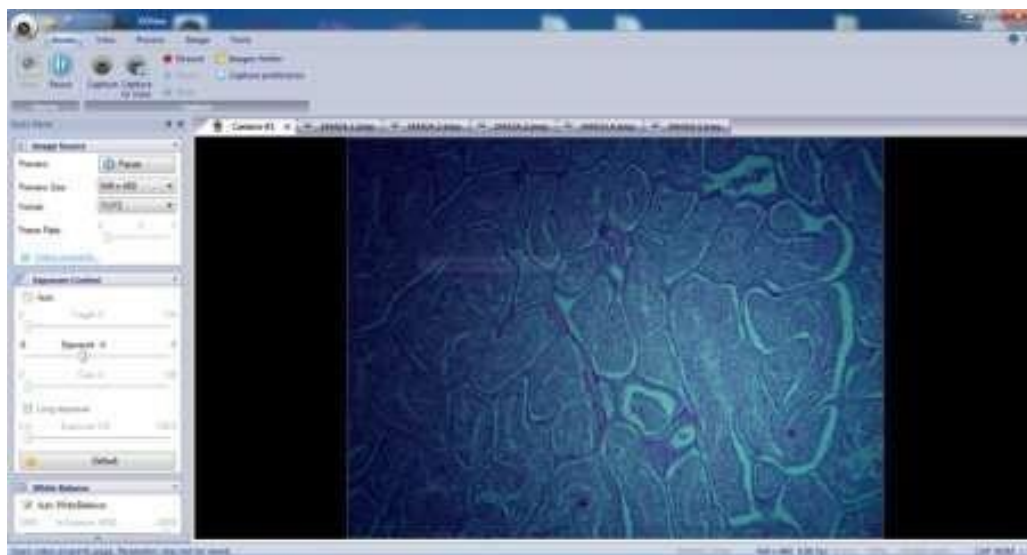
Le montage est l'opération qui consiste à conserver les colorations à l'aide de l'Eukitt qui permet l'adhérence entre la lame et la lamelle, une légère pression sur la lamelle permettant de chasser les bulles d'air (fig.23). Après montage, les lames sont séchées sur papier absorbant, nettoyées au xylène puis observées au microscope photonique (annexe).



**Figure 23** : Etapes de montage (Originale, 2022).

L'observation des coupes colorées est effectuée à l'aide d'un microscope optique. Cet appareil permet d'obtenir une image agrandie (20 à 1000 fois) par une combinaison optique de la coupe éclairée par une lumière qui la traverse.

Les images sont capturées par un appareil photo numérique (HiROCAM, MA88-500, BME lab and Science, St. Paul, USA) connecté à un microscope photonique (Optika B 235, Italie) *via* le logiciel TS View (Microscopes America, Cumming, GA, USA) (Fig.24).



**Figure 24** : Photo représentant la capture d'une image d'aspect histologique par un appareil photo numérique (HiROCAM, MA88-500, BME lab and Science, St. Paul, USA) connecté à un microscope (**originale, 2022**)

### II.5.2-Etude morphométrique

L'étude morphométrique a été réalisée à l'aide du logiciel de traitement d'images « Axio Vision » qui permet de mesurer, à l'échelle microscopique, les structures histologiques des testicules étudiés, sur les micrographies réalisées. Les paramètres mesurés sont la surface des tubes séminifères, la surface des lumières, leurs diamètres respectifs et la hauteur de l'épithélium séminifère, pour tous les points d'âges étudiés. Les diamètres et les hauteurs sont mesurés en  $\mu\text{m}$ , et les surfaces en  $\mu\text{m}^2$ . Nous avons pris différentes sections sur différents testicules, droit et gauche. Les sections mesurées sont celles qui montrent les structures les plus régulières possible, afin de travailler sur un échantillon homogène. Les sections allongés et/ou contournés ne sont que le reflet du contournement des tubes séminifères dans les testicules (Fig.25).

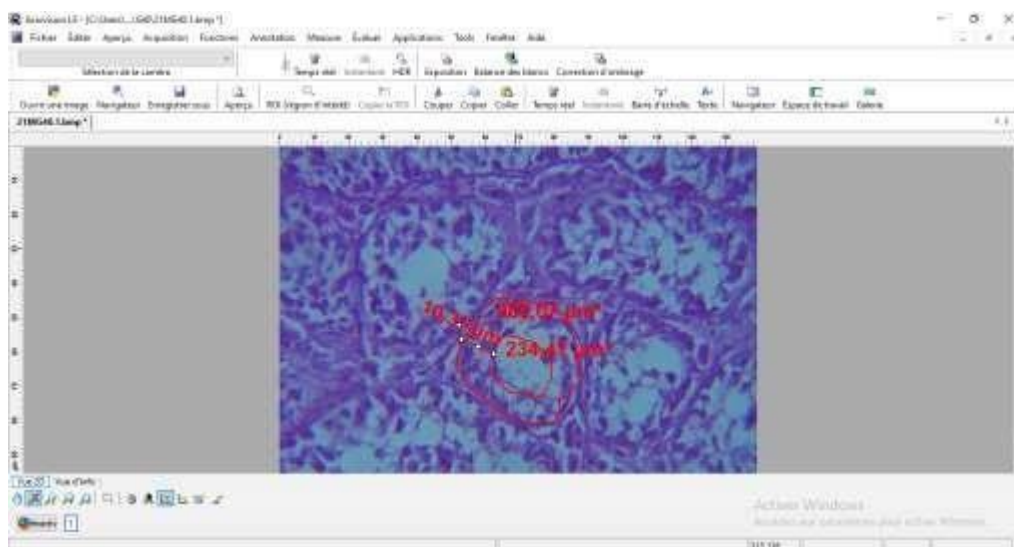


Figure 25 : Analyse morphométrique sur logiciel AxioVision (originale, 2022)

## II.6- ETUDE STATISTIQUE

Les résultats obtenus sont présentés sous forme de moyennes  $\pm$  ESM. La moyenne arithmétique des valeurs individuelles est calculée pour chaque mois et pour chaque paramètre et les valeurs de l'erreur standard à la moyenne « ESM » ont été calculées par Excel. Après collection des données, les tests de Shapiro Wilk ont été appliqués pour une vérification de la normalité et de l'égalité des variances. Les présentations graphiques sont tracées grâce au l'EXCEL 2013. La validité statistique des différences est calculée par l'ANOVA à une voie et le test de Student en utilisant le logiciel GraphPad PRISM version Trial et par l'ANOVA à deuxvoies utilisant le logiciel SPSS version 23. Le test Tukey est utilisé pour la comparaison *post hoc* entre les groupes expérimentaux. La significativité des différences est retenue au taux de 5%.

- *Moyenne arithmétique (x) des valeurs individuelles*

$$\bar{x} = \frac{\sum_{i=1}^n x_i}{n} \quad \mathbf{x} : \text{Somme des valeurs individuelles, } n: \text{nombre de valeurs}$$

- *Erreur Standard à la Moyenne (E.S.M)*

$$\text{ESM} = \frac{\delta}{\sqrt{n}} \quad \text{avec} \quad \delta = \sqrt{\frac{\sum (x_i - \bar{x})^2}{n-1}} \quad \delta : \text{Ecart type } \mathbf{x_i} : \text{Valeurs individuelles}$$

- *Validité statistique* : La différence entre deux moyennes comparées est statistiquement significative si la probabilité « p », lue en fonction du nombre de degrés de liberté ( $d.d.l = n_1 + n_2 - 2$ ) est égale ou inférieure à 5%.

Si  $p > 0,05$  : différence non significative (ns).

Si  $0,01 < p < 0,05$  : différence significative (\*).

Si  $0,001 < p < 0,01$  : très significative (\*\*).

Si  $p < 0,001$  : hautement significative (\*\*\*)

# **CHAPITRE III**

**Résultats**

**&**

**Discussion**

### III.1-RESULTATS

Dans ce chapitre, les résultats obtenus dans notre travail seront représentés et interprétés en quatre parties :

- La première partie concerne l'évolution des mesures biométriques ainsi que les paramètres pondéraux et l'aspect macroscopique des organes reproducteurs des perdreaux.
- La deuxième partie rapporte l'aspect microscopique des organes reproducteurs des perdrix à différents stades d'âge.
- La troisième partie traite l'aspect histo-morphométrique des tubes séminifères durant la période de développement postnatal du testicule sur laquelle s'étend notre étude.
- La dernière partie concernera les paramètres biochimiques et hématologiques (FNS).

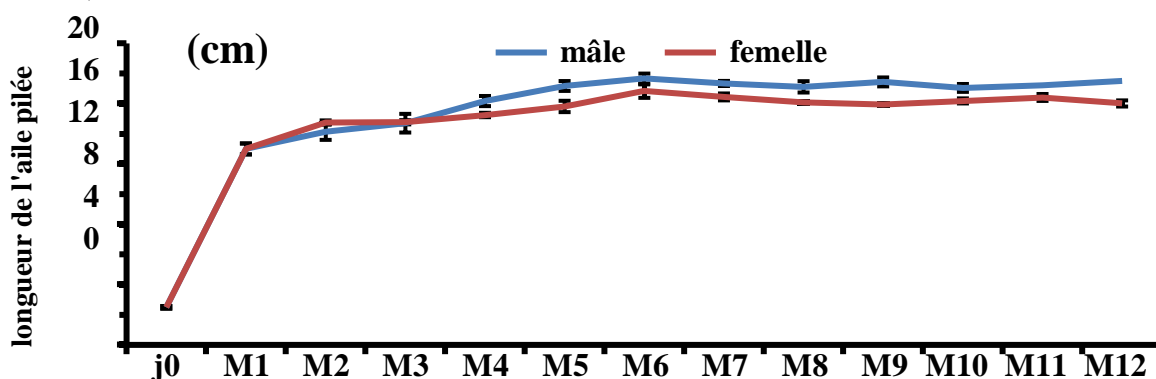
#### III.1.1- Evolution des paramètres biométriques et pondéraux des perdrix

##### III.1.1.1- Evolution des paramètres biométriques

##### III.1.1.1.1- Evolution de la longueur de l'aile pliée

Selon la **figure 26 et le tableau AI**), la longueur de l'aile pliée suit un profil en évolution chez les deux sexes. En effet, à l'âge de 3 mois, la longueur est de  $14,7 \pm 0,61$  cm chez mâle et  $14,75 \pm 0,14$  cm chez la femelle, elle évolue progressivement pour atteindre une valeur maximale de  $17,5 \pm 0$  cm et de  $16 \pm 0,20$  cm chez mâle et la femelle respectivement. A l'âge de 12 mois, cette augmentation est hautement significative en comparant (Oj vs M3 : 495 % ;  $p = 0,0001$  et 483% :  $p = 0,0001$ ) chez mâle et la femelle respectivement et elle devient statistiquement non significatives comparant les perdreaux entre le quatrième et douzième [(5% ;  $p = 0,11$ ) chez le mâle et (11% ;  $p = 0,06$ ) chez la femelle]. Le test de Student a montré qu'il existe une différence statistiquement très significative comparant le mâle par rapport à la femelle ( $p = 0,0051$ ). Le test ANOVA à deux voies, a montré qu'il existe une forte interaction hautement significative ( $p = 0,00073$ ) entre le sexe et l'âge.

La longueur de l'aile pliée est corrélée positivement avec le poids corporel, elle est hautement significative chez le mâle ( $r = 0,85$  ;  $p = 0,00041$ ) et très significative chez la femelle ( $r = 0,79$  ;  $p = 0,0018$ ).



**Figure 26 :** Evolution de la longueur moyenne de l'aile pliée, chez les deux sexes d'*Alectoris chukar*. au cours de la croissance

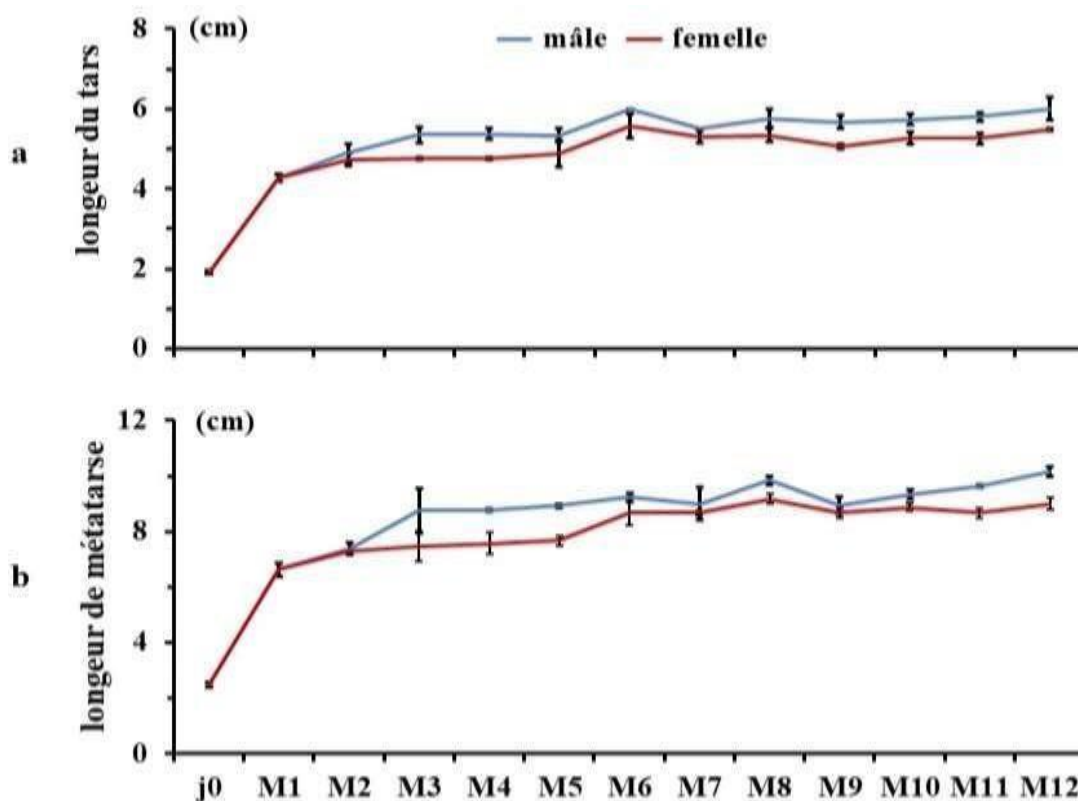
### III. 1.1.1.2-Evolution de la longueur du tarse et du métatarse

#### A- Evolution de la longueur du tarse

Selon la **figure 27a** et le **tableau AI**, la longueur moyenne du tarse évolue selon un profil de croissance linéaire et continu chez les deux sexes des perdreaux à l'âge adulte ;

La longueur moyenne du tarse entre 0j et 5mois est de  $1,9 \pm 0,04$  cm vs  $5,33 \pm 0,20$  cm chez le mâle et vs  $4,86 \pm 0,33$  mm chez la femelle. Une stabilisation de la croissance est observée entre 7mois et 2mois ( $5,5 \pm 0$ cm vs  $6 \pm 0,28$ cm chez le mâle ;  $5,3 \pm 0,15$ mm vs  $5,47 \pm 0,02$ mm chez la femelle). Chez les deux sexes, l'augmentation est hautement significative entre 0j et 1mois (124% ;  $p=0,0001$ ) et elle devient statistiquement non significatives entre (3M vs 6M ; 7M vs 12M) (12,14% :  $p=0,27$  ; 9,09% :  $p=0,07$ ) chez mâle et (17% :  $p=0,05$  ; 3.3% :  $p=0,99$ ) chez la femelle. Le test t de Student a montré qu'il existe une différence statistiquement très significative comparant le mâle par rapport à la femelle ( $p=0,0033$ ). Le test ANOVA à deux voies, a montré qu'il n'existe pas d'interaction entre le sexe et l'âge ( $p=0,92$ ).

La longueur du tarse chez les deux sexes des perdrix est corrélée positivement de façon hautement significative ( $r=0,88$  ;  $p=0,0001$ ) avec le poids corporel.



**Figure 27** : Evolution moyenne de la longueur du tarse et du métatarse en fonction de l'âge, chez les deux sexes d'*Alectoris chukar*

a : longueur du tarse

b : longueur du métatarse

### B- Evolution de la longueur du métatarse

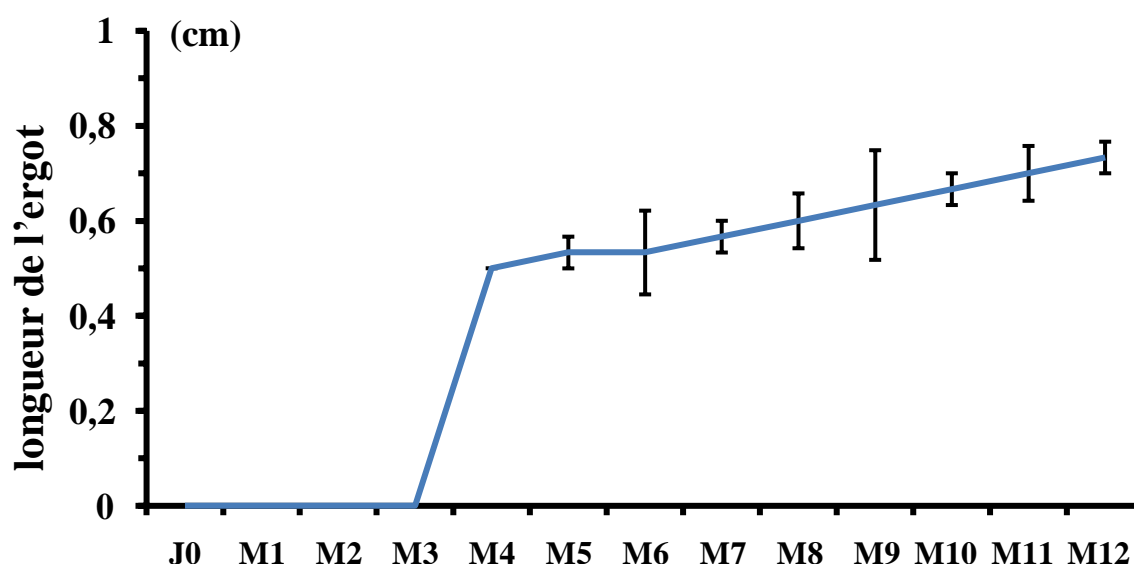
Selon la **figure 27b** et le **tab AI**, La longueur moyenne du métatarse chez les deux sexes des perdreaux évolue selon un profil de croissance linéaire et continu, en effet :

La longueur moyenne du métatarse des perdreaux des deux sexes à 0j est de  $2,48 \pm 0,08$  mm, elle atteint une valeur maximale à l'âge de 8 mois et 12 mois ( $9,83 \pm 0,16$  mm ;  $10,16 \pm 0,16$  mm) chez le mâle et ( $31,7 \pm 1,4$  mm ;  $9,16 \pm 0,16$  mm) chez la femelle. Cette augmentation est hautement significative entre 0j vs 2 mois chez les deux sexes (196% ;  $p=0,0001$ ), elle devient statistiquement non significative entre 6 mois vs 12 mois (10% ;  $p=0,47$ ) chez le mâle et (3.93% ;  $p=0,99$ ) chez la femelle. Le test ANOVA à deux facteurs, a montré qu'il n'existe pas d'interaction entre le sexe et l'âge ( $p=0,52$ ).

