

الجمهورية الشعبية الجزائرية الديمقراطية
REPUBLICUE 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 des populations et des organismes



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 la biologie de reproduction de la perdrix
choukar « *Alectoris chukar* » au cours de la croissance au niveau du
Centre Cynégétique de Zéralda**

Présenté par :

M^{elle} SID IDRIS NASSIMA

M^{elle} KHENICHE ROUMAÏSSA

Soutenue le 30 septembre 2020, devant le jury composé de :

<u>Président :</u>	M ^r . BESSAAD M. A.	M.C.A / BPO	Univ. Blida I
<u>Promotrice :</u>	M ^{me} ZATRA Y.	M.C.B / BPO	Univ. Blida I
<u>Co-Promotrice :</u>	M ^{me} DAHMANI A.	VET / CCZ	CCZ / Alger
<u>Examinatrice :</u>	M ^{me} BIREM Z.	M.C.B / BPO	Univ. Blida I
<u>Invité d'honneur :</u>	M ^r . Khettaoui S.		Directeur du CCZ

ANNEE UNIVERSITAIRE : 2019 - 2020



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^{me} Yamina ZATRA**, Maître de conférences (B) à l'université de Blida 1, 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 sacrifié, ses conseils et ses orientations, ainsi que sa bonté et sa générosité.

Nos remerciements les plus vifs vont à notre **Co-promotrice M^{me} Abla DAHMENI**, pour son sérieux, sa disponibilité, ses conseils ainsi pour ses qualités scientifiques et humaines et sur tout pour les ondes positives qu'elle nous a transmettait.

Nos remerciements à **Mr Mohamed Amine BESSAAD**, Maître de conférences (A) à l'université de Blida 1, d'avoir fait l'honneur de présider notre jury, Nous vous serons à jamais redevables pour ce que vous nous avez apporté tout au long de notre cursus.

Notre respect le plus dévoué et remerciements les plus chaleureuses vont à **M^{me} Zahia BIREM**, Maître de conférences (B) à l'université de Blida 1, pour avoir accepté d'être examinatrice de notre soutenance, et nous avoir honoré par sa présence.

Nous tenons également à remercier infiniment :

M^r Khettaoui Said, 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.

Tous les employés du centre cynégétique : **Mme Larirouna Fatiha, Oukali Houcine, Messaoud, Djilali, Smail, Mourad et Nourredine**, pour leur aide.
M^{me} Amirat, Mme Khammar, Mme Charaallah et Mme Khaldoune de nous avoir donné l'accès au laboratoire LRZA de l'université des sciences de la technologie Houari Boumediène.

Toute l'équipe du LRZA, sur tout **M^r Benmouloud, M^{me} Aknoun, M^{me} Kassouri et M^r Ammar** pour L'ambiance particulière au laboratoire et pour leurs conseils.

D^r Ghelim Ismahane de nous avoir aidé à réaliser le dosage hormonal au sein de son laboratoire d'analyses médicales à Larbaa.

D^r Belili Mohamed, chirurgien urologue à Bab Ezzouar, pour son aide.

D^r Naamoune, du laboratoire d'anatomo-pathologique Amani à Hussein Dey d'avoir accepté la réalisation de la technie histologiques.

Maroua Mesbah laborantine à EPH Rouiba et **Khadidja Snadjeki** du service de cardiologie à CHU Nefissa Hamoud, pour les services qu'elles nous a rendu pour achever notre travail.

À toute l'équipe du laboratoire d'anatomo-pathologie de **CHU Nefissa Hamoud**, d'avoir accepté de nous accueillir dans leur laboratoire, et nous donné une chance pour apprendre à faire les coupes histologiques, en particulier : **M^r Redouane, M^r Merrouche Mohamed, M^r Bailiche Abd Errezak, M^{me} Mohamou Amel** et les deux biologistes **Fourar Hadjer et Bouarour Mira**.

Et en fin à tous nos enseignants qui nous ont formés depuis le cycle primaire. Spécialement les enseignants et les enseignantes du Département Biologie des Populations et des Organismes de notre faculté ainsi **Ami Abdellah** de la bibliothèque du SNV et **Fares Bio-Copy**.

DEDICACE

Je dédie ce modeste travail

À celui qui a sacrifié pour m'offrir les conditions propices à ma réussite, mon très chère Papa, je n'ai pas assez de mots pour te dire Merci ! **Depuis ma tendre enfance, tu es mon plus fort repère, un homme unique et magnifique, le meilleur des pères, je t'aime d'un amour éternel.**

♥ **The Best Father Of The World** ♥

À ma maman chérie! Mon point de départ, mon étoile, ma meilleure amie. Autant de phrases aussi expressives soient-elles ne sauraient montrer le degré d'amour et d'affection que j'éprouve pour toi.

♥ **La Plus Belle Maman Au Monde** ♥

À mon frère unique Tarek, Tu es si gentil, Tu comptes beaucoup pour moi, Je ne te le montre peut être pas autant, Mais je le pense tout au fond de mon cœur.

♥ **Je T'aime Mon Frère** ♥

À mon âme sœur Hamza Yousra, La fratrie n'est pas seulement héréditaire : ton soutien moral est inestimable, quand je ne vais pas bien, tu sais toujours trouver les mots pour me consoler. Tu représentes tellement pour moi que ces quelques mots ne suffiront pas à te dire à quel point tu comptes pour moi.

♥ **Je T'adore Ma Chérie** ♥

À ma chère tante Saliha, je te remercie beaucoup pour tes encouragements et ton soutien. ♥

À notre plus chère voisine tata Nadjo, je te souhaite un prompt rétablissement

♥ **Je T'adore** ♥

À ma chère grand- mère, mes tantes et oncles de la famille Sid idris et Allad, je vous aime très fort ♥

À toutes mes cousines adorées, je vous souhaite un maximum de réussite ♥

À mon adorable voisine et sœur Lilia, merci pour ton soutien ma chérie

♥ **I love You Horney** ♥

À Mm Zatra yamina, notre encadreur dans ce présent travail, vous nous avez considéré comme vos filles, vous étiez très gentille et serviable Les mots ne suffisent pas pour vous exprimer toute ma reconnaissance.

♥ **Merci pour tout !** ♥

À Mm Dahmani A., notre co-encadreur dans ce travail, pour votre gentillesse, disponibilité, votre soutien et votre originalité, merci infiniment ♥

À mon binôme Roumaissa, même la rose la plus belle perd un jour sa beauté, mais une amitié fidèle dure toute une éternité ♥

À Mr Bessaad M.A, par vos conseils inestimables et vos encouragements, vous avez toujours su me pousser à croire et aller de l'avant. Aujourd'hui aucun mot ne peut exprimer ma reconnaissan ♥ **Merci beaucoup !** ♥

À mes plus belles rencontres scientifiques et amicales : Meriem, Chaïma, Amira, wardouch, Ikram, Hayet et notre adorable Nouha, je vous souhaite une bonne continuation dans vos futurs projets. ♥ **I Love You All** ♥

À toute personne qui a contribué à la confection de ce travail

DEDICACE

Je dédie ce modeste travail à mes chers parents aucune dédicace ne saurait exprimer mon respect, mon amour éternel et ma considération pour les sacrifices que vous avez consenti pour mon instruction et mon bien-être depuis mon enfance.

Je mets entre vos mains, le fruit de longues années d'études chaque ligne de ce travail vous exprime la reconnaissance et le merci d'être mes parents :

♥ **À** celui que j'admire, mon pilier et ma fierté. Rien au monde ne vaut ses efforts fournis jours et nuits pour mon éducation, **à toi mon meilleur PAPA au monde Omar.**

À celle qui m'a guidé sur le bon chemin par sa patience et ses encouragements dans la vie et pour m'avoir soutenue à toute épreuve, que dieu la protège, **à toi ma raison de vivre Maman Amel Lallahoum.**

♥ **À mes sœurs de cœur Ikram et Cheyma,** que dieu les protège, je les souhaite beaucoup de succès et de réussites, vous êtes tout ce que j'ai ! **À l'âme de mes grands-parents Yema et Baba** maternels et paternels et mes chères **tantes Farida et Sakina** que dieu bénisse leurs âmes avec sa grande miséricorde.

♥ **À ma promotrice Yamina Zatra et ma Co-promotrice Dehmani Abla** qui étaient présentes avec moi pendant tout mon travail que dieu vous soutiennent, tous les mots me manquent sauf un : **Merci du fond du cœur !**

♥ **À tous mes oncles et mes tantes** de la famille **Kheniche et Aksouh,** sur tout celle qui m'a accompagné avec ses prières ma 2^{ème} mère déguisée en copine ; ma tante **Nacera.**

♥ **À Didi Khaled,** J'apprécie votre générosité, **Merci !**

♥ **À khali Nadir et mon frère Yassine,** j'espère que vous êtes en bonne santé là où vous êtes, et vous voir le plutôt possible, **vous nous avez manqué !**

♥ **À tous mes cousins maternels et paternels et mes cousines chéries** sur tout : **Meriem, Lylia, Nesrine, Bouchera, Naziha, Rihane, Hassina, Manel, Nawel, Sihem, Imène , Fahima, Djouhar et Safia** avec qui j'ai partagé les beaux moments de ma vie.

♥ **Aux petits de la famille : Nourçine, Aline, Amar, Ishak, Maissa, Hadil, Maria, Salah, Imène et Med** j'espère vous voir au sommet un jour, je vous aime !

♥ **À** Mon binôme **Nassima** et sa famille, ma sœur que j'aime, merci pour ta patience et ta compréhension, je me souviens de notre 1^{er} jour au C.EM Rahmouni en 2009.

♥ **À mes amies-sœurs Amel Ais, Meriem Laib, Mm Hafida Zaaf, M^{me} Nesrine Kertali et Nado** je vous admire tous.

♥ **À** tous mes ami(e)s sont exception et à notre **promo BPR**.

♥ **À mon chat Oréo**, qui était toujours à côté de moi, mon partenaire adorable ♥

♥ Roumaïssa ♥

Liste des abréviations

ABP	Androgène Binding Protein
AC	Anti corps
Ag	Anti gène
ARN	Acide Ribonucléique
BBI	Birds and Briding in India
BLI	Bird Life International
CCZ	Centre Cynégétique de Zéralda
CHU	Centre Hospitalier Universitaire
CL	Cellules de Leydig
CMIA	Chimiluminiscent Microparticle Immuno Assay
CSCE	Cellules souches embryonnaires
CVH	Chicken Vasa Homologue
DMH	Aire Hypothalamique Dorso médiale
DMRT 1	Doublesex and Mab-3 Related Transcription factor 1
EC	Eclosion
ECB	Eclosabilité
ELFA	Enzymatique Linked Fluorescence Assay
ESM	Erreur Standard à la moyenne
FEC	Fécondité
FSH	Hormone folliculo-stimulante
GnIH	Hormone Inhibitrice de la gonadotrophine
GnRH	Gonadolibérine
HE	Hématoxyline Eosine
IT IS	Integrated Taxonomie Information Systèm
KMnO4	Permanganate de potassium
LH	Hormone lutéinisante
MAAO	Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation d'Ontario
LU	Lumière de tube séminifère
ME	Eminence Médiane
MOE	Mortalités Embryonnaires
OF	Œufs Fécondés
OIE	Organisation Mondiale de la santé animale
OMI	Oeufs mis en Incubation
ONAB	Office National des Aliments du Bétail
Pt	Parenchyme testiculaire
PVN	Noyau Para Ventriculaire
S	Semaine
SC	Spermatocyte

SG	Spermatogonie
Spt	Spermatide
Ta	Tunique Albugénique
Ti	Tissu Interstitiel
UICN	Union Internationale pour la Conservation de la Nature
URL	Unité Relative de Lumière

Liste des tableaux

Tableau 1	Chute des rémiges primaires chez la perdrix grise (Aufradet, 1996).	15
Tableau 2	Relation entre la densité des couples des Perdrix Grise et le type d'occupation du sol dans un territoire de chasse situé près de Provins (Birkan, 1977)	29
Tableau 3	Les différentes classes d'âge et l'effectif de poussins de perdrix utilisés pour l'étude	34
Tableau A 1	Évolution des paramètres zootechniques de reproduction durant les dix années précédentes	47
Tableau A 2	Évolution des paramètres zootechniques de reproduction de la population de référence en 2019	47
Tableau A 3	Evolution du poids corporel, de la longueur moyenne du tarse, de l'aile pliée et de l'ergot en fonction de l'âge chez les perdreaux	48
Tableau A 4	Evolution du poids des deux testicules droit et gauche	48
Tableau A 5	Evolution du poids et volume testiculaire des perdreaux	49
Tableau A 6	Evolution du taux de la testostérone plasmatique en fonction de l'âge chez les perdreaux	49
Tableau A 7	Différence en pourcentage (%) et signification statistique d'évolution du poids de testicule gauche par rapport au testicule droit des perdreaux.	49
Tableau A 8	Différence en pourcentage (%) et signification statistique d'évolution du poids de testicule gauche par rapport au testicule droit des perdreaux	50
Tableau A 9	Evolution des différences en pourcentage pour les paramètres pondéraux	50
Tableau A 10	Evolution des différences en pourcentage pour les paramètres biométrique	51
Tableau A 11	Evolution de différence en pourcentage pour le taux de la testostérone plasmatique	52

Listes des figures

Figure 1	Perdrix choukar «Alectoris chukar»	8
Figure 2	Distribution globale de la perdrix choukar (Alectoris chukar) (PRA, 2011)	9
Figure 3	Morphologie externe de la perdrix choukar adulte (Originale, 2020)	10
Figure 4	Morphologie externe d'un perdreau juvénile (Originale, 2020)	11
Figure 5	Plumage adulte des perdrix du genre Alectoris (Johnsgard, 1988). (A) rufa ; (B) magna ; (C) melanocephala ; (D) graeca ; (E) chukar ; (F) philbyi ; (G) barbara.	11
Figure 6.	Organes reproducteurs mâle (à gauche) et femelle (à droite) d'oiseau d'un jour « fort grossissement » "Ministère de l'agriculture et de l'alimentation de l'Ontario" (MAAO).	13
Figure 7	. Dessous de l'aile de jeune oiseau (Mezerdi, 2011)	14
Figure 8	Cycle annuel de la Perdrix choukar (Alectoris chukar) (Mezerdi, 2011)	18
Figure 9	Localisation des organes reproducteurs d'un mâle de perdrix adulte (À gauche : Photo réelle) (Originale 2020) ; (À droite : Représentation schématique) (Del Hoyo <i>et al.</i> , 1994)	19
Figure 10	Ovaire gauche de la poule et sa grappe ovarienne (Leborgne <i>et al.</i> , 2005).	22
Figure 11	Oviducte de poule pondeuse (Leborgne <i>et al.</i> , 2005).	22
Figure 12	Coupes transversales de glandes utérovaginales chez la poule sans spermatozoïdes (à gauche) et remplies de spermatozoïdes (à droite) (Leborgne <i>et al.</i> , 2005)	23
Figure 13	Principales étapes de la formation de l'œuf après libération de l'ovocyte par rupture de follicule ovarien (Leborgne <i>et al.</i> , 2005)	24
Figure 14	Structure interne de l'œuf de la poule (Leborgne, 2005)	24
Figure 15	Expression des gènes durant la période de différenciation gonadique (Smith et Sinclair, 2004)	25
Figure 16.	Gonosomes aviaires Z et W (Smith et Sinclair, 2004)	26
Figure 17	Modèle schématique des actions centrales et directes de GnIH sur l'activité testiculaire chez les oiseaux et les mammifères (Ubuka <i>et al.</i> , 2014).	28
Figure 18.	Entrée du Centre Cynégétique de Zéralda (Original, 2020)	33
Figure 19	Volière d'entretien des perdrix choukar au CCZ (Original, 2020)	35
Figure 20	Installation d'abreuvoirs, de mangeoires et d'abri au niveau de volière d'entretien (Original, 2020)	35
Figure 21	Salle de stockage des œufs (à droite), les plateaux de stockage des œufs (À gauche) (Original, 2020)	36
Figure 22	Salle d'incubation des œufs (à droite), le paramétrage de l'incubateur VICTORIA I-72 pendant l'incubation des œufs de perdrix (à gauche) (Original, 2020)	37
Figure 23	Mirage (Mezerdi, 2011)	38

Figure 24	Éclosoir Victoria I-72 (à droite) (Mezerdi, 2011) ; Poussin d'un jour dans un éclosoir (à gauche) au niveau de la salle d'éclosion du couvoir du CCZ (Originale, 2020)	38
Figure 25	Bâtiment d'entretien : (a) Chambre d'élevage ; (b) Parcours extérieur grillagé (Originale, 2020)	39
Figure 26	Volés d'entretien des perdreaux au niveau de CCZ (Originale, 2020)	39
Figure 27	Sexage des perdrix par observation naturelle selon le critère de la forme de la tête : (A+B) perdreaux juvénile ; (C+D) perdrix adultes ; (A+C) les femelles ; (B+D) les mâles (Originale, 2020)	42
Figure 28	Sexage des perdrix choukars par observation naturelle selon le critère d'apparition d'ergot : (A) femelle adulte ; (B) femelle semi adulte ; (C) mâle adulte ; (D) mâle semi adulte (Originale, 2020).	42
Figure 29	Appareils génitaux mâle (A) et femelle (B) des perdreaux à l'âge de dix semaines (Originale, 2020)	43
Figure 30	Matériel utilisés pour les mensurations des perdreaux (Originale, 2020)	44
Figure 31	Évolution de l'appareil génitale masculin de la perdrix choukar au cours de la croissance : (a) perdreau de 8 S ; (b) perdreau de 10 S ; (c) perdreau de 12 S ; (d) perdreau de 18 S ; (e) perdrix adulte (Originale, 2020)	45
Figure 32	Mesures de testicule gauche d'une perdrix choukar de 18 semaines : (A) mesure de la longueur ; (B) mesure de la largeur ; (C) mesure de l'épaisseur (Originale, 2020)	45
Figure 33	Pesée du testicule de perdrix à l'aide d'une balance électronique de précision (Originale, 2020).	46
Figure 34	Prélèvement sanguin au niveau de la veine alaire chez une perdrix (mâle) de 18 semaines (Originale, 2020)	46
Figure A.1	Matériel utilisé en Histologie	Annexe
Figure A.2	Matériel utilisé pour le dosage hormonal	Annexe
Figure A.3	Corrélation entre le poids corporel (g) et la longueur du tarse (mm)	Annexe
Figure A.4	Corrélation entre le poids corporel et la longueur de l'aile pliée	Annexe
Figure A.5	Corrélation entre le poids corporel et la longueur d'ergot	Annexe
Figure A.6	Corrélation entre l'âge et le poids corporel (g)	Annexe
Figure A.7	Corrélation entre le poids corporel (g) et le poids testiculaire	Annexe
Figure A.8	Corrélation entre le poids corporel (g) et le volume testiculaire	Annexe
Figure A.9	Corrélation entre l'âge et le poids testiculaire	Annexe
Figure A.10	Corrélation entre le poids testiculaire et le volume testiculaire	Annexe
Figure A.11	Corrélation entre l'âge et le taux de la testostérone	Annexe

Résumé

L'ordre des gallinacés comprend six familles d'oiseaux, ayant une grande importance économique, parmi-les, la famille des perdrix, comprenant le matériel biologique de notre recherche : la perdrix choukar (*Alectoris chukar*). Cette étude a été menée au niveau du centre cynégétique de Zéralda (CCZ), et étalé sur une période de cinq mois, du mois d'Avril au mois d'Août de l'année 2020. Elle vise à étudier l'évolution de plusieurs paramètres zootechniques concernant le succès de la reproduction des populations de perdrix des dix dernières années, ainsi que l'évolution des paramètres biologiques au cours de la croissance des perdreaux mâles, dont, le but est de mettre en évidence les éventuelles relations existant entre ces différents paramètres, et déterminer l'âge à la maturité sexuelle. Afin d'atteindre nos objectifs, nous avons pris un échantillon (N=24 perdrix) de différents âges, divisé en 8 lots (S2, S4, S6, S8, S10, S12, S18 et adulte), sur lesquelles des mesures biométriques ont été réalisées (poids corporel, longueur de l'aile pliée, du tarse et de l'ergot). Ainsi, nous avons sacrifié par saignement 12 perdreaux pris des lots (S8, S10, S12 et S18) et 3 adultes, afin de prélever leurs testicules, les-dégraissier et les-fixer au formol (10%) pour la confection des coupes histologiques. Le sang veineux récolté dans des tubes héparinés froids, afin de doser la testostéronémie à l'aide d'un automate d'immunoanalyse compact (mini-VIDAS). Les résultats montrent une évolution graduelle du poids corporel de S2 à l'âge adulte. Ainsi qu'une existence d'une corrélation positive est constaté entre l'âge et : la longueur de l'aile pliée, le tarse, l'ergot et le poids corporel. Aussi, Nous avons noté que les testicules ne sont visibles qu'à l'âge de 8 semaines, et leur croissance suit un profil linéaire continu, de même nous avons noté un développement du poids testiculaire hautement significatif entre la S18 et l'adulte. Les mêmes constatations ont été notées pour le volume testiculaire. Suivant ce raisonnement, une forte corrélation positive entre le poids et le volume testiculaire a été signalée. Les observations histologiques révèlent que les testicules des perdreaux sont enveloppés par l'albuginée comme la plus part des autres espèces aviaires et mammifères, mais la différence est que cette albuginée, n'émet aucun prolongement vers l'intérieur du testicule, ce qui explique l'apparence de l'espace intra-testiculaire non compartimenté. Au cours de la croissance, l'espace interstitiel se resserre progressivement, jusqu'à l'âge adulte, où il est constaté très réduit par rapport aux stades précédents. Nous avons remarqué l'absence des spermatozoïdes au niveau des tubes séminifères à tous les stades de croissance étudiés, ainsi que chez l'adulte aucun spermatozoïde n'est observé. Les résultats du dosage de la testostéronémie viennent de renforcer toutes ces constatations, d'où nous avons noté une corrélation positive entre le taux de testostérone plasmatique et les deux paramètres pondéraux (poids corporel et poids testiculaire). Ces résultats plaident en faveur que chez la perdrix choukar, la maturité sexuelle des mâles, n'est pas encore atteinte à l'âge de 18 semaines post-natal.

Mots clés : *Alectoris chukar*, succès de reproduction, testicule, perdrix, testostéronémie.

Abstract

The order Gallinacea includes 6 families of birds, of great economic importance, among them, the partridge family, including the biological object of our research: the choukar partridge (*Alectoris chukar*). This study was carried out at the Zéralda hunting center (CCZ), and spread over a period of five months, from April to August of the year 2020. It aims to study the evolution of several zootechnical parameters concerning the reproduction success of partridge populations of the last ten years, as well as the evolution of biological parameters during the growth of male partridges, the aim of which is to highlight the possible relationships existing between these different parameters, and determine the age at sexual maturity. In order to achieve our objectives, we took a sample (N = 24 partridges) of different ages, divided into 8 lots (S2, S4, S6, S8, S10, S12, S18 and adult), on which biometric measurements were been performed (body weight, length of the folded wing, tarsus and ergot). Thus, we sacrificed by bleeding, 12 partridges taken from batches (S8, S10, S12 and S18) and 3 adults, in order to remove their testicles, degrease them and fix them with formalin (10%) for the preparation of histological sections (the staining used is haemato-eosin), At the same time Venous blood was collected from cold heparinated tubes to measure testosteroneemia using a compact immunoanalysis automaton (mini-VIDAS). The results show a gradual change in body weight from S2 to adulthood. As well as a positive correlation is found between age and: the length of the folded wing, tarsus, ergot and body weight. Also, we noted that the testicles are only visible at 8 weeks of age, and their growth follows a continuous linear pattern, as well as we noted a highly significant testicular weight development between S18 and adults. The same findings were noted for testicular volume. According to this reasoning, a strong positive correlation between weight and testicular volume was reported. Histological observations reveal that the testicles of the losers are enveloped by albugina as most of the other avian and mammalian species, but the difference is that this albugina does not extend into the testicle, which explains the appearance of un compartmentalized intra-testicular space. During growth, the interstitial space gradually tightens until adulthood, where it is found to be very small compared to previous stages. We noticed the absence of spermatocytes in the seminiferous tubes at all stages of growth studied, as well as in adults no sperm is observed. The results of the testosterone dosage have reinforced all these findings, from which we noted a positive correlation between plasma testosterone levels and the two weight parameters (body weight and testicular weight). These results argue that in partridge choukar, the sexual maturity of males, is not yet reaching the age of 18 weeks post-natal.

Key words: *Alectoris chukar*, reproductive success, testis, partridge, testosteronemia.

Sommaire

Remerciements

DEDICACE

Résumé

INTRODUCTION GÉNÉRALE	16
CHAPITRE I.....	7
I.1- PRESENTATION DE LA PERDRIX CHOUKAR	8
I.1.1-Classification et répartition géographique	8
I.1.1.1-Classification	8
I.1.1.2-L'aire de répartition géographique	9
I.1.2-Caractéristiques morphologiques et plumage	10
I.1.2.1-Mensuration	11
I.1.2.2-Espèces similaires	11
I.1.2.3-Esperance de vie	12
I.1.3-Etat de conservation de l'espèce Alectoris chukar	12
I.1.4-Hybridation de la perdrix choukar	12
I.1.5-Critères de détermination du sexe.....	13
I.1.6-Critères de détermination de l'âge	14
I.2.- ETHOLOGIE DE LA PERDRIX CHOUKAR	15
I.2.1- Habitat.....	15
I.2.2-Les habitudes alimentaires chez la perdrix choukar	15
I.2.3-Comportement social et copulatoire de la perdrix choukar	16
I.2.3.1-Comportement social	16
I.2.3.2-Comportement copulatoire	16
I.2.4-Communication et perception.....	17
I.3- BIOLOGIE DE REPRODUCTION CHEZ LA PERDRIX CHOUKAR	18
I.3.1- Cycle biologique de la perdrix.....	18
I.3.2-Anatomie et physiologie de l'appareil reproducteur mâle	19
I.3.2.1-Structure des testicules	19
I.3.2.2- Fonctions testiculaires	20
I.3.3-Anatomie et physiologie de l'appareil reproducteur femelle.....	21

I.3.3.1-Anatomie de l’ovaire	21
I.3.3.2-Anatomie de l’oviducte.....	22
I.3.4-Formation de l’œuf	23
I.3.5- Différenciation sexuelle : comparaison oiseaux-mammifères	25
I.3.6-Contrôle hormonal de la reproduction chez la perdrix mâle.....	26
I.4-FACTEURS AGISSANTS SUR LA DYNAMIQUE DES POPULATIONS DE LA PERDRIX CHOUKAR	28
I.4.1-Facteurs climatiques	28
I.4.2-Compétition	29
I.4.3-Impact de l’homme	29
I.4.4-Capacité d’accueil du milieu.....	29
I.4.5- Maladies.....	30
I.4.5.1- Maladies parasitaires.....	30
I.4.5.2- Maladies bactériennes.....	30
I.4.5.3- Maladies virales	30
I.4.5.4- Avitaminoses	31
I.4.6- Prédateurs	31
CHAPITRE II.....	32
II.1-Objectifs d’étude	32
II.2-Présentation du lieu d’étude «Centre Cynégétique de Zéralda».....	33
II.3-Matériel	33
II.3.2- Matériel non biologique	33
II.3.1-Matériel biologique	33
II.4- Suivi de la reproduction en captivité.....	34
II.4.1- Nombre et sex-ratio	34
II.4.3-Alimentation des reproducteurs.....	35
II.4.4- Collecte, triage et stockage des œufs.....	35
II.4.5- Incubation et éclosion des œufs.....	36
II.4.6-Elevage des jeunes.....	38
II.4.6.1- Période d’élevage du 1 ^{er} âge.....	38
II.4.6.2- Période d’élevage du 2 ^{ème} âge	39
II.4.7- Mesures et méthodes d’analyse	39
II.4.7.1- Mesures biométriques des œufs.....	39
II.4.7.2- Suivi du développement embryonnaire de d’Alectoris chukars	39
II.4.7.3- Paramètres biologiques et zootechniques	40

II.5-Etude de la fonction testiculaire au cours de la croissance chez la perdrix choukar	41
II.5.1- Le sexage des poussins	41
II.5.2- Mesures biométriques.....	43
II.5.3- Mesures des testicules	44
II.5.4- Dosage de testostérone	46
II.5.6-Analyse statistique des résultats	50
CHAPITRE III	27
III.1.1- Succès de reproduction des perdrix choukar.....	52
III.1.1.1- Evolution des paramètres zootechniques des populations des dix dernières années.....	52
III.1.1.2- Evolution des paramètres zootechniques de la population de référence	53
III.1.2- Evolution des paramètres biométriques et pondéraux des perdrix	54
III.1.2.1- Evolution des paramètres biométriques	54
III.1.2.2- Evolution des paramètres pondéraux	56
III.1.2.3- Aspect macroscopique des testicules des perdrix choukar.....	57
III.1. 3- Aspect microscopique des testicules des choukars	59
III.1.3. 1- Evolution structurale du testicule des perdrix	59
III.1.4- Paramètre biochimique.....	65
III.1.4.1- Evolution du taux de testostérone plasmatique	65
III.2-Discussion	66
III.2.1- Evolution des paramètres zootechniques de la population référence.....	66
III.2.2-Evolution des paramètres biométriques	67
III.2.3-Evolution des paramètres pondéraux	67
II.2.4- Evolution structurale du testicule des perdrix	69
II.2.5- Evolution du taux de testostérone plasmatique	70
Conclusion et PERSPECTIVES.....	72
Annexes.....	

INTRODUCTION GÉNÉRALE



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. Ces perdrix se caractérisent par une croissance rapide, une prolificité élevée et une qualité de viande supérieure, par conséquent, elles sont mieux utilisées pour la production commerciale (**Queiroz et al., 2004**).

Concernant les principales espèces élevées et contrôlées au CCZ on trouve : Le cerf de Barbarie (*Cervus elaphus barbarus*) ; La perdrix gabra (**Mezerdi, 2011 et Mezerdi et al., 2015**) ainsi que d'autres espèces d'oiseaux [le faisan commun (**Belmokhtar et Hedibel, 2015 et Hammadi et Ikhlef, 2018**) ; la caille japonaise (**Aissiou et Mahieddine 2015 et Dahloum et al., 2016**) et la perdrix choukar (**Chekhab, 2010 et Akli et al., 2015**).

Les oiseaux sont considérés comme de bons indicateurs de la qualité et de l'évolution des milieux naturels. La survie d'une espèce qui occupe une aire de répartition géographique importante dépend de sa capacité à se protéger du climat, des maladies, de la prédation et de ces capacités à s'alimenter et de se reproduire. Cette dernière est donc un paramètre essentiel de la survie animale (**Blondel, 1995 ; Chabi, 1998**).

Chez les oiseaux, en particulier les espèces d'oiseaux sauvages, la reproduction est un phénomène cyclique, et l'activité de reproduction a généralement lieu à un moment particulier de l'année lorsque le stress est minime et que les chances de survie des descendants sont les plus élevées (**Nazrul et al., 2009**). Parmi les groupes d'oiseaux les plus remarquables, les Galliformes, de par leur importance économiques (cynégétique et gastronomique), ont suscité un intérêt particulier pour l'étude des modalités du développement post embryonnaire (**Stark et Ricklefs, 1998**).

L'élevage des races autochtones de la perdrix gabra (*Alectoris barbara*) qui est le principal gibier à plume en Afrique du Nord, demeure nécessaire dans un but économique et écologique. En effet au cours de l'année 2000, la perdrix gabra a bénéficié d'un programme national de recherche et de développement dont le but était de sélectionner une population adaptée à la vie en captivité (**Idouhar-Saadi et al., 2012**).

La perdrix gabra a déjà fait l'objet de nombreuses études, cependant, bien 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, c'est pourquoi l'en 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.

La perdrix choukar *Alectoris chukar* est une espèce qui appartient à la famille des Phasianidae (**Cetin et Kirikci, 2000**), 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**). 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**).

Notre présent travail vise à apporter une contribution à la biologie de reproduction de la perdrix choukar. Nous nous sommes proposé alors de réaliser une étude portant sur :

- ✦ Les paramètres biométriques et zootechniques de cette espèce.
- ✦ L'évolution interannuelle de succès de reproduction de ces populations.
- ✦ L'histologie testiculaire, renforcé par un dosage hormonale de la testostérone plasmatique.