La longueur du métatarse est corrélée positivement avec le poids corporel, elle est hautement significative ( $r=0,91$  ;  $p=0,00003$ ) chez le mâle et ( $r=0,88$  ;  $p=0,00014$ ) chez la femelle.

#### III. 1.1.1.3- Evolution de longueur de l'ergot

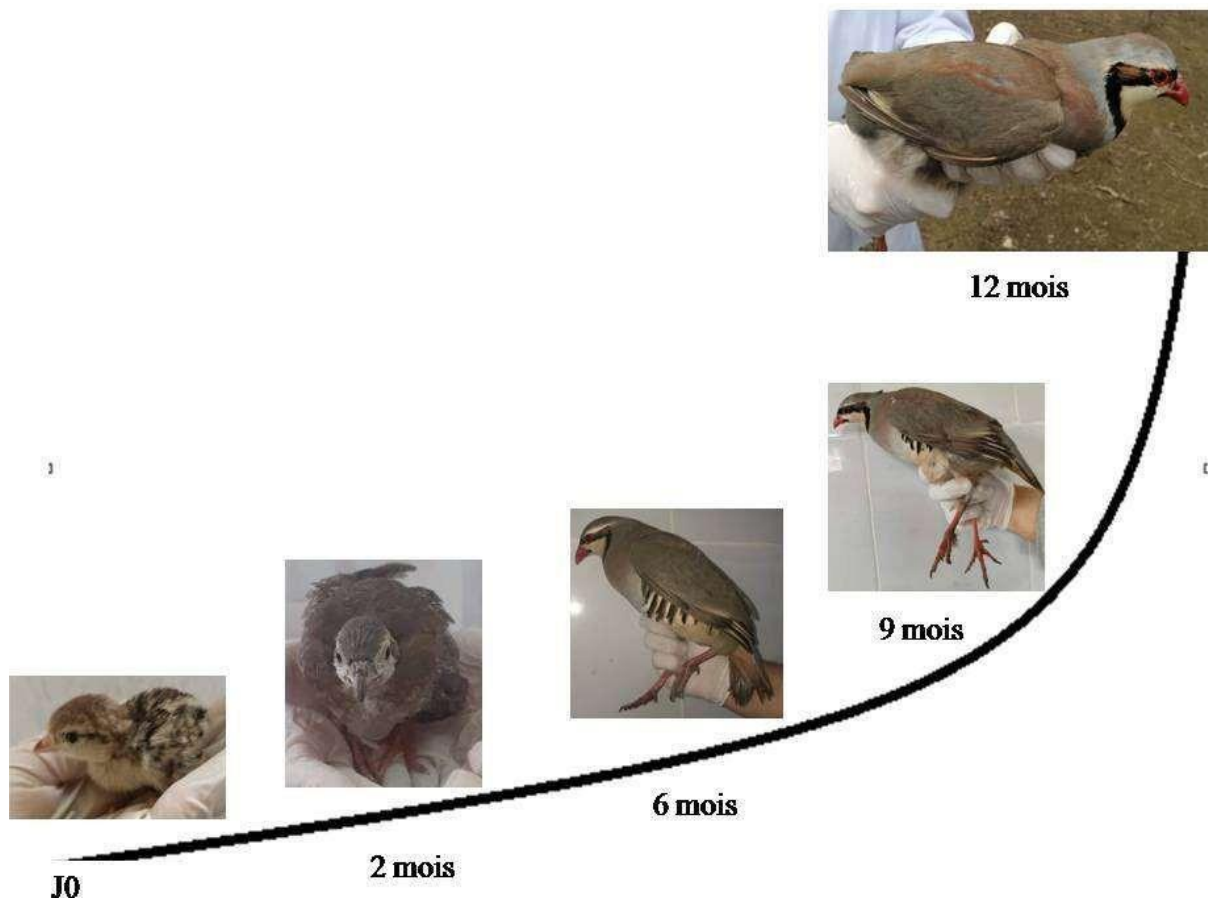
Ce paramètre n'apparaît qu'à l'âge de 4 mois ( $0,4 \pm 0$  mm), puis il subit une augmentation progressive au cours de la croissance du 4 mois à 12 mois ( $0,4 \pm 0$  mm vs  $0,73 \pm 0,03$  mm).



**Figure 28** : Evolution moyenne de la longueur de l'ergot en fonction de l'âge, chez les deux sexes d'*Alectoris chukar*.

### III. 1.1.1.4-Evolution des paramètres pondéraux

Evolution générale du corps des perdrix en fonction de l'âge est présentée dans la figure ci-dessous

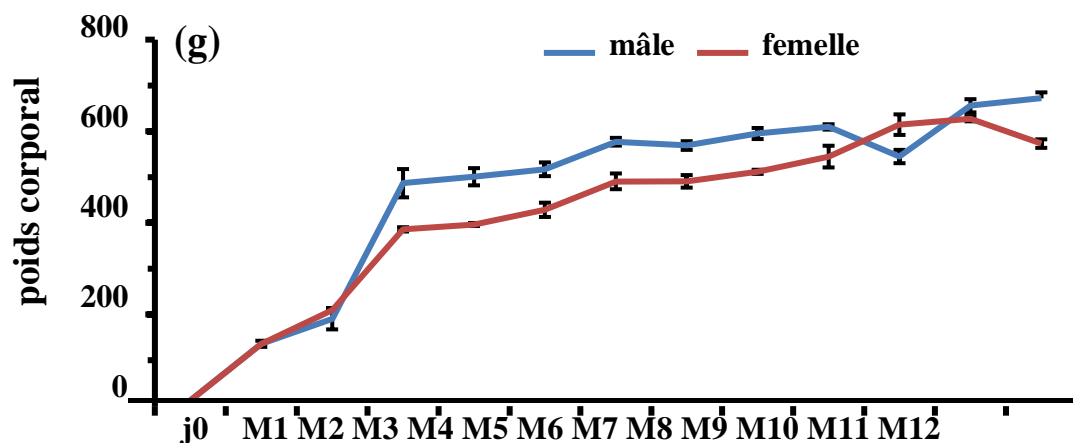


**Figure 29** : Evolution morphologique corporelle des perdrix en fonction de l'âge (originale, 2022).

D'après la **fig. 30 et le Tab.AI** ; le poids de la femelle est plus faible par rapport à celui du mâle. En effet, le poids corporel suit une évolution graduelle, à l'âge de l'éclosion le poids est de  $12,41 \pm 0,46g$  puis il atteint des poids de  $609,6 \pm 5,7g$  chez le mâle et  $544,6 \pm 4,5g$  chez la femelle. A l'âge de 10mois, on note une diminution chez le mâle ( $545 \pm 14,5g$ ) et une augmentation chez la femelle ( $614,3 \pm 22,5g$ ). Cependant, à l'âge de 12mois, on note une augmentation chez le mâle ( $639 \pm 22g$ ) et une diminution chez la femelle ( $573,2 \pm 9,3g$ ). Ces augmentations sont hautement significatives (0j vs M5 : 4062% ;  $p= 0,0001$  et 3352% :  $p= 0,0001$ ) chez mâle et la femelle respectivement et elles deviennent statistiquement non significatives comparant les perdreaux du sixième et du douzième mois [(16,8% ;  $p=0,3$ ) chez le mâle et (16,5% ;  $p=0,3$ ) chez la femelle].

Le test de Student a montré qu'il existe une différence statistiquement très significative comparant le mâle par rapport à la femelle ( $p= 0.019$ ). Le test ANOVA à deux voies, a montré qu'il existe une interaction significative entre le sexe et l'âge ( $p=0,031$ ).





**Figure 30** : Evolution du poids moyen corporel en fonction d'âge, chez les deux sexes d'*Alectoris chukar*.

### III.1.2- Aspect macroscopique de l'appareil génital chez la perdrix choukar

#### III.1.2.1- Aspect macroscopique de l'appareil génital mâle

Les testicules des oiseaux sont intra-abdominaux. Ils sont lâchement suspendus à la paroi dorsale du corps par de courts plis péritonéaux, le mésorchial et médial. Les voies reproductrices appariées se trouvent le long de la paroi dorsale du corps. Chaque tractus se compose d'un testicule, d'un épидидyme et d'un canal déférent très alambiqué longeant l'uretère.

Les testicules des perdreaux sont en forme d'haricot de couleur blanchâtre, ils présentent des vaisseaux sanguins à la surface. Leur taille et leur poids augmentent avec l'âge des perdreaux. En effet, ils sont présents qu'à partir du deuxième mois de croissance (**Fig.31**).

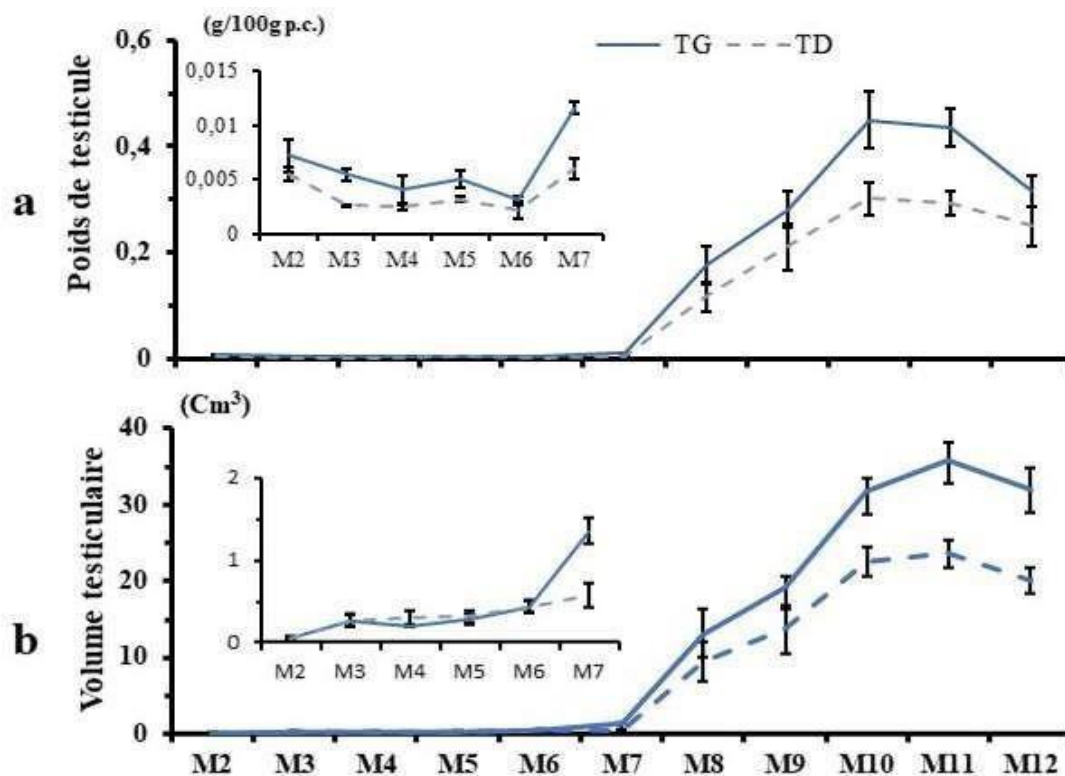


**Figure 31** : Aspect macroscopique de l'appareil génital mâle de perdrix à différents âges.

#### III.1.2.1.1- Evolution du poids testiculaire

### A. Dimorphisme testiculaire

Le poids du testicule gauche semble légèrement supérieur à celui du testicule droit (**Fig.32 :Tab. AII**) Les différences sont statistiquement non significatives à la fois pour le poids testiculaire (28 % ;  $p = 0,13$ ) et le volume testiculaire (28 % ;  $p = 0,94$ ).



**Figure 32** : Evolution du dimorphisme testiculaire chez la perdrix choukar au cours de la croissance

(a) Poids testiculaire en valeur relative

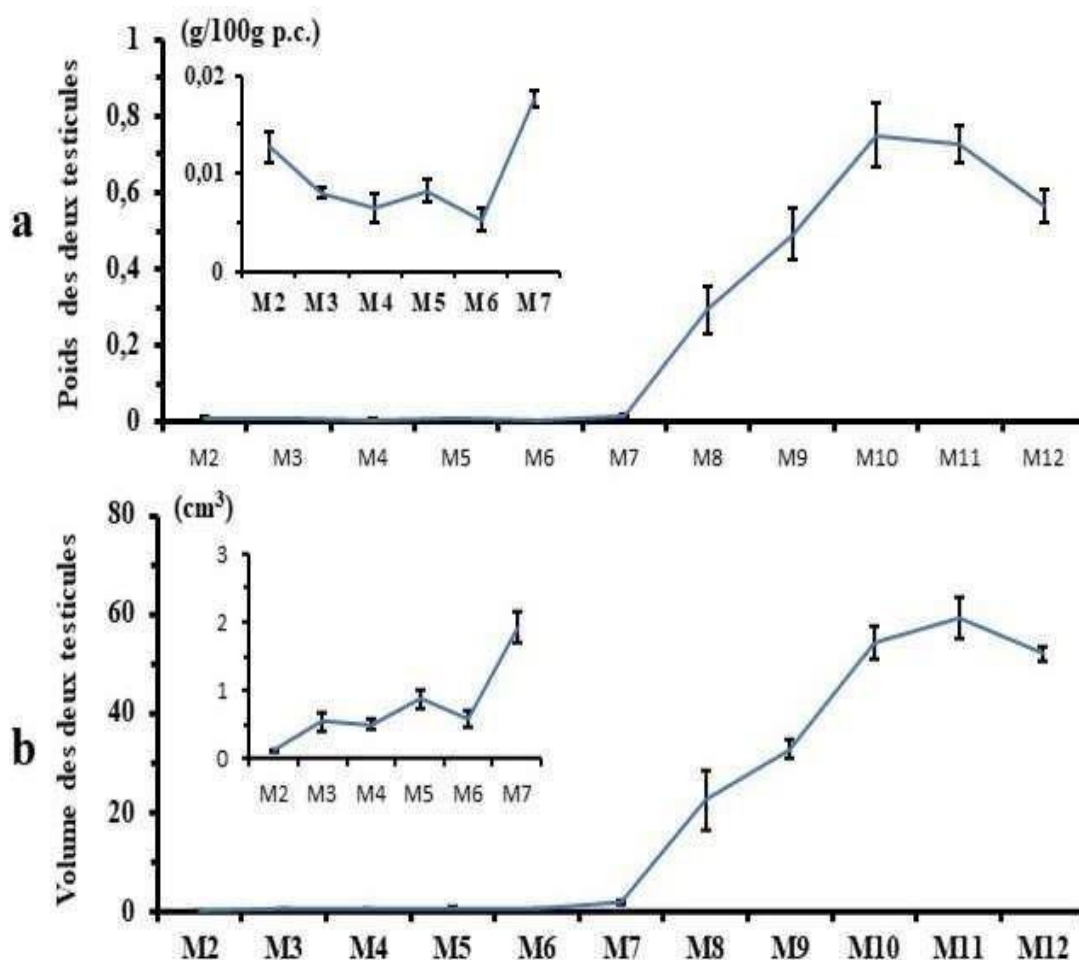
(b) Volume testiculaire en  $\text{cm}^3$

### B. Evolution du poids et du volume des deux testicules

Pour ce paramètre, les perdrix mâles n'ayant pas de testicules au cours du premier mois ont été exclus, l'évolution du poids des testicules en fonction de l'âge n'a commencé donc qu'au deuxième mois de croissance.

Le poids relatif testiculaire des perdreaux suit une évolution lente entre le 2mois et 7 mois ( $0,012 \pm 0,0015$  vs  $0,101 \pm 0,005$ ), alors qu'elle devient nette et rapide à l'âge de 8mois ( $1,67 \pm 0,36$ ), 10mois ( $4,56 \pm 0,46$ ) et 11mois ( $4,73 \pm 0,40$ ), une légère diminution est notée à l'âge de 12mois ( $0,56 \pm 0,044$ ) (**figure 33a et le tableau AIII**), L'augmentation n'est significative qu'à l'âge de 8 mois, en effet, les différences sont de -95% ( $p=0,0017$ ) entre 2mois vs 8mois et -99% ( $P=0,0001$ ) entre 6mois vs 10mois ; alors qu'elles deviennent non significatives (28% ;  $p=0,22$ ) entre 11mois vs 12mois. Les mêmes constatations ont été notées pour le volume testiculaire (**Fig.33b tableau AVI**).

Le poids des testicules est corrélé positivement et de façon significative avec le poids corporel ( $r=0.74$  ;  $p=0.0051$ ).



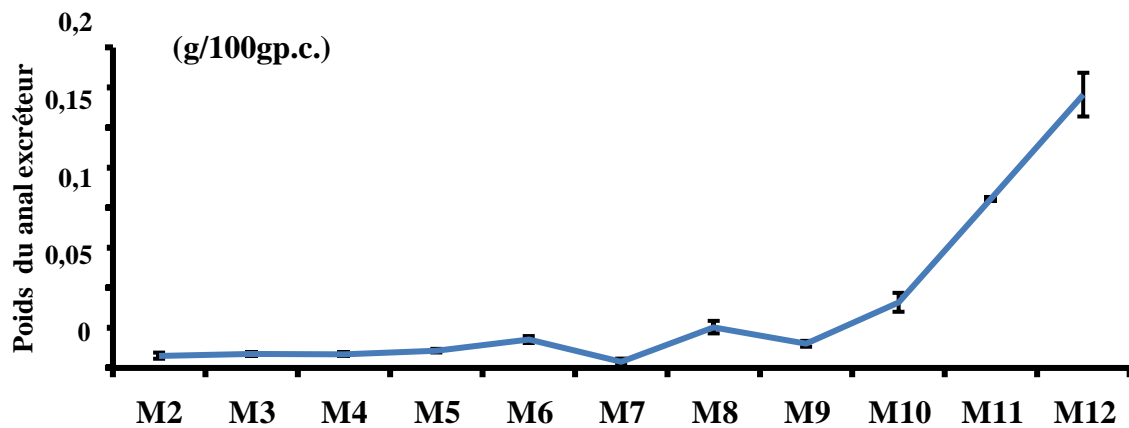
**Figure 33 :** Evolution testiculaire chez la perdrix choukar au cours de la croissance

(a) Poids testiculaire en valeur relative

(b) Volume testiculaire en  $\text{Cm}^3$

### III.1.2.1.2- Evolution du poids des canaux excréteurs

Le poids relatif des canaux excréteurs (épididyme et canal déférent) des perdreaux suit une évolution linéaire minimale entre 2mois ( $0,0017 \pm 0,0019$ ) et 6 mois ( $0,017 \pm 0,0021$ ), alors que l'augmentation est progressive du 7<sup>ème</sup> au 10<sup>ème</sup> mois ( $0,0037 \pm 0,0019$ ) et devient importante à partir de 10 mois jusqu'à 12 mois ( $0,17 \pm 0,013$ ) (**Fig.34 : tableau AV**). Les différences ne sont pas significatives de 2mois jusqu'à 11mois (1313% ;  $p=0.9999$ ), tandis qu'à l'âge de 12 mois, la différence est hautement significative comparé au 2<sup>ème</sup> mois (74.6% ;  $p=0.0004$ ).



**Figure 34** : Evolution du poids des canaux excréteurs des testicules des perdrix choukar au cours de la croissance

### III.1.3- Aspect microscopique de l'appareil reproducteur mâle de la perdrix choukar

#### III.1.3.1- Aspect microscopique du testicule de la perdrix choukar

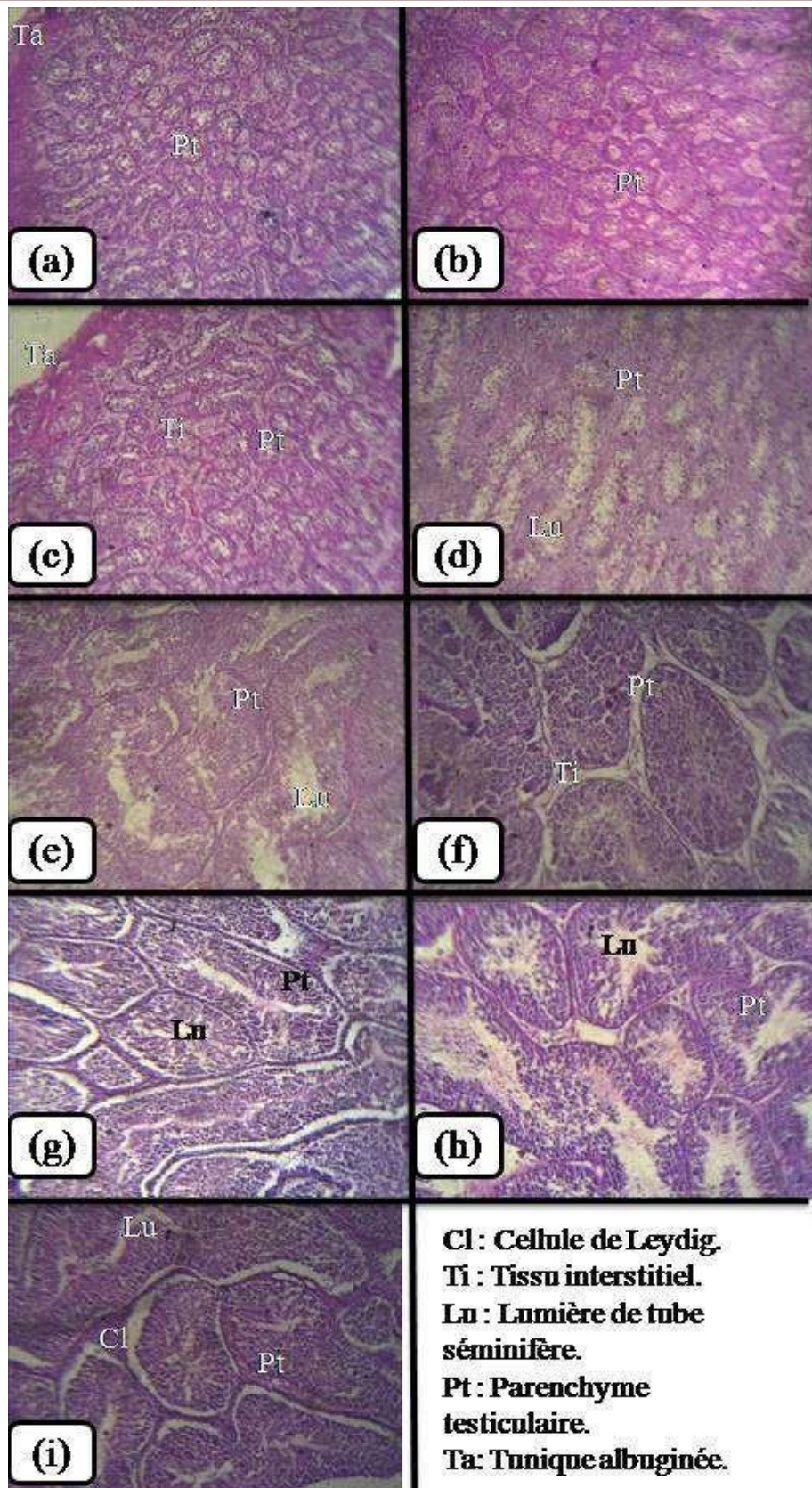
Les résultats structuraux des testicules des perdreaux choukar, au cours de la croissance, âgés de 2mois jusqu'à 12mois sont basés sur les observations histologiques des micrographies à différents grossissements 10, 40,100.

Nous avons observé une série de tubes séminifères au cours de la croissance qui recueillent les produits de l'épithélium séminifère. Les tubes séminifères sont constitués d'une lumière centrale bordée par un épithélium séminifère qui contient des cellules germinales (possibilité de présence des spermatozoïdes selon l'âge).

#### ✚ Au faible grossissement (×100)

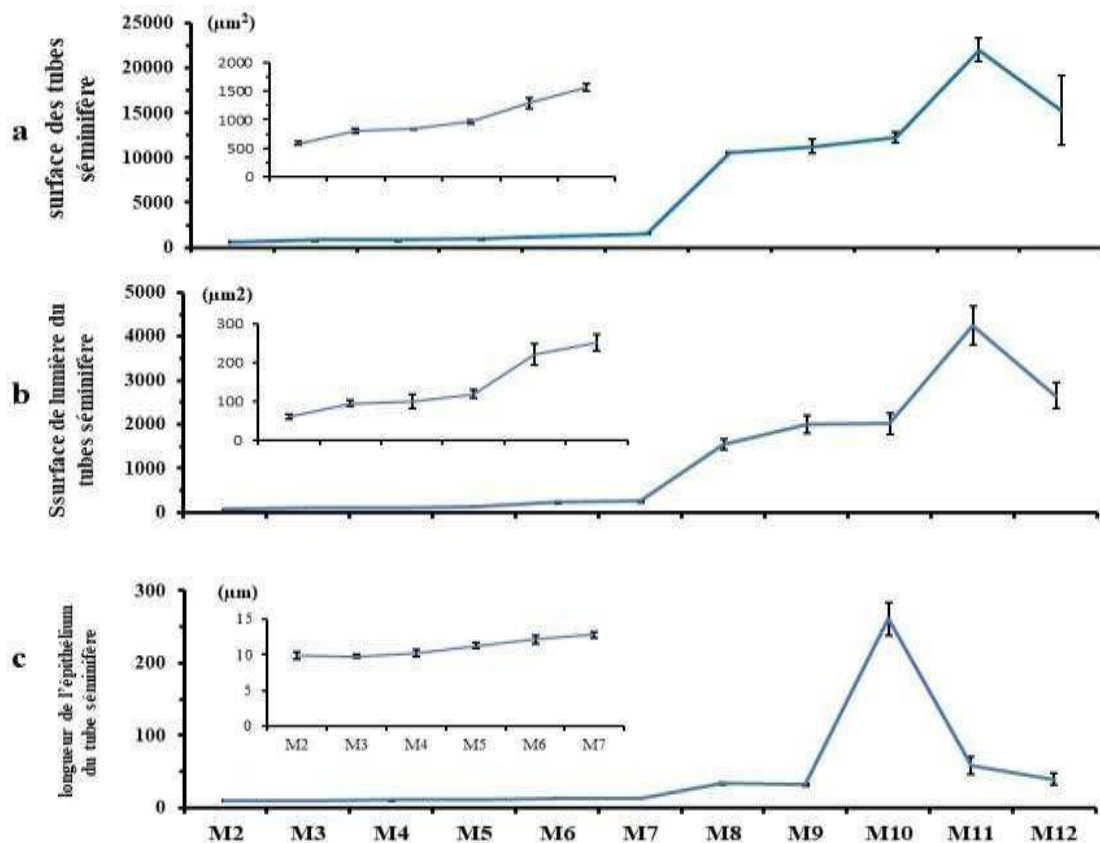
L'observation microscopique des perdreaux à l'âge de 3M, 5M, 6M et 7M (Fig. 38 a, b, c, d) montre que le testicule est entouré d'une enveloppe conjonctive fine, l'albuginée, notant qu'elle n'émet aucun prolongement vers l'intérieur du testicule, ce qui explique l'apparence de l'espace intra-testiculaire non compartimenté. Cependant, une évolution remarquable de la taille des tubes séminifères, organisés de façon très rapprochée et séparés les uns des autres par un espace interstitiel, est observée à l'âge 8M, 9M, 10, 11m et 12M (Fig. 38 e, f, g, h, i) ; ils sont formés par un épithélium séminifère présentant une lumière très volumineuse avec de nombreux spermatozoïdes comparé à ceux du précédent.





**Figure 38 :** Coupes transversales au niveau des testicules des perdrix choukar à différents stades de croissance :  
 (a) : 3M ; (b) : 5M ; (c) : 6M ; (d) : 7M ; (e) : 8M ; (f) : 9M ; (g) : 10M ;(h) : 11M;(i) : 12M ;  
 observée au microscope photonique Gr×100 ; colorée à HE

L'étude morphométrique (Fig. 39 : Tab VII) a montré qu'à l'âge de 3 mois et 6 mois, les surfaces des tubes sont de  $807,09 \pm 39,56 \mu\text{m}^2$  et  $1288,15 \pm 88,47 \mu\text{m}^2$  respectivement, la différence est statistiquement non significative (59% ;  $p=0,999$ ). La lumière des tubes est de  $95,55 \pm 8,69 \mu\text{m}^2$  à 3 mois et de  $221,55 \pm 28,35 \mu\text{m}^2$  à 6 mois présentant une différence est de 131% ( $p=0,999$ ). En comparant l'âge de 7 mois par rapport à 12 mois, ayant respectivement des surfaces des tubes de  $1563,22 \pm 54,58 \mu\text{m}^2$  et  $15293 \pm 1010 \mu\text{m}^2$  ainsi que celles de la lumière de  $251 \pm 21,53 \mu\text{m}^2$  et  $2644 \pm 293 \mu\text{m}^2$ , nous remarquons que les différences sont statistiquement hautement significatives pour la surface des tubes (878% ;  $p=0,0001$ ) et pour la lumière (952% ;  $p=0,0001$ ).



**Figure 39 :** Evolution de la morphométrie du tube séminifère chez la perdrix choukar à différents stades de croissance

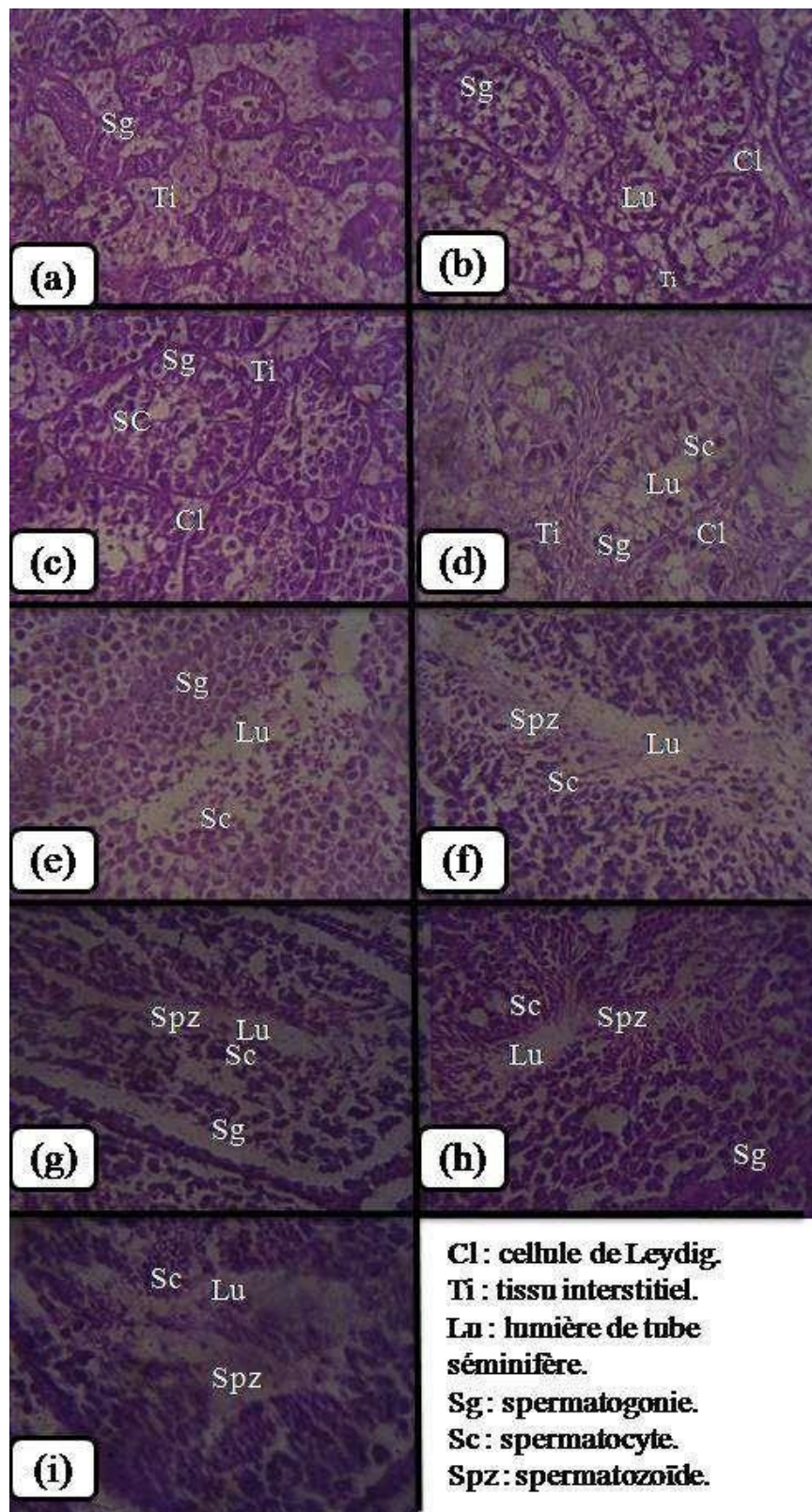
a ; surface des tubes séminifères

b : surface de lumière du tube séminifère

c : longueur de l'épithélium du tube séminifère

#### ✚ Au fort grossissement

➤ ( $\times 400$ ) : Nous observons des petites plages claires au centre des tubes séminifères qui vont former la future lumière du tube, nous notons aussi que l'espace interstitiel se resserre progressivement avec la croissance des tubes séminifères, désignant ainsi la forme triangulaire typique, délimitée par trois tubes séminifères adjacents qui renferment notamment les cellules de Leydig à noyaux arrondies, disposées en amas ou dispersées dans l'espace inter tubulaire. Le nombre de ces cellules Leydig est rare ou invisible (Fig 40 b, c) par rapport au stade ultérieure (Fig 40.c, d, e, f, g, h, i).

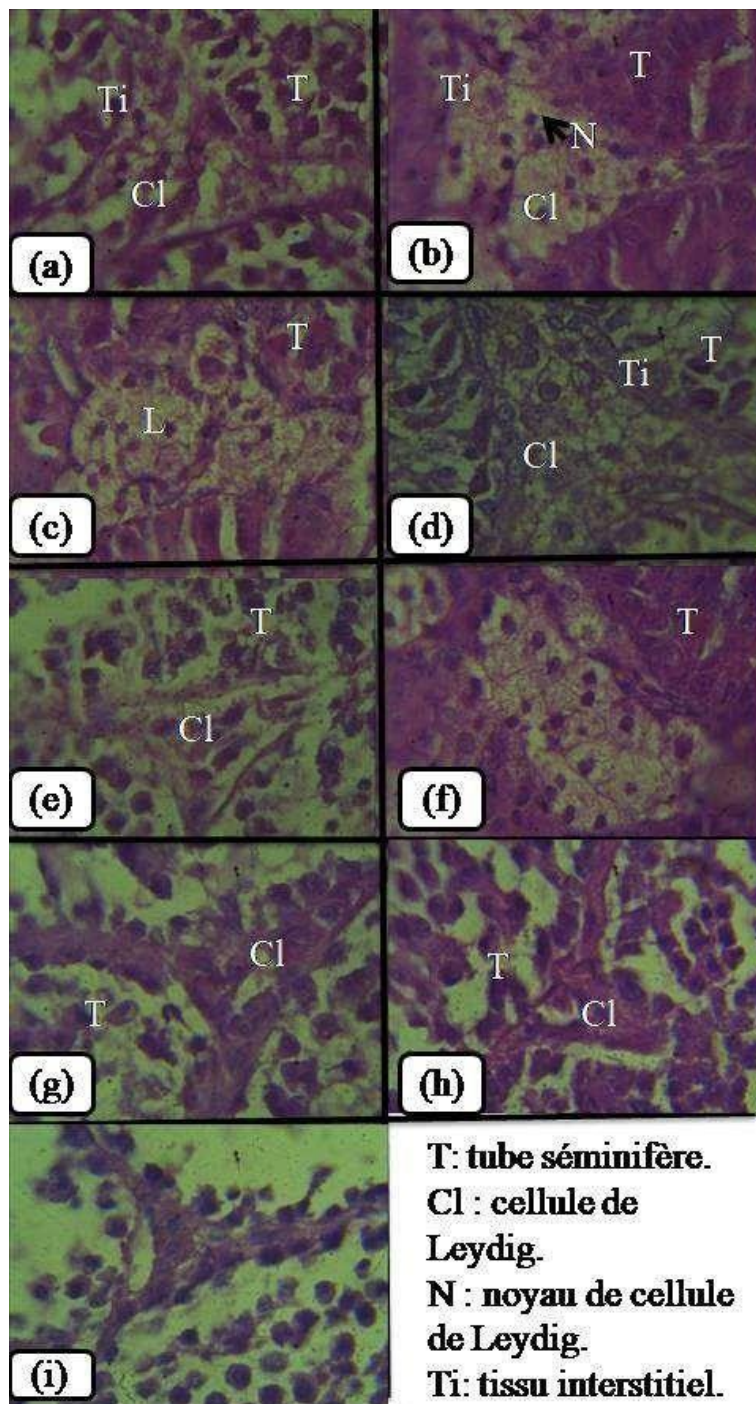


**Figure 40 :** Coupes transversales au niveau des testicules des perdrix choukar à différents stades de croissance :

(a) : 3M ; (b) : 5M ; (c) : 6M ; (d) : 7M ; (e) : 8M ; (f) : 9M ; (g) : 10M ; (h) : 11M ; (i) : 12M ; observée au microscope photonique Gr×400 ; colorée à HE



➤ **G \*100** : Ce grossissement permet de mieux voir les cellules de Leydig qui sont disposées à proximité de la paroi des tubes séminifères. Nous avons observé dans l'espace intertubulaire testiculaire les cellules de Leydig avec une membrane plasmique ramifiée. Le noyau et le cytoplasme sont hypertrophiés, le noyau a une forme arrondie avec un contour régulier et est situé au centre de la cellule, il possède une masse importante de chromatine décondensée (Fig. 41 e, f, g, h, i).