*

*

*

CHAPITRE I

Synthèse Bibliographique





I.1- PRESENTATION DE LA PERDRIX CHOUKAR

I.1.1-Classification et répartition géographique

I.1.1.1-Classification

Alectoris chukar a été décrite par le zoologiste britannique **GRAY** en 1830, sous le nom initial de perdrix choukar (**Barbanera et al. 2011**) ; elle appartient à la famille des Phasianidés et à l'ordre des Galliformes. Cette espèce était auparavant considérée comme conspécifique avec la perdrix bartavelle (*Alectoris greaca*) mais elle est maintenant considérée comme une espèce distincte [**PEST RISK ASSESMENT (PRA), 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)** (<http://www.itis.gov/>) qui fournit des informations conformes et fiables sur la taxonomie des espèces biologiques. La systématique d'*Alectoris chukar* se présente comme suit :

- **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**)



Figure 1. Perdrix choukar «*Alectoris chukar*»
(www.birding.in)

Noms vernaculaires : **Arabe** : الحجل (الشنار) ; **Anglais** :chukar Partridge ;

Berbère : Thassekourth ; **Espagnol** :Perdizchukar

La perdrix choukar est aussi connue sous le nom "*Perdrix rupestre*" ou "*Perdrix indienne*".



I.1.1.2-L'aire de répartition géographique

- Dans le monde

La perdrix choukar est une espèce eurasiatique, originaire des régions montagneuses d'Asie, de l'ouest Europe et moyen orient. Sa gamme naturelle comprend la Turquie, les îles méditerranéennes, l'Iran et l'est à travers la Russie et la Chine et au sud dans le Pakistan et Népal (**Erdoğan et al., 2012**). Elle est originaire et répondeuse dans l'Himalaya occidentale de l'Inde ou elle est trouvée à une altitude de 5000m [**Birds and Briding in India (BBI), 2009**]. La perdrix choukar a été largement introduite comme gibier à plumes, et des populations sauvages se sont établies aux Etats Unis, au Canada, au Chili, en Argentine, en Nouvelle-Zélande et à Hawaï. Elle a également été introduites en Nouvelle-Galle du sud en Australie, mais les populations reproductrices n'ont pas persisté et sont probablement éteinte. Une petite population existe sur Robben Island en Afrique du sud depuis son introduction en 1964 (**Hanspeter et Kerry, 2003**). Il n'y a aucune espèce dans le genre *Alectoris* originaire d'Australie (**PRA, 2011**).

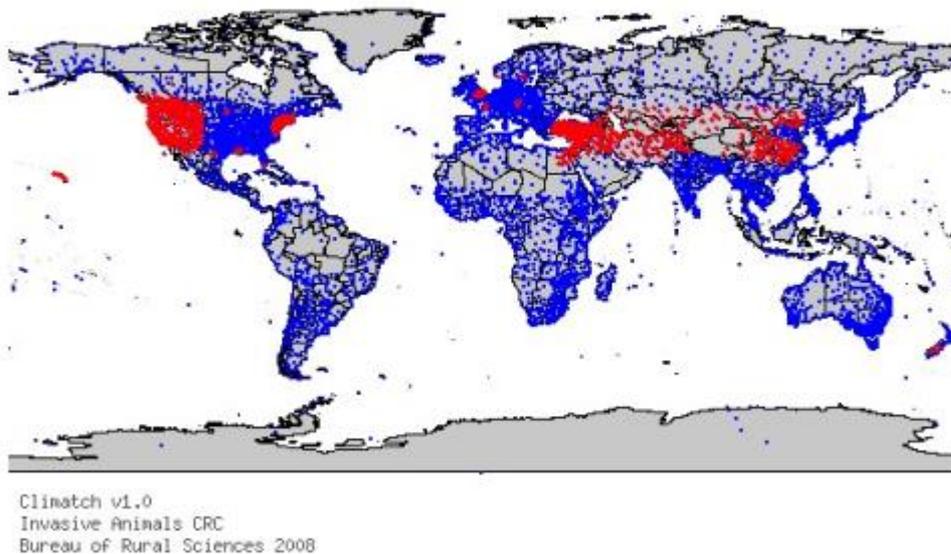


Figure 2. Distribution globale de la perdrix choukar (*Alectoris chukar*) (**PRA, 2011**)



Rich et al. (2004) ont estimé la population mondiale de la perdrix à environ deux millions d'individus. L'Europe représente environ 10 % de l'aire de répartition mondiale, et la population en Chine a été estimée entre 10 mille et 100 mille couples nicheurs tel que rapporté dans la base de données de **Bird-Life International (BLI) (2020)**.

Selon la base de données **BLI (2020)**, Cette espèce a une aire de répartition extrêmement large et par conséquent ne se rapproche pas des seuils de vulnérabilités selon le critère de taille de l'aire de répartition, la tendance démographique qui semble stable et la taille de population. Pour ces raisons, l'espèce est évaluée, comme étant la moins préoccupante.

Il existe 14 sous espèces géographiques qui vont de la Turquie et les îles méditerranéennes à l'ouest jusqu'à l'Inde et le centre du Népal à l'est (**PRA, 2011**).

- **En Algérie**

L'espèce d'*Alectoris chukar* a été introduite en Algérie depuis près de 50 ans, dont elle est élevée et contrôlée au niveau des centres Cynégétiques de Zéralda et de Tlemcen (**Idouhar et al., 2012**).

I.1.2- Caractéristiques morphologiques et plumage

Alectoris Chukar est une perdrix de taille moyenne, elle possède un corps dodu et par bien des égards, notamment sa taille et son allure générale (**BBI, 2009**). Les Choukars mâles et femelles ont la même coloration : de la nuque jusqu'au bas du dos ils sont d'une teinte gris-brun à gris clair. Une ligne noire foncée sur le front, les yeux et le bas du cou contraste la gorge blanche de la tête et de la poitrine grise, le ventre est chamois et les flancs sont bien barrés de noir et de châtaignier blanc, les plumes externes de la queue sont châtain, les becs, les marges des paupières, des pattes et des pieds sont du rose corail au rouge foncé ou cramoisi (**Gongallud et Villate, 2000**).



Figure 3. Morphologie externe de la perdrix choukar adulte (**Originale, 2020**)



Les juvéniles sont plus petits et sont tachetés de brun et de gris (**Fig.4**), les motifs de la tête, de la gorge et des flancs sont plus ternes et moins clairs et il n'ya pas de bandes noires sur la tête (**PRA, 2011**).



Figure 4. Morphologie externe d'un perdreau juvénile (**Originale, 2020**)

I.1.2.1-Mensuration

Les mâles mesurent presque 40 cm de long pour une envergure modeste. Leur poids varie de 470 – 800g et ils sont largement plus gros que les femelles en longueur et en masse. Les femelles mesurent de 450-680g (**Gongallud et Villate, 2000**).

I.1.2.2-Espèces similaires

Il existe une forte ressemblance entre la perdrix choukar et la perdrix bartavelle (**Fig.5**) ; qui est originaire du Sud-est de l'Europe, du Sud-ouest de l'Asie et du proche orient (**PRA, 2011**).

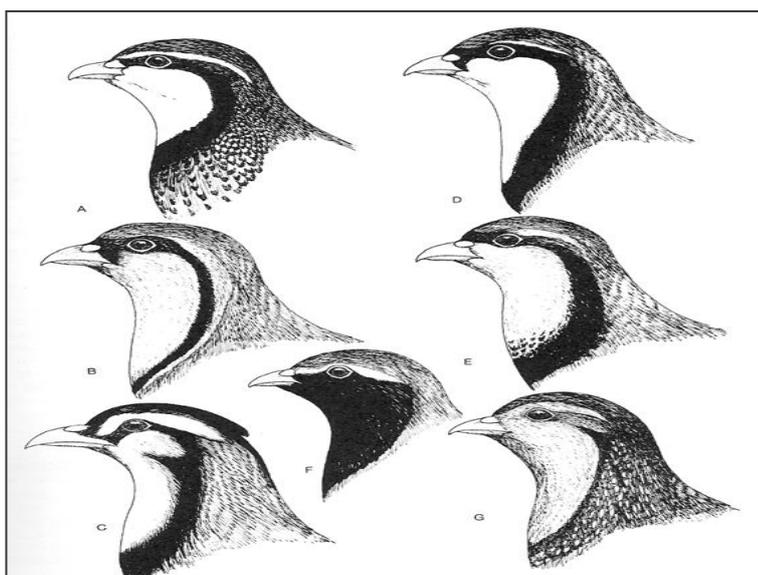


Figure 5. Plumage adulte des perdrix du genre *Alectoris* (Johnsgard, 1988). (A) rufa ; (B) magna ; (C) melanocephala ; (D) graeca ; (E) chukar ; (F) philbyi ; (G) barbara.



I.1.2.3-Esperance de vie

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

I.1.3-Etat de conservation de l'espèce *Alectoris chukar*

La perdrix choukar n'est pas menacée à l'échelle mondiale dans la plupart des régions, les populations sont stables ou en augmentation, bien que la perte d'habitat et la chasse intensive puissent affecter certaines populations locales dans leur distribution (PRA, 2011).

Selon la base de données en ligne BLI (2020), *Alectoris chukar* est répertoriée comme la moins prés occupante par l'UICN. L'espèce a une tendance démographique semble stable et la taille de la population est extrêmement large.

I.1.4-Hybridation de la perdrix choukar

L'hybridation est un phénomène connu chez de nombreuses espèces d'oiseaux génétiquement proches (Bronne, 2009). La survenu de l'hybridation naturelle est relativement fréquente chez les oiseaux et l'hybridation entropique a été documentée chez les espèces gibier a plumes, en particulier chez les Galliformes et les oiseaux aquatiques (Barilani et al., 2007).

Les perdrix rouges, bartavelles et choukar sont révélés très proches génétiquement, de sorte que l'introduction massive d'individus d'une de ces espèces peut entrainer la formation d'hybrides et la perte d'identité spécifique (Casas et al., 2012) et peut contribuer à diminuer d'avantage la forme physique des populations indigènes (Barilani et al., 2007).

Plusieurs études ont enregistré des cas de pollution génétique artificielle d'*Alectoris rufa* et *Alectoris graeca* par le génome d'*Alectoris chukar* (Randi et al. 2003, Barbanera et al., 2005, Barilani et al., 2007, Tejedor et al., 2007) ; cette situation a été observée par exemple pour les populations de perdrix rouge de Grande Bretagne, à la suite des croisements répétées avec la choukar introduite massivement dans les années 70. Les lâchers de choukar ou d'hybrides pratiqués dans le passé à grande échelle ont conduit à l'intro-agression de gènes de cette espèce dans les populations de perdrix rouges et bartavelle en France et en Italie. Cette intro-agression est problématique, car elle pourrait diminuer à long terme les potentialités évolutives et en particulier adaptatives, des populations naturelles (Barilani et al., 2007). Grâce au développement rapide de nouvelles techniques moléculaires, et en particulier de



nouveaux outils d'analyse statistique des données génétiques, il est possible désormais d'identifier les populations d'origine des individus hybrides (**Bernard, 1984**).

I.1.5-Critères de détermination du sexe

Selon **Woodard et al. (1986)**, Les sexes de certaines espèces gallinacées sont difficiles à distinguer. Un dimorphisme sexuel distinct n'est pas apparent dans le motif de couleur ou de taille de la perdrix choukar. Cunningham a rapporté une précision de sexage allant jusqu'à 80% avec des chukars âgés de 16 à 21 semaines, en utilisant des critères externes tel que la présence d'un éperon métatarsien, le poids corporel, la longueur de la plume de l'aile et le stade de mue, ainsi que l'éclat de la couleur orange du bec et des pattes (**Siopes et Wilbor, 1973**).

Weaver et Haskell (1968) ont décrit une technique pour déterminer le sexe des choukars qui a constaté que les rémiges primaires 1 et 3 étaient généralement plus longues chez les mâles que chez les femelles à 17 semaines tel que rapporté par **Woodard et al. (1986)**.

Siopes et Wilbor (1973) ont décrit une méthode de sexage cloacal à l'éclosion avec une précision de 95%. La technique utilisée consiste à une examinations de la protubérance génitale sur le bord ventral du cloaque qui est légèrement inversé. La détermination du sexe est basée sur la forme de la protubérance génitale. Chez le mâle, la protubérance est grande et en forme de cône ou de cœur ; Chez les femelles la protubérance est absente ou est petite et plate (pli génital) (**Fig. 6**). Ils ont trouvé que l'erreur la plus fréquente en utilisant cette technique était qu'un mâle soit classé comme une femelle, car certains mâles avaient une protubérance génitale relativement petite qui était facilement confondue avec le type féminin. Cette méthode a été utilisée sur les chukars jusqu'à un an, mais elle est physiquement plus facile et plus efficace sur les oiseaux d'un jour.

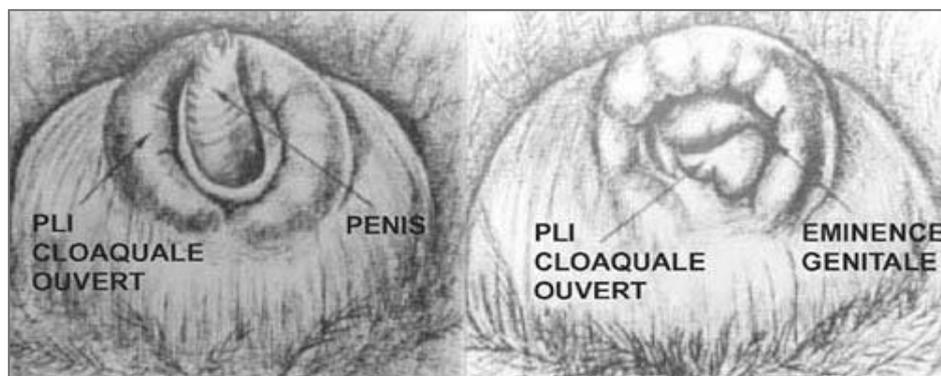


Figure 6. Organes reproducteurs mâle (à gauche) et femelle (à droite) d'oiseau d'un jour « fort grossissement » "Ministère de l'agriculture et de l'alimentation de l'Ontario" (**MAAO**).



À partir de l'observation de l'oiseau tenu en main, **El Abbassi (2006)**, a constaté que 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. En particulier, la tête du mâle de la Perdrix est plus grosse et plus carrée, alors que celle de la Femelle est plus fine et plus ronde.

D'après **Birkan (1977)**, 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 poule.

I.1.6-Critères de détermination de l'âge

D'après **Aufradet (1996)**, l'âge est une donnée intéressante pour déterminer le rapport jeunes-adultes. La détermination de l'âge d'une perdrix se fait de deux manières.

La première est celle d'observation à distance, elle est employée lors des échantillonnages de la saison d'été. Les jeunes oiseaux peuvent être distingués des adultes jusqu'à environs 3 mois à leurs silhouette générale et à l'aspect du plumage : leur taille est la plus petite, leur profile est plus allongé, la couleur de leur plumage, en particulier de la tête et de la gorge, varie en fonction de l'âge tel que décrit par **Berger (2005)**. La seconde méthode est basée essentiellement sur la mue des dix régimes primaires de l'aile numérotée de l'extérieur vers l'intérieur (**Fig.7**). Elles acquièrent trois sortes de plumages successifs, de la naissance jusqu'à l'âge adulte (**Maghnouj, 1983**) (citer par **Mezerdi, 2011**). La chute des rémiges primaires juvéniles s'effectue d'une façon régulière, en commençant par la 10ème (la plus près des rémiges secondaires) et se terminent par la 3ème (**Aufradet, 1996**).

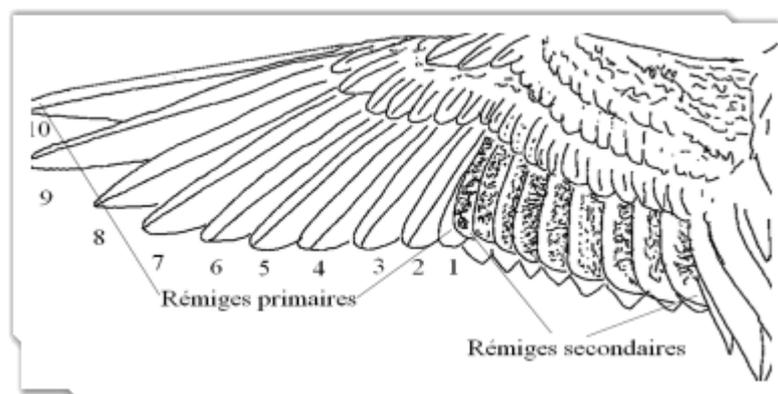


Figure 7. Dessous de l'aile de jeune oiseau (**Mezerdi, 2011**).



Tableau 1. Chute des rémiges primaires chez la perdrix grise (Aufradet, 1996).

N° Rémige	10	9	8	7	6	5	4	3
Age en jours de la chute de la rémige	24	27	33	39	47	55	67	86

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.2.- ETHOLOGIE DE LA PERDRIX CHOUKAR

I.2.1- Habitat

D'après **Klinkenberg (2019)**, les choukars sont caractéristiques des pontes sèches, ouvertes et abruptes et des habitats rocheux dans les bassins arides. Ils se produisent généralement dans les prairies sèches et sur les bancs d'armoises près des affleurements rocheux, des talus, des canyons, des falaises ou des falaises abruptes d'argile ou de limon [**Cannings et al., 1987 ; Campbell et al., 1990 ; Christensen, 1996**]. La plupart des régions qu'ils habitent sont arides avec peu de précipitation, ou semi-arides avec un peu plus de pluie (**Bilal et al., 2017**). La grande armoise est l'espèce végétale dominante, qui peut constituer une partie importante de son alimentation.

Cette espèce a tendance à éviter les zones agricoles, mais pendant les hivers difficiles avec de fortes chutes de neiges, les perdrix choukars présentent une migration altitudinale, passant des altitudes plus élevées aux terrains plus bas tel que les champs agricoles ou les villes à la recherche de nourriture. Au Printemps, en Été et au début de l'Automne, l'eau semble être le facteur déterminant de la répartition des choukars ; ils profitent de toute l'eau, de rivière à petites criques et sources à suintements presque stagnants qui humidifient à peine le sol. Après les premières pluies d'automne, lorsque les herbes commencent à germer et que des aliments succulents sont présents, les oiseaux dans les criques, se déplacent librement dans toute leur aire de répartition et habitent des sites sans eau qui étaient auparavant inoccupés (**PRA, 2011**).

I.2.2-Les habitudes alimentaires chez la perdrix choukar

Les choukars sont des butineuses au sol et sont principalement végétariens. A l'âge adulte ; les poussins se nourrissent principalement d'insectes (**Cannings et al., 1987 ; Christensen, 1996 ; Madge et McGowan, 2002**). En Colombie Britannique, les fruits de



l'olivier russe introduit sont particulièrement appréciés lorsqu'ils sont disponibles. Pendant les périodes de forte précipitation le menu est composé d'herbes et de graines, alors que pendant les rudes hivers, les oiseaux creusent intensivement à la recherche de bulbe et de rhizome, tel que rapporté par **Klinkenberg (2019)**.

I.2.3-Comportement social et copulatoire de la perdrix choukar

I.2.3.1-Comportement social

Alectoris chukar est une espèce terrestre qui passe la majeure partie de son temps au sol. Ces oiseaux sont assez sociaux, ils se rassemblent en différents nombres pour former des groupes appelés «coveys». Ils sont plus actifs pendant la journée et se cachent dans les arbustes et les affleurements rocheux la nuit (**Alkon, 2015**). La taille de covey dépend de nombreux facteurs, notamment la période de l'année, les précipitations et les conditions météorologiques ; il est composé d'un nombre variable d'adultes (5 à 40) et de leurs progénitures (**PRA, 2011**).

Les perdrix choukars ne migrent pas et les mouvements saisonniers sont altitudinaux ; pendant l'automne et l'hiver, ils se tolèrent naturellement et passent une grande partie de leur temps dans des criques. Les oiseaux se perchent et paissent en groupes serrés, et même lorsqu'ils se nourrissent, ils restent proches les uns des autres. Cependant avec l'arrivée du printemps, l'intolérance augmente et les mâles peuvent devenir fortement agressifs envers les autres à cause de l'augmentation de la production de testostérone, et ils se rassemblent autour des sources d'eau (**Stokes, 1961**).

Selon **Stokes (1961)**, la gamme de comportements allant d'une attaque à un extrême et d'une fuite à l'autre est connue sous le nom de comportement agoniste. Chez les choukars, il devient le plus fréquent pendant la saison de reproduction.

I.2.3.2-Comportement copulatoire

Les choukars sont monogames et les mâles occupent des territoires pendant la période de reproduction. Si un mâle aperçoit un autre mâle qui s'introduit sur son territoire, il défiera l'intrus en courant directement vers lui d'une manière spéciale que l'on ne trouve que dans cette situation. En cours, le dos et la queue sont horizontaux et la tête droite devant mais un peu plus bas que le dos.



Le rapport mâle-femelle dans un troupeau de volailles est un facteur majeur dans la détermination du comportement (**Haghighi et al., 2016**). Quand un mâle a l'intention de copuler avec une poule, il se tient droit plusieurs pieds derrière elle, et puis il court directement vers elle. Le comportement pré-copulatoire est fortement stéréotypé. Les parades nuptiales commencent souvent par l'appel du mâle et de la femelle. Le mâle exécute ensuite un mélange de poses et de comportements, notamment en inclinant la tête, en tournant sur le côté, en picorant des objets et en encerclant la femelle, parfois avec une aile maintenue basse qui balaise le sol (**Alkon, 2015**).

La femelle tourne directement loin de mâle et accroupie profondément avec la tête en avant et en dessous du niveau du dos, puis le mâle se dresse à environ trois à dix pieds derrière elle pendant un bref instant. La femelle intensifie son accroupissement et soulève ses ailes repliées en position horizontale et les-y maintient pendant toute la copulation. Le mâle cesse d'appeler alors qu'il place solidement son pied au milieu de son dos, attrape rigoureusement sa nuque et monte. Il s'accroupit sur le dos les ailes déployées et étendues pour qu'elles viennent complètement sur ses flancs. Il presse sa queue vers le bas jusqu'à ce qu'elle touche le sol, la femelle étant inclinée d'un côté. La copulation dure environ trois secondes, après le mâle descend et saute de plusieurs pieds. La femelle peut contribuer à s'accroupir pendant plusieurs secondes, puis se lève et ébouriffe vigoureusement ses plumes. Rarement une deuxième copulation suit immédiatement (**Stokes, 1961**).

I.2.4-Communication et perception

Tous les oiseaux ont un répertoire d'appels. Relativement peu ont été étudiés de manière approfondie, et des répertoires entiers n'ont pas souvent été minutieusement documentés (**Marler, 2004**).

Les appels des choukars sont nombreux et variables. La plupart des appels et des postures peuvent être donnés par les deux sexes bien qu'à des fréquences très différentes (**Stokes, 1961**). Les fonctions des appels incluent non seulement la reproduction, mais aussi l'alerte d'un danger, l'annonce et l'échange de nourriture, et le maintien de la proximité sociale et de la composition et de l'intégration du groupe (**Marler, 2004**).

L'appel caractéristique des chukars et celui dont l'espèce tire son nom commun est un mandrin utilisé par les deux sexes qui se transforme progressivement en chukar, d'où le nom de «Perdrix choukar ». A l'intensité la plus élevée, un seul appel peut durer 20 secondes avec



jusqu'à trois appels par minute, et à chaque appel, la queue effectue des mouvements synchronisés, légers, de haut en bas. Cet appel est généralement donné par un individu perché ostensiblement sur un affleurement rocheux ou un autre perchoir proéminent. Il semble que cet appel nommé l'appel de rallye ait trois fonctions. Tout d'abord, en raison de son volume sonore, il annonce l'emplacement de l'oiseau appelant. Cela peut servir à repousser les mâles intrus. Deuxièmement, il peut avoir une fonction sexuelle, servant à attirer les femelles vers le mâle, d'ailleurs l'appel devient plus fréquent et plus intense avec l'avènement de la saison de reproduction. Troisièmement, l'appel se produit après la dispersion d'une covey (Stokes, 1961).

I.3- BIOLOGIE DE REPRODUCTION CHEZ LA PERDRIX CHOUKAR

I.3.1- Cycle biologique de la perdrix

Le cycle annuel 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 en printemps.

La transition entre les deux 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 de septembre, les perdrix se regroupent de nouveau en compagnies. Donc ce cycle est rythmé par les saisons (Alaoui, 1992).

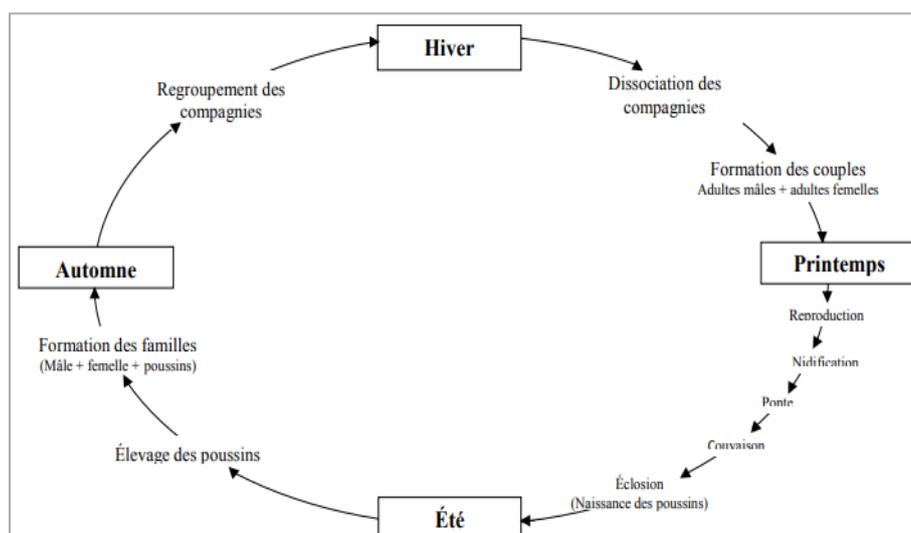


Figure 8. Cycle annuel de la Perdrix choukar (*Alectoris chukar*) (Mezerdi, 2011)



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

Chez les mâles, l'ensemble des organes sexuels sont internes et le tractus génital est assez réduit ainsi qu'il n'existe pas de glandes accessoires différenciées (Braun, 2004).

I.3.2.1-Structure des testicules

L'appareil reproducteur de perdrix mâle est composé de deux testicules présents au niveau du pôle crânial des reins, caudalement aux surrénales, en rapport avec le foie, le proventricule et la paroi dorsale de l'abdomen à laquelle ils sont reliés par le mésorchium. Chaque testicule est la réunion d'agrégat de tubules séminifères anastomosés (contrairement aux mammifères) et de tissu conjonctif, le tout étant entouré d'une capsule de tissu conjonctif d'environ 80-90µm d'épaisseur selon les espèces. De forme allongée à bords arrondis à la manière d'un haricot, en phase de quiescence, ils deviennent plus larges lors de la saison sexuelle. Chez les immatures, le testicule droit est souvent plus volumineux. (Braun, 2004).

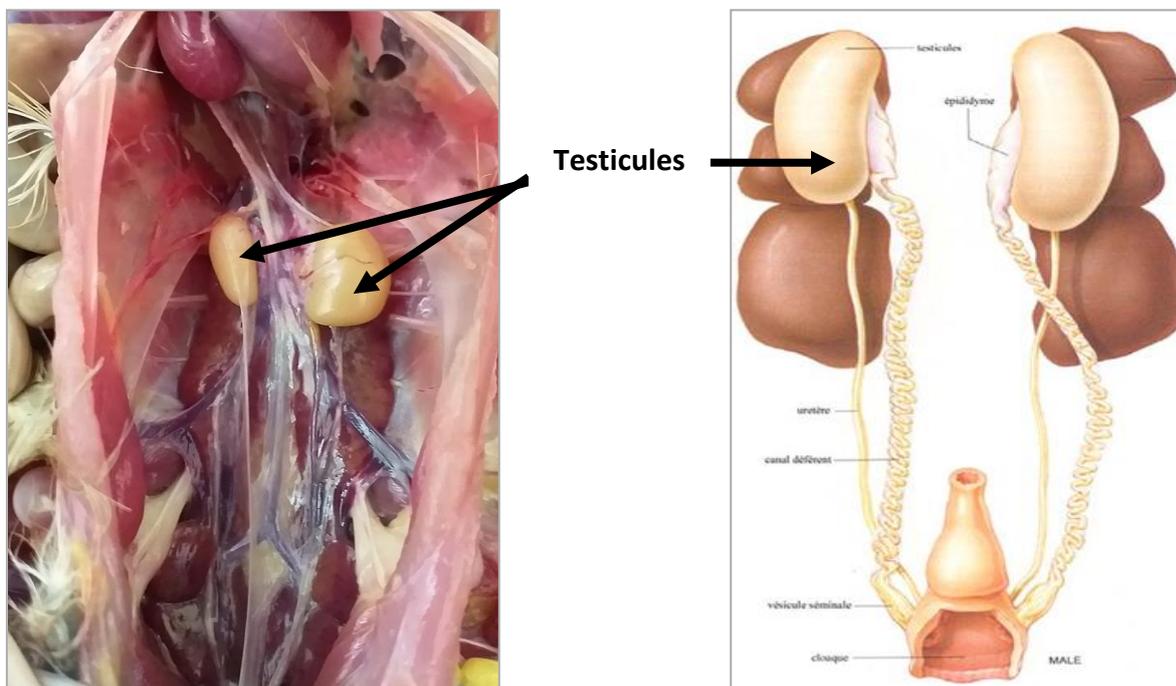


Figure 9. Localisation des organes reproducteurs d'un mâle de perdrix adulte (À gauche : Photo réelle) (Originale 2020) ; (À droite : Représentation schématique) (Del Hoyo, et al., 1994).

- **Tubes séminifères :**

Dans les espèces avicoles, leur diamètre est de l'ordre de 250 à 300 µm, ils sont généralement arrondis et leur juxtaposition laisse apparaître la zone inter-tubulaire située au



niveau des méats formés par plusieurs tubes contigus (**Leborgne et al., 2005**). On trouve deux catégories de cellules dans les tubes séminifères : des cellules somatiques et des cellules germinales. Pour les cellules somatiques on a deux parties : les cellules myoïdes, qui contribuent au déplacement des spermatozoïdes et du fluide testiculaire depuis la lumière des tubes séminifères jusqu'au rête testis ; et les cellules de Sertoli qui sont de grandes cellules pyramidales disposent d'un gros noyau plus ou moins arrondi contenant un nucléole bien visible. Au niveau des cellules de Sertoli se déroule la méiose et la spermatogénèse dans un milieu différent, ainsi elles assurent plusieurs fonctions tels que le contrôle de la production de cellules germinales et la coordination de leur migration au sein des tubes, secrètent en particulier de nombreuses protéines comme l'inhibine et exercent une fonction de phagocytose. Ce sont aussi des cellules cibles pour FSH et la testostérone tel que rapporté par (**Combarnous et Volland, 1997**).

- **Tissu interstitiel :**

Ce tissu contient essentiellement des capillaires sanguins et des cellules plus au moins chromophiles, à noyau arrondi, les cellules de Leydig (**Aire, 1997**). Ces cellules, à forte activité stéroïdogène dès le stade embryonnaire, sont stimulables par la LH et produisent, en particulier, la testostérone. Elles sont donc en partie responsables de la fonction endocrine des testicules (**Leborgne et al., 2005**).

I.3.2.2- Fonctions testiculaires

- **Spermatogénèse :**

C'est un processus chronologiquement long qui représente la fonction exocrine des testicules, elle se déroule au niveau des tubes séminifères. (**Amann et Schanbacher, 1983 ; Johnson, 1991**). La spermatogénèse est un processus conservé dans les testicules des vertébrés, où la spermatogonie se développe en spermatocytes qui subissent une méiose pour produire des spermatides qui entrent dans la spermiogénèse et subissent une transformation morphologique en spermatozoïdes (**Pudney, 1995**). Ces étapes se déroulent au sein de l'épithélium séminifère (**Pérrard et al., 2010**). Au cours de ces phases, les spermatogonies souches produisent plusieurs générations de spermatogonies, dont la dernière donne naissance aux spermatocytes, eux-mêmes transformés en spermatides (**Sauveur, 1988**).

Les oiseaux sont des animaux homéothermes et les testicules sont internes, donc la spermatogénèse se produit à environ 41°C, ce qui est bien plus élevé que les températures



acceptables pour la spermatogénèse des mammifères tel que rapporté par **Leborgne et Tanguy (2014)**.

- **Stéroïdogénèse**

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

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

Les niveaux de testostérone en circulation au cours du cycle de reproduction semblent jouer un rôle crucial dans la reproduction aviaire. La manipulation des niveaux de testostérone affecte le succès de l'accouplement des mâles (**Silverin, 1980 ; Watson et Parr, 1981 ; Wingfield, 1984**).

I.3.3-Anatomie et physiologie de l'appareil reproducteur femelle

La reproduction des femelles d'oiseaux est, à bien des égards, plus proche de celle des reptiles que de celle des mammifères : oviparité, stockage prolongé des spermatozoïdes, etc. Elle se caractérise aussi par des particularités anatomiques et fonctionnelles propres à ces classes (**Leborgne et al., 2005**). L'appareil génital chez l'oiseau femelle comprend un seul ovaire fonctionnel et un seul oviducte (**Sauveur, 1988**), situés l'un et l'autre dans la partie gauche de l'abdomen, tel que rapporté par. L'ovaire et l'oviducte droits, présents chez le jeune embryon, régressent en effet bien avant l'éclosion (**Leborgne et al., 2005**).

I.3.3.1-Anatomie de l'ovaire

Tel que rapporté par **Braun (2004)**, au repos, l'ovaire est une masse grisâtre, aplatie et plus au moins triangulaire présente près de la glande surrénale gauche et comprenant de nombreux follicules lui donnant un aspect granuleux. Selon **Sauveur (1988)**, Lors de la période d'activité sexuelle, il prend l'aspect d'une grosse grappe jaunâtre (**Fig.10**) présente près du lobe



crânial du rein. La couleur générale de l'ovaire évolue de gris clair à jaune franc au cours des dernières semaines précédant la maturité sexuelle (**Leborgne et al., 2005**). Il consiste en un cortex constitué de follicules en développement, et d'une médulla constituée de cellules interstitielles, de fibres nerveuses, de muscles lisses et de vaisseaux sanguins regroupés en zones vasculaires irrégulières. L'ovaire est attaché par le ligament mésovarien à l'extrémité craniale du rein ; il est enchâssé dans le sac aérien abdominal gauche (**Braun, 2004**).



Figure 10. Ovaire gauche de la poule et sa grappe ovarienne (**Leborgne et al., 2005**).

I.3.3.2-Anatomie de l'oviducte

Selon **Leborgne et al. (2005)**, L'oviducte est le lieu de formation de l'œuf. Non sécréteur chez les poussins, l'oviducte développe progressivement sa muqueuse interne, en particulier lors de la phase d'allongement rapide qui précède l'entrée en ponte. A la maturité sexuelle, il apparait comme un long tube de gris à rose très pale. Il est suspendu par deux ligaments épais au « plafond » abdominal dans la région du rein gauche.

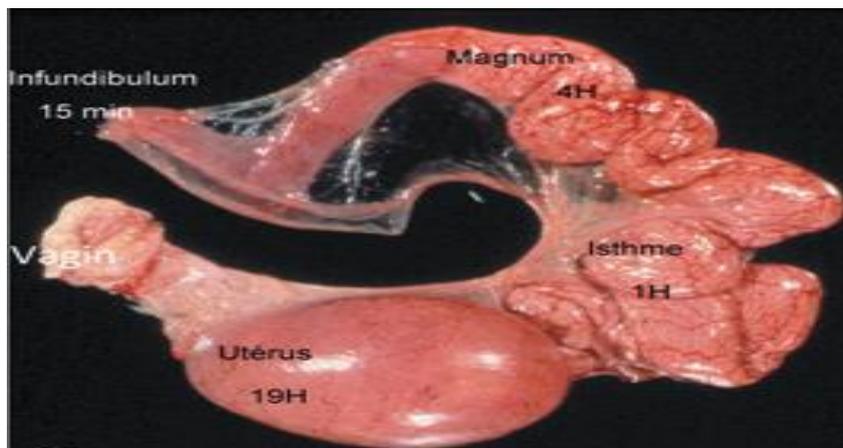


Figure 11. Oviducte de poule pondeuse (**Leborgne et al., 2005**).



De l'ovaire au cloaque, on distingue six régions anatomiques successives (**Fig.11**) :
l'infundibulum : qui est le lieu de fécondation de l'ovocyte

Magnum : qui constitue la zone dans laquelle l'albumen est synthétisé puis déposé

Isthme : c'est à ce niveau que sont déposées les deux membranes coquillères

Utérus : responsable de la sécrétion des constituants de la coquille

Jonction utérovaginale : qui joue un rôle essentiel dans le stockage prolongé des spermatozoïdes

Vagin : qui dans sa partie inférieure, il débouche dans

l'urodeum : partie médiane du cloaque.

I.3.3- Stockage des spermatozoïdes dans l'oviducte

Les femelles d'oiseaux disposent de deux sites de stockage prolongé de spermatozoïdes dans leur oviducte, le site utérovaginal (**Fig.12**) et le site infundibulum. Chacune de ces régions contient des structures très particulières dans lesquelles les spermatozoïdes peuvent survivre et conserver leur pouvoir fécondant pendant plusieurs jours à plusieurs semaines (selon l'espèce et l'état physiologique) (**Leborgne et al., 2005**).

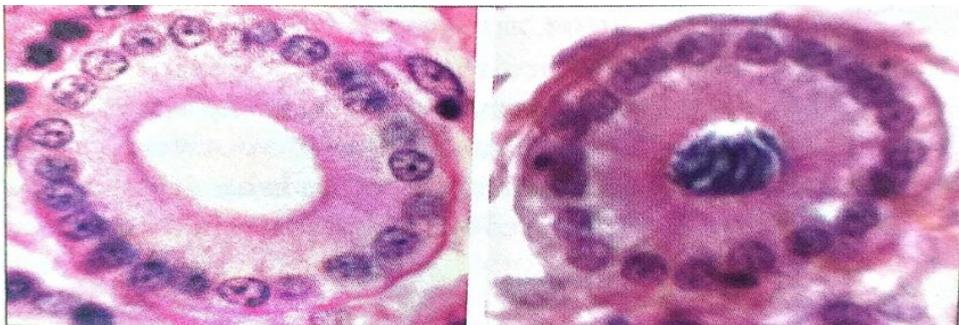


Figure 12. Coupes transversales de glandes utérovaginales chez la poule sans spermatozoïdes (à gauche) et remplies de spermatozoïdes (à droite) (**Leborgne et al., 2005**)

I.3.4-Formation de l'œuf

Les œufs des oiseaux ont le vitellus fusionné en une masse compacte séparée du cytoplasme de la cellule, ce type d'œuf se nomme **télolécithe**.

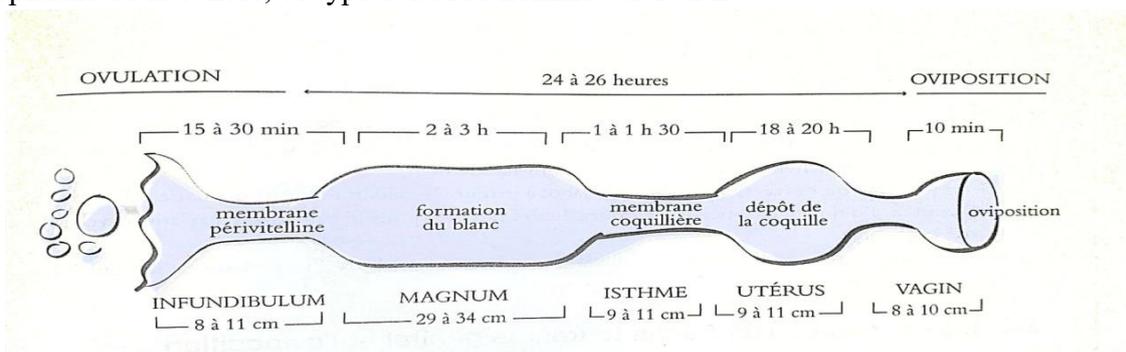




Figure 13. Principales étapes de la formation de l'œuf après libération de l'ovocyte par rupture de follicule ovarien (Leborgne et al., 2005)

L'œuf, formé dans le tractus génital femelle (l'oviducte), est la plus grande cellule unique connue. Entre le moment de l'ovulation et celui de la ponte, le gamète télolécithe parcourt l'ensemble du tractus génital femelle en 24 à 26 heures, et à chacune des étapes correspondent l'addition d'un constituant de l'œuf (Leborgne et al., 2005). Les principales étapes de la formation de l'œuf sont représentées schématiquement par la **figure 13**.

L'œuf qui vient d'être pondu représente une structure portant l'embryon au stade blastoderme comptant 30.000 à 50.000 cellules et contenant tous les éléments nutritifs et protecteurs qui assurent son développement jusqu'à l'éclosion. Les principales parties de l'œuf, dans l'ordre de leur dépôt (De l'intérieur vers l'extérieur) sont : le jaune (Vitellus) ; le blanc (L'albumen) ; les membranes coquillères et la coquille tel que décrit par **Leborgne et al. (2005)**.

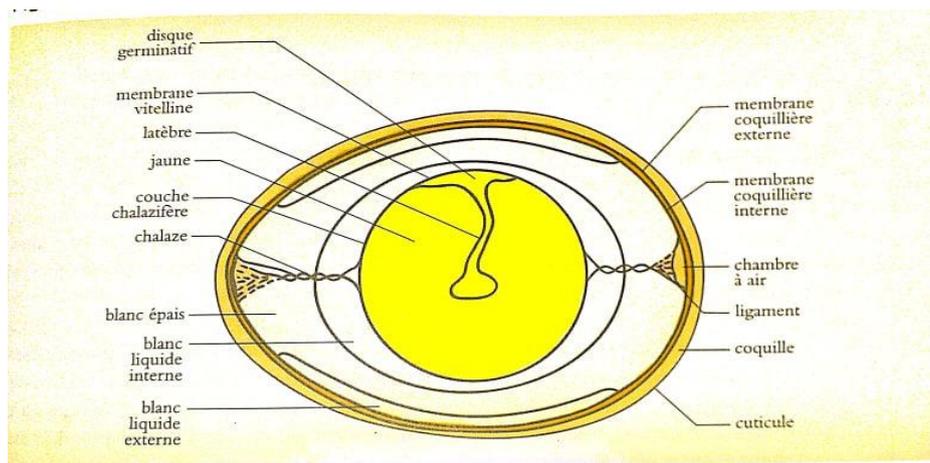


Figure 14. Structure interne de l'œuf de la poule (Leborgne, 2005)

Les caractéristiques physiques de l'œuf telles que le poids, la forme, le volume et la surface sont importantes pour l'industrie avicole et dans les études biologiques, car elles peuvent être utilisées dans la recherche sur la population et la morphologie écologique et pour prédire le poids des poussins, l'éclosion des œufs et les caractéristiques de qualité de la coquille, et paramètres de contenu d'œuf [Narushin et Romanov, 2002 ; Altuntas et Sekeroglu, 2010].



I.3.5- Différenciation sexuelle : comparaison oiseaux-mammifères

Chez les mammifères, le sexe hétérogamétique est celui du mâle (Chromosomes sexuels X et Y), et la femelle est homogamétique XX, chez les oiseaux, en revanche, le sexe hétérogamétique est celui de la femelle ZW, alors que le mâle est ZZ (**Masabanda et al., 2004**). Dans le cas d'un sexe génétique ZZ, le facteur de la régression mullérien est produit, les canaux de Muller régressent en conséquence, et les canaux de Wolff se transformeront en canaux déférents. Les gonades se différencient en testicules qui produiront entre autres de la testostérone (**Sentenac, 2015**).

D'après **Sentenac (2015)**, Si le sexe génétique est ZW, les protéines produites par les gènes des chromosomes W, vont provoquer la différenciation des gonades en ovaires. Le facteur mullérien est inhibé par les œstrogènes produits par l'ovaire. Ce qui aura par conséquence le développement d'oviductes à partir des canaux mullériens, ainsi que la régression des canaux de Wolf sous l'influence des œstrogènes (**Fig.15**).

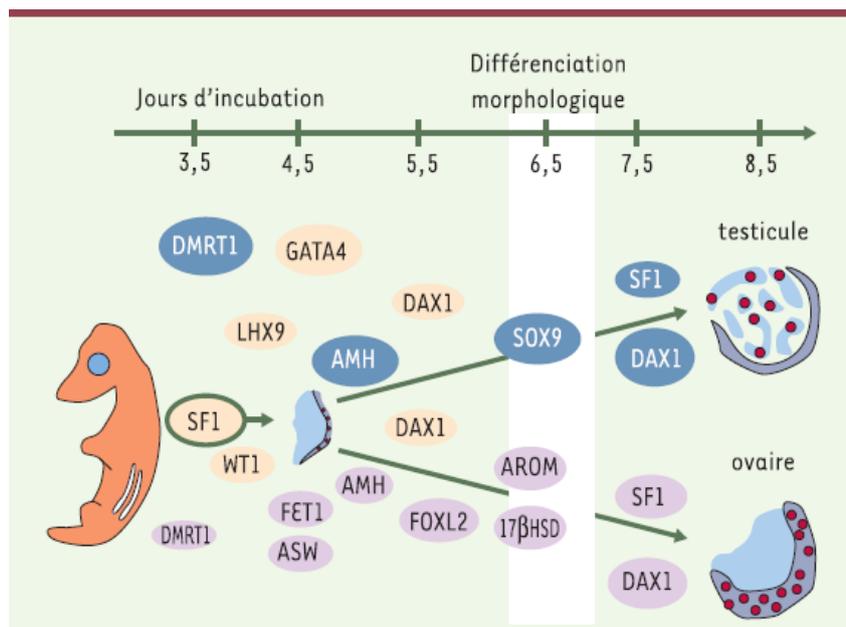


Figure 15. Expression des gènes durant la période de différenciation gonadique (**Smith et Sinclair, 2004**).

Les cercles indiquent le début de l'expression, en bleu chez le mâle et en violet chez la femelle. La taille indique l'importance comparative de l'expression.

Contrairement à ce qui se passe chez les mammifères pour le deuxième X, le deuxième chromosome Z n'est pas inactivé chez les mâles. De nombreux gènes liés au Z sont transcrits en double. Le gène DMRT1 " un bon candidat pour la détermination mâle " est absent sur le W et n'est pas réglé par un effet de dosage génique. Il est exprimé en quantité beaucoup plus



importante chez les mâles avant et pendant la différenciation gonadique. La protéine DMRT1 est d'abord localisée dans les noyaux des cellules des cordons médullaires. Il est étonnant de voir que, chez la drosophile, ou chez *Caenorhabditis elegans*, les homologues de DMRT1 ont aussi des fonctions spécifiques du mâle. DMRT1 représente donc un très ancien gène de détermination mâle présent dans différents phylums (**Teranishi et al., 2001**).

L'hypothèse d'une interaction entre W et Z a été proposée dans un nouveau modèle de détermination sexuelle aviaire. Une équipe japonaise a en effet mis en évidence une région hyperméthylée et inactive sur le bras court des deux Z chez les mâles (MHM). Dans l'unique chromosome Z chez les femelles, cette région MHM est en revanche hypométhylée, transcrite avec un ARN non codant de haut poids moléculaire (**Teranishi et al., 2001**).

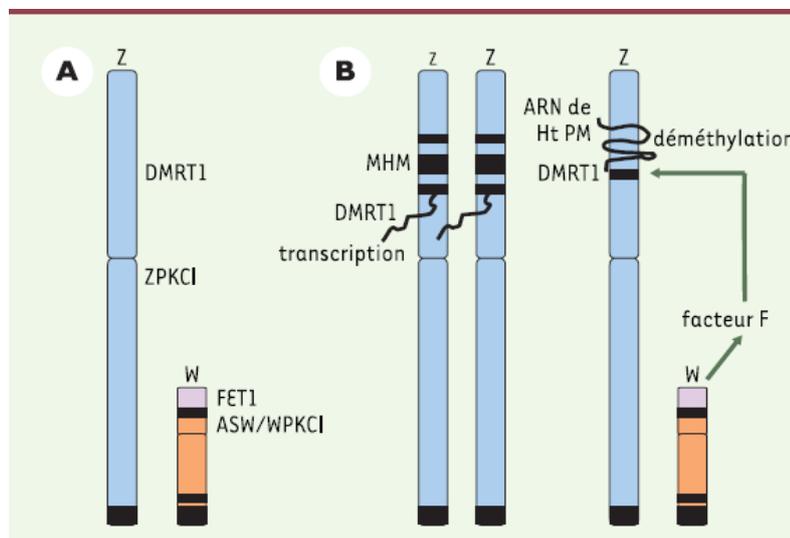


Figure 16. Gonosomes aviaires Z et W (**Smith et Sinclair, 2004**)

(A). Quelques gènes portés par les gonosomes aviaires.

(B). Mécanisme proposé pour la régulation de la zone MHM chez les femelles, par action d'un facteur porté par W.

I.3.6-Contrôle hormonal de la reproduction chez la perdrix mâle

Chez les mâles, l'activité testiculaire est sous le contrôle des gonadotrophines, l'hormone lutéinisante (LH) et l'hormone folliculostimulante (FSH), qui sont synthétisées dans l'hypophyse antérieure (**Shalet, 2009**).

D'après **Braun (2004)**, Les photorécepteurs présents dans le cerveau informent l'organisme sur la photopériode, et stimulent la production de l'hormone de libération des gonadotrophines (GnRH) sous forme de pulses. Chez les oiseaux, deux types de GnRH sont synthétisés, mais apparemment seule la GnRH-I possède une activité sur la synthèse et la



sécrétion des gonadotrophines. La GnRH stimule à son tour la production de FSH et de LH, hormones régulant la testostérone ainsi que la maturation et la fonction testiculaire. Selon **Shalet (2009)**, elles sont libérées dans la circulation sanguine et activent leurs récepteurs exprimées sur des cellules de Leydig et des cellules de Sertoli, respectivement, pour stimuler la sécrétion de testostérone et la spermatogenèse dans le testicule (**Fig.17**).

Les stéroïdes testiculaires exercent en retour, comme chez les mammifères, un contrôle négatif sur la production de GnRH, limitant ainsi la production des hormones gonadotropes LH et FSH par l'hypophyse. Cette action est complétée par celle de l'inhibine, une hormone non stéroïdienne secrétée par les cellules de Sertoli et exerçant elle-même un rétrocontrôle négatif sur la sécrétion de FSH (**Leborgne et al., 2005**).

Les cellules neuronales exprimant l'hormone inhibitrice de la gonadotrophine (GnIH) situées dans le noyau para ventriculaire (PVN) chez les oiseaux et l'aire hypothalamique dorso médiale (DMH) chez les mammifères, se projettent sur l'éminence médiane (ME) pour contrôler la fonction antérieure de l'hypophyse par l'intermédiaire du récepteur GnIH (GPR147), exprimés dans les gonadotropes (**Ubuka et al., 2014**). Ainsi les neurones GnIH se projettent également sur les neurones de GnRH qui expriment les GPR147 au niveau de la zone pré optique de l'hypothalamus (**Bentley, 2008 ; McGuire et Bentley, 2010**)

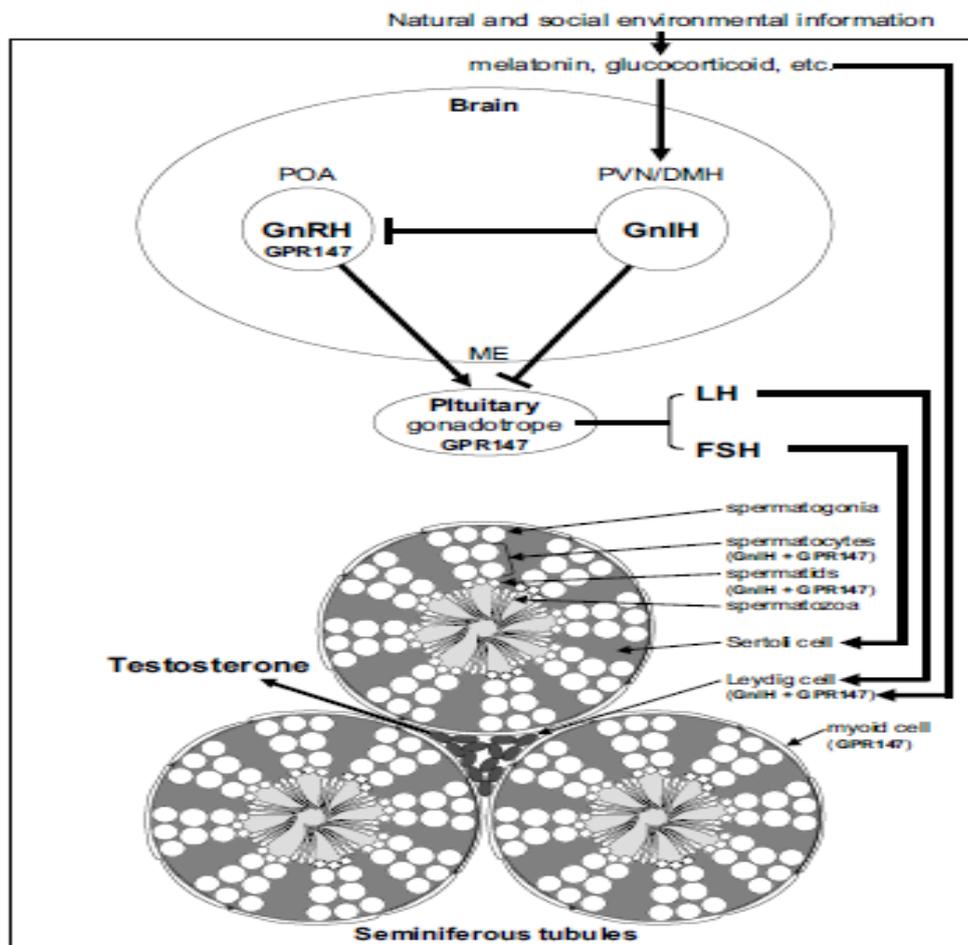




Figure 17. Modèle schématique des actions centrales et directes de GnIH sur l'activité testiculaire chez les oiseaux et les mammifères (Ubuka et al., 2014).

Les gonades vertébrées sont connues pour exprimer de nombreux «neuropeptides» (Ubuka et al., 2014). Ubuka et al., (2013), ont démontré l'expression de GnIH et de ses récepteur dans le système reproducteur aviaire, y compris les gonades et les organes reproducteurs accessoires des oiseaux passeriformes et galliformes, agissant éventuellement de manière autocrine / paracrine à tous les niveaux de l'axe hypothalamo-hypophyso-testiculaire, pour supprimer la sécrétion de testostérone et la spermatogénèse.

L'expression de GnIH est plus régulée par la mélatonine, les glucocorticoïdes et l'environnement social chez les oiseaux et les mammifères, ce qui suggère un rôle important dans la régulation appropriée de l'activité testiculaire de façon saisonnière, pendant le temps de stress et lors de l'interaction avec les congénères chez les oiseaux et les mammifères (Ubuka et al., 2014).

I.4-FACTEURS AGISSANTS SUR LA DYNAMIQUE DES POPULATIONS DE LA PERDRIX CHOUKAR

D'après Durantel (2003), la perdrix a fait l'objet d'études très poussées concernant sa biologie et la dynamique de ses population, à fin d'apporter des solutions à sa régression alarmante dans de nombreuses régions. Le déclin des populations de perdrix est dû à des causes poly factorielles. Certaines causes ont été statistiquement prouvées, pour d'autres il est difficile d'avoir des résultats permettant de conclure.

I.4.1-Facteurs climatiques

Pendant la période de reproduction entre Mai et Juillet et la période hivernale de novembre à Mars, les conditions météorologiques constituent un des facteurs essentiels qui influencent le niveau des populations de perdrix (Clément, 2004).

En périodes de couvaison et d'éclosion, le rôle de la pluie va être crucial pour la reproduction (Mezerdi, 2011) ; de mauvaises conditions ont un impact négatif déterminant en



noyant les nids, en tuant les embryons et les poussins qui régulent difficilement leurs températures. De mauvaises conditions climatiques retardent aussi l'éclosion des insectes et diminuent leur activité. Leur pénurie peut provoquer une forte mortalité des poussins qui en dépendent pour leur survie (Clément, 2004).

I.4.2-Compétition

Elle existe à trois niveaux : Compétition pour les sites de nidification ; compétition pour le territoire et la compétition pour la nourriture qui est en fonction de l'abondance et de la structures des populations (Birkan, 1977).

I.4.3-Impact de l'homme

Le vingtième siècle a vu une intensification des pratiques agricoles qui a eu un effet négatif sur les populations de perdrix.

L'utilisation des produits phytosanitaires a pu avoir un effet direct sur les individus par contamination. Chez la perdrix, le Thirame (Fongicide) provoque le blocage de la ponte (Schricke, 1991). Les insecticides et herbicides ont des effets néfastes indirects comme la destruction des insectes, nourriture de base des poussins (Durantel, 2003).

I.4.4-Capacité d'accueil du milieu

La capacité d'accueil d'un milieu pour une population animale intègre des phénomènes d'ordre écologiques et éthologiques notamment la compétition interspécifique, un couvert végétal stable au cours de la période de reproduction est très déterminant pour la nidification de la Perdrix Grise (*Perdix perdix*) et pour la distribution des couples au printemps. Birkan (1977) a remarqué que la densité des couples augmente en fonction de la nature de la végétation

Tableau 2. Relation entre la densité des couples des Perdrix Grise et le type d'occupation du sol dans un territoire de chasse situé près de Provins (Birkan, 1977).

Indices	Densité (couple/ 100ha)	Nature de la végétation
0	Nulle	Terre nue
1	Faible (moins de 16)	Orge et Blé de printemps
2	Moyenne (16 à 35)	Blé d'hiver
3	Forte (25 à 70)	Luzerne
4	Très forte (plus de 70)	Luzerne (en pâture)



I.4.5- Maladies

Selon **Clément (2004)**, toute population animale sauvage vivante intégrée dans la nature est soumise à des prédateurs et des agents (parasites, bactéries et virus) qui provoquent des maladies. L'éleveur doit éviter l'apparition de maladies qui pourraient endommager la capacité de reproduction des oiseaux mais également transmettre des maladies par voies directes coquille-poussin et ainsi affaiblir les jeunes oiseaux issus de ces parquets. Le traitement préventif et le lavage des œufs sont moins coûteux que les traitements curatifs (**Gongallud et Villate, 2000**).

I.4.5.1- Maladies parasitaires

- ❖ **La coccidiose** : Elle est due à la multiplication dans les cellules de l'intestin d'un protozoaire (**Clément, 2004**). Ces parasites affectent les jeunes perdreaux âgés de huit semaines à trois mois, surtout les années humides (**Durantel, 2003**).
- ❖ **La syngamose** : C'est une maladie parasitaire de la trachée due à un ver nématode (*syngamus sp.*), caractérisée par une difficulté respiratoire, coupée de crises d'étouffement (**Clément, 2004**).

I.4.5.2- Maladies bactériennes

- ❖ **Les mycoplasmoses** : Il s'agit d'une maladie infectieuse, contagieuse répandue chez beaucoup d'espèces aviaires domestiques ou sauvages. L'agent causal est une très petite bactérie de Gram négatif du genre *Chlamydia*, qui est un parasite intracellulaire obligatoire. L'appareil respiratoire est le plus souvent atteint, parfois l'intestin, la rate est très souvent hypertrophiée (**Gongallud et Villate, 2000**).
- ❖ **La pseudo-tuberculose** : C'est une maladie sporadique, qui se caractérise par une pullulation dans le sang de bactéries pathogènes, *Yersinia pseudotuberculosis* (**Clément, 2004**).

I.4.5.3- Maladies virales

- ❖ **La maladie de Newcastle** : Selon l'organisation mondiale de la santé animale (OIE), elle est due à un virus appartenant à la famille des paramyxoviridae. C'est une maladie très contagieuse et elle est zoonose très bénigne. Certaines souches virales attaquent le système nerveux, d'autres l'appareil respiratoire ou digestif.
- ❖ **La grippe aviaire** : C'est une maladie contagieuse qui affecte de très nombreuses espèces aviaires sauvages ou domestiques. Elle est indiscernable cliniquement de la maladie de



Newcastle et se traduit par des troubles respiratoires d'intensité variable affectant la quasi-totalité des oiseaux avec une mortalité allant de 1 à 100 % (**Gongallud et Villate, 2000**).

I.4.5.4- Avitaminoses

La première conséquence d'un manque de vitamines est en quelque sorte une moindre résistance aux maladies, quelquefois même elle peut provoquer la stérilité chez les reproducteurs.

- **Avitaminose D** : Elle se manifeste par un rachitisme, une inflammation des articulations et lors de la ponte, à des coquilles d'œufs très faibles.
- **Avitaminose E** : La vitamine E est par excellence la vitamine de la reproduction, donc un manque de celle-ci comportera des troubles lors de la reproduction (WWW.APDCANARI.com).

I.4.6- Prédateurs

Selon **Aufradet (1996)**, la prédation a un rôle important car elle contribue à limiter le nombre des individus, en éliminant les plus jeunes, les plus âgés ainsi que les animaux déficients. Les prédateurs sont indispensables aux équilibres naturels. La prédation renforce et développe les comportements anti-prédateurs des espèces proies et espèces prédatrices sont indissociables et nécessaires dans un écosystème (**Clément, 2004**).

Les oiseaux gibier ont à subir d'importantes pertes par la prédation. Parmi les principaux prédateurs, on rencontre des mammifères et des oiseaux : Corneille noire ; geai des chênes ; renard roux ; fouine ; chat et chien errant, qui font payer une lourde tribu à nos oiseaux gibier. La régulation des prédateurs est un facteur important pour favoriser le petit gibier (**Gongallud et Villate, 2000**).

CHAPITRE II

Matériel & Méthodes





Dans ce chapitre, nous présenterons deux parties complémentaires de notre recherche, sur la biologie de la reproduction de la Perdrix choukar. Une partie est réalisée au niveau du centre cynégétique de Zéralda (CCZ), qui concerne la routine et les conditions générales d'élevage de cette espèce, tandis que la deuxième partie est réalisée au niveau des laboratoires : laboratoire d'anatomie pathologique de D^r AMANI et du CHU Nefissa Hamoud, à l'Hussein Dey pour l'étude histologique, et au niveau du laboratoire d'analyses de biologie médicales de D^r GHELIM à l'Arbaa-Blida pour le dosage hormonal.

Le travail s'est étalé sur cinq mois, du mois d'Avril au mois d'Août de l'année actuelle.

II.1-Objectifs d'étude

✦ Suivre le déroulement de la ponte et de différentes routines d'élevage appliquées par le centre. En raison de la pandémie du Covid-19 et les mesures de confinement prises afin de diminuer le risque de transmission du virus, nous n'avons pas pu faire ce suivi, donc les données citées dans cette partie sont fournies par des spécialistes du centre. Ces données regroupées au cours de la saison de reproduction de l'année actuelle sont insuffisantes pour calculer tous les paramètres zootechniques. Donc on a pensé à faire ces calculs pour les dix dernières années (2011-2020), afin d'étudier l'évolution des performances de la reproduction à travers ces années. L'année 2019, été considérée comme une année modèle, où on a détaillé les calculs pour chaque série.

✦ Suivre le développement embryonnaire au cours de l'incubation des œufs, *via* des analyses portant sur des indicateurs de succès des incubations artificielles d'une part et le contrôle des conditions de la normalité du processus d'incubation *via* le calcul du coefficient de perte du poids des œufs durant l'incubation d'autre part. En raison de la pandémie du Covid-19, nous n'avons pas pu effectuer cette partie.

✦ Suivre l'évolution des paramètres biométriques (poids corporel, longueur de l'aile pliée, d'ergot et du tarse et poids et volume testiculaire) et de l'histologie testiculaire au cours de la croissance des perdreaux mâles dont le but est de mettre en évidence les éventuelles relations existant entre ces différents paramètres, ainsi qu'effectuer un dosage de la testostéronémie pour la détermination de l'âge à la maturité sexuelle.



II.2-Présentation du lieu d'étude «Centre Cynégétique de Zéralda»

Le Centre Cynégétique de Zéralda a été créé par décret n° 83-76 du 8 Janvier 1983. Il s'étend sur un 19,75 ha, il est situé à 30 Km à l'ouest d'Alger au lieu-dit Foret 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 18. Entrée du Centre Cynégétique de Zéralda (Original, 2020)

II.3-Matériel

II.3.2- Matériel non biologique

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

II.3.1-Matériel biologique

Le matériel biologique utilisé dans le cadre de notre étude est la perdrix choukar «*Alectoris chukar*». Les oiseaux reproducteurs 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.

Les œufs mis en incubation (OMI) (N=2527) ont été ramassés pendant toute la saison de reproduction de cette espèce de la fin Mars à la fin juin.