**Figure 41** : Coupes transversales au niveau des testicules des perdrix choukar à différents stades de croissance :

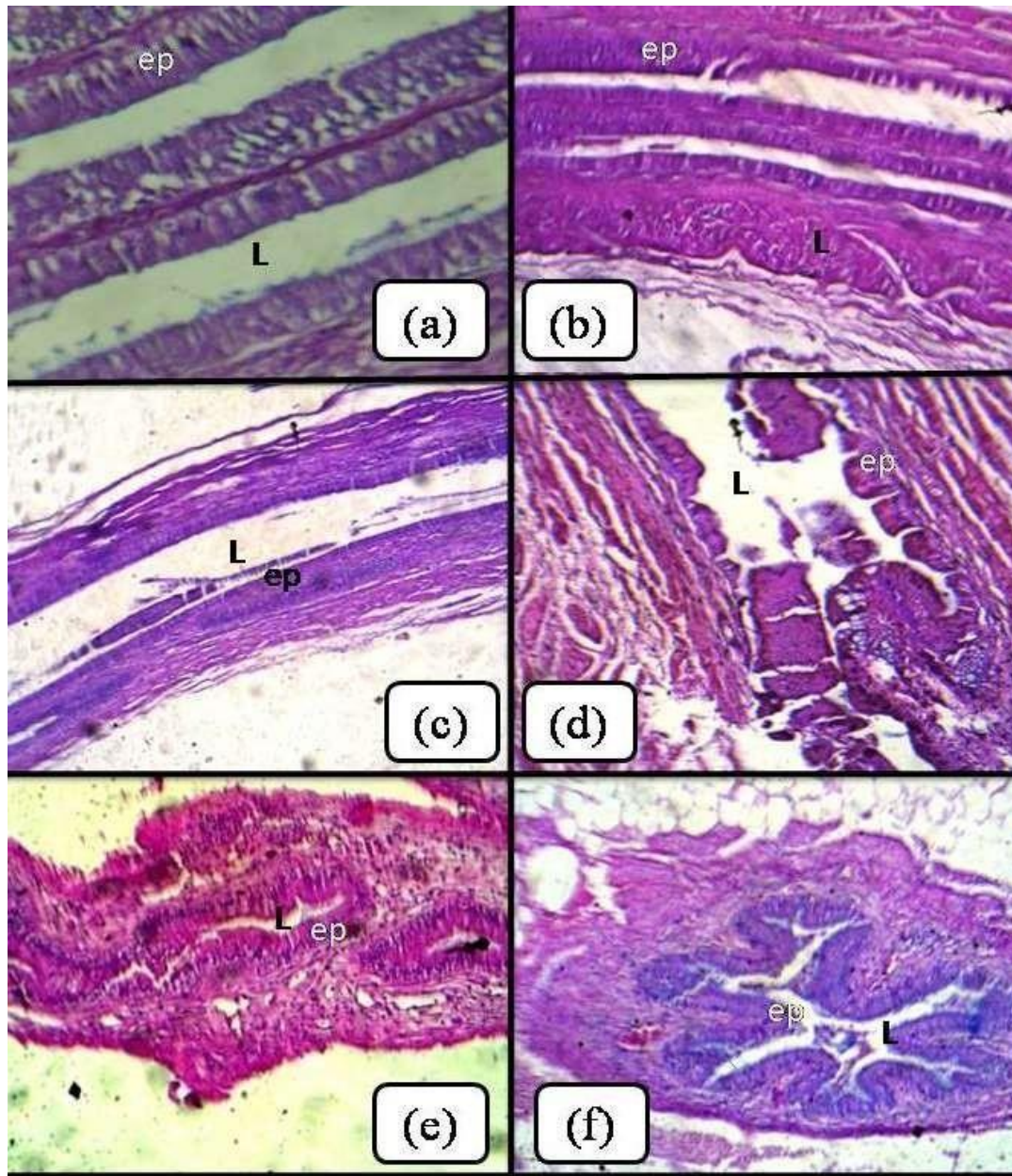
(a) : 3M ; (b) : 5M ; (c) : 6M ; (d) : 7M ; (e) : 8M ; (f) : 9M ; (g) : 10M ; (h) : 11M ; (i) : 12M ; observée au microscope photonique Gr×1000 ; colorée à HE.

## III.1.3.2- Aspect microscopique des canaux excréteurs de la perdrix choukar

## III.1.3. 2.1- Evolution structurale du canal déférent

## ✚ Au faible grossissement x 100

La paroi du canal déférent est formée de tunique muqueuse, tunique sous muqueuse, tunique musculaire et adventice, séreuse. L'épithélium est étroit et entrecoupe la lumière pendant le stade jeune (Fig. 42 a, b, c, d, e, f) par rapport au stade adulte avec présence des invaginations, et une lumière étroite (Fig. 42 e,f)



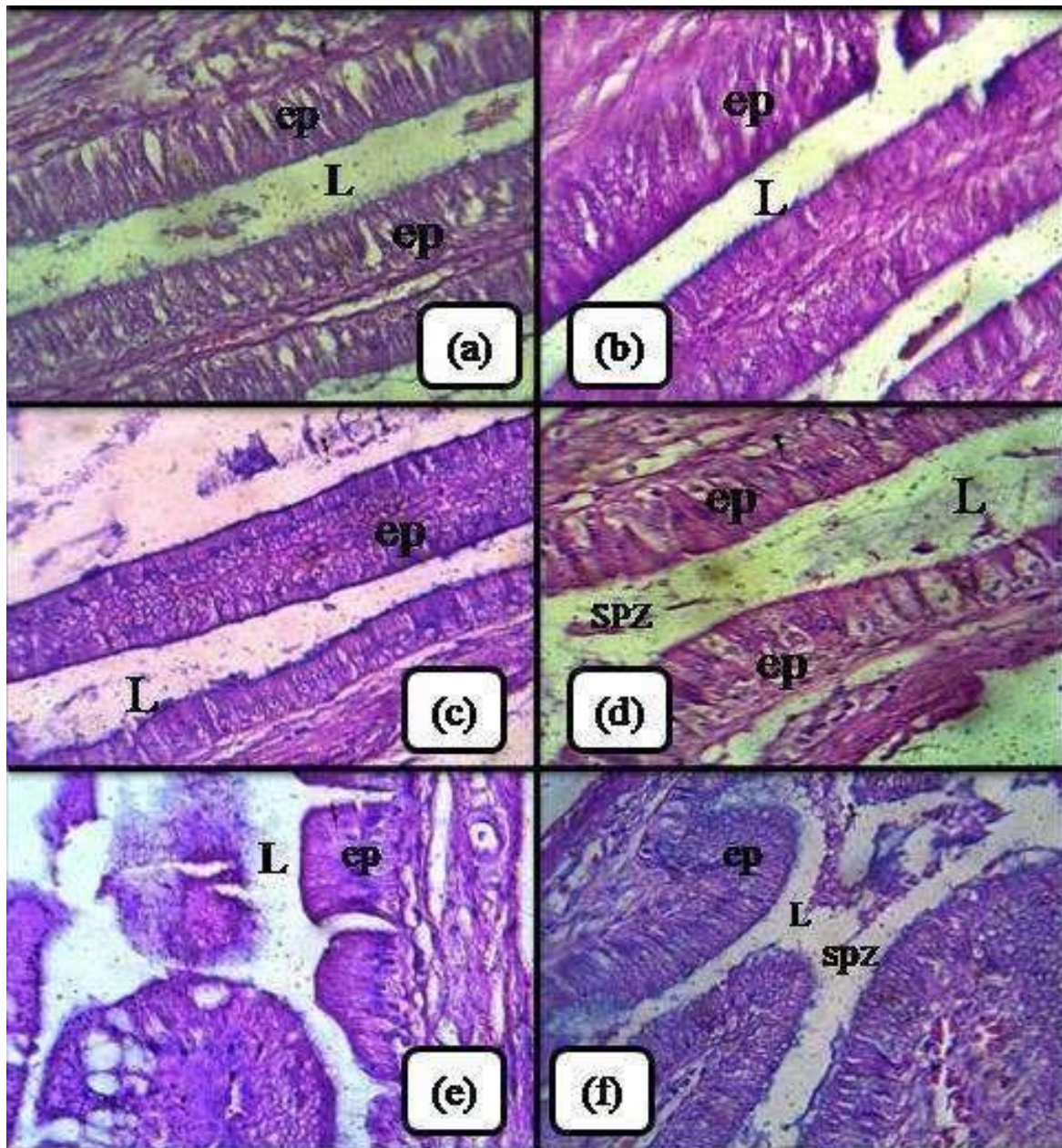
**Figure 42 :** Coupes transversales au niveau des canaux déférents des perdrix choukar à différents stades de croissance :

(a) : 3M ; (b) : 6M ; (c) : 7M ; (d) : 8M ; (e) : 10M ; (f) : 12M.

Observée au microscope photonique Gr×100 ; colorée à HE.

✚ Au fort grossissement Grx 400

L'épithélium est étroit et entrecoupe la lumière, celle-ci est très large dépourvue de spermatozoïdes marquée par les microvillosités bordant l'extrémité apicale des cellules principales. Les cellules sont hautes et étroites et possèdent un noyau de forme ovale en position basale. Dans (43 e,f) les cellules épithéliales sont hautes avec des microvillosités apicales, le tissu conjonctif du chorion est formé de faisceaux de fibres conjonctives très rapprochées.



**Ep: cellule épithélial. Spz: spermatozoïde. L: lumière.**

**Figure 43 :** Coupes transversales au niveau des canaux déférents des perdrix choukar à différents stades de croissance :

(a) : 3M ; (b) : 6M ; (c) : 7M ; (d) : 8M ; (e) : 10M ; (f) : 12M.

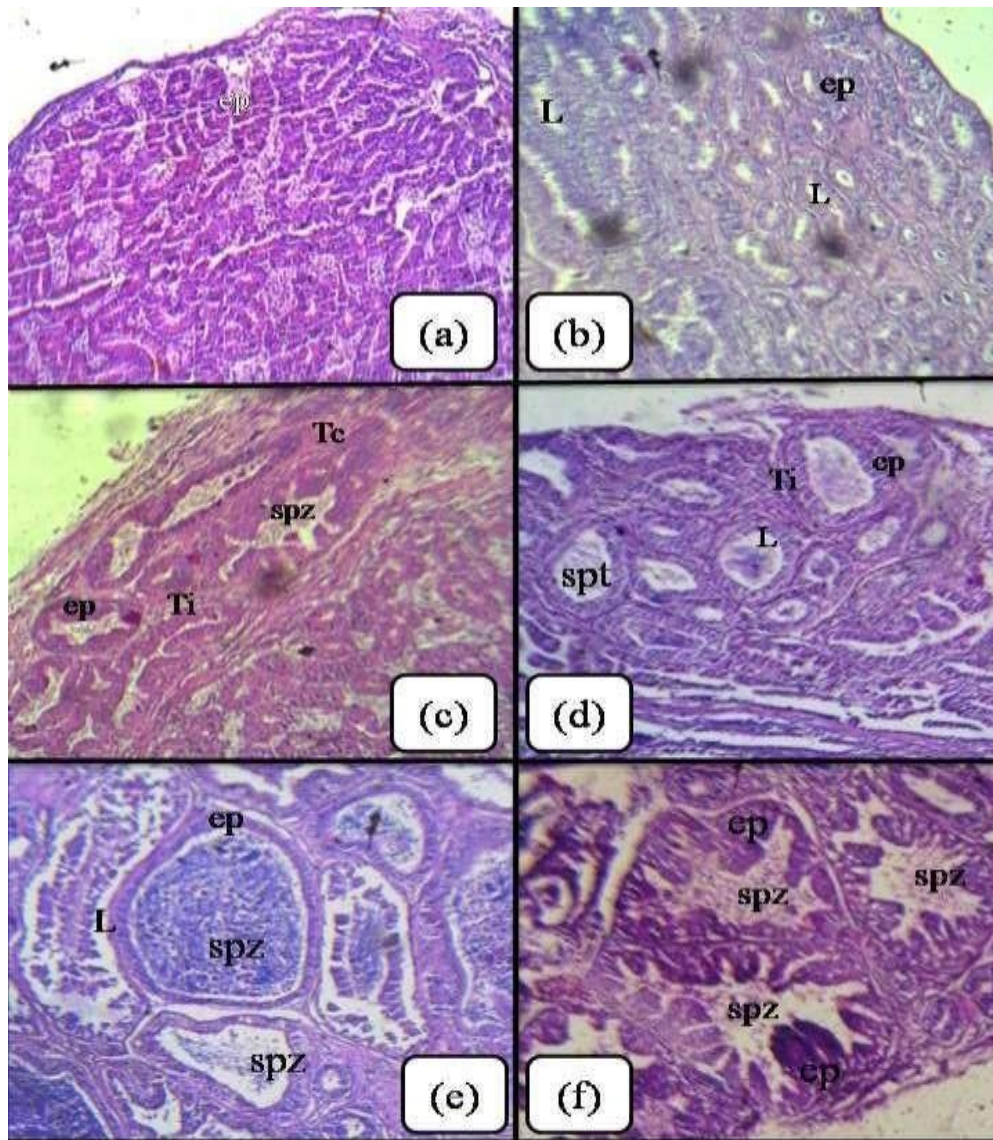
Observée au microscope photonique Gr×400 ; colorée à HE.

### III.1.3. 2.2- Evolution structurale de l'épididyme

Dans cette étude, nous avons réalisé des coupes transversales et longitudinales au niveau de l'épididyme chez la perdrix qui nous ont permis de voir la structure générale de l'épididyme.

#### ✚ Au faible grossissement Gr x 100

La figure 44 (a, b) montre que l'épididyme des perdreaux à l'âge jeune est formé de petits lobules séparés par des travées conjonctives caractérisés par un épithélium épais contenant deux types de cellules : des petites cellules basales et des grandes cellules principales, notant l'absence des spermatozoïdes dans leur lumière.



**Ep: cellule épithélial. Spz: spermatozoïde. L: lumière. tissu inertielle.**

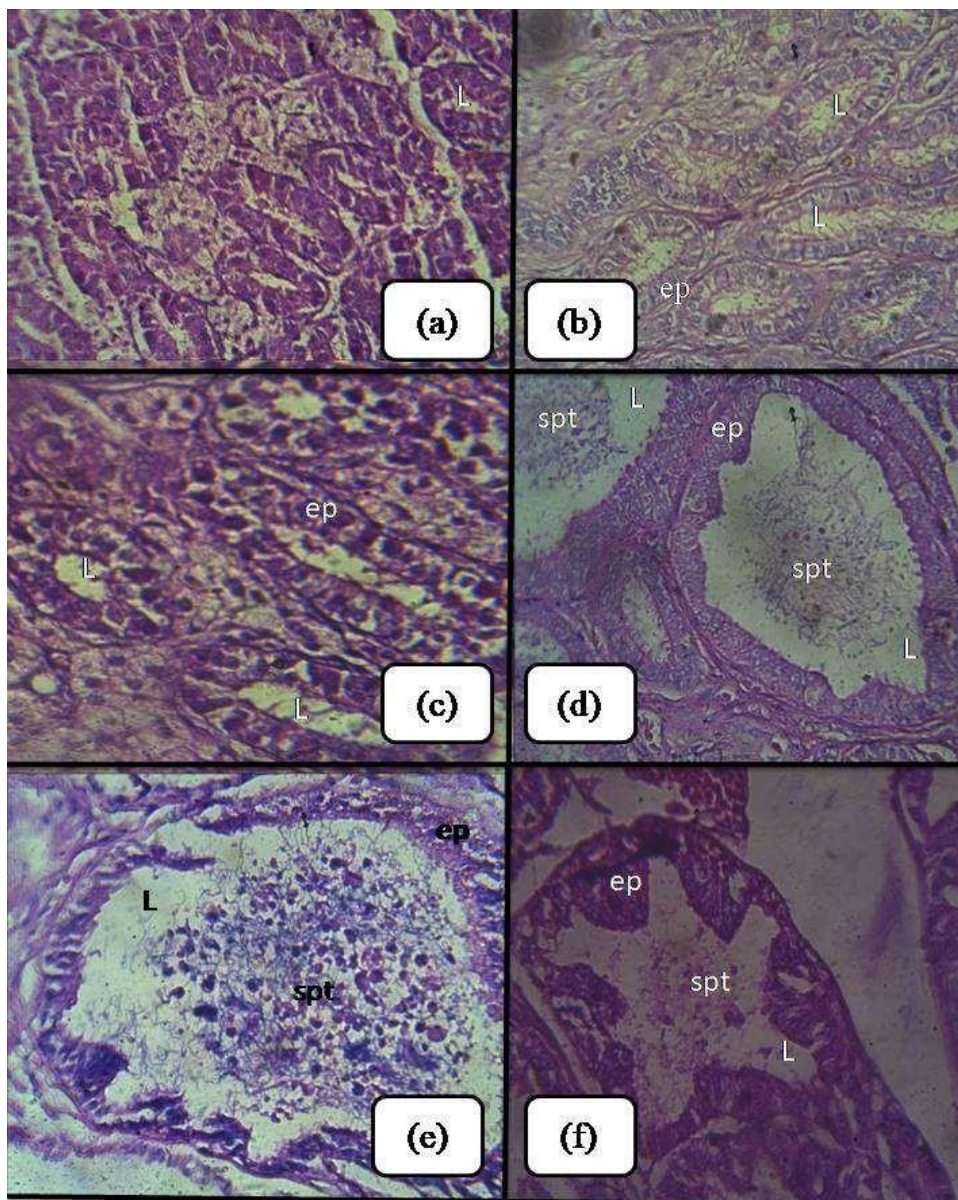
**Figure 44 :** Coupes transversales au niveau de l'épididyme des perdrix choukar à différents stades de croissance :

(a) : 3M ; (b) : 6M ; (c) : 7M ; (d) : 8M ; (e) : 10M ; (f) : 12M. ;  
Observée au microscope photonique Gr×100 ; colorée à HE.

✚ Au fort grossissement Gr x 400

La figure 44 (c, d, e, f) montre que l'épididyme à l'âge adulte est formé de lobules volumineux très rapprochés les uns aux autres avec un nombre importante de spermatozoïdes au niveau luminal.

La figure 45 (a, b, c) montre l'aspect des canaux épидидymaires qui apparaissent de forme irrégulière, la paroi est bordée d'un épithélium pseudo-stratifié entouré de fibres musculaires lisses ; les cellules épithéliales sont hautes et s'insèrent sur une lame basale plissée avec un espace supra nucléaire réduit dépourvu de microvillosités apicales ; la paroi musculaire disposée autour du tubule est développée avec une lumière étroite avec un nombre rare spermatozoïdes.