Après l'éclosion et le transfert des perdreaux vers les chambres d'élevage, et afin d'étudier l'évolution de la fonction testiculaire au cours de la croissance

Pour cela, 21 perdreaux ont été sélectionnés appartenant à 7 séries différentes d'âge croissant répartis en 7 lots (S2, S4, S6, S8, S10, S12 et S18), en plus de ces lots, nous avons



ajouté un autre lot de 3 perdrix à l'âge adulte. L'ensemble des lots sont élevés dans les mêmes conditions d'élevage appliquées par le centre cynégétique de Zéralda.

Tableau 3. Les différentes classes d'âge et l'effectif de poussins de perdrix utilisés pour l'étude (Original, 2020).

n° Lot	Âge (semaines)	Effectifs	Paramètres étudiés	
1	2	3	Mesures biométriques	Dosage de la testostérone + Histologie des testicules
2	4	3		
3	6	3		
4	8	3		
5	10	3		
6	12	3		
7	18	3		
8	Adulte	3		

II.4- Suivi de la reproduction en captivité

II.4.1- Nombre et sex-ratio

Les sex-ratios sont un aspect clé de l'histoire naturelle d'une espèce et sont particulièrement importants, car ils influencent le comportement, la structure sociale et la dynamique du système de reproduction (Székely et al., 2006 ; Kosztolányi et al., 2011; Riordan et al., 2015).

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 mise en reproduction pour cette espèce a été appliquée au CCZ durant le mois de novembre. 66 mâles et 85 femelles ont été installés dans des volées d'entretien.

II.4.2-Unité d'élevage

Les oiseaux sont maintenus en période de reproduction dans un parquet de ponte (Fig.19). C'est une unité élémentaire d'un élevage de gibier, de forme rectangulaire et d'une superficie de 2044 m² divisé en 2 volièrres séparés par un siège avec une porte ouverte 24/24 heures et de 1,85 m de hauteur implanté sur un sol de texture sableuse pour éviter toute stagnation des eaux de pluie. Les oiseaux se disposent d'un abri constitué d'une tôle, des abreuvoirs et des mangeoires (Fig.20).



Figure 19. Volière d'entretien des perdrix choukar au CCZ (Original, 2020)



Figure 20. Installation d'abreuvoirs, de mangeoires et d'abri au niveau de volière d'entretien (Original, 2020)

II.4.3-Alimentation des reproducteurs

Un aliment de type « poule pondeuse » est fourni aux Perdrix, pendant la période de ponte, qui est un aliment complet, supplémenté et vitaminé. Cet aliment est composé selon L'OFFICE NATIONAL DES ALIMENTS DU BETAAIL (ONAB) de Maïs, Tourteau de Soja issues de meunerie, Calcaire, Phosphates, Sel, Acides aminés, Oligoéléments, Poly-vitamines, antioxydants, facteurs de croissance (antibiotiques). Les suppléments sont les antibiotiques, la flavomycine, les antioxydants B, H, T et les vitamines A, E, D3. Selon **Gongallud et Villate (2000)**, l'aliment distribué en cette période couvre deux besoins celui d'entretien qui constitue la base nécessaire à l'oiseau pour vivre et le besoin d'exportation qui contribue pour la poule à la production d'œufs et pour le coq à la production de gamètes.

II.4.4- Collecte, triage et stockage des œufs

Après un ramassage hebdomadaire de chaque série, depuis mars jusqu'à Juin 2020, 12 séries sont collectées. Les œufs sont déposés dans des plateaux, puis triés où sont éliminés ceux qui sont impropres à l'incubation. Ils sont conservés dans une salle de stockage, après qu'ils



soient désinfectés par une fumigation (KMn₄) et au formol, pour éviter toute contamination probable durant la phase d'incubation.



Figure 21. Salle de stockage des œufs (à droite), les plateaux de stockage des œufs (À gauche) (Original, 2020)

II.4.5- Incubation et éclosion des œufs

II.4.5.1- Phase d'incubation

La durée de l'incubation des œufs de Perdrix est de 21 jours. L'incubateur utilisé est un incubateur VICTORIA I-72 professionnel de grande dimension (**Fig.22**). L'appareil est doté de systèmes de sécurité innovants qui permettent de surveiller constamment la température de fonctionnement, à l'aide de dispositifs d'alarme définis sur les valeurs de température minimale et maximale. Le retournement quotidien des œufs est effectué par un dispositif mécanique approprié, qui grâce à un fonctionnement constant automatique, favorise une formation correcte de l'embryon, empêchant les adhérences nuisibles aux parois de l'œuf.

Le VICTORIA I-72 a une capacité en œufs de Perdrix égale à 18144.

O **Temperature**

La température de l'incubation idéale est de 37,7° à 38,7°C. Les erreurs de réglage de température expliquent la plupart des échecs d'où son ajustement avec soin. Un thermomètre incorporé à la machine permet de vérifier la température et donc de placer les oeufs dans les bonnes conditions.

O **Hygrométrie**

L'hygrométrie optimale se situe entre 50 et 60 %. Les pertes quotidiennes d'eau par l'œuf à travers les pores de la coquille augmentent régulièrement au cours de l'incubation. Au 21^{ème} jour d'incubation, la perte totale représente 15 à 16 % du poids initial de l'œuf. Afin de maintenir cette évaporation à un taux optimal, l'humidité doit être contrôlée pour un développement correct de l'embryon



o Teneur de l'air en oxygène et en gaz carbonique

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



Figure 22. Salle d'incubation des œufs (à droite), le paramétrage de l'incubateur VICTORIA I-72 pendant l'incubation des œufs de perdrix (à gauche) (Original, 2020)

II.4.5.2- Phase d'éclosion

À l'âge de 21 jours, les œufs sont placés dans une couveuse artificielle de marque Victoria I-72 (Fig.24), pour séjourner pendant 3 jours, après avoir effectué une opération de Mirage (Fig.23) pratiquée à l'aide d'un mire-œufs, qui est un matériel produisant une source lumineuse vive que l'on pose sur l'œuf, les rayons lumineux traversent celui-ci et l'on peut ainsi constater l'état de développement de l'embryon. Il s'agit d'une opération qui se pratique à partir du 10^{ème} jour d'incubation dans une chambre obscure, pour examiner les œufs un par un, afin de trier les œufs fécondés (sombres) et les œufs non fécondés (clairs) ; cette étape de mirage ne se pratique que dans les cas des expérimentations.

Pendant leur séjour dans l'éclosoir, ils sont mis à plat dans des plateaux grillagés à fonds horizontaux, avec une température qui doit être maintenue constante à 37,7°C et l'humidité relative doit être augmentée de manière significative et varier entre 67% le premier jour à 86% le troisième jour. Quand la plupart des œufs sont éclos (12 à 48 heures), les poussins sont enlevés et placés dans une éleveuse artificielle où ils séjournent pendant trois (3) jours.

Il faut signaler que le non-respect des conditions d'incubation peut causer des pertes au niveau des deux phases, incubation et éclosion.



Figure 23. Mirage (Mezerdi, 2011)



Figure 24. Éclosoir Victoria I-72 (à droite) (Mezerdi, 2011) ; Poussin d'un jour dans un éclosoir (à gauche) au niveau de la salle d'éclosion du couvoir du CCZ (Originale, 2020)

II.4.6-Elevage des jeunes

Après l'éclosion, les poussins sont transférés aux bâtiments d'élevage, chaque bâtiment comporte une série de perdreaux. Ces chambres de 16m² avec un sol couvert d'une litière ou paille, sont équipées d'un abreuvoir, mangeoire et d'un radiant. En dehors des besoins en eau et d'alimentation, les poussins se disposent des soins sanitaires et un contrôle continu pour empêcher toute propagation de maladies.

II.4.6.1- Période d'élevage du 1^{er} âge

Les perdreaux nouvellement nés sont placés dans des chambres d'élevage préalablement chauffées à température adéquate de 37°C. C'est dans ces chambres que les poussins séjournent 4 semaines. Par la suite, deux trappes de chaque chambre seront ouvertes pour que les



perdreux âgés de 5 à 6 semaines aient accès aux parcours extérieurs grillagés (Fig.25). L'ensemble de ces chambres d'élevage et parcours est appelé bâtiment d'entretien.

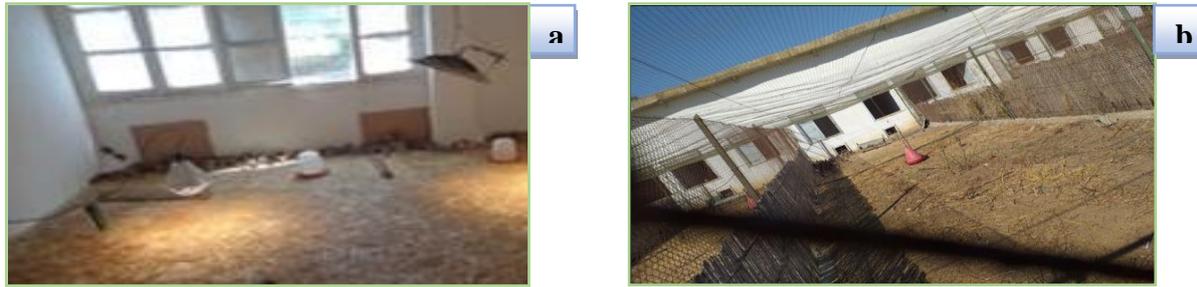


Figure 25. Bâtiment d'entretien : (a) Chambre d'élevage ; (b) Parcours extérieur grillagé (Originale, 2020)

II.4.6.2- Période d'élevage du 2ème âge

À partir de l'âge de 16 semaines, les perdreaux (semi-adultes) sont transférés dans des volés d'entretien, se sont des vastes volières (Fig.26). En mois de Janvier, le sex-ratio est installé, puis en fin Février au début de Mars on a la formation des familles de perdrix. Ces volières permettent aux perdrix de développer des réflexes pour être capables de s'adapter au milieu naturel.



Figure 26. Volés d'entretien des perdreaux au niveau de CCZ (Originale, 2020)

II.4.7- Mesures et méthodes d'analyse

II.4.7.1- Mesures biométriques des œufs

À cause de la coïncidence de la période de ponte chez les perdrix avec la période de quarantaine, nous n'avons pas pu prendre les mesures biométriques des œufs.

II.4.7.2- Suivi du développement embryonnaire de d'Alectoris chukars

À cause de la coïncidence de la période d'incubation des œufs de la perdrix avec la période de quarantaine, nous n'avons pas pu faire le suivi du développement embryonnaire de la perdrix choukar.



II.4.7.3- Paramètres biologiques et zootechniques

Pour objectif de contrôler les paramètres biologiques nous avons procédé à l'identification de la qualité des œufs en calculant :

o Taux de ponte

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

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

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

o Taux d'éclosion

Le taux d'éclosion est calculé par la formule suivante :

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

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

o Taux d'éclosabilité

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

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

- **ECB (%)**: Taux d'éclosabilité.
- **PE** : Production de poussins (nombre de poussins produits).
- **NOI**: Nombre d'œufs incubés.



o Taux de fécondité

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

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

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

o Taux de mortalité embryonnaire

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

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

- **ME (%)** : Taux de mortalité embryonnaire.
- **OEM** : Œufs des mortalités embryonnaires.
- **OF** : Nombre d'œufs fécondés = nombre d'œufs incubés – nombre d'œufs clairs.

II.5-Etude de la fonction testiculaire au cours de la croissance chez la perdrix choukar

II.5.1- Le sexage des poussins

Pendant les 3 premiers mois, les mâles ont été reconnus par observation de l'oiseau tenu en main (**Fig.27**). D'après **El Abbassi (2006)**, La tête du mâle de la Perdrix est plus grosse et plus carrée, alors que celle de la femelle est plus fine et plus ronde.

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.28**), il est présent chez les mâles et absent chez les femelles (**Birkan, 1977**).

Le sexe des perdreaux a été confirmé après sacrifice (**Fig.29**).



Figure 27. Sexage des perdrix par observation naturelle selon le critère de la forme de la tête : (A+B) perdreaux juvénile; (C+D) perdrix adultes; (A+C) les femelles; (B+D) les mâles (Originale, 2020).



Figure 28. Sexage des perdrix choukars par observation naturelle selon le critère d'apparition d'ergot : (A) femelle adulte; (B) femelle semi adulte; (C) mâle adulte; (D) mâle semi adulte (Originale, 2020).

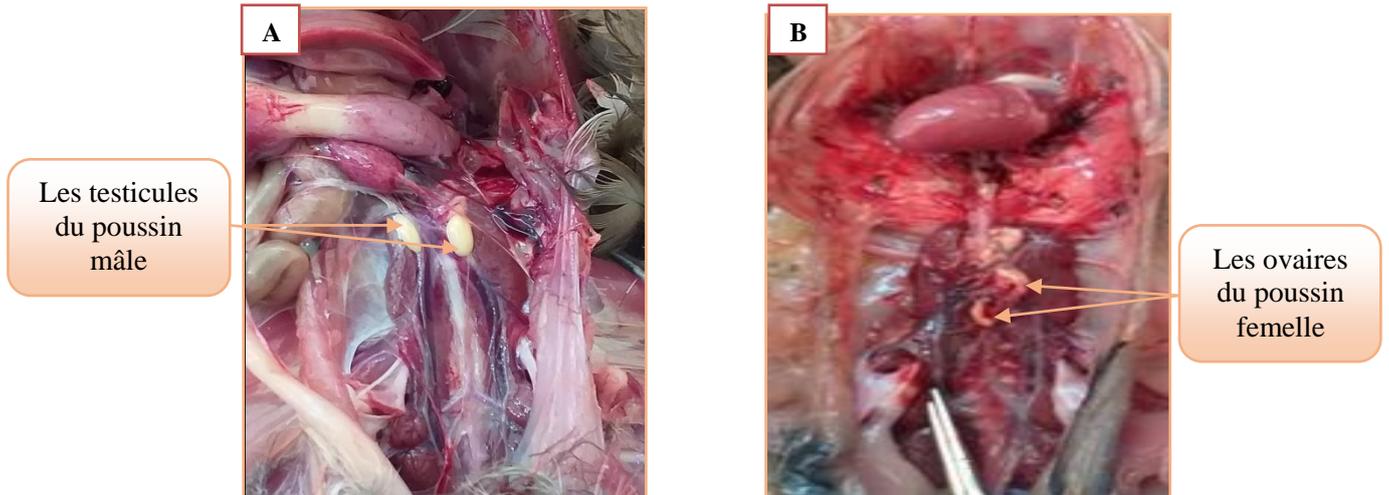


Figure 29. Appareils génitaux mâle (A) et femelle (B) des perdreaux à l'âge de dix semaines (Originale, 2020).

II.5.2- Mesures biométriques

Les mesures biométriques ont été réalisées sur un échantillon de 18 perdreaux de 2 à 18 semaines d'âge (avec un intervalle d'âge de 2 semaines et à raison de 3 animaux par âge), 3 perdreaux semi adultes (de 18 semaines) et 3 perdrix adultes, prélevés à partir des lots mis en élevage.

Lors de la manipulation, les oiseaux 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.5.2.1- Poids corporel

Lors de la prise de la mesure du poids, nous avons enveloppé les perdreaux dans un pochon respirable pour éliminer le stimulus visuels stressants, calmant ainsi l'animal.

Les perdreaux ont été pesés à l'aide d'une balance électronique de précision (510 g).

II.5.2.2- 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.



II.5.2.3- Longueur de l'aile pliée

La longueur d'une aile est définie comme la distance entre la partie distale du carpe et le bout de la plus longue rémige primaire. La mesure sur l'aile a été réalisée à l'aide d'une règle métallique graduée en millimètre.

II.5.2.4- Longueur de l'ergot

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

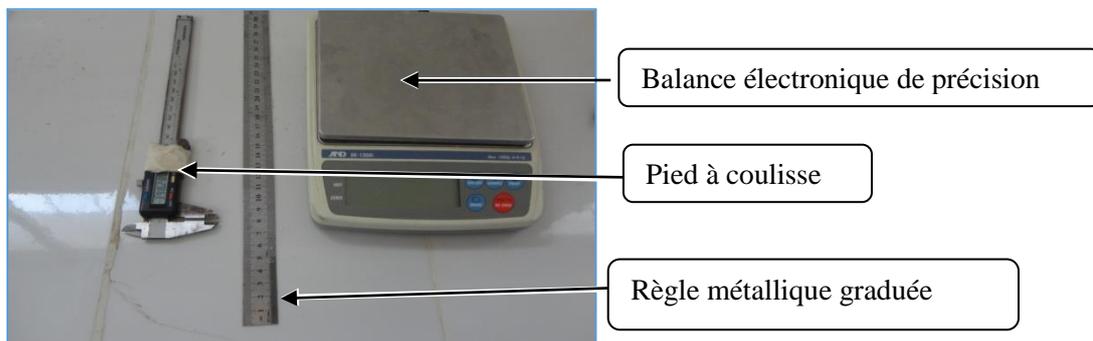


Figure 30. Matériel utilisés pour les mensurations des perdreaux (Originale, 2020).

II.5.3- Mesures des testicules

II.5.3.1- Protocole du prélèvement des testicules

Après la saigné vers 11h du matin, l'animal est posé en décubitus dorsal avec les membres écartés. Une boutonnière juste en avant de l'orifice cloacal a été réalisée. A partir de cette boutonnière, une incision du plan cutané a été effectuée jusqu'à la base du bec. De la même manière, une incision du plan musculaire a été effectuée. L'ensemble des organes digestifs a été extériorisé hors de la cavité abdominale afin de visualiser l'appareil génital mâle in situ (Fig. 31).

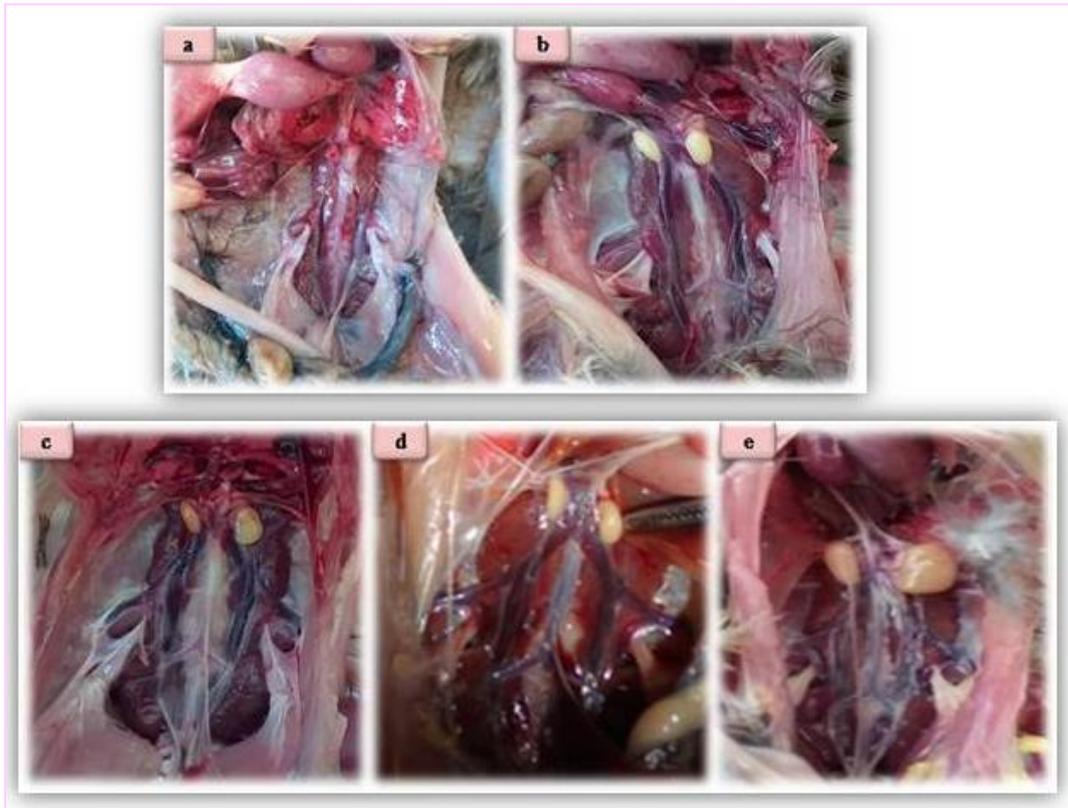


Figure 31. Évolution de l'appareil génitale masculin de la perdrix choukar au cours de la croissance (**Originale, 2020**). : (a) perdreau de 8 S ; (b) perdreau de 10 S ; (c) perdreau de 12 S ; (d) perdreau de 18 S ; (e) perdrix adulte

II.5.3.2- Détermination du volume testiculaire

À l'aide d'une règle métallique graduée, on a mesurée la longueur, la largeur et l'épaisseur des testicules droits et gauche pour déterminer le volume testiculaire chez la perdrix choukar dans différents stades de croissance (**Fig.32**).

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

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

Où **A** et **B** représentent la moitié du grand et petit diamètre testiculaire.

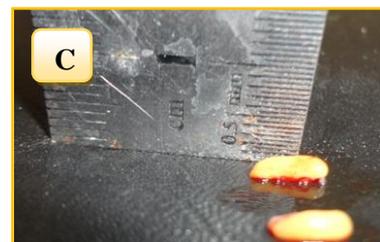


Figure 32. Mesures de testicule gauche d'une perdrix choukar de 18 semaines (**Originale, 2020**).: (A) mesure de la longueur ; (B) mesure de la largeur ; (C) mesure de l'épaisseur



II.5.3.3- Poids testiculaire

Après le prélèvement des deux testicules (droit et gauche) à l'aide d'une pince fine, ils ont été pesés séparément à l'aide d'une balance électronique de précision (0.0001g) (**Fig. 33**) puis sont fixés dans le formol à 10% en vue d'une étude histologique.

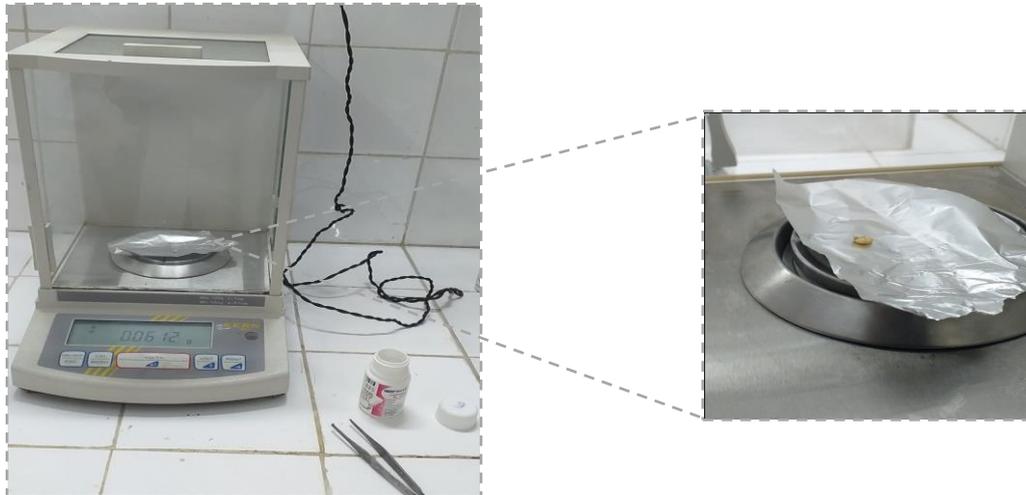


Figure 33. Pesée du testicule de perdrix à l'aide d'une balance électronique de précision (**Originale, 2020**).

II.5.4- Dosage de testostérone

Afin de doser la testostérone plasmatique des oiseaux, des ponctions de la veine alaire des perdrix (adultes et semi-adultes) ont été réalisés à 10h du matin, avec des aiguilles appropriées pour recueillir le sang veineux dans des tubes héparinés froids (**Fig.34**). Ces derniers ont été transférés dans une glacière vers le laboratoire d'analyses de biologie médicale (GHELIM) de l'Arbaa (Blida). Pour les perdreaux, le sang artério-veineux a été recueilli juste après les sacrifices.



Figure 34. Prélèvement sanguin au niveau de la veine alaire chez une perdrix (mâle) de 18 semaines (**Originale, 2020**).



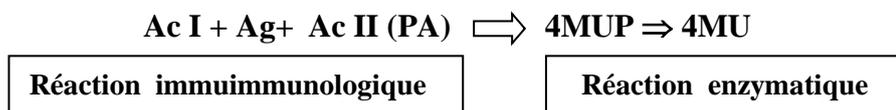
a. Méthode d'analyse

b. Principe biologique

Le dosage de la testostérone plasmatique est réalisé par la technique ELFA abréviation de (**Enzyme Linked Fluorescence Assay**). Le principe de dosage associe une méthode immuno-enzymatique par compétition à une détection par fluorescence.

Le test ELFA passe par deux réactions, la première est immunologiques entre un AC primaire qui est un AC monoclonal de souris anti- testostérone, puis une liaison d'Ag avec un AC secondaire conjugué : dérivé de la testostérone marqué à la Phosphatase Alcaline.

La 2^{ème} réaction est entre l'enzyme qui est la Phosphatase Alcaline qui transforme un substrat enzymatique fluorogène (4 methyl embellyferil phosphate) en un produit fluorescent (4methyl embellyferil) (pour plus de détaille, allez vers **Annexe I**).



II.5.5- Technique histologique

La confection de coupes histologiques permet d'avoir une vision globale de la morphologie des tissus suite à une observation au microscope photonique après une coloration de routine, ou d'avoir une vision sur un élément tissulaire particulier après les colorations spéciales.

Seule une bonne utilisation de contrôles adéquats permet d'obtenir des résultats explicables et reproductibles en histologie.

Le matériel spécifique utilisé pour les techniques histologiques est présenté en annexe. Elle comporte plusieurs étapes :

II.5.5.1- Fixation

Immédiatement après le prélèvement, nous avons émergé les testicules dans des flacons bien bouchés et étiquetés contenant le formaldéhyde (formol) à 10 %.

Cette étape a pour but la conservation des structures cellulaires et tissulaires dans un état aussi proche que possible du vivant et le durcissement des tissus.



II.5.5.2- Inclusion

L'inclusion a pour but la réalisation de coupes histologiques. Elle consiste à enfermer l'organe dans un bloc de paraffine dur de consistance homogène que l'on coupera au microtome. Ce processus comporte quatre étapes :

a. Déshydratation

Comme la paraffine est hydrophobe, le prélèvement doit d'abord subir une déshydratation. Les cassettes contenant l'organe à étudier sont mises dans cinq bains d'alcool de degré croissant 70° (1bain), 96° (2bains), 100° (2bains) pendant 30 minutes pour chacun.

b. Eclaircissement

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

c. Pénétration des pièces par la paraffine

Cette étape consiste à éliminer le butanol et à le remplacer par la paraffine. Les pièces sont placées successivement dans deux bains de paraffine pure à l'étuve à 60°C, où chacun dure 1 heure.

d. Confection des blocs de paraffine

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 total sur une plaque froide et il est conservé à la congélation à une température de - 4° C. jusqu'à la réalisation des coupes.

II.5.5.3- Microtomie

a. Confection des coupes

Tout d'abord, le bloc a été installé sur le porte bloc du microtome semi-automatique est muni d'une manivelle dont chaque tour entraîne l'avancement du porte bloc animé d'un mouvement de va-et-vient de haut en bas et de bas en haut, réglé à 20 µm afin d'éliminer le



surplus de la paraffine. Lorsque la pièce apparaît dans le plan de coupe, on ramène l'échelle à 5 µm pour obtenir des coupes fines sous forme de ruban.

b. Etalement des coupes

Dans un bain marie en acier, on dépose les rubans obtenus sur la surface de l'eau distillée chauffée à 37° C pendant quelques minutes, puis on les étale délicatement sur des lames nettoyées à l'alcool et portant les indications de l'organe correspondant., ensuite ils sont transférées dans une étuve à 60° C pendant 30 min pour augmenter l'adhérence des coupes.

II.5.5.4- Coloration

Elle a pour but d'établir le contraste naturel des coupes et de rendre plus évidents les différents constituants cellulaires et tissulaires. C'est la coloration topographique de routine (Hémato-Eosine), qui a été effectuée.

a. Déparaffinage

Avant toute coloration, les coupes doivent être débarrassées de la paraffine, pour que les colorants puissent pénétrer dans les tissus. Le réactif utilisé est le xylène. Les coupes sont déposées dans un bain de xylène pendant 30min.

b. Réhydratation

Elle a pour objet de retirer le xylène du tissu et le remplacer par l'eau. Les lames sont passées dans les trois bains successifs d'alcools de degrés décroissants (100°, 96°, 70°) d'une durée de 5min chacun. Les pièces sont enfin lavées à l'eau distillée pendant 5 minutes environ avant coloration.

c. coloration

Les solutions d'hématoxyline (Coloration de routine) contiennent de l'hématéine et un mordant métallique (sels d'aluminium ou de fer). Ce mordant est responsable de la coloration. L'éosine colore les cytoplasmes en rose et les fibres dans une gamme de roses plus ou moins vifs selon l'acidophilie des différents éléments (**Annexe I**).

II.5.5.5- 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. Après montage, les lames sont séchées sur papier absorbant et enfin observées au microscope photonique.



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

II.5.6-Analyse statistique des résultats

Les résultats numériques sont représentés sous forme de moyenne arithmétique accompagnée de l'erreur standard à la moyenne (ESM). La validité statistique des différences est calculée par l'ANOVA à une voie et le test de Student en utilisant le logiciel Statistica. Le test Tukey est utilisé pour la comparaison *post hoc* entre les groupes expérimentaux. La significativité des différences est retenue au taux de 5%.

o Moyenne arithmétique

$$x = \frac{\sum xi}{n}$$

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

o Erreur standard à la moyenne

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

Avec

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

- δ : écart type

o Validité statistique :

La différence entre deux moyennes comparées est statistiquement significative si la probabilité « p », lue en fonction du nombre de degrés de liberté ($d.d.l = n1+n2 - 2$) 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 (***)



○ **Coefficient de corrélation**

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

$$r = \frac{P}{\delta x \cdot \delta y}$$

Avec

$$P = \frac{1}{n} \Sigma xy - \bar{x}\bar{y}$$

$$(\delta x)^2 = \frac{1}{n} \Sigma (x - \bar{x})^2$$

$$(\delta y)^2 = \frac{1}{n} \Sigma (y - \bar{y})^2$$

- **r** : coefficient de corrélation.

- **P** : covariance.

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, traite les paramètres zootechniques du succès de la reproduction des choukars des dix dernière années, la seconde partie, concerne l'évolution des mesures biométriques ainsi que les paramètres pondéraux et l'aspect macroscopique des testicules des perdrix, la troisième est consacrée pour l'aspect microscopique des testicules des perdrix à différents stades d'âge, quant à la dernière partie, elle interprète les résultats biochimiques obtenus.

III.1.1- Succès de reproduction des perdrix choukar

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

- Œufs avariés (œufs claires, mortalités embryonnaires) ;
- Production des Poussins.
- Taux d'éclosion.

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

III.1.1.1- Evolution des paramètres zootechniques des populations des dix dernières années

A partir des résultats obtenus (**Fig. 35**), nous pouvons aisément dire que pendant les dix dernières années du **2011** jusqu'au **2020**, notre population totale présente des taux relativement élevés et faibles et qui fluctuent dans un éventail des valeurs minimales et maximales assez court. Par exemple nous notons un taux de fécondité minimal de 64,56 % en 2020 et un taux maximal de 92,44%. Pour le taux d'éclosion, il est enregistré avec un maximum de 129,37% durant l'année 2011 et un taux minimal de 62,90 % en 2019, nous avons enregistré des taux de mortalités embryonnaires comprises entre la fourchette de 0,26% et 30,71 %, enregistré en 2015 et 2019 respectivement.

En effet le taux maximal d'éclosabilité était en 2013 de 187,35% et un taux minimal de 32,56 % en 2015. Cela peut être expliqué par l'existence d'une corrélation négative entre le taux d'éclosabilité et le taux de mortalité embryonnaire, c'est-à-dire que quand le taux



d'éclosabilité (ECB%) augmente, le taux de mortalité embryonnaire (ME%) diminue (TabA.1).

Nous n'avons pas arrivé à calculer le taux de mortalités embryonnaires pour l'année 2020, à cause d'insuffisance de données.