**Figure 45 :** Coupes transversales au niveau de l'épididyme des perdrix choukar à différents stades de croissance :

(a) : 3M ; (b) : 6M ; (c) : 7M ; (d) : 8M ; (e) : 10M ; (f) : 12M

Observée au microscope photonique Gr×400 ; colorée à HE.

La figure 45 (d, e, f) décrit les canaux épидидymaires de forme irrégulière avec une lumière large, les cellules épithéliales sont hautes et s'insèrent sur une lame basale sans microvillosités apicales, la lumière renferme de nombreux spermatozoïdes.

### III.1.4-Dosage biochimique et hématologique

#### III.1.4.1- Paramètre biochimique

##### II.1.4.1.1-Glycémie

La figure 46 et le Tab VIII montrent que la glycémie ne subit pas de variation au cours de la croissance chez les deux sexes de perdrix, les différences sont statistiquement non significatives ( $p < 0,05$ ), en effet, la glycémie à l'âge de 1M est de  $2,04 \pm 0,03$  g/L, elle devient  $2,95 \pm 0,20$  chez le mâle et  $3,50 \pm 0,62$  chez la femelle à l'âge de 2 mois puis elle reste plus ou moins stable au cours de la croissance avec la présence de pic à l'âge de 9M et de 10M respectivement ( $4,31 \pm 0,16$  g/L ;  $4,18 \pm 0,11$  g/L) chez le mâle et à l'âge de 7M ( $4,21 \pm 0,12$  g/L) chez la femelle. Le test de Student a montré qu'il existe une différence statistiquement significative comparant le mâle par rapport à la femelle ( $p = 0,023$ ).

L'interaction entre le sexe avec l'âge est statistiquement significative de ( $p = 0,028$ ).

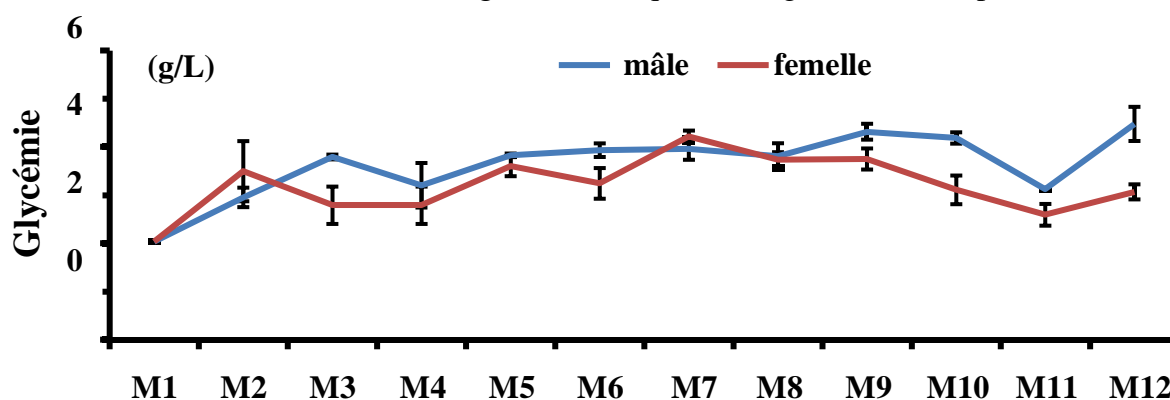


Figure 46 : Evolution de la glycémie chez *Alectoris chukar* au cours de la croissance

##### II.1.4.1.2-Bilan lipidiques

###### Cholestérolémie

La cholestérolémie ne subit pas de variation au cours de la croissance chez les deux sexes de perdrix, les différences sont statistiquement non significatives ( $p < 0,05$ ), en effet, la cholestérolémie à l'âge de 1M est de  $0,97 \pm 0,05$ , elle devient  $2,52 \pm 0,41$  chez le mâle et  $2,17 \pm 0,12$  chez la femelle à l'âge de 3 mois puis elle reste plus ou moins stable au cours de la croissance avec présence de pic à l'âge de 6M et de 7M respectivement ( $2,97 \pm 0,58$  g/L ;  $2,93 \pm 0,29$  g/L) chez le mâle et à l'âge de 9M ( $4,21 \pm 0,12$  g/L) et 12M ( $3,94 \pm 0,99$  g/L) chez la femelle (Fig.47a : Tab VIII). Le test de Student, a montré qu'il n'existe pas de différence significative comparant le mâle par rapport à la femelle ( $p = 0,27$ ).

L'interaction entre le sexe avec l'âge est statistiquement significative de ( $p = 0,028$ ).

### ✚ Triglycéridémie

La triglycéridémie ne subit pas de variation au cours de la croissance chez les deux sexes de perdrix, les différences sont statistiquement non significatives ( $p < 0,05$ ), en effet, la triglycéridémie à l'âge de 1M est de  $0,87 \pm 0,02$ , elle devient  $4,89 \pm 0,51$  chez le mâle et  $4,00 \pm 0,18$  chez la femelle à l'âge de 3mois puis elle reste plus ou moins stable au cours de la croissance avec présence de pic à l'âge de 11M et 12M ( $10,29 \pm 5,34 \text{g/L}$  ;  $8,03 \pm 4,09 \text{g/L}$ ). 6M et de 7M respectivement chez le mâle et à l'âge de 9M et 12mois ( $16,08 \pm 1,40 \text{g/L}$  : et 12M ( $15,78 \pm 1,80 \text{g/L}$ ) chez la femelle (**Fig.47b : Tab VIII**). Le test de Student, a montré qu'il existe une différence statistiquement significative comparant le mâle par rapport à la femelle ( $p=0.04$ ).

L'interaction entre le sexe avec l'âge est statistiquement significative de ( $p=0,046$ ).

### ✚ Cholestérol – HDLémie

Le taux de HDL plasmatique ne subit pas de variation au cours de la croissance chez les deux sexes de perdrix, les différences sont statistiquement non significatives ( $p < 0,05$ ), en effet, HDL plasmatique à l'âge de 1M est de  $3,77 \pm 0,22$ , il diminue et devient  $0,81 \pm 0,13$  chez le mâle et  $0,73 \pm 0,20$  chez la femelle à l'âge de 2mois puis il reste plus ou moins stable au cours de la croissance (**Fig.47c : Tab VIII**). Le test de Student, a montré qu'il existe une différence statistiquement significative comparant le mâle par rapport à la femelle ( $p= 0.032$ ).

L'interaction entre le sexe avec l'âge est statistiquement non significative de ( $p=0,24$ ).

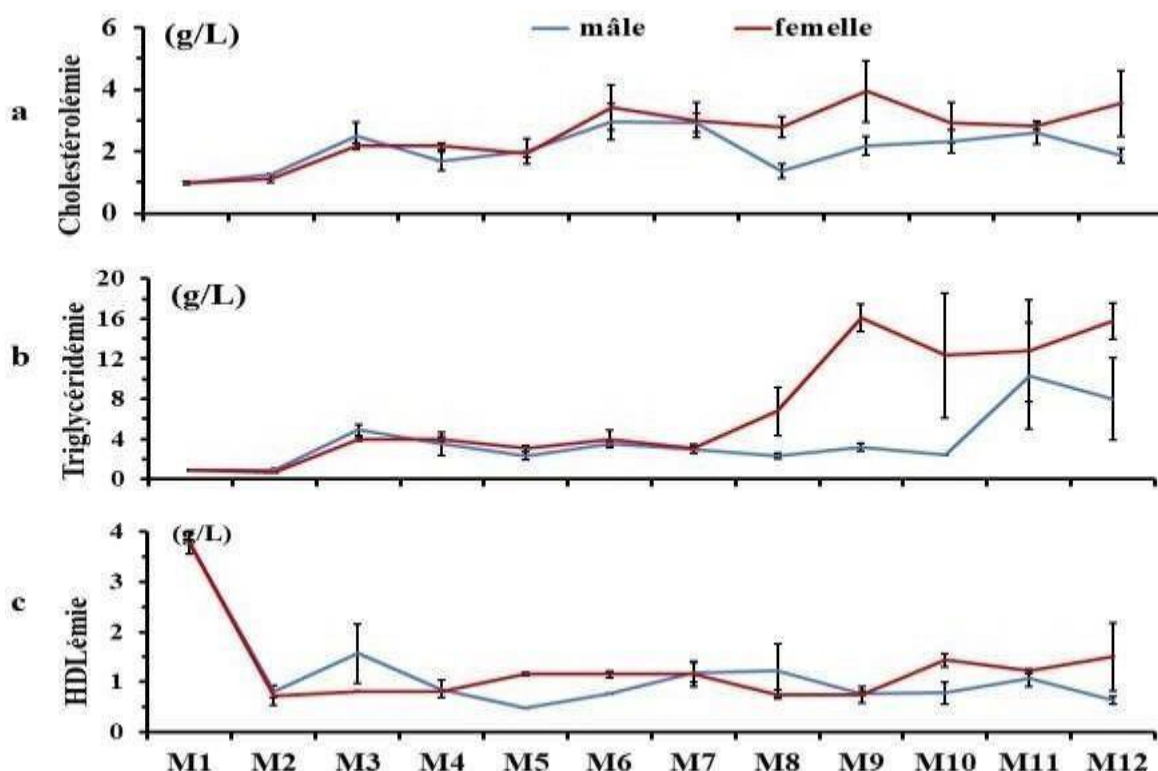
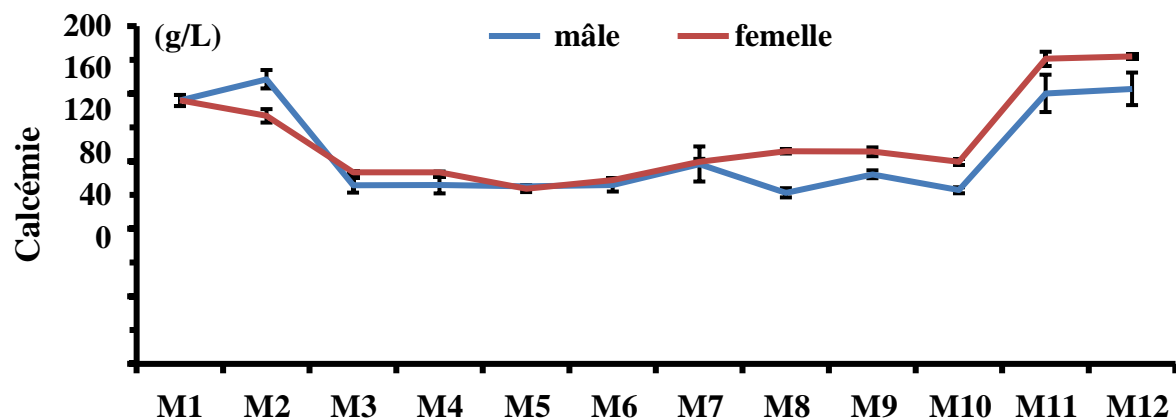


Figure 46 : Evolution du bilan lipidique chez *Alectoris chukar* au cours de la croissance

### II.1.4.1.3- Calcémie

La calcémie ne subit pas de variation au cours de la croissance chez les deux sexes de perdrix, les différences sont statistiquement non significatives ( $p < 0,05$ ), en effet, la calcémie à l'âge de 1M est de  $156,0 \pm 3,3$ , elle devient  $105,8 \pm 4,3$  chez le mâle et  $113,4 \pm 0,5$  chez la femelle à l'âge de 3mois puis elle reste stable tout au long de la croissance. Le test de Student, a montré qu'il existe une différence statistiquement très significative comparant le mâle par rapport à la femelle ( $p = 0.05$ ) (Fig.48).



**Figure 48** : Evolution de la calcémie chez *Alectoris choukar* au cours de la croissance

### III.1.4.2- Paramètres hématologiques

Chez la perdrix choukar à l'âge jeune (2M et 6M), les valeurs des paramètres hématologiques (globules rouges, globules blancs, hémoglobine, hématocrite, TGMH) sont plus faibles que celles de l'âge adulte (8M et 12M) ; alors qu'elles ne montrent pas de différences entre les différents âges et entre les deux sexes pour les Plaquettes, VGM, CCMH, IDP, PCT, VMP (tableau II).





**Tableau II.** Évolution des valeurs hématologique en fonction du sexe et de l'âge chez la perdrix choukar

Âge	Sexe	GB 10 <sup>9</sup> g/L	GR 10 <sup>12</sup> /L	Hg g/dL	Ht %	VGM fL	TGMH pg	CCMH g/dL	Plaquettes 10 <sup>9</sup> g/L	VMP fL	IDP	PCT %
1M	M et F	209	2,03	13,7	31,5	155	67,4	34,4	11	8,3	16,3	0,009
2M	M	205±0,7	2,1±0,1	13,4±0,1	33,4±0,3	111±37,2	61,4±1,1	33,5±5,3	26,3±2,04	7,3±1,1	12±4,2	0,009±0,0004
	F	199±0,5	2,0±0,0	13,1±0,1	31,5±0,6	159±3,6	66,0±0,3	41,6±1,1	14±2,4	7,1±0,5	16±0,3	0,009±0,001
6M	M	207±5,1	1,9±0,3	14,3±2,0	28,0±3,8	147±1,3	75,3±0,2	51,1±0,4	13±0	6,8±0,4	16±0,3	0,008±0,0004
	F	228±23,5	2,4±0,1	17,8±0,9	34,2±0,9	140±4,1	73±2,7	51,9±0,3	13,5±1,2	7,0±0,3	16,7±0,6	0,008±0,001
8M	M	231±10,2	2,1±0,1	16,3±0	31,2±0,3	148±7,0	77,4±4,3	52,3±0,5	10,5±2,0	7,3±0,2	16,5±0,4	0,009±0,0004
	F	220±15,0	2,1±0,2	16,1±1,8	34,0±3,3	158±3,0	74,5±2,7	47±0,81	11±4,9	7,2±0,1	19,4±2,2	0,01±0,0004
12M	M	233±15,9	2,5±0,3	17,9±3,5	41,1±6,2	160±6,3	70,2±6,2	43,3±2,2	12,5±3,7	8±0,7	16±0,9	0,01±0,0004
	F	222±18,1	2,5±0,4	17,9±2,1	40,1±5,6	164±0,5	73,4±1,9	44,8±1,0	14,5±2,9	7,8±0,9	16,3±0,3	0,010±0,01

**GR** : globules rouges, **GB** : globules blanc, **Hg** : hémoglobine, **Ht** : hématocrite, **VGM** : Volume Globulaire Moyen **TGMH** : Teneur Globulaire Moyenne en Hémoglobine, **CCMH** : Concentration Corpusculaire Moyenne en Hémoglobine **PI** : plaquettes, **VMP** : volume moyen plaquettaire **IDP** : indice de distribution plaquettaire **PCT** : procalcitonie.

## III.2-DISCUSSION

Les résultats rapportés dans cette étude sont soumis à une analyse critique en les comparant à ceux obtenus par d'autres auteurs chez d'autres espèces aviaires.

### III.2.1- Evolution des paramètres biométriques

Les mensurations biométriques sont utilisées pour estimer l'âge chez les oiseaux (Sauveur, 1991).

#### III.2.1.1- Longueurs de l'aile pliée, du tarse et du métatarse

La croissance de la longueur de l'aile pliée du tarse et **du métatarse** est linéaire, ces résultats confirment ceux de **Sid Idris et Kheniche (2020)** chez la même espèce, de **Mezerdi (2015)** chez la perdrix gabra et similaires à ceux de **Skrobanek et al. (2004)** ; **Abou et Belheouane (2010)** ; **Larinouna (2011)** ; **Ferrouk et al. (2014)** ; **Aissiouet et Mahieddine-Mahmoud (2015)** chez la caille japonaise et **Farhi (2011)** ; **Belmokhtar et Hedibel (2015)** chez le faisan commun.

#### III.2.1.2-Longueur de l'ergot

L'apparition de l'ergo chez la perdrix choukar se manifeste à l'âge de 4 mois, ce résultat confirme ceux de **Sid Idris et Kheniche (2020)** chez la même espèce et opposent ceux retrouvés chez la perdrix gabra (**Mezerdi, 2015**), chez le faisan commun (**Belmokhtar et Hedibel, 2015**), chez qui l'ergot apparait à l'âge de 5 mois.

### III.2.2- Evolution des paramètres pondéraux

#### III.2.2.1- Poids corporel

Plusieurs auteurs ont marqué le même profil d'évolution du poids corporel tel que **Sid Idris et Kheniche (2020)** chez la même espèce, **Larirouna (2011)** et **Mezerdi (2015)** chez *Alectoris barbara*, **Straková et al. (2005)** ; **Adamski et Kuźniacka (2006)** ; **Ipek et Dikmen (2007)** ; **Kokoszyński et al. (2011)** ; **Gorecki et al. (2012)** ; **Belmokhtar et Hedibel (2015)**, chez *Phasianus colchicus*, **Kizilkaya et al. (2005)** ; **Balcioglu et al. (2005)** ; **Özbey et al. (2006)** ; **Deyab (2008)** ; **Berrama et al. (2011)** ; **Ferrouk et al., (2014)** et **Aissiou et Mahieddine-Mahmoud (2015)** chez *Corturnix japonic*.

Le poids corporel suit une évolution linéaire et continue, ceci est dû en particulier à l'approvisionnement alimentaire, à l'état psychique, à l'axe gonadotrope et au bilan énergétique. En outre, la consommation alimentaire dépend du niveau énergétique optimal de l'aliment chez les Perdrix après 8 semaines d'élevage (**Özek, 2004**) ainsi que du milieu dans la nature (**Didillon, 1988** ; **Moulay-Meliani, 1991**).

Le poids corporel du mâle est supérieur à celui de la femelle, selon **El abbassi (2006)**, lorsque l'on observe un couple, le mâle est généralement plus lourd que la femelle, par conséquent, il a une allure générale du corps plus massive et moins fine que la femelle. A l'âge de 10 mois, nous observons une diminution du poids corporel du mâle par rapport au poids corporel de la femelle sans raison valable. A l'âge de 12 mois, nous observons une diminution du poids corporel de la femelle, cela est probablement dû à l'absence de ponte.

### III.2.2.2- Evolution du poids gonadique chez la perdrix choukar

#### III.2.2.2.1- Evolution des testicules et des canaux excréteurs

##### A- Dimorphisme testiculaire

Le testicule gauche est plus élevé que testicule droit, les mêmes constatations ont été montrées par **Sittipon et al., (2013)** chez le coq, par **Belmokhtar et Hedibel., (2015)** chez le faisan commun et **Ferrouk et al., (2015)** chez la caille japonaise.