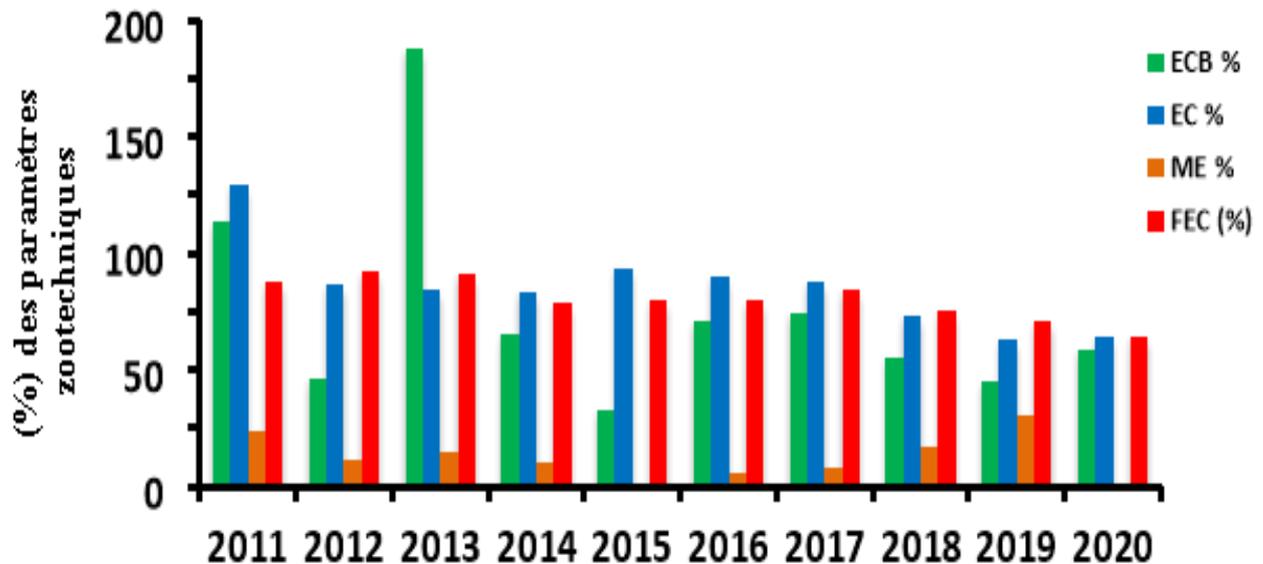


Figure 35. Evolution des paramètres zootechniques de reproduction 2011-2020. EC% : Taux d'éclosion ; ECB% : Taux d'éclosabilité ; FEC% : Taux de fécondité ; ME % : Taux de mortalité embryonnaire.

III.1.1.2- Evolution des paramètres zootechniques de la population de référence

Pendant l'année 2019, il y a au total 12 séries, la 1^{ère} était en début de mois d'Avril jusqu'à la dernière série en fin du mois de Juin. Le taux de fécondité est enregistré avec un maximum de 94,12% en début de la ponte puis il s'est diminué jusqu'au 40% vers sa fin. Pour le taux d'éclosion, sa valeur maximale est de 93,75% et minimale de 16,67%.

Le taux de mortalités embryonnaires est marqué entre 2,44% et 96,36%. Pendant les dix années précédentes, l'année 2019 représente un taux minimal du taux de fécondité : 71,24% et un taux de mortalités embryonnaires le plus élevé par rapport aux années précédentes avec une valeur de 30,71% (Fig.36) (TabA.2).

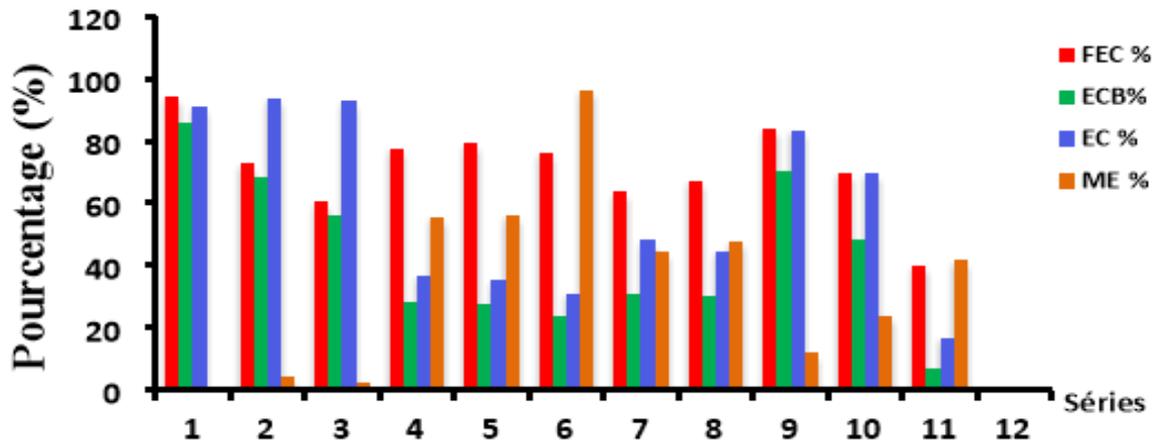


Figure 36. Evolution des paramètres zootechniques de la reproduction de l'année 2019

III.1.2- Evolution des paramètres biométriques et pondéraux des perdrix

III.1.2.1- Evolution des paramètres biométriques

III.1.2.1.1- Evolution de la longueur de l'aile pliée

La figure 37 représente l'évolution moyenne de la longueur de l'aile pliée chez les perdreaux mâles de 2 semaines à l'âge adulte.

La longueur moyenne de l'aile pliée suit un profil dégradé, de (48,0±0,9mm) jusqu'à une valeur maximale de (161,7±6,0mm) à l'âge adulte. Une augmentation non significative est enregistrée entre les perdreaux de (S18 vs adulte ; 2,11% ; p= 1). Alors qu'elle est hautement significative dans le cas de (S2 vs S18, 236,8 ; p= 0,0001) (Fig.37) (TabA.3/A10).

La longueur de l'aile pliée est corrélée positivement avec le poids corporel (r = 0,85) (Ann III.-A).

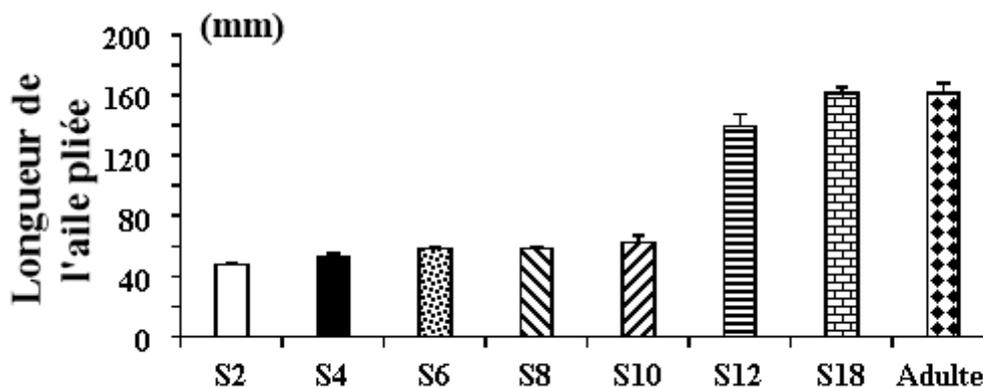


Figure 37. Evolution de la longueur moyenne de l'aile pliée en fonction d'âge, chez le mâle d'*Alectoris chukar*.



III. 1.2.1.2- Evolution de la longueur du tarse

La longueur moyenne du tarse des perdreaux évolue selon un profil de croissance linéaire et continu de $(31,7 \pm 1,4 \text{ mm})$ à $(54,7 \pm 1,4 \text{ mm})$ chez l'adulte, et il est de $(53,7 \pm 1,3 \text{ mm})$ à l'âge de 18 semaines.

L'augmentation est significative entre S2 et l'âge adulte (7,26% ; $p=0,40$), et des augmentations hautement significatives sont observées entre (S2 vs S18, S18 vs l'adulte) de (69,47% ; $p=0,0001$, 1,86% ; $p=0,0002$) respectivement. (Tab.A3/A10) (fig.38)

La longueur moyenne du tarse est corrélée positivement avec l'âge ($r = 0,55$) (fig.51-B).

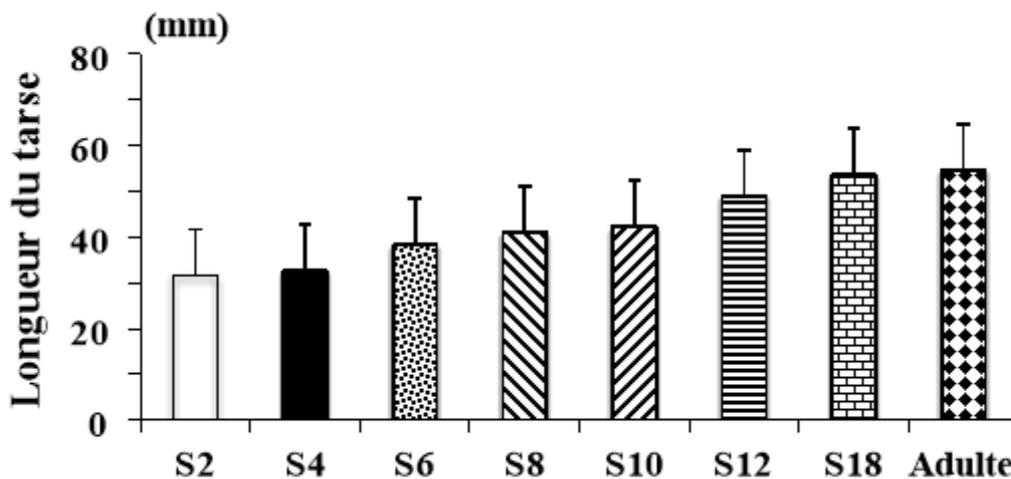


Figure 38. Evolution moyenne de la longueur du tarse en fonction de l'âge, chez les perdreaux.

III. 1. 2.1.3- Evolution de longueur de l'ergot

Ce paramètre est en phase relativement stationnaire entre S2 et S12 avec une valeur moyenne de $(0,0 \pm 0 \text{ mm})$, et il est de $(5 \pm 0 \text{ mm})$ chez les adultes et ceux de 18 semaines.

Une augmentation très significative est entre S2 vs S18 (0% ; $p=0,002$). Puis elle devient hautement significative entre S18 vs adulte (328,5% ; $p=0,0001$) (Tab.A3/A10) (fig.39).

La longueur d'ergot est corrélée positivement avec l'âge ($r = 0,72$) (Ann III -C).

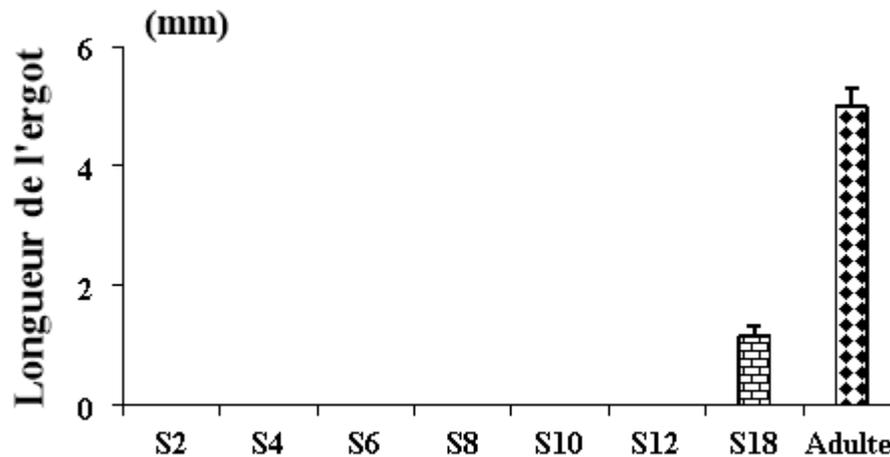


Figure 39. Evolution de la longueur moyenne d'ergot en fonction d'âge, chez les perdreaux.

III.1.2.2- Evolution des paramètres pondéraux

III.1.2.2.1- Evolution du poids corporel

L'évolution moyenne du poids corporel chez les perdreaux est représentée par la **figure 40**.

Au cours de la croissance, on note que le poids chez les perdreaux mâles suit une évolution graduelle, il est en valeur minimale en S2 ($102,6 \pm 4,4$ g) puis il atteint ($415,7 \pm 28,1$ g) à la 18^{ème} semaine. À l'âge adulte le poids corporel est enregistré de ($558 \pm 13,7$ g).

L'augmentation n'est significative qu'à partir de S6, ces différences sont observées chez les différents âges. En effet, on note une augmentation hautement significative entre (S2 vs S18 ; 305,03% ; $p=0,0001$) et entre (S18 vs adulte ; 443,6% ; $p= 0,001$) (**Tab.A3/A10**) (**fig.40**).

Une corrélation positive a été signalée entre l'âge et le poids corporel des perdreaux ($r = 0,96$) (**Ann III -D**).

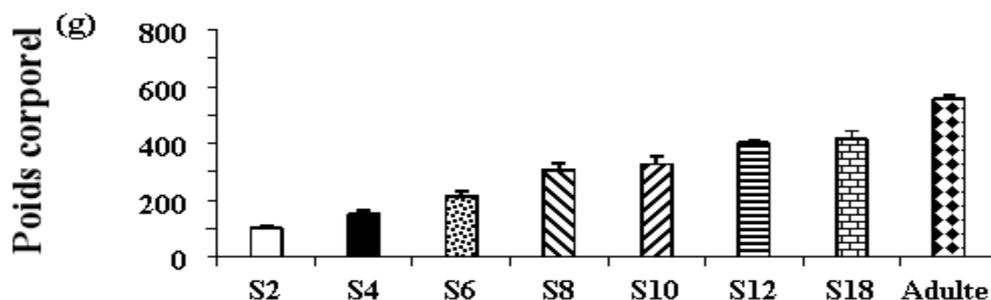




Figure 40. Evolution du poids moyen corporel en fonction d'âge, chez le mâle du Perdrix choukar

III.1.2.3- Aspect macroscopique des testicules des perdrix choukar

Les testicules des oiseaux sont intra-abdominaux, contrairement à la plupart des mammifères, ils ne migrent pas de leur site d'origine embryologique. Ils sont donc étroitement liés, topographiquement aux reins (Nickel *et al.* 1977).

Les testicules des perdreaux sont de forme ellipsoïde (d'haricot), de couleur jaunâtre ils présentent des vaisseaux sanguins à la surface. Le contour des testicules a changé avec la maturation des oiseaux, leur taille se diffère en fonction de l'âge des perdreaux. En effet, ils sont présents qu'à partir de la 8^{ème} semaine de croissance (Fig.41).



Figure 41. Aspect macroscopique des testicules de perdrix à différents âges.

III.1.2.3.1- Evolution testiculaire chez la perdrix choukar

A-Dimorphisme testiculaire

D'après nos résultats, le poids des deux testicules suit un profil graduel, mais le testicule gauche est plus grand que le testicule droit (Tab.A4) (Fig.42)

La différence entre le poids du testicule gauche et droit (28% ; $p=0,13$), et entre leur volume (28% ; $p=0,94$) est non significative (Tab.A4/A7).

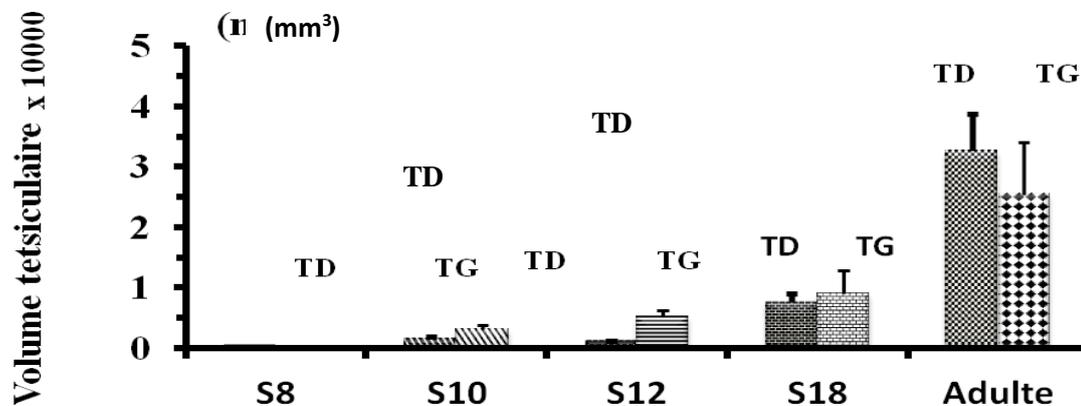


Figure 42. Evolution du volume des testicules droit et gauche des perdrix choukar

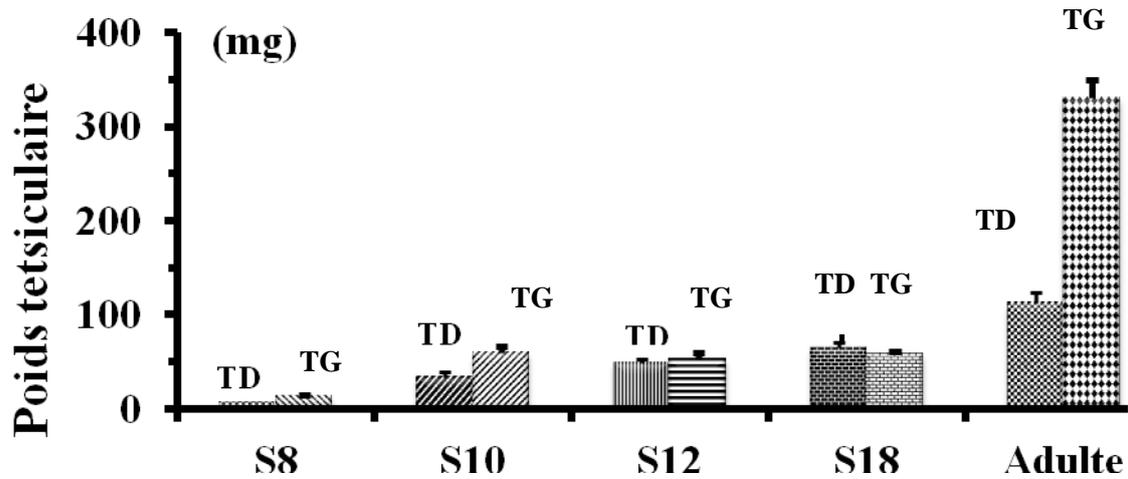


Figure 43. Evolution du poids des testicules droit et gauche des perdrix choukar

III.1.2.3.2.- Evolution du poids et volumes des deux testicules

Pour ce paramètre, en raison de l'absence des testicules au cours des premières semaines (S2, S4, S6) chez les perdreaux mâles, l'évolution du poids testiculaire en fonction de l'âge n'a commencé qu'à partir de la 8^{ème} semaine de croissance.

Cette croissance suit un profil linéaire continu, le poids testiculaire est $20,2 \pm 2,4$ mg ; $93,6 \pm 11,2$ mg ; $101,9 \pm 9,9$ mg ; $122,7 \pm 99,4$ mg à l'âge de S8 ; S10 ; S12 et S18 respectivement, à l'âge adulte le poids des testicules est $443,2 \pm 30,2$ mg (tableau ? figure ?). En effet, l'augmentation est significative comparant les perdreaux de S8 vs S10 et S8 vs S12 (362,4% ; $p=0,04$), (403,7% ; $p=0,02$) respectivement, elle est très significative (S8 vs S18 ; 506,2% ; $P=0,006$) alors qu'elle est hautement significative (S8 vs adulte ; S18 vs adulte) (2090,6% ; $p=0,0002$, 261,3% ; $p=0,0001$) respectivement (**Tab.A5/A9**). Les mêmes constatations ont été notées pour le volume testiculaire (**Fig.44/45**).

De l'ensemble des résultats obtenus, il existe une forte corrélation positive du poids testiculaire avec le volume testiculaire ($r=0,94$; **Ann III-H**) avec l'âge ($r = 0,82$; **Ann III-G**), et avec le poids corporel ($r = 0,90$) (**Ann III-E**).

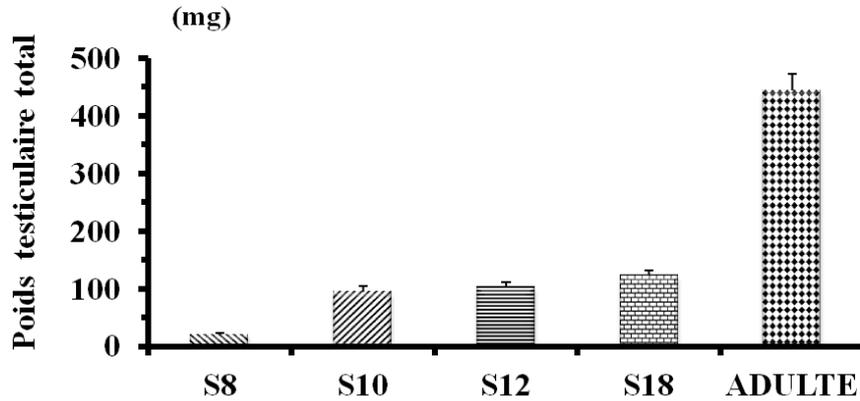


Figure 44. Evolution du poids testiculaire total chez les perdreaux

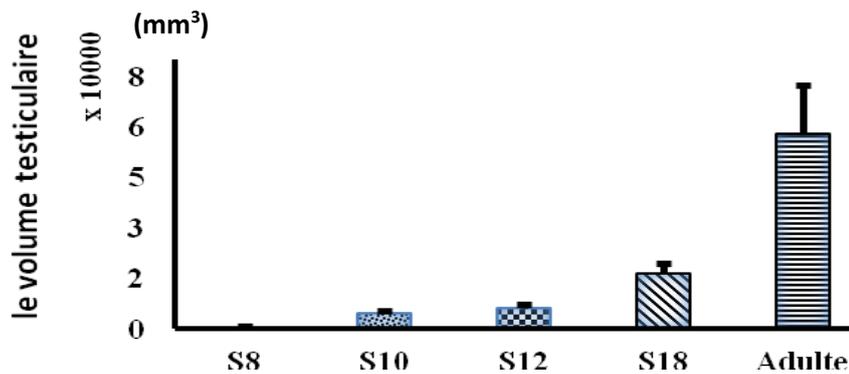


Figure 45. Evolution du volume testiculaire total des perdreaux.

III.1. 3- Aspect microscopique des testicules des choukars

III.1.3. 1- Evolution structurale du testicule des perdrix

Les résultats histologiques des testicules des perdreaux choukar âgés de 8 jusqu'à 18 semaines après éclosion plus celle de l'adulte montrent :

➤ **Aux stades de croissance :**

L'observation microscopique, au faible grossissement ($\times 4$) montre que le testicule des perdreaux est entouré par 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, qui est le cas contraire des mammifères par exemple.



Une évolution remarquable de la taille des tubes séminifères observée au grossissement $\times 10$ induite par la multiplication des cellules de Sertoli. Ces tubes séminifères apparaissent avec des sections de forme hexagonale (**Fig. 49**).

Au grossissement ($\times 40$), nous observons des petites plages claires apparaissent au centre des tubes séminifères qui vont former la future lumière du tube, Nous remarquons que l'espace interstitiel se resserre progressivement avec la croissance des tubes séminifères, désignant ainsi la forme triangulaire typique, délimitée par trois tubes séminifère adjacents qui renferme notamment les cellules de Leydig à noyaux arrondies, disposées en amas ou dispersées dans l'espace inter tubulaire. Le nombre de ces cellules est constaté plus élevé au stade S18 de croissance par rapport aux stades précédents où on observe quelques cellules de Leydig à l'âge de 10 semaines et sont rares ou invisibles au stade de 8 semaines post-natal (**Fig. 51**).

➤ Au fort grossissement ($\times 100$) (**Fig. 52**) et à l'âge de 8 semaines, au niveau des tubes séminifères, l'épithélium apparaisse contenant une seule assise de cellules germinales d'une taille approximativement identique les unes des autres, ce sont les spermatogonies, avec des noyaux ovoïdes visibles qui renferment une chromatine condensée, distribuées à la périphérie tout autour des tubes séminifère. Pour les stades S10 à S18, on note une multiplication des spermatogonies où on peut distinguer deux couches de cellules à l'âge de 18 semaine qui sont morphologiquement peu différentes les unes des autres, avec des noyaux ovoïdes et arrondies, ainsi nous pouvons observer un noyau d'une cellule de Sertoli. On constate qu'à ce stade du développement post-natal, la division méiotique n'a pas encore commencé.

➤ **Au stade adulte** : La structure du testicule au faible grossissement, montre des tubes séminifères de la taille nettement plus important que ceux des âges précédents, creusés d'une lumière plus grande (**Fig.50**). On remarque que le tissu interstitiel chez l'adulte est très réduit par rapport à celui des stades précédents.

Au fort grossissement ($\times 100$), nous observant un épithélium séminifère comprenant trois types de cellules germinales : les spermatogonies, les spermatocytes et les spermatides. On note un nombre réduit des spermatides rondes et allongées rassemblées en bordure de la lumière des tubes séminifères. Les spermatocytes sont difficile à être distinguer, elles ressemblent aux spermatogonies à noyau arrondi et elles ne peuvent en être distingués que s'ils se trouvent en position centripète dans les tubes séminifères, leur présence annonce le



début des divisions méiotiques (**Fig.52**). A cette phase du cycle de reproduction (fin Juin-début de Juillet), chez l'adulte, les spermatozoïdes sont totalement absents.

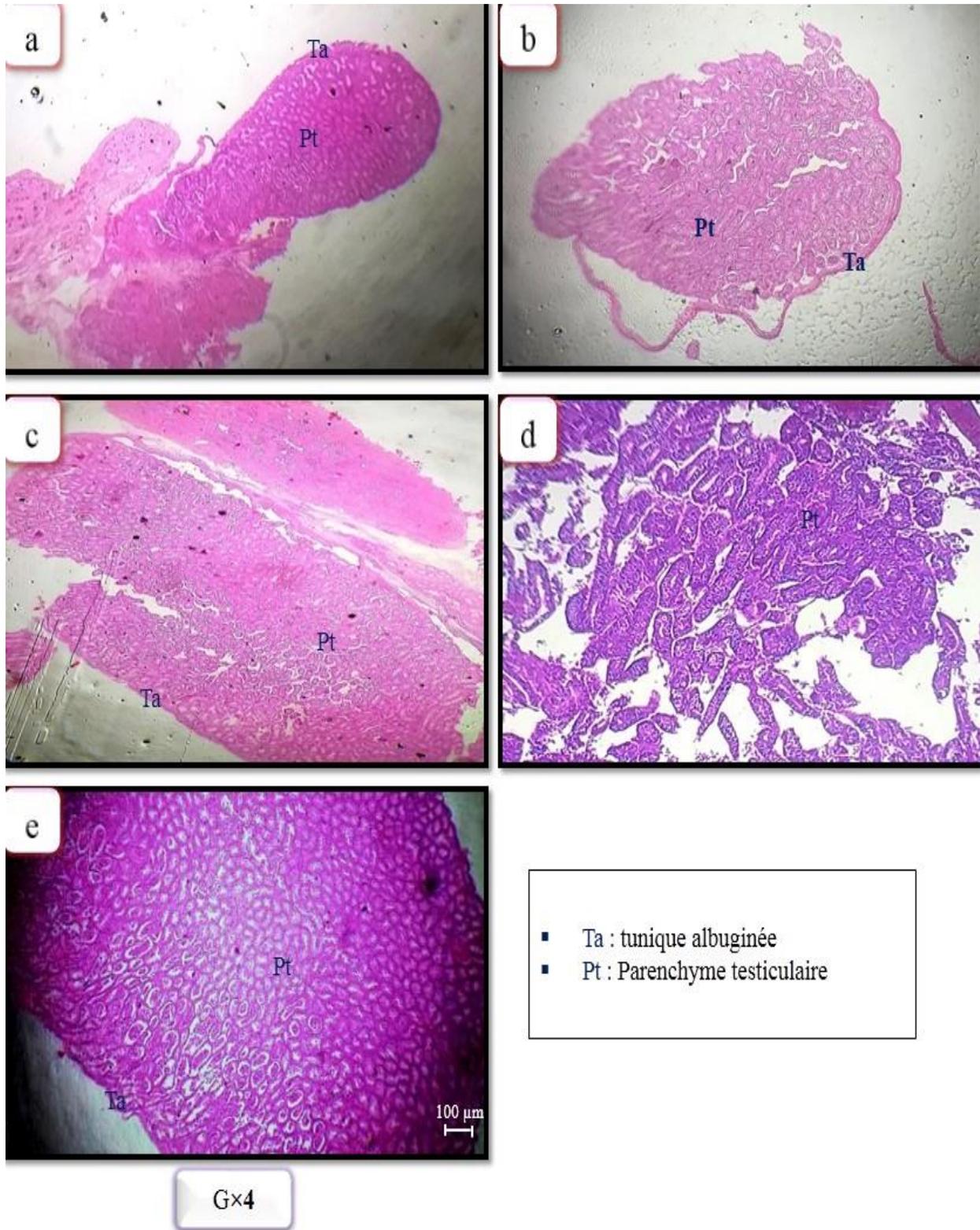


Figure 46. Coupes transversales au niveau des testicules des perdrix choukar à différents stade de croissance : (a) : 8S ; (b) : 10S ; (c) : 12S ; (d) : 18S ; (e) : adulte ; observée au microscope photonique Grx4 ; colorée à HE

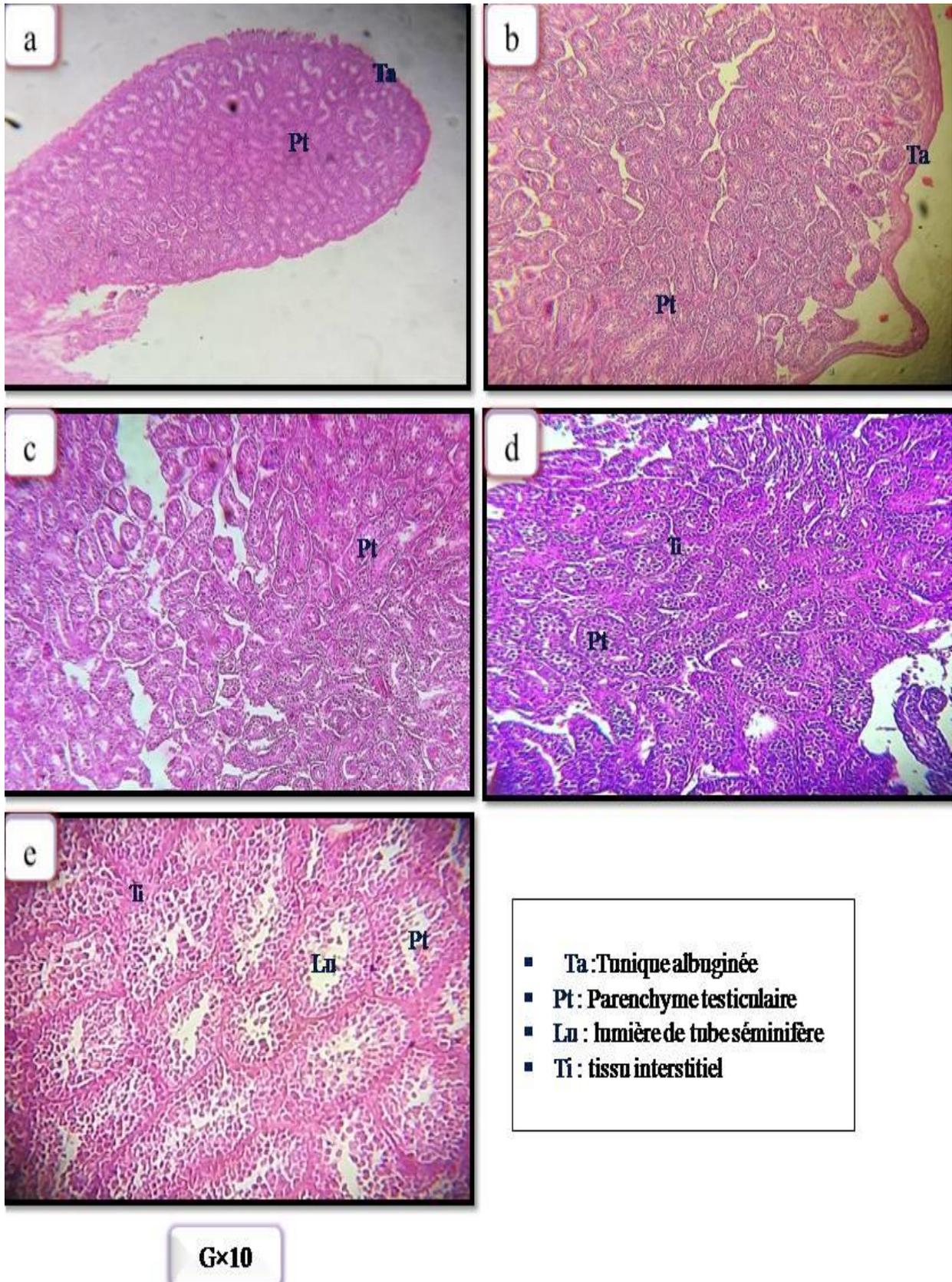


Figure 47. Coupes transversales au niveau des testicules des perdrix choukar à différents stade de croissance : (a) : 8S ; (b) : 10S ; (c) : 12S ; (d) : 18S ; (e) : adulte ; observée au microscope photonique Gr×10 ; colorée à HE

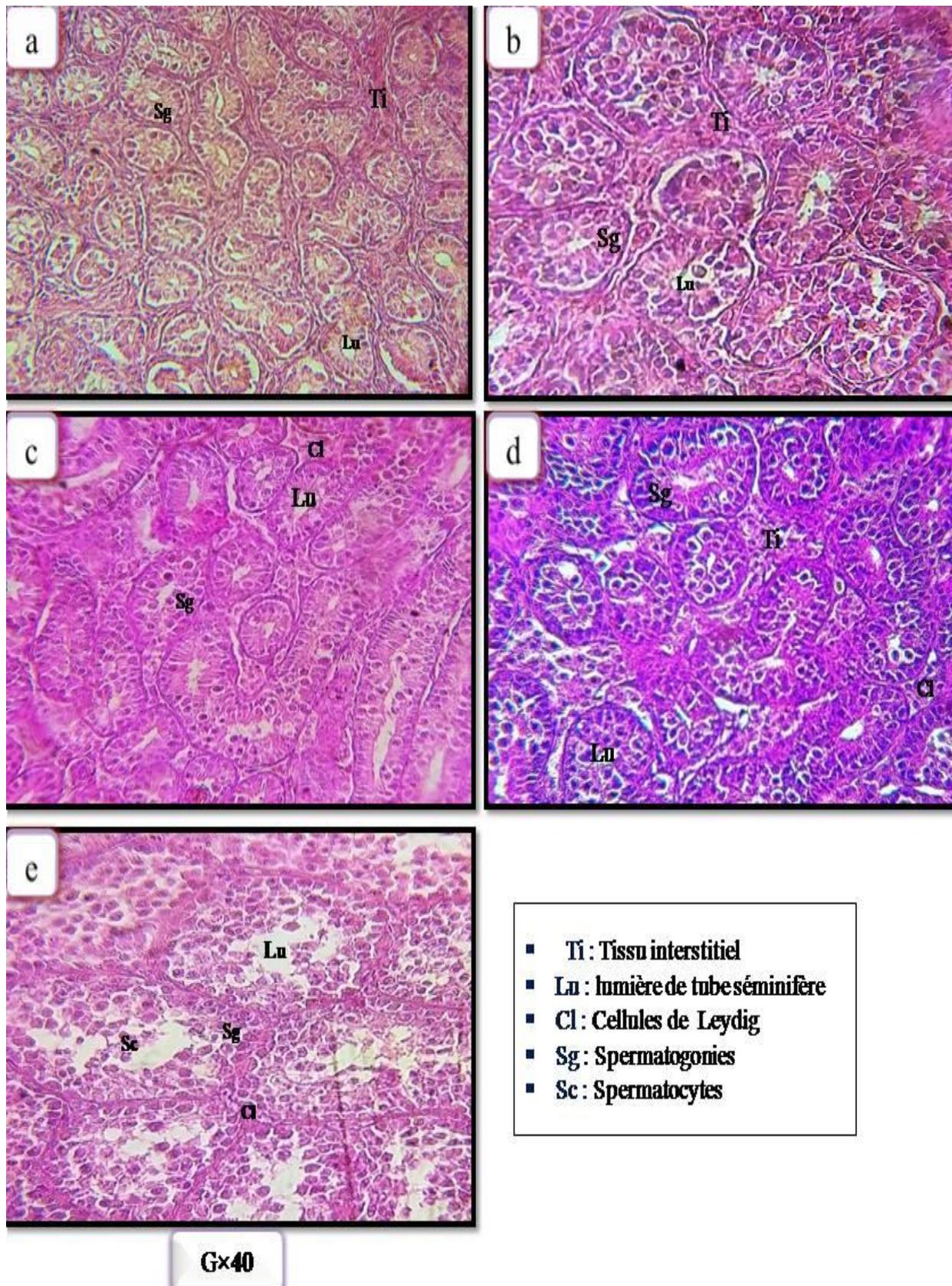


Figure 48. Coupes transversales au niveau des testicules des perdrix choukar à différents stade de croissance : (a) : 8S ; (b) : 10S ; (c) : 12S ; (d) : 18S ; (e) : adulte ; observée au microscope photonique Gr×40 ; colorée à HE

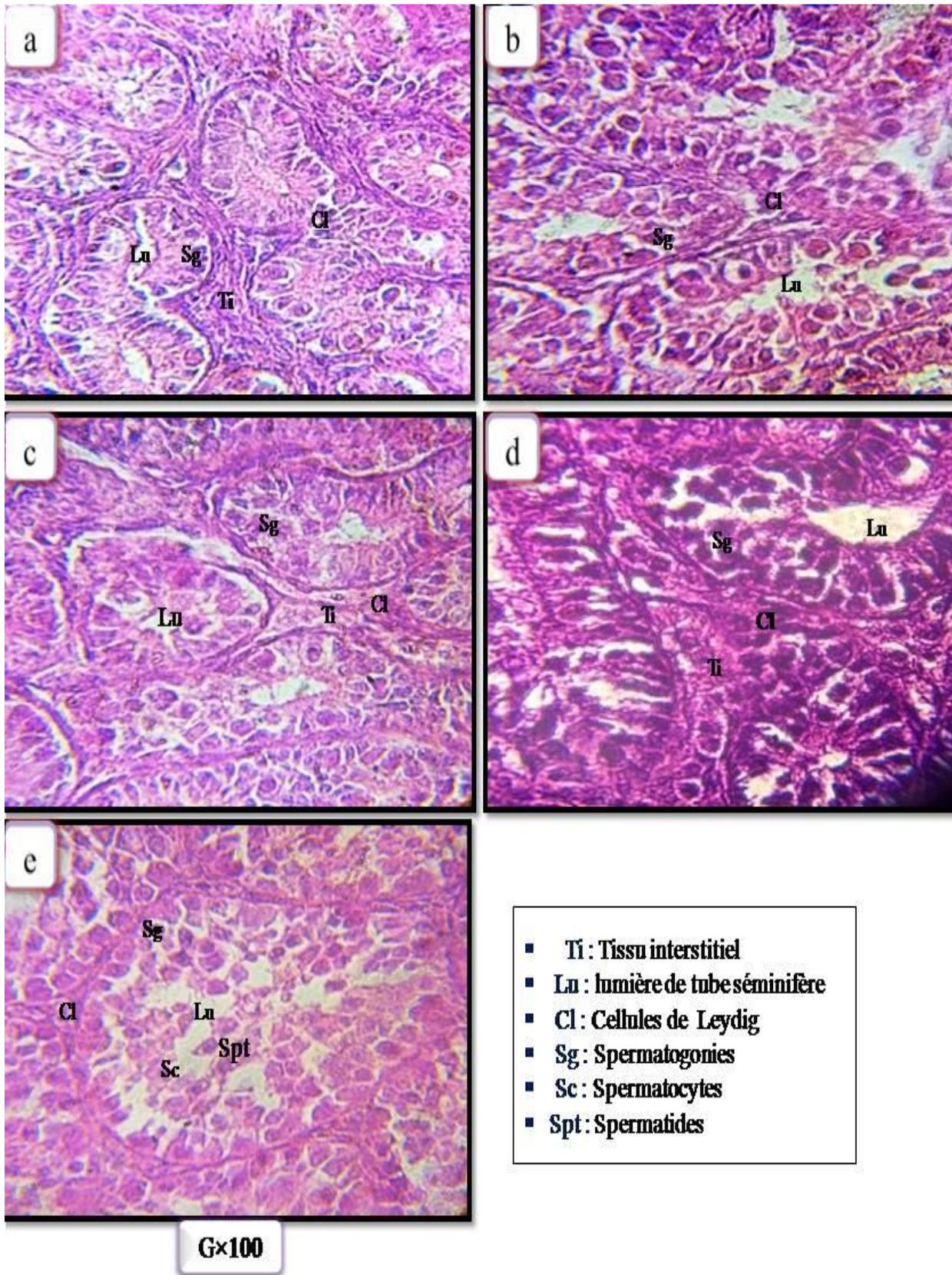


Figure 49. Coupes transversales au niveau des testicules des perdrix choukar à différents stade de croissance : (a) : 8S ; (b) : 10S ; (c) : 12S ; (d) : 18S ; (e) : adulte ; observée au microscope photonique Gr×4 ; colorée à HE



III.1.4- Paramètre biochimique

III.1.4.1- Evolution du taux de testostérone plasmatique

L'histogramme de la figure ci-dessous, illustre l'évolution de la concentration de la testostéronémie en fonction de l'âge pendant la croissance et au stade adulte, chez les animaux étudiés. Selon les résultats biochimiques et statistiques obtenus, nous constatons une augmentation non significative du taux de la testostérone plasmatique entre le stade de huit semaines post-natal et le stade adulte ($p=0,05$). On note une petite évolution de ce taux pendant la période comprise entre la huitième et la dixième semaine post-natale avec des valeurs comprise entre $0,01\pm 0,003$ et $0,03\pm 0,003$ ng/mL. Ainsi, cette concentration subit une élévation 6 fois supérieur à la concentration initiale où elle atteint le taux le plus élevé pendant la période comprise entre la huitième et la dix-huitième semaine de croissance, avec une valeur de $0,13\pm 0$ ng/mL à l'âge de 18 semaines, donc l'évolution est hautement significative entre ces 2 stades du développement post-natal ($p=0,0004$). L'augmentation de la testostéronémie constatée chez les perdreaux entre la douzième et la dix-huitième semaine semble stable à une valeur de $0,12\pm 0,003$ vs $0,13\pm 0,000$ ng/mL respectivement. En revanche chez l'adulte, on note que la concentration plasmatique en testostérone représente la moitié de celle la plus élevée enregistrée au stade S18 avec une valeur de $0,07\pm 0,025$ ng/mL, cette différence de concentration est constatée significative ($p=0,02$) (Tab.A6/A11).

La corrélation est signalé positive entre le taux de la testostérone plasmatique et le poids testiculaire ($r=0,15$) (Ann III -K), ainsi que le poids corporel ($r=0,34$) (Ann III -J).

Toutes les données et résultats statistiques sont présentés dans la partie des annexes.

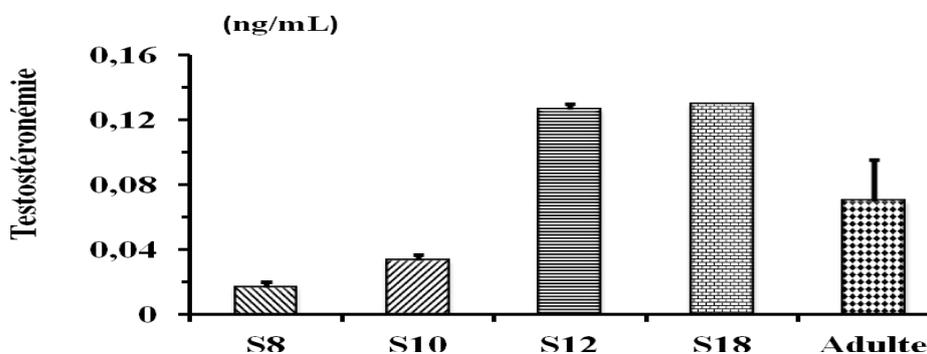


Figure 50. Evolution du taux de la testostérone plasmatique en fonction de l'âge, chez les perdrix de différents âges



II.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 et mammifères.

III.2.1- Evolution des paramètres zootechniques de la population référence

La reproduction pendant l'année 2019 a vécu son taux le plus faible, de l'année 2011 jusqu'à l'année 2019.

Nous avons marqué une valeur maximale des mortalités embryonnaires, la conséquence d'une maladie parasitaire la syngamose trachéale. C'est une maladie due à un nématode hématophage appelé aussi le ver rouge ou le ver fourchu.

La taille de syngame mâle est de (0,3-0,6cm) et le syngame du sexe femelle est de (1,5-2cm), il a une capsule buccale avec des dents qui permet d'inciser la trachée. L'œuf est caractéristique il est sans embryon. La larve **L3** consiste l'agent infectieux, après ingestion par voie orale elle traverse la muqueuse du jabot, de l'œsophage ou du duodénum pour se rendre par voie sanguine aux poumons. Là, elle sort des capillaires sanguins pour se rendre dans les alvéoles pulmonaires. Dans le poumon, la larve **L3** mue en **L4** puis en adulte qui migre jusqu'à la trachée. Les adultes se fixent à la muqueuse trachéale et se nourrissent de sang. Après accouplement dans la trachée, les œufs sont relâchés et expulsés par l'animal parasité (toux) dans le milieu extérieur.

Les syngames peuvent parasiter les **galliformes** (faisan, perdrix, dinde, poulet, pintade) et les **passériformes**. La maladie se déclenche chez les oiseaux jeunes, de **moins de 3 mois**. Chez les oiseaux plus âgés, l'immunité se met en place, Les poulets ne sont plus porteurs après 3 mois généralement, Les perdrix et les faisans en jeune âge (surtout entre 3 et 6 semaines) sont très affectés par la maladie. Les oiseaux maigrissent. La mort peut survenir, soit brusquement au cours d'une crise respiratoire, soit plus souvent au terme d'un amaigrissement chronique rapporté par **Jean-Luc et al. (2009)**.

A cause de cette maladie le taux d'éclosabilité et de fécondité étaient faibles en 2019, et le taux de mortalités embryonnaires était élevé par rapport aux années précédentes.



III.2.2-Evolution des paramètres biométriques

III.2.2.1- La longueur de l'aile pliée

La croissance de la longueur de l'aile pliée est linéaire, les mêmes constatations ont été rapportées par plusieurs auteurs chez les différentes espèces des oiseaux. : **Skrobanek et al., (2004)**, **Abou et Belheouane (2010)** ; **Larinouna (2011)**, **Ferrouk et al., (2014)** ; **Aissiouet et Mahieddine-Mahmoud (2015)** chez la caille japonaise ; **Belmokhtar et Hedibel (2015)** chez le faisán commun ; **Mezerdi (2015)** chez la perdrix gabra.

III.2.2.2- Longueur du tarse

La croissance du tarse subit la même des autres espèces d'oiseaux comme le faisán commun (**Belmokhtar et Hedibel, 2015**), la perdrix gabra (**Larirouna, 2011** ; **Mezerdi, 2015**) et la caille japonaise (**Aissiou et Mahieddine-Mahmoud, 2015**).

III.2.2.3-La longueur d'ergot

Contrairement au faisán commun, chez ce dernier l'ergot apparait à l'âge de 5mois comme c'est noté par (**Belmokhtar et Hedibel, 2015**), et chez la perdrix gabra il apparait vers la vingtième semaine de sa croissance (**Mezerdi, 2015**).

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

III.2.3-Evolution des paramètres pondéraux

III.2.3.1- Poids corporel

Plusieurs auteurs ont marqué le même profil d'évolution du poids corporel comme est le cas de 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* de Larirouna (2011) et Mezerdi (2015), chez *Alectoris barbara*, de Benchaouacha et Massaouidi (2002) chez *Meriones shawi*, de 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 les deux lignées japonaises et italiennes *Corturnix japonica* et Mazari (2016) chez *oryctolagus cuniculus*.

Le poids corporel suit une évolution linéaire, continue c'est dû en première place à l'approvisionnement alimentaire et à l'état psychique est donc l'axe gonadotrophique et au bilan énergétique. On outre, la consommation alimentaire dépend de niveau énergétique optimal de l'aliment chez les Perdrix après 8 semaines d'élevage (**Özek, 2004**) et dépend du milieu dans la nature (**Didillon, 1988 & Moulay-Meliani, 1991**). Le facteur de



l'environnement joue également un rôle important sur tous les caractères étudiés. Ceci montre que le mâle d'*Alectoris chukar* atteint son poids adulte à l'âge de 4 à 5 mois. Contrairement au faisan commun qu'il l'atteint 5 à 6 mois, confirmé par **Rio (2001) ; Belmokhtar et Hedibel (2015) et Felska-Błaszczuk et Pohorecki (2015)**.

III.2.3.2- Dimorphisme testiculaire

Le testicule gauche est plus élevé que testicule droit, les mêmes constatations ont été montrées par **Birkhead et al., (1993)** chez le Zebra finch, par **Sittipon et al., (2013)** chez le coq, par **Belmokhtar et Hedibel., (2015)** chez le faisan commun et **Aissou et Mahieddine Mahmoud. (2015)** chez la caille japonaise.

Chez la plupart des espèces d'oiseaux, le développement des gonades est un signe de maturité et d'activité sexuelle sous des conditions favorables telles que la lumière et la photopériode (**Dawsson et al., 2015**).

Contrairement aux mammifères, qui ont des gonades apparemment symétriques, la plupart des espèces d'oiseaux femelles se développent de manière asymétrique, les mâles développent des testicules bilatéraux. Avant la différenciation sexuelle le "stade indifférent", il n'y a pas d'asymétrie morphologique détectable entre les gonades embryonnaires gauche et droite. Des différences dans les gonades embryonnaires apparaissent après la différenciation sexuelle, chez les embryons mâles qui sont le sexe homogamétique ZZ.

La protéine de liaison à l'ARN Cvh (Chicken Vasa Homologue) est considérée comme l'un de ces déterminants, induit une reprogrammation des cESC (cellules souches embryonnaires de poulet) vers un destin de cellule germinale.

Des différences gauche-droite ont également été trouvées chez le mâle ; le nombre moyen de cellules germinales exprimant Cvh chez les gonades mâles gauches et droites étaient respectivement 21616 cellules et 11611 cellules. Par conséquent, la cellule germinale et les gènes associés à la pluri-potence présentent à la fois une asymétrie gauche-droite. Ces différences se reflètent dans l'expression de ERNI, un gène associé à l'état proliférant et auto-renouvelable du poussin cellules souches embryonnaires. Cependant, nous découvrons également une asymétrie de autres marqueurs liés à la pluripotence, PouV / Oct3 / 4, Nanog et Sox2 (**Sittipon et al., 2013**).

Il y'a une autre hypothèse qui été interprétée comme preuve que principalement le testicule gauche est fonctionnel autant que le bon testicule a un rôle compensateur, c'est-à-dire



le testicule le droit augmenterait de taille si le testicule gauche devenait non fonctionnel (Lake 1984).

III.2.3.3-Poids et volume testiculaire

Nos résultats 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 ; et 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 faisán commun et par rapport aux mammifères comme l'agneau (Boukenaoui, 2013).

Les mêmes facteurs qui influent sur le poids corporel cités précédemment ont un effet sur le poids testiculaire, et donc le volume testiculaire.

II.2.4- Evolution structurale du testicule des perdrix

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 (*Rhēa 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).

Le parenchyme testiculaire est composé de tubules séminifères qui, en sections transversales, présentent des formes hexagonales similaires à celles observées chez le Coq domestique (Iac, 1971) et la Caille (Baraldi et al., 1999), 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 avec 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 18 semaines post natal, ce qui signifie que la maturation sexuelle chez ces perdreaux n'a pas encore été atteinte. Pourtant, nous avons remarqué une élévation du nombre de cellules de Leydig de l'âge de 8 à 18 semaines, et en revenant aux résultats du dosage nous pouvons constater qu'il y a une augmentation de la sécrétion de testostérone, et puisque les cellules de Leydig sont la principale source d'androgènes chez les mammifères (Christensen et Gillim,



1969) et les testicules aviaires (Narbaitz et Adler, 1966 ; Connell, 1972 ; Jordanov et al., 1978). 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 types correspond aux cellules de Leydig adultes (Mendis H. et Ariyaratne, 2001 ; Akhmerova, 2006). Donc nous pouvons suggérer que les cellules de Leydig observées jusqu'à l'âge de S18 sont les mêmes cellules fœtales qui n'ont pas encore subit une évolution en cellules adultes et qui ont un rôle dans la différenciation sexuelle morphologique, peut être elles ont un rôle dans l'apparition d'ergot qui a été observée au stade S18.

Pour l'adulte, c'était possible de visualiser les spermatogonies, les spermatocytes ainsi que les spermatides rondes et allongées. Bien que ces derniers sont au nombre très réduit, mais sa signifie que l'épithélium a subi une mitose et une méiose, montrant un processus de spermatogenèse qui n'a pas encore achevé. Alors, nous pouvons suggérer que l'animal a commencé à entrer dans la phase de repos sexuel, cette suggestion est renforcé par les résultats du dosage de la testostérone plasmatique qui ont révélé un taux réduit chez l'adulte, cela concorde avec les résultats constaté par Nicholls et al. (1988), signalant que la reproduction aviaire a lieu pendant des périodes déterminées de l'année, et qu'il est synchronisé avec les variations saisonnières et elle dépend souvent de la photopériode. Aussi ces résultats sont conformes avec les recherches menées 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 étapes (Tanaka et al., 1964, Hamner 1966, Schwab 1970, Brillard et Reviere, 1981, Hess et França, 2008).

II.2.5- Evolution du taux de testostérone plasmatique

D'après nos résultats biochimiques, nous avons constaté une augmentation non significative entre la huitième et la dixième semaine post natale, cela peut être dû au non développement structurale des testicules où nous avons observé un nombre limité de cellules de Leydig produisant la testostérone. Puis l'évolution est considéré hautement significative entre l'âge de huit à dix-huitième semaine, liée au développement structural des testicules où on a remarqué une élévation du nombre de cellules de Leydig, ainsi que l'augmentation du poids testiculaire qui semble avoir une relation avec le taux en testostérone plasmatique. Ce



résultat est conforme à ceux obtenus par **Garamszegi et al. (2004)** chez les oiseaux, qui impliquent que la masse relative des testicules peut également refléter l'importance de la production de testostérone. Aussi une corrélation positive a été signalée entre le taux de testostéronémie et le poids corporel, ceci est conforme avec les résultats constatés chez l'homme où ils ont trouvés que la testostérone est une hormone anabolique qui influence la composition corporelle et la distribution de la graisse corporelle (**Katzenelson et al., 1996 ; Marin et al., 1992**). Plus précisément, ils ont trouvés que la carence en testostérone conduit à une proportion plus élevée de graisse corporelle (**Mauras et al., 1998 ; Katzenelson et al., 1998**).

À l'âge de 18 semaines post natal, et en revenant aux résultats des coupes histologiques réalisées, nous avons observé l'absence des spermatocytes et des spermatozoïdes, alors on peut déduire que le seuil du taux de testostérone nécessaire au déclenchement de la spermatogenèse chez les perdrix choukar, dépasse la valeur de 0,13 ng/mL. En conséquence, nous pouvons dire qu'à l'âge S18, la maturité sexuelle n'est pas encore parvenue. Ceci diffère chez le faisan commun qu'il atteint sa maturité sexuelle à une concentration de base de 0.12 ng/ml (**Belmoukhtar et Hedibel, 2015**).

Comparant les perdreaux de S18 à l'âge adulte, nous avons constaté une diminution significative de la concentration plasmatique en testostérone. Cela peut être expliqué par le fait, qu'au niveau histologique, des changements structuraux cycliques des testicules sont constatés, où nous avons noté un rétrécissement du tissu interstitiel comportant les cellules de Leydig produisant la testostérone. A son tour, le rétrécissement de ce tissu est peut-être dû à la période de réalisation des prélèvements testiculaires, qui coïncide avec la phase post-reproduction, qui est une phase de repos sexuel chez les perdrix.

Le taux de testostérone enregistré chez l'adulte est relativement faible ($0,07 \pm 0,025$ ng/ml), le même résultat est enregistré chez les cerfs-volants noirs (*Milvus migrans*) par **Julio et al. (2010)**, ces auteurs ont trouvés que les niveaux absolus de testostérone chez les mâles de cette espèce étaient faibles même en saison de reproduction.

Une étude menée chez certaines espèces aviaires monogames rapporte que les faibles niveaux de testostérone qui ont été maintenus par les mâles pendant l'incubation et la couvaison sont compatibles avec les effets inhibiteurs exercé par cette hormone sur l'expression des comportements parentaux (**Steiger et al., 2006; Wingfield et al., 2001**;



McQuenn et al., 1999). Par conséquent en tant qu'une espèce monogame, nous pouvons prédire que la testostérone inhibe le comportement parental chez la perdrix choukar,

Les dernières décennies ont vu la découverte du neurostéroïde qui agit localement dans le système nerveux central pour affecter la physiologie et comportement (**John et al., 2018**). A partir de ça nous pouvons suggérer que ce neurostéroïde a un effet inhibiteur indirect sur les stéroïdes gonadiques chez la perdrix choukar, en agissant sur l'axe hypothalamo-hypophysaire.

CONCLUSION

ET

PERSEPECTIVES



A l'issue de cette étude menée sur la biologie de reproduction de la perdrix choukar (*Alectoris chukar*) au cours de la croissance au niveau du Centre Cynégétique de Zéralda, nous avons démontré une évolution graduelle des paramètres biométriques au cours de la croissance des perdreaux, mais elle n'atteint pas celle atteinte par l'adulte.

L'existence d'une corrélation entre le poids et le volume testiculaire, ainsi que entre le taux de la testostéronémie et le poids testiculaire et corporelle a été prouvée. Aussi, nous avons montré que les testicules des perdreaux ne sont visibles qu'à l'âge de 8 semaines, et leur croissance suit un profil linéaire continu. Ils sont entourés par une albuginée, qui n'émet aucun prolongement vers l'intérieur du testicule, et qui donne l'apparence de l'espace intratesticulaire non compartimenté.

Au niveau du parenchyme séminifère et au cours de la croissance post-natal, 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 spermatocytes, spermatides et spermatozoïdes, sont révélés absents dans tous les stades de croissance, signalant que les divisions méiotiques de la spermatogenèse n'ont pas encore commencé, même à l'âge de 18 semaines post-natal. Ces résultats sont renforcés par celles du dosage de la testostérone plasmatique, qui révèlent une évolution graduelle de ce dernier au cours de la croissance pour atteindre une concentration maximale à l'âge de 18 semaines. En rassemblant ces données nous avons démontré que la maturité sexuelle n'est pas encore arrivée à l'âge de 18 semaines post-natales.

Pour l'adulte, et on s'appuyant sur les résultats histologiques et biochimiques obtenus nous avons montré qu'il est en début de la période de repos sexuel.

- Au vu de nos résultats, il serait d'un très grand intérêt de :
 - Faire un suivi du développement testiculaire dès l'éclosion jusqu'à l'âge de la puberté.
 - Réaliser la même étude avec des femelles ;
 - Augmenter l'effectif d'individus ;
 - 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 des cellules gonadotrope de l'hypophyse ;
 - Manipuler les perdrix en période de reproduction et en période de repos.

RÉFÉRENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

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* L.). *Anim Sci Pap Rep.* **24**, 11-18.
3. **Aire T., 1997.** The structure of the interstitial tissue of the active and resting avian testis. *Onderstepoort J. Vet. Res.* **64**: 291-299.
4. **Aissiou A. et 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.
5. **Akhmerova, L.G., 2006.** Leydig cell development. *Usp. Fiziol. Nauk*, **37** (1) :28–36.
6. **Akil M. et Boudedja S., 1996.** La Perdrix Gandra. 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. **Akli, K., Samia H. et Theleli A., 2015.** Contribution à l'étude de la prévalence des endoparasites des oiseaux gibiers, perdrix gandra (*Alectoris barbara*), perdrix choukar (*Alectoris chukar*) et le faisan commun (*Phasianus colchicus*) au niveau du CCZ. Projet de fin d'études : Médecine vétérinaire : Alger, Éc. Nat. Sup. Vét. 54 p.
8. **Alaoui M-Y., 1992.** Ecologie de la ponte chez la Perdrix gandra (*Alectoris barbara*) au Maroc. *Gibier Faune Sauvage*, (9) : 405-415.
9. **Alkon P.U., 2015.** Social behavior and organization of a native chukar (*Alectoris chukar*) population. *Wilson J Ornithol.* **127** (2) : 181-199
10. **Altuntas E. & Sekeroglu A., 2010.** Mechanical behavior and physical properties of chicken egg as affected by different egg weights. *J. Food Process Eng.* **33** : 115-127.
11. **Amann R.P. & Schanbacher B.D., 1983.** Physiology of male reproduction. *J. Anim. Sci.* **57** (2): 380-403.
12. **Aufradet, D., 1996.** La perdrix grise : comportements, gestion, chasse. Ed ; Gerdaut, Paris : 192 p.
13. **Baraldi A.S.M., Orsi A.M., Carvalho T.L.L., Vicentini C.A. & Stefanini M.A. 1999.** Seasonal morphology of the domestic quail (*Coturnix coturnix japonica*) testis. *Anat. Histol. Embryol.* **28**: 217-220.
14. **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). *Mol. Ecol. Res.* **11**: 180–184.
15. **Barbanera F, Negro JJ, Di Giuseppe G, Bertoncini F, Cappelli F, Dini F, 2005.** Analysis of the genetic structure of red-legged partridge (*Alectoris rufa*, Galliformes) populations by means of mitochondrial DNA and RAPD markers: a study from central Italy. *Conserv. Biol.* **122** : 275–287. [<https://doi.org/10.1016/j.biocon.2004.07.017>]
16. **Baril G., Chemineau P., Cognie Y., Guerin Y., Leboeuf B., Orgeur P. Vallet J.C., 1993.** Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins. ÉTUDE FAO PRODUCTION ET SANTÉ ANIMALES. Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture Rome. 17p.
17. **Barilani M., Bernard-Laurent A., Mucci N., Tabarroni C., Kark S., Perez Garrido J.A., Randi E., 2007.** Hybridisation with introduced chukars (*Alectoris chukar*) threatens the gene pool integrity of native rock (*A. Graeca*) and red-legged (*A. rufa*) partridge populations. *Biol. Conserv.* **137** (1): 57-69.
18. **Belmokhtar A. et Hedibel N., 2015.** Contribution à l'étude de la biologie de reproduction, l'étude histo-morphométrique de testicule de faisan commun « *Phasianus colchicus* » au cours de la croissance, élevée et contrôlé au Centre Cynégétique de Zéralda. Mémoires de Master, Univ. SDB, 152 p.