Chez les oiseaux, le testicule gauche est généralement plus grand que le testicule droit, ceci peut être dû, soit au sous-produit de la sélection évolutive pour l'asymétrie de l'appareil reproducteur féminin ou une adaptation pour faciliter le vol (**Jorge, 2015**). Cette asymétrie a généralement été interprétée comme une preuve que le testicule gauche est principalement fonctionnel et que le testicule droit a un rôle compensatoire, c'est-à-dire que le testicule droit augmenterait de taille si le testicule gauche devenait non fonctionnel (**Lake, 1984 ; Möller, 1994**). **Möller (1994)** a proposé qu'en conséquence, le degré d'asymétrie directionnelle réduit la qualité masculine : les individus de haute qualité auraient plus de testicules asymétriques et a soutenu cette hypothèse en concluant que le degré d'asymétrie des testicules était positivement corrélé au développement de traits sexuels secondaires chez l'hirondelle rustique, *Hirundo rustica*, et le moineau domestique, *Passer domesticus*. Deux études subséquentes n'ont pas réussi à établir une relation positive significative entre l'asymétrie des testicules et l'étendue des traits sexuels secondaires chez la paruline carex, *Acrocephalus schoenobaenus* (**Birkhead et al., 1997**), ou la volaille de la jungle, *Gallus gallus* (**Kimball et al., 1997**). Cependant, **Venzke (1964)** a expliqué que l'asymétrie est dû à une migration des cellules germinales primordiales plus importantes du côté gauche de l'embryon, mais il n'existe aucune confirmation physiologique disponible pour cette hypothèse.

##### B- Poids et volumes des deux testicules

La croissance testiculaire commence lentement jusqu'à l'âge de 7mois puis progresse très rapidement entre 8 et 12mois. Contrairement au poulet, la croissance testiculaire commence lentement jusqu'à l'âge de 5 semaines (1 mg / jour) puis progresse très rapidement entre 6 et 20 semaines (87 mg/jour) (**Reviere, 1971**).

Nos résultats confirment ceux de **Sid Idris et Kheniche (2020)** chez la même espèce et sont similaires aux données citées dans la littérature par rapport à différentes espèces d'oiseaux tels que ceux rapportés par **Revier et Brillard (1974 ; 1975 et 1977) ; Hien et al. (2011)** chez la pintade, **Hassanzadeh et al. (2013)** chez l'autruche, **Aissiou et Mahieddine-**

**Mahmoud (2015) ; Ferroukh et al. (2015)** chez la caille, **Belmokhtar et Hedibel, (2015)** chez le faisan commun.

La taille, la couleur et la forme des testicules peuvent varier avec l'âge et également entre les espèces (**Ritchie et al., 1994 ; Smith,1996**).

Les dimensions du testicule augmentent considérablement avec l'activité sexuelle. Chez les oiseaux saisonniers et en particulier chez certains passereaux, la masse testiculaire peut augmenter de 300 à 500 fois. Ceci est dû à l'augmentation de la longueur et du diamètre des tubules séminifères et à un plus grand nombre de cellules interstitielles, en réponse à la LH et à la FSH (**Crosta, 2003**).

Le poids du testicule évolue de façon symétrique avec le poids corporel. Cependant l'augmentation du poids testiculaire à 5 mois et demi est drastique et atteint la plus grande valeur à un an (**Faure et al., 2016**). Le poids testiculaire peut être multiplié par cinq cents au cours de la saison de reproduction (**Villate, 2001**).

### **C- Poids des canaux excréteurs**

Le poids relatif des canaux excréteurs (épididyme et canal déférent) des perdreaux suit une évolution linéaire minimale de 2mois à 6mois, alors que l'augmentation est progressive à 7mois et devient importante à l'âge de 12mois.

Il n'y avait pas de différences significatives entre les espèces dans les proportions des testicules (**Aire, 1979**). Le canal efférents, épididyme proximal et distal (**Budras et Sauer, 1975**), constituaient la plus grande fraction du volume épididymaire chez la caille japonaise (56-0%) et la pintade (61-9%).

## **III.2. 3- Aspect structural de l'appareil reproducteur chez la perdrix choukar**

### **III.2.3. 1- Evolution structurale du testicule des perdrix**

La structure globale du testicule est caractérisée par une formation complexe et très anastomotique, cette observation est similaire aux plusieurs espèces d'oiseaux (**Deviche et al., 2011 ; Zhang et al., 2012**) et différente de celle des mammifères.

Les observations histologiques révèlent que chez la perdrix choukar, les testicules sont entourés par une albuginée, qui n'émet aucun prolongement vers l'intérieur du testicule, d'où l'apparence non compartimentée de l'espace intra-testiculaire. Chez l'autruche (*Rhœa americana*) les mêmes structures et les mêmes caractéristiques ont été retrouvées et la capsule ne formait ni cloisons ni lobes (**Gustavo et al., 2016**). Ces observations ont également été rapportées par **Ozgbe et al. (2008)**.

Selon **Sauveur (1988)**, le testicule des oiseaux se compose de deux compartiments, le premier est le parenchyme tubulaire qui constitue environ 85 à 95% du volume testiculaire. Il est constitué par les tubes séminifères qui sont le siège de la spermatogenèse. Le deuxième est

le compartiment conjonctif intertubulaire, composé d'un tissu interstitiel qui 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. Les mêmes observations ont été rapportées chez le coq (**Zhang et al., 2012**), chez la caille (**Scheib, 1973 ; Al-tememy, 2010**), chez le dindon (**Bakst et al., 2007**) et chez l'autruche (**Wei et al., 2011**) ; et différentes à celles de l'autruche et de l'émeu, qui présentent des formes presque circulaires (**Gustavo et al., 2016**).

Au cours de la croissance des perdreaux, nous avons constaté une évolution progressive de la taille des tubes séminifères, d'après **De Reviere (1971)**, la croissance des testicules est due essentiellement au développement des tubes séminifères, ce qui est évident sur le plan histologique. Une multiplication des spermatogonies, mais il n'y avait pas de présence de spermatocytes ni de spermatides rondes ou allongées et aucun des spermatozoïdes, par conséquent, il n'y avait pas de spermatogenèse même au stade de 6 mois, ce qui signifie que la maturation sexuelle chez ces perdreaux n'est achevée qu'à partir de 7-8 mois. En effet, à 8 mois il y a développement de la spermatogenèse et à 9 mois les spermatozoïdes sont présents dans la lumière des tubes séminifères. Nous avons considéré qu'il y'a 2 types de cellules de Leydig, le premier type correspond aux cellules de Leydig qui apparaissent et fonctionnent pendant la période de masculinisation prénatale du système urogénital masculin, tandis que le deuxième type correspond aux cellules de Leydig adultes (**Mendis et Ariyaratne, 2001 ; Akhmerova, 2006**).

Les cellules de Leydig sont de grandes cellules polyédriques apparaissant en grappes et se trouvent en association avec les vaisseaux lymphatiques et les capillaires sanguins dans le compartiment interstitiel du testicule (**Setchell, 1978**). Le cytoplasme des cellules de Leydig contient de nombreuses vacuoles remplies de lipides et un vaste réticulum endoplasmique lisse (**Hooker, 1944, 1970 ; Zirkin et al., 1980**).

A la puberté, tous les paramètres morphométriques augmentent significativement. Selon **De Reviere et al. (1971)**, la croissance des testicules est due essentiellement au développement des tubes séminifères en diamètres et en longueur. Ce qui est évident sur le plan histologique, les structures séminifères sont bien développées, les lumières sont très importantes. L'épithélium séminifère comporte tous les types de cellules de la lignée germinale, signe d'une importante activité sexuelle. Le nombre de cellules germinales est en relation linéaire avec le poids testiculaire (**De Reviere et al., 1971**).

**Luna et al. (2013)** ont noté une forte activité testiculaire accompagnée par une augmentation des poids testiculaires, ainsi que celle des concentrations plasmatiques des LH, FSH, testostérone et des hormones de croissance GH.

Le diamètre et la surface de la lumière des tubes séminifères sont moins importants à l'âge de la maturité sexuelle par rapport à la puberté, due à l'augmentation de la hauteur de l'épithélium séminifères au détriment de la lumière, tandis que la taille des tubes reste stable. A ce stade, les lumières sont envahies par les spermatozoïdes (**Bowling et al., 2003**).

Pour l'âge de 12 mois, on observe une diminution des surfaces des tubes séminifères, nous pouvons suggérer que l'animal a commencé à entrer dans la phase de repos sexuel, selon **Nicholls et al. (1988)**, la reproduction aviaire a lieu pendant des périodes déterminées de

l'année, et elle est synchronisée avec les variations saisonnières et elle dépend souvent de la photopériode. Aussi ces résultats sont conformes avec les travaux menés chez la caille domestique et d'autres espèces d'oiseaux, montrant l'existence de corrélation entre les effets de la photopériode et le développement gonadique, ou avec l'activité gonadique au cours des stades du cycle testiculaire, en tenant compte des variations de poids testiculaire pendant ces périodes de l'année (Tanaka *et al.*, 1964 ; Hamner, 1966 ; Schwab, 1970 ; Brillard et Reviers, 1981 ; Hess et França, 2008).

### III.1.3. 2- Evolution structurale des canaux excréteurs des perdrix

#### III.1.3. 2.1- Evolution structurale du canal

La première description des conduits efférents est attribuée à **De Graaf (1668)**, qui a décrit ces petits canaux dans *Tractatus De Virorum Organis Generationi Inservientibus* comme la sortie des tubules séminifères des testicules. Ces petits canaux sont uniques car ils constituent la seule région de l'appareil reproducteur masculin bordée d'un épithélium cilié. La présence de cils semble avoir donné l'impulsion à leur étude en commençant par **Becker (1856 et 1857)**, qui a décrit pour la première fois la cellule ciliée cylindrique dans la muqueuse épithéliale (Ilio et Hess, 1994).

Avec une paroi plus épaisse, les canaux efférents présentent des plis tapissés d'épithélium qui varient de simple prismatique à pseudo-stratifié, avec des cellules ciliées, qui possèdent des projections cytoplasmiques et des cellules basales. Sous l'épithélium se trouve une couche cellulaire de tissu conjonctif lâche avec des fibres de collagène, peu de fibres élastiques et plus de réticulaires. Sous le tissu conjonctif se trouve les cellules musculaires lisses organisées en faisceaux circulaires (Maruch *et al.*, 1998).

La lumière est bordée par un épithélium pseudostratifié constitué de cellules cylindriques non ciliées. Les cellules foncées sont plus minces avec un noyau plus dense de chromatine et elles occupent la partie cytoplasmique luminale. Les autres cellules ovales vésiculaires sont placées aux centres, le noyau avec un ou deux nucléoles. Certaines cellules angulaires plus petites côté de la lame basale sont coincées entre les bases des cellules hautes. Ils ont des noyaux sphériques plus petits que toutes les autres cellules (Tingari, 1971).

Chez le mâle sexuellement inactif, les parois du conduit sont effondrées et la cavité rétrécie à la moitié de son diamètre habituel. Le pelage fibromusculaire se contracte et apparaît ainsi épaissi. La partie dilatée n'a que 1 mm de diamètre et une réduction de moitié similaire se produit dans la hauteur de l'épithélium de la muqueuse (Tingari, 1971).

#### III.1.3. 2.2 - Evolution structurale d'épididyme

La grande proportion de l'épididyme concorde avec celle découverte chez le poulet par **Tingari (1971)** et la caille japonaise par **Aire (1979)**. **Tingari (1971)** a observé que le poulet a un canal épидидymaire tortueux. Le présent auteur a observé que le canal épидидymaire chez la caille et la pintade a un contour moins ondulé et moins distinct que chez la volaille domestique. La raison de la petitesse du canal épидидymaire par rapport aux canaux efférents chez les oiseaux, alors que l'inverse est la situation chez les mammifères, n'est pas tout à fait claire. Peut-être que le canal épидидymaire chez les oiseaux a un rôle moindre à jouer dans le

métabolisme et la maturation des spermatozoïdes que chez les mammifères.

Court et tortueux, le canal épидидymaire commence à la confluence des canaux efférents et se poursuit caudalement avec le canal déférent. Sa paroi épaisse et plissée délimite une lumière étroite dans sa partie crânienne, qui s'élargit dans la partie caudale. Le canal épидидymaire est tapissé d'un épithélium pseudo-stratifié non ciliées avec des projections cytoplasmiques et des cellules basales avec un noyau sphérique, des vésicules et un évident nucléole. Le tissu adjacent de l'épithélium présente des caractéristiques typiques du tissu conjonctif lâche (Maruch et al., 1998). Les cellules basales sont plus petites, avec un noyau sphérique et une chromatine plus condensée. Le tissu conjonctif lâche considérablement cellulaire et bien vascularisé, présente de fines fibres de collagène, des fibres réticulaires abondantes et peu de fibres élastiques. La tunique musculaire est composée de fibres musculaires lisses irrégulièrement réparties, sans disposition définie (dans tous les spécimens étudiés). La tunique de l'adventice est constituée de tissu conjonctif lâche contenant des vaisseaux sanguins et des fascicules nerveux (Maruch et al., 1998). La partie initiale du canal épидидymaire est très étroite, et une augmentation progressive du diamètre se produit de manière caudale et se poursuit dans le canal déférent qui s'ensuit. Avec une activité sexuelle médiocre, le diamètre de la lumière et la hauteur de l'épithélium sont réduits de moitié (Tingari, 1971).

## II.1.4-Dosage biochimique et hématologique

### III.1.4.1- Paramètre biochimique

Chez la perdrix choukar, les valeurs des paramètres biochimiques n'ont aucune relation avec l'âge et que les valeurs chez la femelle sont supérieures à ceux du mâle. Des résultats inverses ont été rapporté par Hrabčáková et al., (2014) chez le faisan commun qui a noté que les valeurs des paramètres biochimiques augmentent avec l'âge et par Kececi et Çöl (2011) chez le faisan les valeurs des paramètres biochimiques diminuent chez l'adulte par rapport aux jeunes, et les valeurs chez le mâle sont plus élevées que chez la femelle.

Hrabčáková et al., (2014) et ; Kokore et al., (2021) ont rapporté que les valeurs des paramètres biochimiques sont influencées par l'espèce, l'âge, le sexe, la saison, la région géographique, la nutrition et les conditions physiologiques

Selon l'étude de Pewan et al., (2019) chez les poulets indigènes nigériens, la saison n'a eu d'effet significatif que sur le glucose, le cholestérol et le calcium. Pour ces paramètres biochimiques sériques, les valeurs les plus élevées par rapport aux valeurs les plus basses sur la base des saisons étaient : le glucose (précoce plus élevé que la fin de la saison des pluies), le cholestérol (pluies tardives que fin de saison sèche) et calcium (pluies tardives que fin de saison sèche) respectivement.

### III.1.4.2- Paramètres hématologiques

On note une augmentation des valeurs des paramètres hématologiques avec l'âge, les mêmes constatations ont été montrées par par Kececi et Çöl (2011) chez le faisan, Hrabčáková et al. (2014) chez le faisan commun, Gaspar et al. (2021) chez les perroquets gris d'Afrique (*Psittacus erithacus*) et par Orakpoghenor et al. (2021) chez Pigeons



domestiques.

Les valeurs des paramètres hématologiques sont influencées par l'âge, le sexe et le régime alimentaire (**Odunitan-Wayas et al ., 2018**). Ces valeurs sont plus élevées chez le mâle que la femelles, les mêmes constatations ont été montrées par **Kececi et Çöl (2011)** chez le faisan, **Ihedioha, et al (2016)** chez Pigeons domestiques et par **Ionescu et Oroian (2019)** chez la race de pigeons joueurs Galapı.

La concentration totale en érythrocytes, en hémoglobine et le volume des cellules tassées des oiseaux sont influencées par l'âge, le sexe, les hormones, l'hypoxie, les facteurs environnementaux et les maladies (**Herbert et al., 1989 ; Howlett et al., 2002**). En général, le nombre total d'érythrocytes et le volume de cellules tassées (PCV) augmentent avec l'âge et sont plus élevés chez le mâle que chez la femelle, car les androgènes et la thyroxine stimulent l'érythropoïèse, tandis que les œstrogènes dépriment l'érythropoïèse (**Herbert et al., 1989**).

Chez les poulets indigènes nigériens, la saison n'a eu d'effet significatif que sur l'hémoglobine. L'hémoglobine était la plus élevée à la fin de la saison des pluies et la plus basse à la fin et au début de la saison des pluies, respectivement. D'autre part, les monocytes étaient les plus élevés pendant les premières pluies et les plus bas pendant le début de la saison sèche **Pewan et al., (2019)**.

*L'ensembles de ces résultats a montré que l'âge pour obtenir une fertilité élevée chez la perdrix choukar est de 7 à 8 mois en raison du développement complet des testicules et des ovaires. Celle de la caille japonaise en Irak est de 8 à 10 semaines (Al-Salhie, 2018) et en Algérie Aissiou et Mahieddine-Mahmoud (2015) du Perroquet gris africain atteint la maturité sexuelle entre 4 et 6 ans (Marion et Charpentier 2013).*









A l'issue de cette étude menée sur l'acquisition de la puberté chez la perdrix choukar : aspects structural et biochimique au niveau du Centre Cynégétique de Zéralda, nous avons démontré que la maturité sexuelle commence à l'âge de 7-8 mois post-natals, en effet, au cours de la croissance des perdrix nous avons signalé :

✚ Une évolution graduelle des **paramètres biométriques** :

- Pour les paramètres (poids corporel, longueur de l'aile pliée, d'ergot, du tarse, du métatarse) des perdrix des deux sexes, l'augmentation est importante et progressive pendant les cinq premiers mois pour devenir constante jusqu'à l'âge de 12 mois.
- Pour le poids des organes de l'appareil reproducteur [(testicule, canal déférent, épидидyme) chez le mâle et (ovaire, oviducte) chez la femelle], nous observons une faible augmentation de l'âge 2 à l'âge de 7 mois, cependant à partir de 7 mois nous observons une augmentation drastique ce qui démontre que l'acquisition de la puberté chez la perdrix mâle et femelle commence à l'âge 7 et 8 mois
- L'existence d'une corrélation entre le poids corporel et le poids testiculaire chez le mâle et entre le poids corporel et le poids de l'ovaire chez la femelle, nous avons montré que les gonades des perdreaux ne sont visibles qu'à l'âge de 2 mois, et leur croissance suit un profil continu.

✚ **L'étude histologique** a révélé que :

- **Le testicule** est entouré par une albuginée, qui n'émet aucun prolongement vers l'intérieur du testicule, et qui donne l'apparence de l'espace intra-testiculaire non compartimenté. Au niveau du tube séminifère et au cours de la croissance post-natale, nous avons montré une multiplication progressive des cellules de Leydig avec une régression du volume d'interstitium, et une élévation du nombre des cellules germinales de type spermatogonie, mais les spermatoocytes, spermatoïdes et spermatozoïdes, sont absents pendant les premiers mois de stade de croissance, jusqu'à l'âge de 8 mois où on observe une augmentation de la taille des tubes séminifères et le développement de la spermatogenèse et à 9 mois les spermatozoïdes sont présents dans la lumière des tubes séminifères, signalant que les divisions méiotiques de la spermatogenèse ne commencent qu'à l'âge de 8 mois post natal. Ces résultats sont renforcés par l'étude morphométrique qui révèle une évolution graduelle de la surface de tube séminifère au cours de la croissance pour atteindre une valeur importante à l'âge de 8 mois et elle est maximale à 11 mois.
- **Le canal déférent** subit aussi une croissance jusqu'à l'âge adulte. La paroi du canal est formée de tunique (muqueuse, sous muqueuse, musculaire) et adventice. L'épithélium est étroit et entrecoupe la lumière, celle-ci est très large dépourvue spermatozoïdes, les microvillosités bordant l'extrémité apicale des cellules principales.
- **Le canal épидидymaire** est de forme irrégulière, la paroi de la lumière des canaux épидидymaires est bordée par un épithélium pseudo-stratifié, avec absence des microvillosités apicales. Au cours de la croissance, l'épидидyme est formé par de petits lobules séparés par des travées conjonctives avec l'absence de spermatozoïdes dans leur lumière. Après la puberté, les lobules de l'épидидyme deviennent volumineux et rapprochés, présentant des spermatozoïdes dans la lumière.