19. **Ben Hamouda, M., Lassoued, N., Mahouachi, M., Rekik, M., Chafri, N., 2011.** Effet de lanutrition sur les performances reproductives chez l'agneau et le bélier. Mutations des systèmes d'élevage des ovins et perspectives de leur durabilité. Zaragoza : CIHEAM/IRESA/OEP : 117-121.
20. **Bentley GE., Ubuka T., McGuire NL., Chowdhury VS., Morita Y., Yano T., et al., 2008.** Gonadotropin-inhibitory hormone and its receptor in the avian reproductive system. *Gen. Comp. Endocrinol.* **156**:34-43. ([doi:10.1016/j.ygcen.2007.10.003](https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2007.10.003)).
21. **Berger F., 2005.** La Perdrix Rouge. Belin (Ed.) : 96 p.
22. **Bernard L.A., (1984).** Hybridation naturelle entre perdrix bartavelle (*Alectoris graeca saxatilis*) et perdrix rouge (*Alectoris rufarufa*) dans les Alpes-Maritimes. *Gibier Faune Sauvage.* **2** : 79-96.
23. **Berrama, Z., Mefti, H., Kaidi, R., Souames, S., 2011.** Caractérisation zootechnique et paramètres génétiques des performances de croissance de la caille japonaise *Coturnix japonica* élevée en Algérie. *Livest. Res. Rural. Dev.* **23**, 1-9.
24. **Bilal A., Nabi G., Muhammad H., et Juma M., 2017.** Habitat study of Chukar partridge (*Alectoruschukar*). *J. Bio. Env. Sci.* **11 (4)** :11-17.
25. **Birkan M.G., 1977.** Population de perdrix grise (*Perdrix perdrix*) et agriculture sur un territoire de chasse : Ecologie du petit gibier et aménagement des chasses. Gauthier-Villars, Paris : 137-159.
26. **Birkhead, T.R., Fletcher, F., 1995.** Male phenotype and ejaculate quality in the zebra finch (*Taeniopygia guttata*). *Proc. Soc. Lond* : 262-329.
27. **Birkhead, T.R., Fletcher, F., Pellatt, E.J., 1998.** Testes Asymmetry, Condition and Sexual Selection in Birds: An Experimental Test. *Proceedings: Proc. Biol. Sci.* **265**, 1185-1189.
28. **Blesbois E., 2011.** Gamètes et fécondation chez les oiseaux. (INRA, Éd.) *Prod. Anim.* **24(3)**: 259-272.
29. **Blondel J. 1995.** Biogéographie. Approche Ecologique et Evolutive. Masson, Paris.
30. **Bonnes G., Desclaude J., Drogoul C., Gadoud R., Jussisau R., Le Loc'h A., Montmeas L., Robin G., 2005.** Reproduction des animaux d'élevages. 2^{ème} Ed. Dijon, Educagri (Ed.), 407 p.
31. **Boukenaoui, F.N., 2013.** Etude de l'acquisition de la puberté chez l'agneau de race D'Man : mécanisme de régulation endocriniens et effets nutritionnels. In, Vol. Thèse doctorat en Science Biologique. USTHB, City, p. 117.
32. **Boussena, S., 2013.** Performances de reproduction chez les ovins Ouled Djellal : Avènement de la puberté et évolution des caractéristiques séminales chez le mâle jusqu'à l'âge de 1 an. In, Vol. Thèse doctorat en Science. Université Constantine 1, City, p. 184.
33. **Braun L.X., 2004.** Physiologie et maîtrise de la reproduction chez les reptiles et les oiseaux. Thèse de Doctorat vétérinaire, faculté de médecine de Creteil, Ecole Nationale vétérinaire d'Alfort : 121-139.
34. **Brillard J.P. & Reviere M., 1981.** Testis development and daily sperm output in guinea-fowl raised under constant daily photoperiods. *Reprod. Nutr. Develop.* **21**:1105-1112.
35. **Bronne L., 2009.** Les moineaux hybrides dans une zone d'Ardenne belge marquée par une forte diminution du moineau friquet. *Aves*, **46 (3)** : 113-118.
36. **Calder, W.A., 1984.** Size, function and life history. In. Harvard University Press, Cambridge, Mass, City.
37. **Campbell R. W., Dawe N. K., McTaggart-Cowan I., Cooper J. M., Kaiser G. W., McNall M. C. E., 1990.** The birds of British Columbia, **2**: nonpasserines – diurnal birds of prey through woodpeckers. Royal British Columbia Museum, Victoria and Canadian Wildlife Service, Delta, B.C.
38. **Cannings R.A., Cannings R.J., Cannings S.G., 1987.** Birds of the Okanagan Valley, British Columbia. Victoria: Royal British Columbia Museum, Victoria, British Columbia, Canada, 420 pp.

39. Casas F., Mougeot F., Sánchez-Barbudo I., Dávila J.A., Viñuela J., 2012. Fitness consequences of anthropogenic hybridization in wild red-legged partridge (*Alectoris rufa*, Phasianidae) populations. *Biol. Invasions*.14, 295-305.
40. Chabi Y., 1998. Biologie de la reproduction des Mésanges dans les chênaies du Nord Est de l'Algérie. Thèse doct. Université. Badji .Mokhtar. Annaba, 162p
41. Chekhab, A.S., 2010. Contribution à l'étude des coccidies des perdreaux d'élevage (perdreux gabra, perdrix choukar) au niveau du Centre Cynégétique de Zéralda (Alger). PFE : Médecine vétérinaire : Alger, Éc. Nat. Sup. Vét. 74 p.
42. Christensen G.C., 1996. Chukar (*Alectoris chukar*). In the Birds of North America Online (A. Poole, Ed.). Ithaca : Cornell Lab of Ornithology. (doi:10.2173/bna.258).
43. Christensen, A.K. and Gillim, S.W., 1969. The correlation of fine structure and function in steroid-secreting cells with emphasis on those of gonads. In: McKerns, K.W. (Ed.), The Gonads. Appleton-Century-Crofts, New York, pp. 415–488.
44. Clément R., 2004. Connaissance de la perdrix grise (*Perdrix perdrix*) pour une meilleure gestion des populations et du territoire. Thèse d'exercices, Ecole Nationale vétérinaire de Toulouse-ENTV : 33-38.
45. Clermont, Y., Huckins, 1961. Microscopic anatomy of the sex cord and seminiferous tubules in growing and adult male albino rats. *Amar. J. Anat*108: 79-97.
46. Combarrous Y. et Volland N.P., 1997. Les gonadotropines, INRA édition, Paris, 403p.
47. Connell C.J., 1972. The effect of Luteinizing hormone on the ultrastructure of the Leydig cell of the chick. *Z. Zellforsch.* 128: 139–151.
48. Courot, M., 1962. Développement du testicule chez l'agneau. Etablissement de la spermatogénèse. *Ann. Biol. Anim. Biophys.* 2 : 25-41.
49. Dawson, A., 2015. Annual gonadal cycles in birds: Modeling the effects of photoperiod on seasonal changes in GnRH-1 secretion. *Front Neuroendocrinol* 37: 52-64.
50. Del Hoyo J., Elliott A. et Sargatal J., 1994. Handbook of Birds of the World: New World Vultures to Guinea Fowl.2, Lynx editions, Barcelona, 638p.
51. 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, City, p. 90.
52. Durantel P., 2003. Chasse : l'encyclopédie, éditeur Artimis. 607 :158-160.
53. EL abbassi A., 2006. Croissance morphologique et ontogénie du comportement chez la Perdrix Gabra (*Alectoris barbara*, Bonnatere, 1790) (Aves : Galliformes). Mémoire de DESA. Selalia, Marrakech, 56 p.
54. Elmaz O., Cirit U., Demir H., 2007. Relationship of testicular development with age, body weight, semen characteristics and testosterone in Kivircik ram lambs. *South African J. Anim Sci*4, 247-269.
55. Felska-Błaszczuk L., Pohorecki K., 2015. Comparison of conformation and laying
56. Ferrouk M., Boukenaoui N., Smaili I., Abd Al Samad I., Exbrayat J, M., 2015. Etude morphométrique et histologique du testicule de la caille du Japon (*Coturnix japonica*) au cours de la croissance post-natale. *Bull. Soc. zool. Fr*, 140 : 45-60.
57. Gezer-Ince, N., Pazvant, G., Oto, C., Kahvecioglu, O., 2012. Stereological measurement of testicular in Kivircik rams. *Kafkas. UVFD* 18 : 379-384.
58. Gongallud G.N. et Villate D., 2000. L'élevage du gibier à plumes. France agricole édition, Paris, 255 p.
59. Gustavo E.F., Saulo F.M.C., Simone M.T. S.M. and Breno N.F., 2016. Aspects of spermatogenesis and microscopic testicular morphology in Greater Rhea, (*Rhea americana*) (Linnaeus, 1758). *Pesq. Vet. Bras.*36(10):1045-1052.
60. Haghghi, M., Irani, M., Jafari, M., Firouzi, S., Habibi, H., 2016. Effect of sex ratio on the production and hatchability of broiler breeder flock. *J. World Poult. Res.* 6 : 14-17.

61. **Hammadi H. Ikhlef R., 2018.** Contribution à l'étude de la biologie de la reproduction (la ponte et l'éclosion) chez le faisan commun (*Phasianuscolchicus*) en captivité au centre cynégétique de Zéralda (CCZ). Mémoire de Master, Univ. Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques, 76 p.
62. **Hamner W.M. 1966.** Photoperiodic control of the annual testicular cycle in the house finch, *Carpodacus mexicanus*. *Gen. Comp. Endocrinol.* **7**:224-233.
63. **Hanspeter W. and Kerry R.P., 2003.** Fall diet of Chukars (*Alectorischukar*) in eastern Oregon and discovery of ingested lead pellets. *West. N. Am. Nat.* **63 (3)** : 402-405.
64. **Hassan, M.R., Pervage, S., Ershaduzzaman, M., Talukder, M.A.I., 2009.** Influence of age on the spermogramic parameters of native sheep. *J. Bangladesh Agril. Univ.* **7**, 301-304.
65. **Hassanzadeh, B., Nabipour, A., Behnam Rassouli, A., Dehghani, H., 2013.** Microanatomical study of testis in juvenile ostrich (*Struthiocamelus*). Japanese Association of Anatomists *AnatSciInt***88**: 134-140.
66. **Hess R.A. & França L.R. 2008.** Spermatogenesis and cycle of the seminiferous epithelium, p.1-15. In: Ibid. (Eds), *Molecular Mechanisms in the Spermatogenesis*. Landes Biosciences and Springer Science, Illinois.
67. **Idouhar-Saadi H., Smai A., Aissi M., Zenia S., Doumandji S., 2012.** Infestations par le genre *Eimeria* et quelques nématodes des perdrix d'élevage (*Alectorisbarbara* et *Alectorischukar*) en Algérie. *Revue Med. Vet.* **16**:187-193.
68. **ikhlefi F., 2011.** Connaissance, conservation et gestion de la population de la perdrix gabra (*Alectorisbarbara*, BONNATERRE 1792) en Algérie. Mémoire Magister, Univ de Biskra, 83 p.
69. **Intarapat, S., Stern, C., 2014.** Left-Right Asymmetry in Chicken Embryonic Gonads. *J Poult Sci.* **51** : 352-358.
70. **Ipek, A., Dikmen, B.Y., 2007.** The relationship between growth traits and egg weight in pheasants (*P. colchicus*). *J Biol Environ Sci* **1** : 117-120.
71. **Jean-paul L., 1995.** *Lexique de zootechnique*. Québec : Conseil des productions animales du Québec.
72. **Johnsgard P.A., 1988.** Genus *Alectoris* Kaup 1829. In: *The Quails, Partridges, and Francolins of the World.* *Q Rev Biol.* **125(5)**:103-106.
73. **Johnson L. 1991.** Spermatogenesis. In: CUPPS, P.T. (Ed.) *Reproduction in domestic animals*. 4th Ed., Academic Press, Inc. San Diego. New York. Boston. London. Sydney. Tokyo, 670 p.
74. **Jordanov J., Angelova P., Boyadjieva M.A., Bakalska M., 1978.** Ultrastructure of interstitial cells in chick embryonic gonad in relation to their genesis and steroidogenic function. *Z. Mikrosk. Anat. Forsch.* **92** : 449-464.
75. **Klinkenberg B., 2019.** Atlas électronique de la faune de la Colombie-Britannique, laboratoire d'analyse spatiale avancée, université de la Colombie-Britannique, Vancouver. [efauna.bc.ca] le 13-03-2020.
76. **Kokoszyński, D., Bernacki, Z., Cisowska, A., 2011.** Growth and development of young game pheasants (*Phasianuscolchicus*). Department of Poultry Breeding, University of Technology and Life Sciences, Bydgoszcz, Poland. *ArchivTierzucht***54**, 83-92.
77. **Kosztolányi A., Barta Z., Küpper C., et Székely T., 2011.** Persistence of an extreme male-biased adult sex ratio in a natural population of polyandrous bird. *J. Evol. Biol.* **24**:1842-1846. (<http://dx.doi.org/10.1111/j.1420-9101.2011.02305.x>)
78. **Lake P.E. 1971.** The male in reproduction, p.1411-1447. In: Bell D.J. & Freeman B.M. (Eds), *Physiology and Biochemistry of the Domestic Fowl*. Vol. **3**. Academic Press, New York.
79. **Larinouna, F., 2011.** Connaissance et gestion des populations captives du faisan commun (*Phasianuscolchicus*. Linné, 1758). Contribution à la sélection d'une lignée de repeuplement. In, Vol. Mémoire de PGS. USTHB, City, p. 70.
80. **Leborgne M.C. et Tanguy J.M., 2014.** *Reproduction des animaux d'élevage*, 3rd Ed., Educagri édition : 466 p.

81. **Leborgne M.C., Tanguy J.M., Foisseau J.M., Selin I., Vergonzanne G. et Wimmer E., 2005.** Reproduction des animaux d'élevage, Educagri édition, Dijon. **405** : 387-439.
82. **Madge, S. and P.McGowan, 2002.** Pheasants, Partridges and Grouse: Including Buttonquails, Sand grouse and Allies. Editeur, Helm: 488.
83. **Maghnoij M., 1983.** Contribution à l'étude de l'écologie de la Perdrix Gamba (*Alectorisbarbara*) au Maroc. Mémoire de fin d'étude, Ins. Agr. et Vétérinaire Hassan II, Rabat, 110p.
84. **Marler P., 2004.** Bird calls: a cornucopia for communication, *in* Nature's Music (P. Marler and H. Slabbekoorn, Eds.). Elsevier Academic Press, London: 132–176.
85. **Masabanda J. S., Burt D.W., O'Brien P.C., Vignal A., Fillon V., Walsh P.S., Cox H., Tempest H.G., Smith J., Habermann F., Schmid M., Matsuda Y., Ferguson-Smith M. A., Crooijmans R.P., Groenen M.A., Griffin D.K., 2004.** Molecular cytogenetic definition of the chicken genome: the first complete avian karyotype. *Genetics.*, **166 (3)**: 1367-1373. (doi: [10.1534/genetics.166.3.1367](https://doi.org/10.1534/genetics.166.3.1367)).
86. **McGuire N.L., Bentley G.E., 2010.** A functional neuropeptide system in invertebrate gonads: gonadotropin-inhibitory hormone and its receptor in testes of field-caught house sparrow (*Passer domesticus*). *Gen. Comp. Endocrinol.* **166**: 565-72. (doi: [10.1016/j.ygcen.2010.01.010](https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2010.01.010))
87. **Mendis H.S.M.L.C.H. Ariyaratne H.B.S., 2001.** Differentiation of the adult Leydig cell population in the postnatal testis. *Biol. Reprod.* **65** : 660–671.
88. **Mezerdi F., 2015.** Biologie de la reproduction d'une population captive de la Perdrix gamba (*Alectorisbarbara*) et dynamique des populations en milieux prés forestiers et présahariens en Algérie. Thèse de doctorat. Univ. MKB, Biskra, 107 p.
89. **Mezerdi F., Huguenin J., Belhamra M., 2015.** Variabilité des caractères tarse, aile pliée et l'évolution pondérale chez deux lignées divergentes de la perdrix gamba (*Alectorisbarbara*, BONNATERRE, 1792). *Courrier du Savoir.* **19**.
90. **Mondal NI, Hossain K, Ali K (2009)** Factors influencing infant and child mortality: a case study of Rajshahi district, Bangladesh. *J. Hum. Ecol.* **26**: 31–39.
91. **Moulay-Meliani, K., 1991.** Approche écologique et diversité des habitats de la Perdrix Gamba (*Alectorisbarbara*) dans la réserve de chasse de Moutas (Tlemcen, Algérie). In, Vol. Mémoire d'ingénieur. Univ. Tlemcen, City, p. 46.
92. **Narbaitz, R., Adler, R., 1966.** Submicroscopical observations on the differentiation of chick gonads. *J. Embryol. Exp. Morphol.* **16** : 41–47.
93. **Narushin V.G. Romanov M.N., 2002.** Egg physical characteristics and hatchability. *World's Poult. Sci. J.* **58**: 297-303.
94. **Nicholls T.J., Goldsmith A.R. & Dawson A. 1988.** Photofractoriness in birds and comparison with mammals. *Physiol. Rev.* **68**: 133-176.
95. **Noakes D., Parkinson T., England G., Geoffrey A., 2001.** Arthur's Veterinary reproduction and obstetrics (Theriogenology). 8th Ed., Saunders Elsevier: 868 p.
96. **Ozbey, O., Yildiz, N., Esen, F., 2006.** The effects of high temperature on breeding characteristics and the living strength of the Japanese quails (*Coturnixcoturnix japonica*). *J. Poult. Sci.*, **5**: 56-59.
97. **Öze, 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 (*Alectorischukarchukar*) raised in closed confinement. *Revue Méd. Vét* **155**: 163-166.
98. **Ozge P.C., Aire T.A., Madekurozwa M.C. & Soley J.T. 2008.** Morphological and immunohistochemical study of testicular capsule and peritubular tissue of emu (*Dromaius novaehollandiae*) and ostrich (*Struthiocamelus*). *Cell Tissue Res.* **332**: 151-158.
99. **Perrard M.H., Grenet C., Prisant N., Geoffroy S.C., Segretain D., Guichaoua M.R., Pointis G., Durand P., 2010.** Analyse de la spermatogenèse ex vivo- Application à l'analyse de la toxicité testiculaire, *Med. Sci.* **26** : 305-310.

100. **Pest Risk Assessment, 2011.** Chukar partridge (*Alectorischukar*). Latitude42 environmental consultants Pty Ltd. Hobart, Tasmania : 4.
101. **Queiroz S.A., Tholon P., Freitas E.C. and Bruneli, F.A.T., 2004.** Comparison of growth curve models of Partridges (*Rhynchotusrufescens*) raised in captivity. *World's Poultry Congress*: 8-13.
102. **Randi E., Tabarroni C., Rimondi S., Lucchini V., Sfougaris A., 2003.** Phylogeography of the rock partridge (*Alectorisgraeca*). *Mol. Ecol.* **12 (8)** : 2201–2214.
103. **Revier M., Brillard J, P., 1974.** Le développement testiculaire chez le coq : Influence de ladurée quotidienne d'éclairement sous photopériodes constantes. *Ann. Biol. Bioch. Biophys***14** : 591-600.
104. **Revier M., Brillard J, P., 1977.** Le développement testiculaire chez le coq : action de variations progressives de la durée quotidienne d'éclairement. *Ann. Biol. Bioch. Biophys***17**,179-186.
105. **Revier, M., Brillard J, P., 1975.** Le développement testiculaire du coq : étude quantitative des cellules germinales du coq placé sous des photopériodes croissantes appliquées à des âges différents. *Ann. Biol. Bioch. Biophys***15**, 633-641.
106. **Rich T.D., Beardmore C.J., Berlanga H., Blancher P.J., Bradstreet M.S.W., Butcher G.S., Demarest D.W., Dunn E.H., Hunter W.C., Iñigo-Elias E.E., Kennedy J.A., Martell A.M., Panjabi A.O., Pashley D.N., Rosenberg K.V., Rustay C.M., Wendt J.S., et Will T.C. 2004.** Partners in Flight North American Landbird Conservation Plan. Cornell Lab of Ornithology. Ithaca, New York.
107. **Rio, B., 2001.** Toutes les chasses du Faisan. In, Jean-paul Gisserot, p. 61.
108. **Riordan M.M., Lukacs P., Huyvaert K.P., Dreitz V.J., 2015.** Sex ratios of Mountain Plovers from egg production to fledging. *Avian Conserv. Ecol.* **10 (2)** : 3. (<https://doi.org/10.5751/ACE-00772-100203>)
109. **Sauveur B., 1988.** Reproduction des volailles et production d'œufs. INRA éditions, Paris, 472 p.
110. **Sauveur, B., 1991.** Mode d'élevage des poules et qualité de l'œuf de consommation.
111. **Schricke E., 1991.** Faisan de chasse : élevage et maladie. Ed. Le point vétérinaire : 432 p.
112. **Schwab R.G. 1970.** Light-induced prolongation of spermatogenesis in the European Starling, *Sturnus vulgaris*. *Condor. Magazine of Western Ornithology*, Los Angeles, **72**:466-470.
113. **Sentenac H., 2015.** Causes possibles de non éclosion chez le busard Saint-Martin (*Circuscyaneus*). Thèse d'Etat de Doctorat, Univ Claude-Bernard - lyon I: 222 p.
114. **Shalet SM., 2009.** Normal testicular function and spermatogenesis. *Pediatr. Blood Cancer***53**: 285-8. (doi:10.1002/psc.22000)
115. **Silverin B., 1980.** The effects of long-acting testosterone treatment on freelifving pied flycatchers (*Ficedulahypoleuca*), during the breeding period. *Anim. Behav.***28** : 906– 912.
116. **Siopes T.D. and Wilbor O.W., 1973.** Determination of the sex of chukar partridge at hatching. *J. Wildl. Manage.***37 (2)**: 239-240.
117. **Skrobánek, P., Hrbatá, M., Baranovská, M., Juráni, M., 2004.** Growth of Japanese quail Chicks in Simulated Weightlessness. *Acta Veterinaria Brno***73**, 157-164.
118. **Smith C.A. and Sinclair A.H., 2004.** Sex determination: insights from the chicken. *Bioessays.* **26**:120-32.
119. **Starck J. M. and Ricklefs R. E., 1998.** Avian Growth and Development: Evolution Within the Altricial-precocial Spectrum. *OUP*, 441 p.
120. **Stokes A.W., 1961.** Voice and social behavior of chukar partridge. *Condor.* **63 (2)**: 111-127.
121. **Székely T., Thomas G. H., and Cuthill I. C., 2006.** Sexual conflict, ecology, and breeding systems in shorebirds. *Bioscience.* **56**:801-808.
122. **Tanaka K., Mather F.B. & Wilson W.O. 1964.** The effect of photoperiods on early growth of gonads and on anterior pituitary gonadotrophin in coturnix. *Poult. Sci.* **43**:1368-1369.

123. **Tejedor M.T, Monteagudo L.V., Mautner S., Hadjisterkotis E. and Arruaga M.V., 2007.** Introgression of *Alectorischukar* Genes into a Spanish Wild *Alectorisrufa* Population. *J. Hered.* **98** (2) : 179-182.
124. **Teranishi M., Shimada Y., Hori T., Nakabayashi O., Kikuchi T., Macleod T., Pym R., Sheldon B., Solovei I., Macgregor H., et Mizuno S., 2001.** Transcripts of the MHM region on the chicken Z chromosome accumulate as non-coding RNA in the nucleus of female cells adjacent to the DMRT1 locus. *Chrom. Res.* **9** : 147-165.
125. **Ubuka T., Son Y.L., Bentley G.E., Millar R.P. and Tsutsui K., 2013.** Gonadotropin-inhibitory hormone (GnIH), GnIH receptor and cell signaling. *Gen.Comp.Endocrinol.* **190**: 10-7. (doi:10.1016/j.ygcen.2013.02.030).
126. **Ubuka T., Son Y.L., Tobari Y., et al., 2014.** Central and direct regulation of testicular activity by gonadotropin-inhibitory hormone and its receptor. *Front Endocrinol (Lausanne).* **5** (8). (doi:10.3389/fendo.2014.00008)
127. **Watson A. and Parr R., 1981.** Hormone implants affecting territory size and aggressive and sexual behaviour in Red Grouse. *Ornis Scand.* **12**: 55–61.
128. **Weaver H.P. and Haskell W.L., 1968.** Age and sex determination of the chukar partridge. *Wildl. Manage. J.* **32**: 46-50.
129. **Wingfield J.C., 1984.** Androgens and mating systems: testosterone-induced polygyny in normally monogamous species. *Auk*, **101** : 665–671.
130. **Woodard A.E., Hermes J.C., Fuqua L., 1986.** Shank length for determining sex in chukars. *Poult. Sci. J.* **65** (4): 627-630.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES NON ÉDITÉES (INTERNET)

- **Birds and bridging in India (BBI), 2009.** Chukar partridge :
[[Www.birding.in](http://www.birding.in)]
- **Bird-Life International (BLI), 2020.**
[[Www.birdlife.org](http://www.birdlife.org)]
- **Integrated Taxonomic Information System (ITIS).**
[[Www.itis.gov](http://www.itis.gov)]

ANNEXES

« Annexe I »

I- La coloration HEMATOXYLINE EOSINE : FICHE TECHNIQUE N°1:

Déshydratation

I.1-FICHE TECHNIQUE 1: Déshydratation

1 bain d'alcool 70°	1h
2 bains d'alcool 96°	1h
2 bains d'alcool 100°	1h

FICHE TECHNIQUE N°2: Eclaircissement

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

FICHE TECHNIQUE N°3 : Paraffinage

1^{er} bain de paraffine	illimité
2^{eme} bain de paraffine	1h

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

Produits	Temps
Xylène	20min
Alcool100%	05min
Rinçage a l'eau	05min
Hématoxyline	02min
Rinçage a l'eau	05min
Eosine1%	02min
Rinçage a l'eau	05min
Alcool90%	30sec
Xylène	20min

« Annexe I »

Appareillage	Matériel et verrerie	Réactifs
-Appareil d'inclusion -Plaque chauffante - Microtome - Centrifugeuse -Bain marie -Plaque chauffante -Microscope -Automate de déshydratation -Etuve	-Tubes secs - Des portoirs - Un bistouri - Lames d'étalement - Lamelle - Une pince - Panier de lames - Les moules - Cassettes - Balançoire	-Alcool à 70, 96 et 100% -Paraffine -Eau distillée et eau de robinet - Formol à 10% - Xylène -Eukit -Hématoxyline -Eosine

II- La technique ELFA

II.1- Les composants du kit de dosage hormonal

A- Le cône

Le cône à usage (SPR) sert à la fois de phase solide et de phase de pipetage. Les autres réactifs de la réaction sont prêts à l'emploi et répartis dans la cartouche.

Le cône est sensibilisé au moment de la fabrication par des immunoglobulines monoclonales de souris anti-testostérone. Chaque cône est identifié par le code PRG. Retirer du sachet uniquement le nombre de cônes et renfermer complètement le sachet après ouverture.

B-La cartouche (Barrette)

La cartouche est composée de 10 puits recouverts d'une feuille d'aluminium scellée et étiquée. L'étiquette comporte un code à barres reprenant principalement le code du test, le numéro de lot et la date de péremption du coffret. Le premier puits comporte une partie prédécoupée pour faciliter l'introduction de l'échantillon. Le dernier puits est une cuvette permettant la lecture en fluorimétré. Les différents réactifs nécessaires à l'analyse sont contenus dans les puits intermédiaires.

« Annexe I »

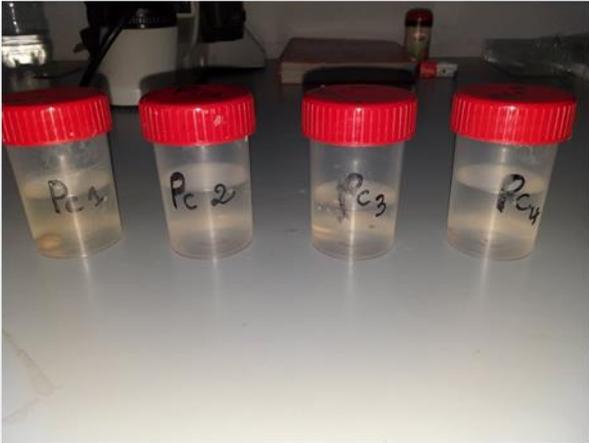
C-Description de la cartouche PRG

Puits	Réactifs
1	Echantillon.
2- 3 -4	Puits vides.
5	Conjugué : dérivé de la progestérone marqué à la phosphatase alcaline + azoture de Na 0,9 g/l (600µl)
6	Tampon de lavage : Tris-NaCl (0,05 mol/l) pH7,4+azotures de Na 0,9 g/l (600µl)
7	Tampon de lavage : Phosphate de sodium (0,1 mol/l) + NaCl (0,3 mol/l) pH 7,5 + azoture de Na 0,9 g/l (600µl).
8	Diluant : Phosphate de Na (0,1 mol/l) pH 7,5 + sérum de veau + azoture de Na 0,9 g/l (600µl).
9	Tampon de lavage : diéthanolamine DEA* (1,1 mol/l soit 11,5 %) pH 9,8 + azoture de Na 1 g/l (600µl).
10	Cuvette de lecture avec substrat : 4-Méthyl-ombelliferyl phosphate (0,6 mmol/l) + DEA** (0,62 mol/l soit 6,6 %, pH 9,2) + azoture de Na 1 g/l (300µl).

II.2--Réalisation du test

1. Sortir du réfrigérateur uniquement les réactifs nécessaires et les laisser 30 minutes à température ambiante avant utilisation.
2. Utiliser une cartouche "PRG" et un cône "PRG" pour chaque échantillon, contrôle ou calibrateur à tester. Vérifier que le sachet de cônes a été refermé complètement après chaque utilisation.
3. Le test est identifié par le code "PRG" sur l'instrument. Le calibrateur identifié obligatoirement par 'Si', doit être utilisé en triple. Si le contrôle doit être testé, il sera identifié par "C1".
4. Homogénéiser à l'aide d'un agitateur de type vortex le calibrateur, le contrôle et les échantillons (pour sérum ou plasma séparé du culot).
5. La prise d'essai du calibrateur, du contrôle et des échantillons est de 200 µl pour ce test.
6. Placer dans l'instrument les cônes "PRG" et les cartouches "PRG". Vérifier la concordance des codes (couleurs et lettres) entre le cône et la cartouche.
7. Démarrer l'analyse (voir Manuel d'utilisation). Toutes les étapes sont alors gérées automatiquement par l'instrument.
8. Reboucher les flacons et les remettre à la température préconisée après pipetage.
9. Les résultats sont obtenus en 45 minutes environ. A la fin de l'analyse, retirer les cônes et les cartouches de l'instrument.
10. Eliminer les cônes et cartouches utilisés dans un récipient approprié.

❖ **Figure A.1 Matériel utilisé en Histologie**



Les flacons des échantillons



Les moules



Les cassettes



Plaque chauffante



Microtome semi-automatique



« Annexe I »



L'étuve



Bain-marie



Réfrigérateur



Automate de déshydratation

« Annexe I »



Appareil d'inclusion



Montage des lames

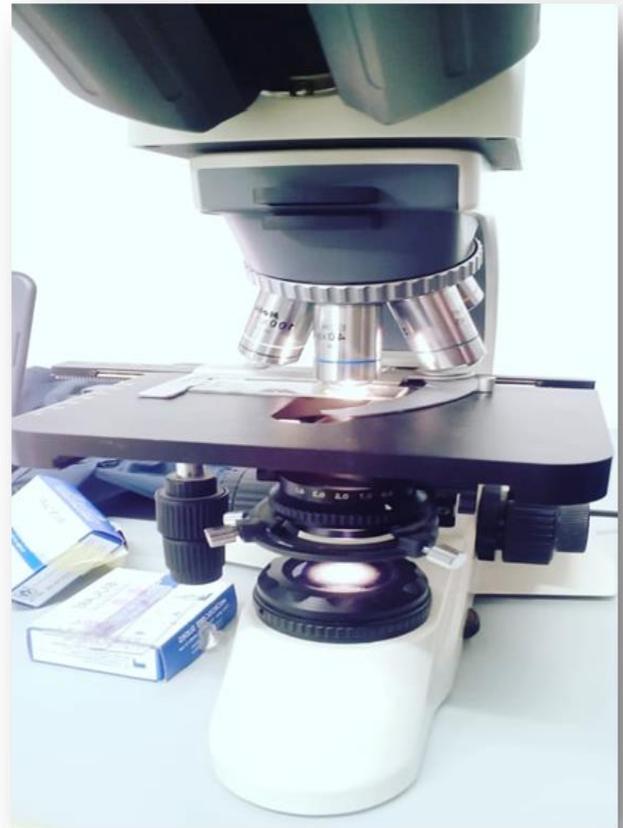


Batterie de coloration HE

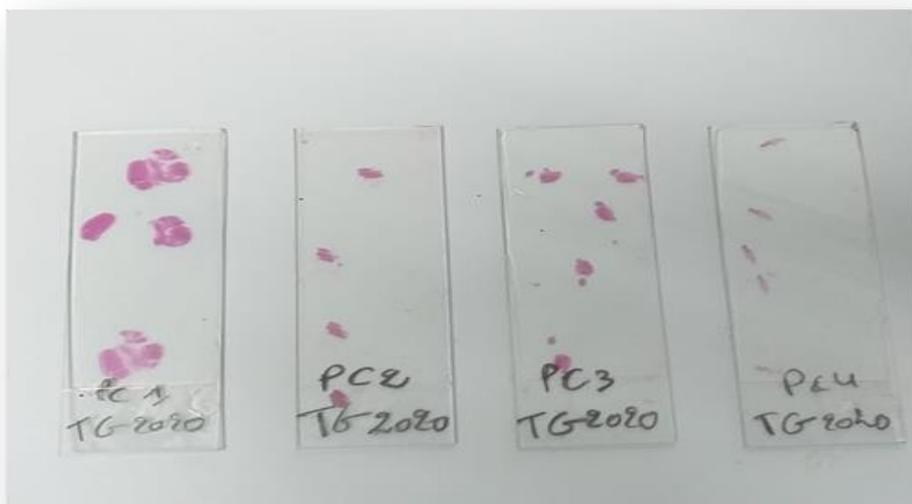
« Annexe I »



L'Eukit



Microscope



Les lames

❖ Figure A.2. Matériel utilisé pour le dosage hormonal



Mini-Vidas



Pipette et les barrettes



Centrifugeuse

« Annexe I »



Les barrettes



Les composants de kit du dosage hormonal

« Annexe II »

Tableau A 1.-Évolution des paramètres zootechniques de reproduction durant les dix années précédentes.