**Les études biochimique et hématologique** montrent que :

- Les paramètres biochimiques (les taux plasmatiques de glucose, de cholestérol, de triglycéride, de HDL et de calcium) ne montrent pas de différence significative entre le sexe et entre les différents stades de croissance des perdreaux.
- Les paramètres hématologiques augmentent avec l'âge et sont plus élevés chez le mâle que chez la femelle.
  - Au vu de nos résultats, il serait d'un très grand intérêt de :
    - Augmenter l'effectif de l'échantillon ;
    - Faire un suivi du développement de l'ovaire et de l'oviducte dès l'éclosion jusqu'à l'âge de la puberté.
    - Réaliser le dosage hormonal notamment la testostérone chez le mâle et l'œstrogène et la progestérone chez la femelle.
    - Doser les hormones de l'axe gonadotrope notamment LH et FSH ;
    - Réaliser une étude immuno-histochimique en utilisant des anticorps anti récepteur des androgènes au niveau des testicules et anti œstrogènes au niveau de de l'ovaire
    - Réaliser une étude comparative entre les perdrix en période de reproduction et en période de repos.

# **RÉFÉRENCE BIOGRAPHIQUE**



1. **Abou, I., 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*). In, Vol. I.E en biologie. USTHB, City, p. 70.
2. **Adamski, M., Kuźniacka, J. (2006).** The effect of age and sex on slaughter traits of pheasants (*Phasianus colchicus*). Animal Science Papers and Reports, **24 (2)** : 11-18.
3. **Aire, T. A. (1979).** Micro-stereological study of the avian epididymal region. *Journal of Anatomy*, **129 (Pt 4)**, 703.
4. **Aissiou, A., Mahieddine M.S. (2015).** Etude de l'évolution embryonnaire et de l'histomorphométrie des testicules chez la caille japonaise élevée dans des conditions contrôlées comparée avec un lot de témoins au CCZ (Zéralda) (Mémoire de Master, Université de Blida 1). p.125
5. **Akhmerova, L. G. (2006).** Leydig cell development. *Uspekhi fiziologicheskikh nauk*, **37(1)** : 28-36.
6. **Akil, M., Boudedja, S. (1996).** La Perdrix Gambra. La forêt Algérienne. Magazine d'information sur la protection et la conservation de la forêt. n°1. Ed ; I. N. R. A., Alger, : 31-36.
7. **Alaoui, M. Y. (1992).** Ecologie de la ponte chez la perdrix gambra (*Alectoris barbara*) au Maroc. *Gibier Faune Sauvage*, **9**, 405-415.
8. **Ali, S., Ripley S. D. (2001).** Handbook of the birds of India and Pakistan. Oxford University Press, New Delhi, 347 p.
9. **Al-Khakani, S. S. A., Zabiba, I. M. J., Al-Jebori, A. K. H., Al-Khafaji, S. M., & Neamah, D. A. (2020).** Some histological study of the tests in male white-eared bulbul (*Pycnonotus Leucotis*) during reproductive season.
10. **Alkon, P. U. (2015).** Social behavior and organization of a native Chukar (*Alectoris chukar cypristes*) population. *The Wilson Journal of Ornithology*, **127(2)**, 181-199.
11. **Al-Salhie, K.C.K. (2018).** The effect of age on growth and development of the gonads pre- to post sexual maturity of Japanese quail (*Coturnix japonica*). *Kufa J. Agric. Sci.*, **10(3)** : 39-55.
12. **Al-Tememy H. S. A., 2010** - Histological study of testis in quail (*Coturnix coturnix japonica*). *Al-Anbar J. Vet. Sci.*, **3** : 36-44.
13. **Aufradet, D. (1996).** La perdrix grise : comportements, gestion, chasse. Ed ; Gerdaut, Paris : 192 p.
14. **Bacon, W. L., Kurginski-Noonan, B. A., Yang, J. (2000).** Effects of environmental lighting on early semen production and correlated hormonal responses in turkeys. *Poultry Science*, **79(11)**, 1669-1678.
15. **Bakst, M. R., Akuffo, V., Trefil, P., Brillard, J. P. (2007).** Morphological and histochemical characterization of the seminiferous epithelial and Leydig cells of the turkey. *Animal reproduction science*, **97(3-4)**, 303-313
16. **Balcioğlu, M. S., Kızılkaya, K., Yolcu, H. I., Karabağ, K. (2005).** Analysis of growth characteristics in short-term divergently selected Japanese quail. *South African journal of animal science*, **35(2)**, 83-89.
17. **Barbanera, F., Guerrini, M., Bertoncini, F., Cappelli, F., Muzzeddu, M., Dini, F. (2011).** Sequenced RAPD markers to detect hybridization in the barbary partridge (*Alectoris*

*barbara*, Phasianidae). *Molecular ecology resources*, **11(1)**, 180-184.

**18. Belmokhtar A., Hedibel N. (2015).** Contribution à l'étude de la biologie de reproduction, l'étude histo-morphométrique de testicule de faisan commun « *Phasianuscolchicus* » au cours de la croissance, élevée et contrôlé au Centre Cynégétique de Zéralda (Mémoires de Master, Université de Blida 1). 152p

**19. Berger F. (2005).** La Perdrix Rouge. Belin (Ed.) : 96 p.

**20. Bergmann, M., Schindelmeiser, J. (1987).** Development of the blood-testis barrier in the domestic fowl (*Gallus domesticus*). *International journal of andrology*, **10(2)**, 481-488.

**21. Bernardi, O., Estienne, A., Reverchon, M., Bigot, Y., Froment, P., Dupont, J. (2021).** Adipokines in metabolic and reproductive functions in birds: An overview of current knowns and unknowns. *Molecular and Cellular Endocrinology*, **534**, 111370.

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

**23. Birkan, M., Jacob, M. (1988).** – La Perdrix grise. Hatier, France. 284 p.

**24. Birkan, MG. (1977).** Reconnaissance de sexe et de l'âge chez la Perdrix grise (*Perdix perdix*) et la Perdrix rouge (*Alectoris rufa*). *Ecologie de petit gibier et aménagement des chasses*. Ed. Gauthier – Villars, Paris, 23-54.

**25. Birkhead, T. R., Buchanan, K. L., Devoogd, T. J., Pellatt, E. J., Szekely, T., & Catchpole, C. K. (1997).** Song, sperm quality and testes asymmetry in the sedge warbler. *Animal Behaviour*, **53(5)**, 965-971.

**26. Birkhead, T. R., Fletcher, F., & Pellatt, E. J. (1998).** Testes asymmetry, condition and sexual selection in birds: an experimental test. *Proceedings of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences*, **265(1402)**, 1185-1189.

**27. Blondel, J. (1982).** Caractérisation et mise en place des avifaunes dans le bassin méditerranéen. *Ecologia mediterranea*, **8(1)**, 253-272.

**28. Blondel, J. (1988).** Biogéographie évolutive à différentes échelles : l'histoire des avifaunes méditerranéennes. *Acte XIX Congr. Intern. Ornith., Ottawa, 1*, 155-188.

**29. Boucherf, A (2014).** Contribution à l'étude des oiseaux forestiers et des oiseaux d'eau de la réserve de chasse de Zéralda (Mémoire de Master, Université de Blida 1).p111.

**30. Bowling, L. C., Lettenmaier, D. P., Nijssen, B., Graham, L. P., Clark, D. B., El Maayar, M., Yang, Z. L. (2003).** Simulation of high-latitude hydrological processes in the Torne–Kalix basin : PILPS Phase 2 (e) : 1 : Experiment description and summary intercomparisons. *Global and Planetary Change*, **38(1-2)**, 1-30.

**31. Brillard, J. P., De Reviere, M. (1981).** Testis development and daily sperm output in guinea-fowl raised under constant daily photoperiods. *Reproduction Nutrition Développement*, **21 (6B)**, 1105-1112.

**32. Brownlie, R., Allan, B. (2011).** Avian toll-like receptors. *Cell and tissue research*, **343(1)**, 121-130.

**33. Budras, K. D., Sauer, T. (1975).** Morphology of the epididymis of the cock (*Gallus domesticus*) and its effect upon the steroid sex hormone synthesis. *Anatomy and Embryology*, **148(2)** : 175-196.

**34. Bull, M. L., Martins, M. R. F. B., Cesário, M. D., Padovani, C. R., Mendes, A. A.**

- (2007). Anatomical study on domestical fowl (*Gallus domesticus*) reproductive system. *International Journal of Morphology*, 709-716.
35. **Campbell, T. W. (1995)**. Avian hematology and cytology (No. Ed. 2). Iowa State University Press.p100
36. **Campbell, T. W., Ellis, C. K. (2013)**. *Avian and exotic animal hematology and cytology*. John Wiley & Sons.p299
37. **Caquet, B. (2008)**. *Réactions de semis naturels de hêtre (Fagus sylvatica L.) et d'érable sycomore (Acer pseudoplatanus L.) à l'ouverture du couvert : croissance et ajustements fonctionnels* (Doctoral dissertation, Université Henri Poincaré-Nancy 1) p151
38. **Çetin, O., Kırıkçı, K., Gülşen, N. (1997)**. Some productivity characteristics of Chukar partridges (*A. chukar*) in different management conditions. *Eurasian Journal of Veterinary Sciences*, **13(2)** : 5-10.
39. **Chamindrani Mendis-Handagama, S. M. L., Siril Ariyaratne, H. B. (2001)**. Differentiation of the adult Leydig cell population in the postnatal testis. *Biology of reproduction*, **65(3)**, 660-671.
40. **Cherubin H. O. (2002)**. Effet de l'amélioration des conditions sanitaire sur le développement testiculaire, la LH et la ponte de la pintade locale de la Burkina Faso. *Thèse de Doctorat, université d'Ouagadougou, Burkina Faso*, **127p**
41. **Christensen, G. C. (1996)**. Chukar (*Alectoris chukar*). In : A. Poole and F. Gill [EDS]. The Birds of North America, No. 258 The Academy of Natural Sciences, Philadelphia,PA, and The American Ornithologists' Union, Washington, D.C.
42. **Cramp, S., Brooks, D. J. (1992)**. Handbook of the birds of Europe, the Middle East and North Africa. The birds of the western Palearctic, (VI). *Warblers* (396- 405). Oxford university Press, oxford
43. **Crosta, L., Gerlach, H., Bürkle, M., Timossi, L. (2003)**. Physiology, diagnosis, and diseases of the avian reproductive tract. *Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice*, **6(1)**, 57-83.
44. **de Kretser DM, Loveland KL, Meinhardt A, Simorangkir D, Wreford N (1998)**. Spermatogenesis. *Hum. Reprod.*, **13(1)**, 1-18.
45. **De Reviere, M., Brillard, J. P. (1974)**. Le développement testiculaire chez le coq. III.—Influence de la durée quotidienne d'éclairement sous photopériodes constantes. In *Annales de Biologie Animale Biochimie Biophysique*, **14(4A)**, 591-600.
46. **De Reviere, M., Brillard, J. P. (1975)**. Le développement testiculaire du coq. IV.— Étude quantitative des cellules germinales du coq placé sous des photopériodes croissantes appliquées a des âges différents. In *Annales de Biologie Animale Biochimie Biophysique*, **15 (4)** : 633-641.
47. **De Reviere, M., Brillard, J. P. (1977)**. Le développement testiculaire chez le coq. V.— Action de variations progressives de la durée quotidienne d'éclairement. In *Annales de Biologie Animale Biochimie Biophysique*, **17(2)** : 179-186.
48. **De Reviere, M., Richetin, C., Brillard, J. P. (1971)**. Le développement testiculaire chez le coq. I.—croissance pondérale des testicules et développement des tubes séminifères. In *Annales de Biologie Animale Biochimie Biophysique*, **11(4)** : 519-530.
49. **Deviche, P., Hurley, L. L., Fokidis, H. B. (2011)**. Avian testicular structure, function,

and regulation. In *Hormones and Reproduction of Vertebrates* (pp. 27-70). Academic Press.

50. **Deyab, I.M.A.S. (2008).** Divergent selection for growth and egg production traits in Japanese quail. In, Vol. Ph. D. Agricultural Sciences, Al-Azhar University, Cairo, Egypt.
51. **Didillon, M. C. (1988).** Diet of a hybrid partridge (*Alectoris graeca saxatilis* x *Alectoris rufa rufa*), dropping analysis, Alpes-Maritimes, France. *Gibier Faune Sauvage (France)*.
52. **Domart, A., Bourneuf, J. (1976),** *Petit Larousse de la médecine*, tome 1, Paris, cedex, 480 pages.
53. **Duarte, J., Vargas, J. M. (2004).** Field interbreeding of released farm-reared red-legged partridges (*Alectoris rufa*) with wild ones. *Game and Wildlife Science*, **21(1)** : 55-61.
54. **Educagri, (2005).** Reproduction des animaux d'élevage. *Anato. Physiol. Repro., Dijon*, 407p.
55. **EL abbassi A. (2006).** Croissance morphologique et ontogénie du comportement chez la Perdrix Gamba (*Alectoris barbara*, Bonnatere, 1790) (Aves : Galliformes). Mémoire de DESA. Selalia, Marrakech, 56 p.
56. **Farhi, K. (2011).** Connaissance et gestion des populations captives faisan commun (*Phasianus colchicus*, linné 1758) Contribution à la sélection d'une lignée de repeuplement (Doctoral dissertation, Université Mohamed Khider Biskra). 120p.
57. **Faure, M., Edith, G., Sabine, C., Pascal, C., Jean-Pierre, B., Anne, C., Pascal F. (2015).** Differential proliferation and metabolic activity of Sertoli cells in the testes of broiler and layer breeder chickens. PRC, INRA, CNRS, IFCE, Université de Tours, 37380 Nouzilly, France ; and URA, INRA 37380 Nouzilly, France.
58. **Ferguson-Smith, M. (2007).** The evolution of sex chromosomes and sex determination in vertebrates and the key role of DMRT1. *Sexual Development*, **1(1)** : 2-11.
59. **Ferrouk, M., Boukenaoui, N., Smaili, I., Abd Al Samad, I., Exbrayat, J. M. (2015).** Étude 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.
60. **Freneau, G. E., Carvalho, S. F., Saboia-Morais, S. M., Freneau, B. N. (2016).** Aspects of spermatogenesis and microscopic testicular morphology in Greater Rhea, *Rhea americana* (Linnaeus, 1758). *Pesquisa Veterinária Brasileira*, **36**, 1045-1052.
61. **Gaspar, H., Bargallo, F., Grifols, J., Correia, E., Pinto, M. D. L. (2021).** Haematological reference intervals in captive African Grey parrots (*Psittacus erithacus*). *Veterinární medicína*, **66(1)** : 24-31.
62. **Gavard-Gongallud, N., Villate, D. (2000).** L'élevage du gibier à plumes : élevage, pathologie, habitat, populations. France Agricole Editions Paris, 255 p.
63. **Gofur, M. R. (2020).** Textbook of Avian Anatomy. 112 p.
64. **Gorecki, M. T., Nowaczewski, S., Kontecka, H. (2012).** Body weight and some biometrical traits of ring-necked pheasants (*Phasianus colchicus*) at different ages. *Folia biologica (Kraków)*, **60(1-2)** : 79-84.
65. **Gruychev, G. (2016).** Declining populations of Chukar Partridge (*Alectoris chukar*) in Bulgaria. *Turkish Journal of Zoology*, **40(5)** : 818-823.
66. **Hamner, W. M. (1966).** Photoperiodic control of the annual testicular cycle in the house finch, *Carpodacus mexicanus*. *General and Comparative Endocrinology*, **7(2)** : 224-233.

67. Hassan, M. R., Pervage, S., Ershaduzzaman, M., Talukder, M. A. I. (2009). Influence of age on the spermiogramic parameters of native sheep *J. Bangladesh Agril. Univ.* **7(2)** : 301–304
68. Hebert, R., Nanney, J., Spano, J. S., Pedersoli, W. M., Krista, L. M. (1989). Erythrocyte distribution in ducks. *American journal of veterinary research*, **50(6)** : 958-960.
69. Hennache A., Ottaviani M. (2011). Cailles, Perdrix et Francolins de l'Ancien Monde. Editions W.P.A. France, Clères. 400 p.
70. Hess, R. A., Franca, L. R. D. (2009). Spermatogenesis and cycle of the seminiferous epithelium. *Molecular mechanisms in spermatogenesis*, 1-15.
71. Hincke, M. T., Gautron, J., Panheleux, M., Garcia-Ruiz, J., McKee, M. D., Nys, Y. (2000). Identification and localization of lysozyme as a component of eggshell membranes and eggshell matrix. *Matrix Biology*, **19(5)**, 443-453.
72. Hooker, C. W. (1944). The postnatal history and function of the interstitial cells of the testis of the bull. *American Journal of Anatomy*, **74(1)**, 1-37.
73. Hooker, M. B. (Ed.). (1970). *Readings in Malay adat laws*. NUS Press.
74. Hoppes, S.M. (2015). *Reproductive Diseases of Pet Birds*.
75. Howlett, J. C., Bailey, T. A., Samour, J. H., Naldo, J. L., D'Aloia, M. A. (2002). Age-related hematologic changes in captive-reared houbara, white-bellied, and rufous-crested bustards. *Journal of wildlife diseases*, **38(4)**, 804-816.
76. Hrabčáková, P., Voslářová, E., Bedáňová, I., Pištěková, V., Chloupek, J., Večerek, V. (2014). Haematological and biochemical parameters during the laying period in common pheasant hens housed in enhanced cages. *The Scientific World Journal*, 2014.
77. Idouhar-Saadi, H., Smal, A., Aissi, M., Zenia, S., Doumandji, S. (2012) : *barbara et Alectoris chukar*) en Algérie. *Revue Méd. Vét.* **163(4)**, 187-193.
78. Ihedioha, J. I., Anyogu, D. C., Chibuezeoke, K. J. (2016). Haematological profile of the domestic pigeon (*Columba livia domestica*) in Nsukka agro-ecological zone, Enugu state, Nigeria. *Animal Research International*, **13(1)** : 2368-2377.
79. Ilio, K. Y., Hess, R. A. (1994). Structure and function of the ductuli efferentes: a review. *Microscopy research and technique*, **29(6)** : 432-467.
80. In Lee, S., Ji, M. R., Jang, Y. J., Jeon, M. H., Kim, J. S., Park, J. K., Byun, S. J. (2015). Characterization and miRNA-mediated posttranscriptional regulation of vitelline membrane outer layer protein I in the adult chicken oviduct. *In Vitro Cellular & Developmental Biology-Animal*, **51(3)** : 222-229.
81. Ionescu, H., Oroian, T. E. (2019). Hematological aspects of the Galapi players pigeon breed. *Animal Biology & Animal Husbandry*, **11(1)** : 21-25.
82. Ipek, A., Dikmen, B. Y. (2007). The relationship between growth traits and egg weight in pheasants (*P. colchicus*). *J. Biol. Environ. Sci.* **1(3)** : 117-120.
83. Jamieson, B. G. (Ed.). (2011). *Reproductive biology and phylogeny of birds, part a: Phylogeny, morphology, hormones and fertilization*. CRC Press. 624p.
84. Johnsgard P.A. (1988). Genus *Alectoris* Kaup 1829. In: The Quails, Partridges, and Francolins of the World. *Q Rev Biol.* **125(5)** : 103-106.
85. Johnson, A. L. (2015). Reproduction in the female. In *Sturkie's avian physiology* (pp. 635-

665). Academic Press.

**86. Jones, R. C., Lin, M. (1993).** Spermatogenesis in birds. *Oxford reviews of reproductive biology*, **15** : 233-264.

**87. Jones, R. E. (Eds.). (2011).** *Hormones and reproduction of vertebrates* ,**4**, Academic Press.275p

**88. Jung, J. G., Park, T. S., Kim, J. N., Han, B. K., Lee, S. D., Song, G., Han, J. Y. (2011).** Characterization and application of oviductal epithelial cells in vitro in Gallus domesticus. *Biology of reproduction*, **85(4)** : 798-807.

**89. Kececi, T., Çöl, R. (2011).** Haematological and biochemical values of the blood of pheasants (*Phasianus colchicus*) of different ages. *Turkish Journal of Veterinary & Animal Sciences*, **35(3)** : 149-156.

**90. Khan, I. M., Singh, I., Saleem, R., Singh, B., Bharti, S. K. (2017).** Gross and morphometrical studies on female reproductive system of adult local fowl of Uttarakhand (Uttara Fowl). *International Journal of Pure & Applied Bioscience*, **5** : 628-633.

**91. Kirby, J. D., Froman, D. P. (2000).** Reproduction in male birds. In G. C. Whittow (Ed.), *Sturkie's Avian Physiology* (pp. 597-615). San Diego, CA : Academic Press.

**92. Kokore, B. A., Bleyere, N. M., Kamagate, S., Yapo, P. A. (2021).** Blood Biochemical Parameters Exploration in Broilers and Local Chickens in Korhogo, Côte d'Ivoire. *American Journal of Food and Nutrition*, **9(2)** : 82-86.

**93. Kolb, E. (1974).** *Physiologie des animaux domestiques*, éditions Vigot Frères. Paris, 974p.

**94. Kunas, T. A., Joensuu, T. K., Viitala, K. K., Sapanen, P., Tuohimaa, P., Kulomaa, M. S. (1992).** Induction of avidin messenger ribonucleic acid in the chick oviduct by progesterone and other steroids. *Endocrinology*, **130(6)** : 3421-3426.

**95. Lake, P. E. (1981).** Male genital organs. In *Form and function in birds*, **2**, (ed. A.S. King and J. McLelland), pp. 1-61. Academic Press, London.

**96. Lake, P. E. (1981).** Male genital organs. *Form and function in birds*, **2** : 1-61.

**97. Larinouna, F. (2011).** Connaissance et gestion des populations captives du faisan commun (*Phasianuscolchicus*. Linné, 1758). Contribution à la sélection d'une lignée de repeuplement (Mémoire de PGS, Université USTHB).70p.

**98. Larsen, R. T. (2006).** Ecological Investigations of Chukars in Western Utah.

**99. Lever, C. (1987).** *Naturalized birds of the world*. John Wiley & Sons, Inc., New York,NY. 644 p.

**100.Lofts, B., Murton, R. K. (1973).** Reproduction in birds. In: *Avian Biology*. Ed. Farner DS and King JR Academic press Inc, NY., 3: 5-40.

**101.Louis, B. (1911).** *L'âge des perdrix* (Vol. 1). Vié libraire.137P

**102.Madge, S., McGowan, P. J., Kirwan, G. M. (2002).** Pheasants, partridges and grouse : a guide to the pheasants, partridges, quails, grouse, guineafowl, buttonquails and sandgrouse of the world.489P

**103.Mahmood, T., Ahmad, I., Akrim, F., Hamid, A., Waseem, M., Hussain, A., Nadeem, M. S. (2019).** Breeding Ecology of Chukor Partridge (*Alectoris chukar*) in Lower Dir District, Khyber Pakhtunkhwa, Pakistan. *Pakistan Journal of Zoology*, **51(1)**.

**104.Marion CJ, Carpenter JW. (2013).** Birds. In : Carpenter JW, editor. Exotic animal

formulary. 4th ed. Philadelphia : Saunders.

**105. Maruch, S. M. D. G., Ribeiro, M. D. G., Teles, M. E. D. O. (1998).** Morphological and histochemical aspects of the epididymal region and ductus deferens of *Columbina talpacoti* (*Temminck*)(*Columbidae*, *Columbiformes*). *Revista Brasileira de Zoologia*, **15**, 365-373.

**106. Meattini, F., Prencipe, L., Bardelli, F., Giannini, G., Tarli, P. (1978).** The 4-hydroxybenzoate/4-aminophenazone chromogenic system used in the enzymic determination of serum cholesterol. *Clinical chemistry*, **24(12)**, 2161-2165.

**107. Meyer, C., Rouvier, R. (2009).** L'insémination artificielle des volailles. Note bibliographique. *C.I.R.A.D., France*, **28p**.

**108. Mezerdi F., (2011)** – Connaissance, conservation et gestion de la population de la perdrix gabra (*Alectoris barbara*, BONNATERRE 1792) en Algérie. Mémoire Magister, Univ de Biskra, 83 pages.

**109. Mezerdi, F. (2015).** Biologie de la reproduction d'une population captive de la Perdrix gabra (*Alectoris barbara*) et dynamique des populations en milieux prés forestiers et présahariens en Algérie (Doctoral dissertation, Univ de Biskra, 107p.

**110. Møller, A. P. (1994).** Directional selection on directional asymmetry: testes size and secondary sexual characters in birds. *Proceedings of the Royal Society of London. Series B : Biological Sciences*, **258 (1352)**, 147-151.

**111. Moulay-Meliani, K. (1991).** Approche écologique et diversité des habitats de la Perdrix Gabra (*Alectoris barbara*) dans la réserve de chasse de Moutas (Tlemcen, Algérie). *Mémoire d'ingénieur. Univ. Tlemcen*. 46p.

**112. Naito, M., Kuzuya, F., Asai, K. I., Shibata, K., Yoshimine, N. (1984).** Ineffectiveness of Ca<sup>2+</sup>-antagonists nicardipine and diltiazem on experimental atherosclerosis in cholesterol-fed rabbits. *Angiology*, **35 (10)**, 622-627.

**113. Odunitan-Wayas, F., Kolanisi, U., Chimonyo, M. (2018).** Haematological and serum biochemical responses of Ovambo chickens fed provitamin a biofortified maize. *Brazilian Journal of Poultry Science*, **20** : 425-434.

**114. Orakpoghenor, O., Markus, T. P., Ogbuagu, N. E., Enam, S. J., Oladele, S.B., Abdu, P. A., Esievo, K. A. N. (2021).** Age-dependent variations in haematological and serum biochemical parameters of domestic pigeons (*Columba livia domestica*). *Heliyon*, **7(7)** : e07486.

**115. Osman, D. I., Ekwall, H., Plöen, L. (1980).** Specialized cell contacts and the blood-testis barrier in the seminiferous tubules of the domestic fowl (*Gallus domesticus*). *International journal of andrology*, **3(1-6)** : 553-562.

**116. Özbey, O., Yildiz, N., Esen, F. (2006).** The Effects of high temperature on breeding characteristics and the living strength of the Japanese quails (*Coturnix Coturnix Japonica*). *International Journal of Poultry Science*, **5(1)** : 56-59.

**117. Özek, K. (2004).** Effect of energy level in the diet on body weight, feed consumption and feed conversion ratio at early growth period in the chukar partridge (*Alectoris chukar chukar*) raised in closed confinement. *Revue de médecine vétérinaire*, **155(3)** : 163-166.

**118. Pewan, S. B., Yibis, G. G., Danbirni, S., Nyam, P. P., Tahir, I., Mbap, S. T. (2019).** Effects of seasons on haematologic and serum biochemical profiles of indigenous chickens in Shendam, Plateau State, Nigeria. *Nigerian Journal of Animal Science*, **21(2)** : 77-84.

**119. Queiroz, S. A., Tholon, P., Freitas, E. C., Bruneli, F. A. T. (2004, June).** Comparison

of growth curve models of Partridges (*Rhynchotus rufescens*) raised in captivity. In *XXII World's Poultry Congress. June* (pp. 8-13).

**120.Rahman, M. A. (2013).** An Introduction to Morphology of the Reproductive System and Anatomy of Hen s Egg. *Journal of Life and Earth Science*, **8**, 1-10.

**121.Rahman, M. A., Islam, R., Saha, A. K., Rahman, M. H. (2019).** The ovarian and oviductal development of rhode island red female chicken (*Gallus domesticus L.*) from rajshahi city corporation area, bangladesh

**122.Ramachandran, R. (2018).** Chicken : Female Reproduction. In *Encyclopedia of Reproduction* (pp. 586-594). Elsevier. Enviaste

**123.Ramdane, M. et Ahmed Aissa Y. Z. (2020).** Etude comparative de l'appareil génital mâle chez *Gallus gallus domesticus*, race locale et race commerciale (Mémoire de Master, Université de Blida 1).80p.

**124.Randi, E., Bernard-Laurent, A. (1999).** Population genetics of a hybrid zone between the red-legged partridge and rock partridge. *The Auk*, **116(2)**, 324-337.

**125.Rebecca, T. K., Ligon, J. D., Merola-Zwartjes, M. (1997).** Testicular asymmetry and secondary sexual characters in red junglefowl. *The Auk*, **114(2)** : 221- 228.

**126.Ritchie, B. W., Harrison, G. J., Harrison, L. R. (1994).** Avian medicine: principles and application.

**127.Saranya, K., Prathaban, S., Senthil Kumar, K., Shafiuzama, M., Srithar, A., 2017.** Radiographic diagnosis of egg binding syndrome in a cockatiel. *Global J. of Bio-science and Biotechnology*, **6(4)** : 713-714.

**128.Sasanami, T. (Ed.). (2017).** *Avian reproduction : From behavior to molecules*, **1001**. Springer.

**129.Sauveur, B. (1988).** Reproduction des volailles et production d'œufs, NRA, Paris, 476.

**130.Sauveur, B. (1991).** Mode d'élevage des poules et qualité de l'œuf de consommation. *INRA Productions animales*, **4(2)** : 123-130.

**131.Scanes, C. G., Dridi, S. (Eds.). (2021).** *Sturkie's avian physiology*. Academic Press.1055p.

**132.Scheib, D. (1973).** Etude cytologique de la différenciation postnatale des cellules interstitielles du testicule de la Caille japonaise.

**133.Schwab, R. G. (1970).** Light-induced prolongation of spermatogenesis in the European Starling, *Sturnus vulgaris*. *The Condor*, **72(4)** : 466-470.

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

**135.Setchell, B. P. (1978).** *The mammalian testis*. Paul Elek..

**136.Sid idris, N., Kheniche R (2020).** Contribution à l'étude de la biologie de reproduction de la perdrix choukar « *Alectoris chukar* » au cours de la croissance au niveau du Centre Cynégétique de Zéralda (Mémoire de Master, Université de Blida 1).114p.

**137.Škrobánek, P., Hrbatá, M., Baranovská, M., Juráni, M. (2004).** Growth of Japanese quail chicks in simulated weightlessness. *Acta Veterinaria Brno*, **73(2)**, 157- 164.

**138.Smith, C. A., Sinclair, A. H. (2004).** Sex determination: insights from the chicken. *Bioessays*, **26(2)** :120-132.



- 139. Smith CA, Roeszler KN, Ohnesorg T, Cummins DM, Farlie PG, Doran TJ, Sinclair AH. (2009).** The avian Z-linked gene DMRT1 is required for male sex determination in the chicken. *Nature*, **461(7261)**: 267-271.
- 140. Smith, R. E. (1996).** Reproductive disorders in birds. In *Diseases of cage and aviary birds* (pp. 449-457). Williams and Wilkins, Baltimore (MD).
- 141. Straková, E., Vitula, F., Suchý, P., Večerek, V. (2005).** Growth intensity and carcass characteristics of fattened pheasant poults. *Krmiva: Časopis o hranidbi životinja, proizvodnji i tehnologiji krme*, **47(2)** : 73-82.
- 142. Tanaka, K., Wilson, W., Mather, F. (1964, January).** Effect of photoperiods on early growth of gonads+ on anterior pituitary gonadotropin in coturix. In *poultry science* **43(5)** : p. 1368). 1111 North dunlap ave, savoy, IL 61874 : Poultry Science Assoc INC.
- 143. Tingari, M. D. (1971).** On the structure of the epididymal region and ductus deferens of the domestic fowl (*Gallus domesticus*). *Journal of Anatomy*, **109(Pt 3)**, 423.
- 144. Trinder, P. (1969).** Determination of glucose in blood using glucose oxidase with an alternative oxygen acceptor. *Annals of clinical Biochemistry*, **6(1)** : 24-27.
- 145. Venzke W.G. (1964).** The morphogenesis of the indifferent gonads of chickens embryos.
- 146. Villate, D. (2001).** Maladies des volailles. 2e éd. *France agricole*, 320-345.
- 147. Vizcarra, J. A., Cerón-Romero, N., Taofeek, N., Kirby, J. (2022).** Reproduction in male birds. In *Sturkie's avian physiology* (967-994). Academic Press.
- 148. Weiden, P., Kolb, H., Lerner, K., Kao, G., Graham, T., Storb, R. (1974, January).** Treatment of canine malignancies by 1200 r whole-body irradiation (TBI) and autologous marrow grafts. In *experimental hematology* , **2(5)** : 288-289. Blake CTR, STE 200, 1224 W Main ST, Charlottesville, VA 22903 : Carden jennings publico ltd.
- 149. Zirkin, B. R., Ewing, L. L., Kromann, N., Cochran, R. C. (1980).** Testosterone secretion by rat, rabbit, Guinea pig, dog, and hamster testes perfused in vitro : correlation with ley dig cell ultrastructure. *Endocrinology*, **107(6)** : 1867-1874.

#### **RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES NON ÉDITÉES (INTERNET)**

- Birds and bridging in India (BBI), 2009. Chukar partridge :  
➤ [Www.birding.in]
- PRA), 2011. Chukar partridge :  
➤ [Www.pra.eppo.int]
- Integrated Taxonomic Information System (ITIS).[Www.itis.gov]

## I- L'automate de circulation : FICHE TECHNIQUE N°1: Déshydratation

### I.1- FICHE TECHNIQUE N°1: post fixation

---

1 bain de formol	1h
------------------	----

---

### FICHE TECHNIQUE 1: Déshydratation

---

1 bain d'alcool 70°	2h
1 bain d'alcool 80°	2h
1 bain d'alcool 95°	2h
3 bains d'alcool 100°	2h

---

### FICHE TECHNIQUE N°2: Eclaircissement

---

1 bain de xylène	2h
1 bain de xylène	2h

---

### FICHE TECHNIQUE N°3 : Paraffinage

---

1 <sup>er</sup> bain de paraffine	2h
2 <sup>eme</sup> bain de paraffine	2h

---

## I.2-FICHE TECHNIQUE N°4 : Coloration HEMATOXYLINE EOSINE

---

Produits	Temps
Xylène	20min
Alcool 100%	01min
Alcool 95%	30sec
Alcool 70%	30sec
Rinçage a l'eau	10min
Hématoxyline	02min
Rinçage a l'eau	05min
Ammoniac	15sec
Rinçage a l'eau	10min
Alcool90%	30sec
Xylène	20min

---

« Annexes I »

<b>Appareillage</b>	<b>Matériel et verrerie</b>	<b>Réactifs</b>
<ul style="list-style-type: none"> <li>-Automate de circulation</li> <li>-Appareil d'inclusion « SLEE »</li> <li>-Plaque chauffante</li> <li>- Microtome</li> <li>- Centrifugeuse</li> <li>-Bain marie</li> <li>-Plaque chauffante</li> <li>-Microscope</li> <li>-Automate de déshydratation</li> <li>-mindray BC-3000 Plus</li> <li>-spectrophotomètre</li> <li>-Etuve</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>-Tubes secs</li> <li>-Tubes ETDA</li> <li>-Tubes hépariné</li> <li>- Des portoirs</li> <li>- Un bistouri</li> <li>- Lames d'étalement</li> <li>- Lamelle</li> <li>- Une pince</li> <li>- Panier de lames</li> <li>- Les moules</li> <li>- Cassettes</li> <li>- Balançoire</li> <li>- Stylo diamants</li> <li>- Pieds à coulisse</li> <li>-Règle métallique graduée</li> <li>-Balance électronique</li> <li>-Balance de précision</li> <li>-micropipettes</li> <li>- Compress</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>-Alcool à 70, 96 et 100%</li> <li>-Paraffine</li> <li>-Eau distillée et eau de robinet</li> <li>- Formol à 10%</li> <li>- Xylène</li> <li>-Eukit</li> <li>-Hématoxyline</li> <li>-Eosine</li> </ul>

❖ **Matériel utilisé dans l'élevage :**



**Incubateur de type VICTORIA 1-72**



**Éclosoir de type VICTORIA 1-72**



Désinfecteur pour les œufs  
"TREOX"



Mire-œufs

❖ **Matériel utilisé en Histologie :**



**Les flacons des échantillons**



**Trousse à dissection**



**Pieds à coulisse, Règle métallique graduée, Balance électronique**



**Balance de précision**



**Les cassettes**



**Les moules**

« Annexes I »



Automate de circulation Leica TP 102



Automate de coloration SLEE



Console thermique, Distributeur de paraffine, Plaque réfrigérante « SLEE »



Microtome Leica RM2125RST



Bain marie

« Annexes I »



**Stylo diamants**



**Les gantes**



**Etuve**



**Hotte d'aspiration chimique SLEE**



**Lame**



**Lamelle**



« Annexes I »



Plateaux, Lames, pince, Compresse



Eukitt



Porte lame



Réfrigérateur



Microscope a caméra optika

❖ **Matériel utilisé en Dosag:**



centrifugeuse



le spectrophotomètre



mindray BC-3000 Plus



micropipettes



sérum



Tubes ETDA, tubes héparines

« Annexes I »



Cholestérol liquide, cholestérol-HDL, triglycérides.



glucose

calcium

« Annexes II »