L'année	(1)NOI	(2)OC	(3)OF	(4)OEM	(5)PE	ECB %	EC %	ME %	FEC %
2011	3960	467	3493	809	4519	114,1	129,4	23,2	88,2
2012	10553	646	5677	699	4919	46,6	86,6	11,8	92,4
2013	3253	656	6886	979	5802	187,4	84,3	14,2	91,3
2014	1374	296	1078	114	903	65,7	83,8	10,6	78,5
2015	7542	639	2614	70	2456	32,6	94,0	0,3	80,4
2016	2417	499	1918	18	1720	71,2	89,7	5,6	79,4
2017	1631	256	1375	115	1210	74,2	88,0	8,4	84,3
2018	1321	320	1001	170	736	55,1	73,5	17,0	75,8
2019	859	247	612	188	424	44,8	62,9	30,7	71,2
2020	3938	345	3593	/	2320	58,9	64,6	/	64,6

OC : œufs claires ; NOI : nombre d'œufs incubés ; OF : œufs fécondés ; OEM : Œufs avec embryant mort ; PE : poussins éclosibles ; % FEC : taux de fécondité ; % ME : taux de mortalité embryonnaire ; % EC : taux d'éclosion ; % ECB : taux d'éclosabilité.

Tableau A 2.-Évolution des paramètres zootechniques de reproduction de la population de référence en 2019.

date d'éclosion	N° DE Séries	(1) OC	(2) NOI	(3) OF	(4) MOE	(5) PE	FEC %	ECB%	EC %	ME %
08-avril	1	41	119	112	0	102	94,1	85,7	91,1	0
15-avril	2	18	66	48	2	45	72,7	68,2	93,8	4,2
28-avril	3	27	68	41	1	38	60,3	55,9	92,7	2,4
29-avril	4	23	102	79	44	29	77,5	28,4	36,7	55,7
06-mai	5	15	72	57	32	20	79,2	27,8	35,1	56,1
13-mai	6	17	72	55	53	17	76,4	23,6	30,9	96,4
20-mai	7	31	85	54	24	26	63,5	30,6	48,1	44,4
27-mai	8	32	97	65	31	29	67,0	29,9	44,6	47,7
03-juin	9	8	50	42	5	35	84,0	70,0	83,3	11,9
10-juin	10	20	66	46	11	32	69,7	48,5	69,6	23,9
17-juin	11	18	30	12	5	2	40,0	6,7	16,7	41,7
Moyennes		22,73	75,18	55,55	18,91	34,09	71,31	43,20	58,41	34,95

OC : œufs claires ; NOI : nombre d'œufs incubés ; OF : œufs fécondés ; OEM : Œufs avec embryant mort ; PE : poussins éclosibles ; % FEC : taux de fécondité ; % ME : taux de mortalité embryonnaire ; % EC : taux d'éclosion ; % ECB : taux d'éclosabilité.

« Annexe II »

Tableau A 3.- Evolution du poids corporel, de la longueur moyenne du tarse, de l'aile pliée et de l'ergot en fonction de l'âge chez les perdreaux.

L'âge	PC (g)	Log T (mm)	Log AP (mm)	Log Erg(mm)
S2	102,6±4,4	31,7±1,4	48,0±0,9	0,0±0
S4	151,5±12,0	32,7±1,7	53,0±2,0	0,0±0
S6	215,2±16,4	38,3±1,6	58,3±1,7	0,0±0
S8	307,6±22,8	41,0±0,5	58,3±1,7	0,0±0
S10	326,9±26,6	42,3±1,4	62,3±4,6	0,0±0
S12	402,2±8,2	49,0±1	139,3±8,1	0,0±0
S18	415,7±28,1	53,7±1,3	161,7±3,3	5±0
Adulte	558±13,7	54,7±1,4	161,7±6,0	5±0

Tableau A 4.- Evolution du poids des deux testicules droit et gauche

		Poids du Td (mg)	Poids du Tg (mg)
S8	Pc 01	5,5	10,5
	Pc 02	7,1	13,2
	Pc 03	9,4	15
	Moyenne	7,3±1,1	12,9±1,3
S10	Pc 04	23,5	48,5
	Pc 05	35,6	63,4
	Pc 06	41,5	68,2
	Moyenne	33,5±5,3	60,0±5,6
S12	Pc 07	42,0	40,5
	Pc 08	50,6	57,5
	Pc 09	54,7	60,5
	Moyenne	49,1±3,7	52,8±3,8
S18	Pc 10	56,5	50,7
	Pc 11	62,5	58,5
	Pc 12	75,8	64,0
	Moyenne	64,9±5,7	57,7±3,9
Adulte	Pc 13	89,2	301,8
	Pc 14	116,6	326,6
	Pc 15	130,5	365,0
	Moyenne	112,1±12,1	331,1±18,4

« Annexe II »

Tableau A 5. Evolution du poids et volume testiculaire des perdreaux

		PC(g)	PT (g/100g p.c.)	PT (g)	VT (mm³)
S8	Pc 01	286,6	5,6	16,0	121,0
	Pc 02	353,2	5,7	20,3	242,8
	Pc 03	283,2	8,6	24,4	469,3
S10	Pc 04	320,8	22,4	72,0	1521,0
	Pc 05	284,1	34,8	99,0	2564,3
	Pc 06	375,8	29,2	109,7	3000,3
S12	Pc 07	385,8	21,4	82,5	2170,4
	Pc 08	409,3	26,4	108,1	3035,3
	Pc 09	411,6	28	115,2	4240,2
S18	Pc 10	415,0	25,8	107,2	5936,7
	Pc 11	464,8	26	121,0	8172,4
	Pc 12	367,3	38,1	139,8	10872,8
Adulte	Pc 13	536,5	72,9	391,0	20407,9
	Pc 14	554,1	80	443,2	23263,2
	Pc 15	583,4	84,9	495,5	43357,6

Pc : poids corporel ; **pt** : poids testiculaire ; **Vt** : volume testiculaire.

Tableau A 6. Evolution du taux de la testostérone plasmatique en fonction de l'âge chez les perdreaux

L'âge	S8	S10	S12	S18	Adulte
Animal n°1	0,02	0,04	0,13	0,13	0,05
Animal n°2	0,01	0,03	0,13	0,13	0,04
Animal n°3	0,02	0,03	0,12	0,13	0,12
MOYENNE	0,01±0,003	0,03±0,003	0,12±0,003	0,13±00	0,07±0,025

Tableau A 7. Différence en pourcentage (%) et signification statistique d'évolution du poids de testicule gauche par rapport au testicule droit des perdreaux.

P TG/ P TD	Group 1	Group 2	dffrnc en %	p
S8 Td vs. S8 Tg	7,3	12,9	75,9	0,032
S10 Td vs. S10 Tg	33,5	60,0	79,0	0,029
S12 Td vs. S12 Tg	49,1	52,8	7,6	0,634
S18 Td vs. S18 Tg	64,9	57,7	-11,1	0,355
Adlt Td vs. Adlt Tg	112,1	331,1	195,4	0,001

« Annexe II »

Tableau A 8: Différence en pourcentage (%) et signification statistique d'évolution du poids de testicule gauche par rapport au testicule droit des perdreaux.

V TG/ V TD	Group 1	Group 2	différence en %	p
S8 Vd vs. S10 Vg	437,5	3094,3	607,2	0,018
S10 Vd vs. S10 Vg	1629,5	3094,3	89,9	0,107
S12 Vd vs. S12 Vg	1055,5	5241,7	396,6	0,017
S18 Vd vs. S18 Vg	7626,7	9027,8	18,4	0,750
Adlt Vd vs. Adlt Vg	32607,5	25411,7	-22,1	0,535

Tableau A 9 : Evolution des différences en pourcentage pour les paramètres pondéraux.

	S8	S10	S12	S18	Adulte
Poids Corporel (g)	307,67	326,90	402,24	415,70	558,00
S8		0,965284	0,063875	0,032038	0,000214
S10	6,3		0,167362	0,085749	0,000269
S12	23,0	30,7		0,990586	0,003132
S18	3,3	27,2	35,1		0,005839
Adulte	34,2	38,7	70,7	81,4	
Poids testiculaire (g)	20,233	93,567	101,93	122,67	443,23
S8		0,048902	0,027274	0,006708	0,000176
S10	362,44		0,995018	0,690604	0,000176
S12	8,94	403,8		0,877050	0,000176
S18	20,34	31,1	506,3		0,000176
Adulte	261,33	334,8	373,7	2090,6	
PT (g/100g p.c.)	6,6487	28,827	25,260	29,975	79,266
S8		0,003181	0,010363	0,002231	0,000176
S10	333,6		0,915871	0,998729	0,000176
S12	-12,4	279,9		0,805621	0,000176
S18	18,7	4,0	350,8		0,000176
Adulte	164,4	213,8	175,0	1092,2	
Volume testiculaire (mm³)	555,46	4723,8	6297,3	16655,	58019,
S8		0,990629	0,969652	0,464669	0,000926
S10	0,0		0,999797	0,711305	0,001576
S12	0,0	0,0		0,799741	0,001939
S18	0,0	0,0	0,0		0,008964
Adulte	0,0	0,0	0,0	0,0	

« Annexe II »

Tableau A 10 : évolution des différences en pourcentage pour les paramètres biométrique

lots	S2	S 4	S 6	S 8	S 10	S12	S18	Adulte
AP	48,000	55,000	55,000	60,000	70,000	139,33	161,67	161,67
S2		0,99943	0,99943	0,96177	0,46683	0,00017	0,00017	0,00017
S 4	10,4		1,00000	1,00000	0,95652	0,00019	0,00017	0,00017
S 6	10,1	21,5		1,0000	0,9565	0,00019	0,00017	0,00017
S 8	0,0	10,1	21,5		0,9978	0,00017	0,00017	0,00017
S 10	6,9	6,9	17,6	29,9		0,00038	0,00018	0,00018
S12	123,5	138,9	138,9	162,9	190,3		0,11256	0,11256
S18	16,0	159,4	177,1	177,1	205,0	236,8		1,00000
Adulte	0,0	16,0	159,4	177,1	177,1	205,0	236,8	
Tarse	32,667	31,667	41,000	49,000	42,333	54,667	53,667	38,333
S2		0,9995	0,0131	0,0002	0,0038	0,0002	0,0002	0,4092
S4	3,2		0,0051	0,0002	0,0016	0,0002	0,0002	0,2150
S6	17,3	21,1		0,0179	0,9966	0,0003	0,0004	0,7523
S8	7,0	25,5	29,5		0,0621	0,1493	0,3246	0,0022
S10	3,3	10,4	29,6	33,7		0,0005	0,0009	0,4092
S12	15,7	19,5	27,8	50,0	54,7		0,9995	0,0002
S18	9,5	26,8	30,9	40,0	64,3	69,5		0,0002
Adulte	1,9	11,6	29,1	33,3	42,6	67,3	72,6	
PC	102,63	151,50	215,23	307,67	326,90	402,24	415,70	558,00
s2		0,5827	0,0096	0,0002	0,0002	0,0002	0,0002	0,0002
s4	47,6		0,2832	0,0005	0,0003	0,0002	0,0002	0,0002
S6	42,1	109,7		0,0423	0,0102	0,0002	0,0002	0,0002
S8	42,9	103,1	199,8		0,9942	0,0362	0,0134	0,0002
S10	6,3	51,9	115,8	218,5		0,1388	0,0550	0,0002
S12	23,0	30,7	86,9	165,5	291,9		0,9994	0,0005
S18	3,3	27,2	35,1	93,1	174,4	305,03		0,0012
adulte	34,2	38,7	70,7	81,4	159,3	268,32	443,7	
Ergot	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	1,1667	4,6667
S2		1,0000	1,0000	1,0000	1,0000	1,0000	0,0029	0,0002
S4	0		1,0000	1,0000	1,0000	1,0000	0,0029	0,0002
S6	0	0		1,0000	1,0000	1,0000	0,0029	0,0002
S8	0	0	0		1,0000	1,0000	0,0029	0,0002
S10	0	0	0	0		1,0000	0,0029	0,0002
S12	0	0	0	0	0		0,0029	0,0002
S18	0	0	0	0	0	0		0,0002
Adulte	328,6	0	0	0	0	0	0	

« Annexe II »

Tableau A 11 : Evolution de différence en pourcentage pour le taux de la testostérone plasmatique.

	S8	S10	S12	S18	Adulte
	0,0167	0,0333	0,1267	0,1300	0,0700
S8		0,8405	0,0005	0,0004	0,0521
S10	100		0,0015	0,0012	0,2392
S12	280	280		0,9996	0,0380
S18	3	3	2,6		0,0277
Adulte	-46	-46	-46,2	-46,2	

« Annexe II »

Les figures suivantes présentent les différentes corrélations entre les différents paramètres étudiés :

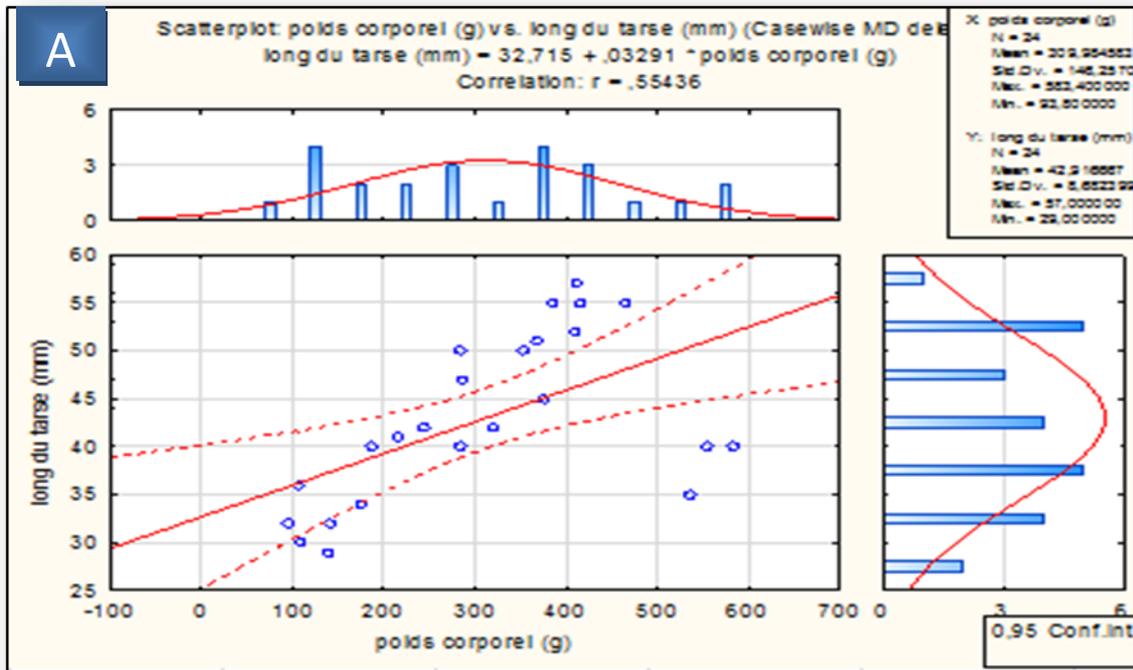


Figure A.3. Corrélation entre le poids corporel (g) et la longueur du tarse (mm)

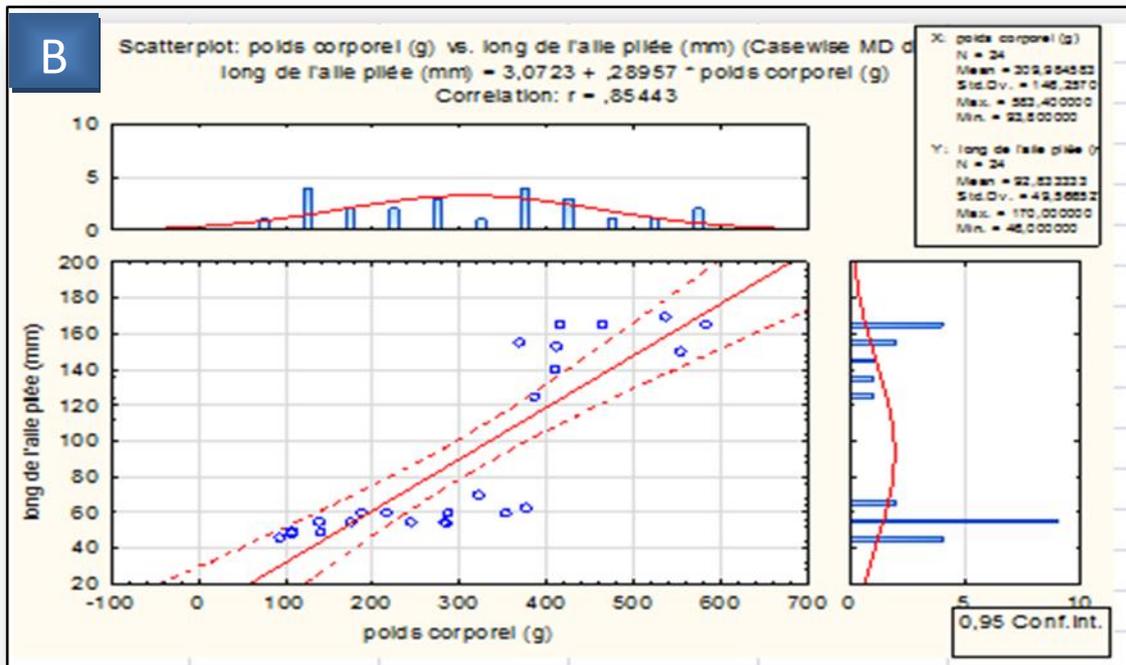


Figure A.4. Corrélation entre le poids corporel (g) et la longueur de l'aile pliée (mm)

« Annexe II »

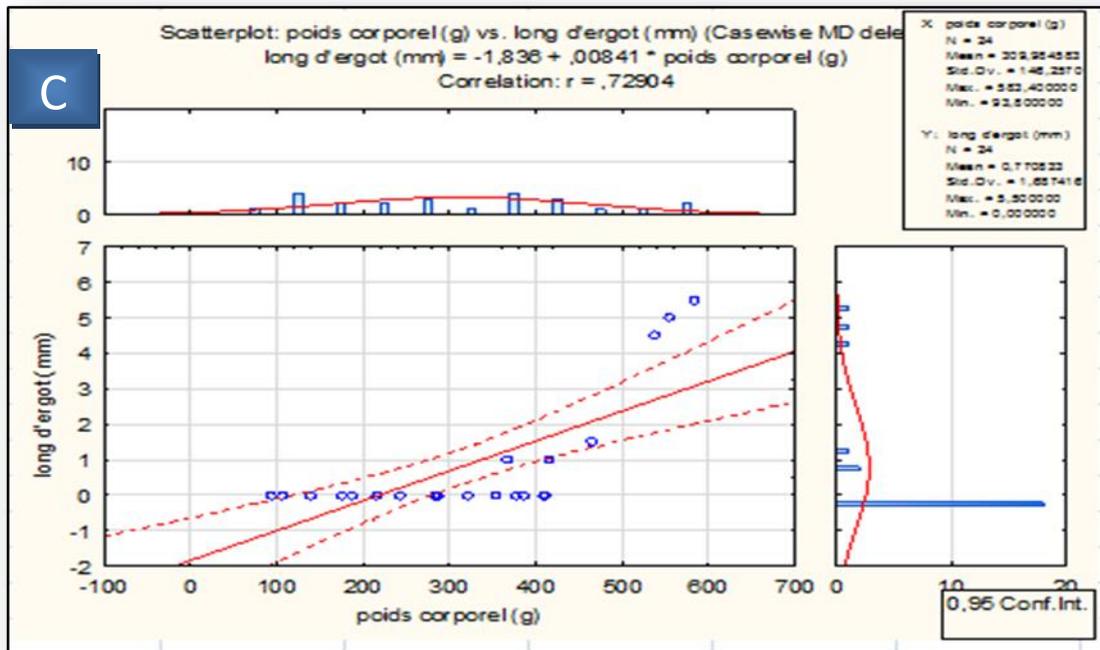


Figure A.5. Corrélation entre le poids corporel (g) et la longueur d'ergot (mm)

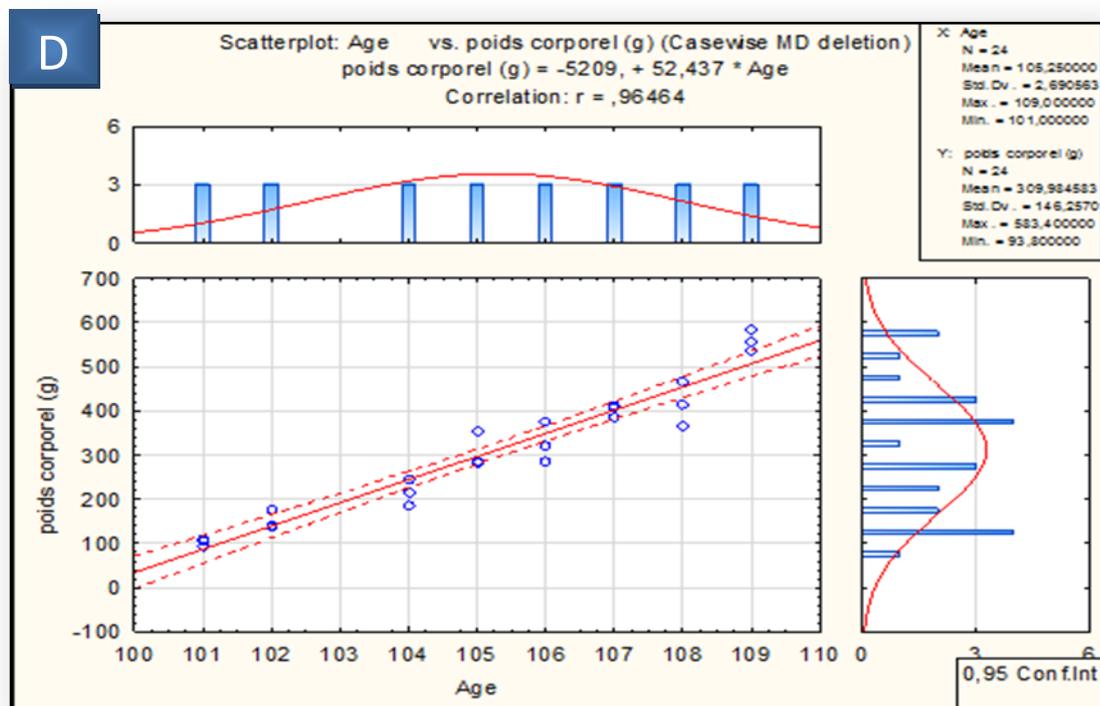


Figure A.6. Corrélation entre l'âge et le poids corporel (g)

« Annexe II »

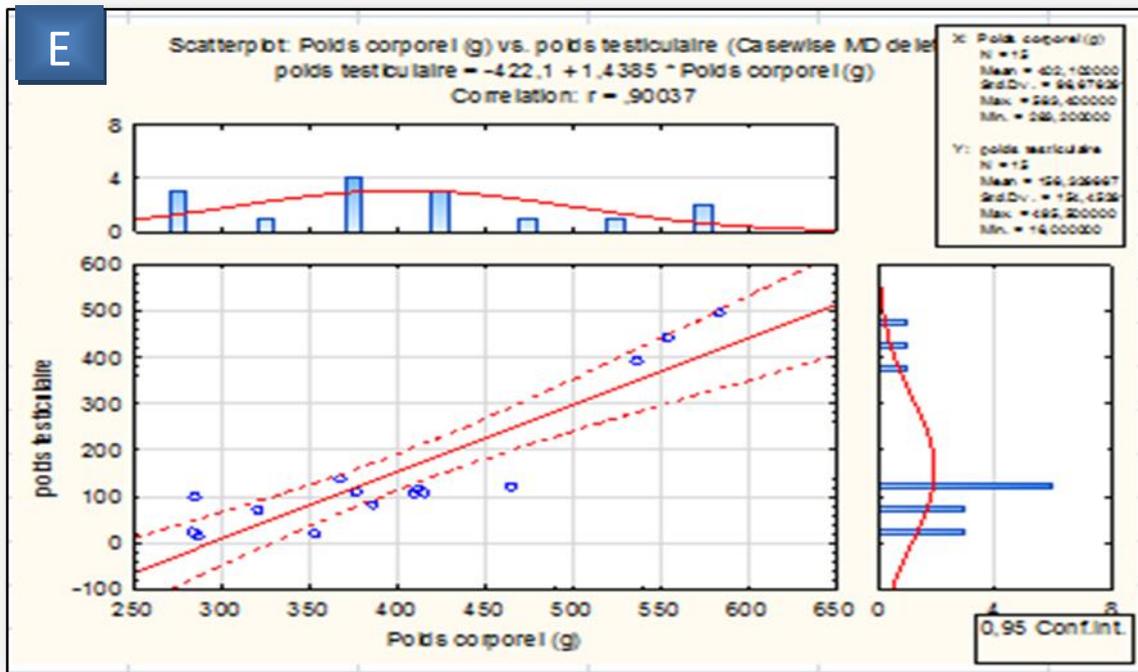


Figure A.7. Corrélation entre le poids corporel (g) et le poids testiculaire

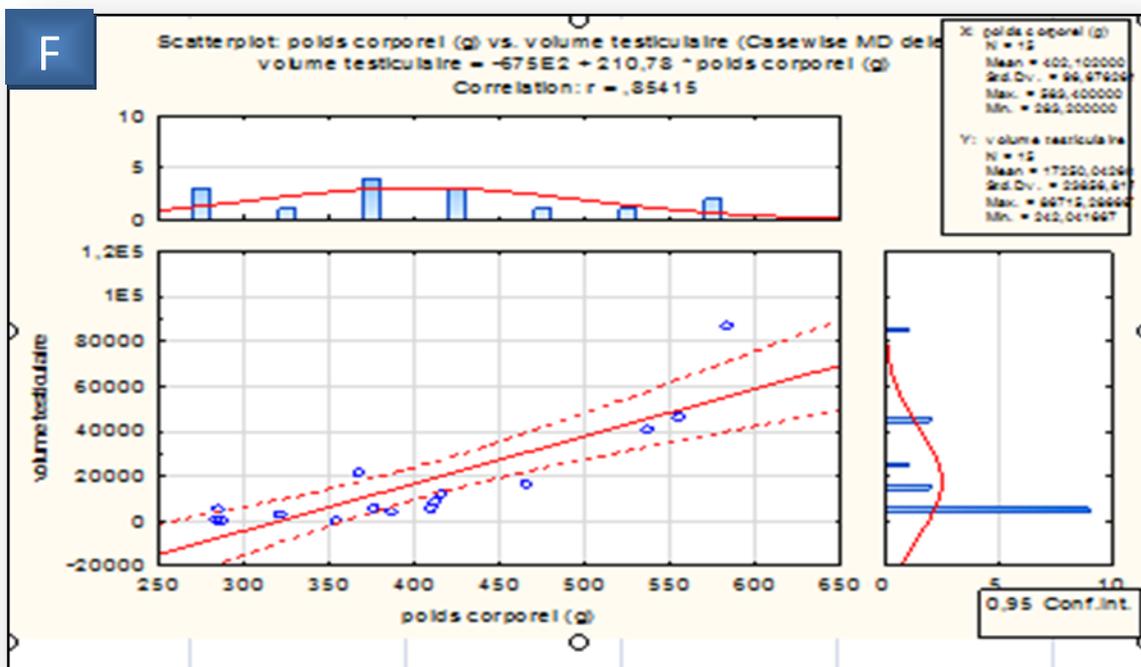


Figure A.8. Corrélation entre le poids corporel (g) et le volume testiculaire

« Annexe II »

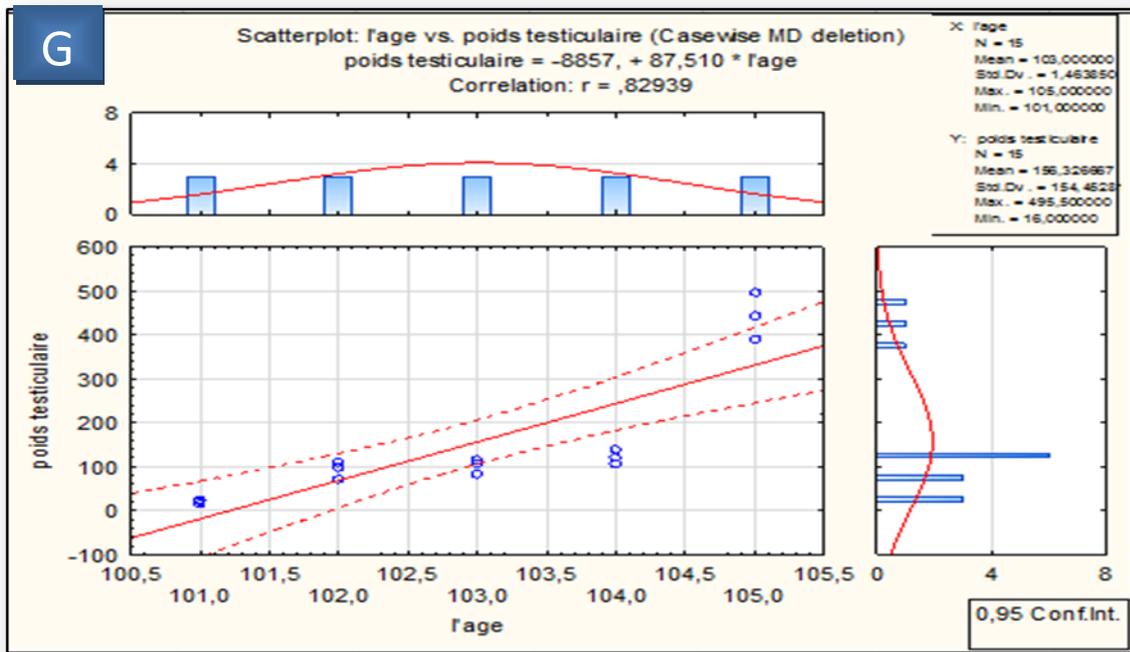


Figure A.9. Corrélation entre l'âge et le poids testiculaire

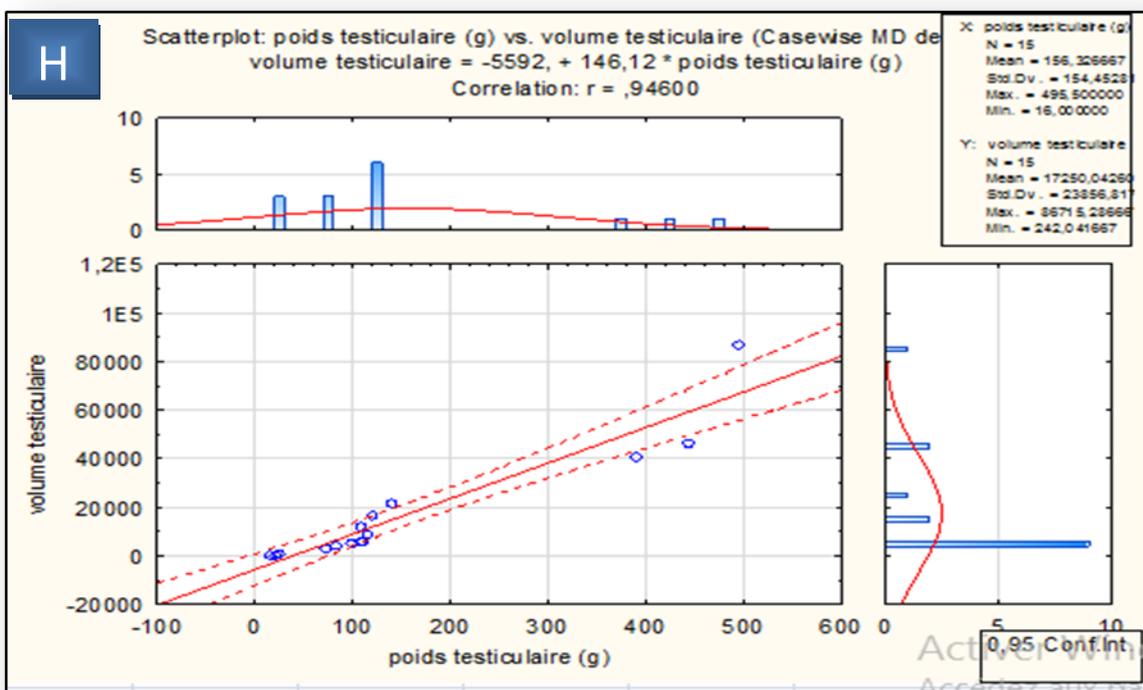


Figure A.10. Corrélation entre le poids testiculaire et le volume testiculaire

« Annexe II »

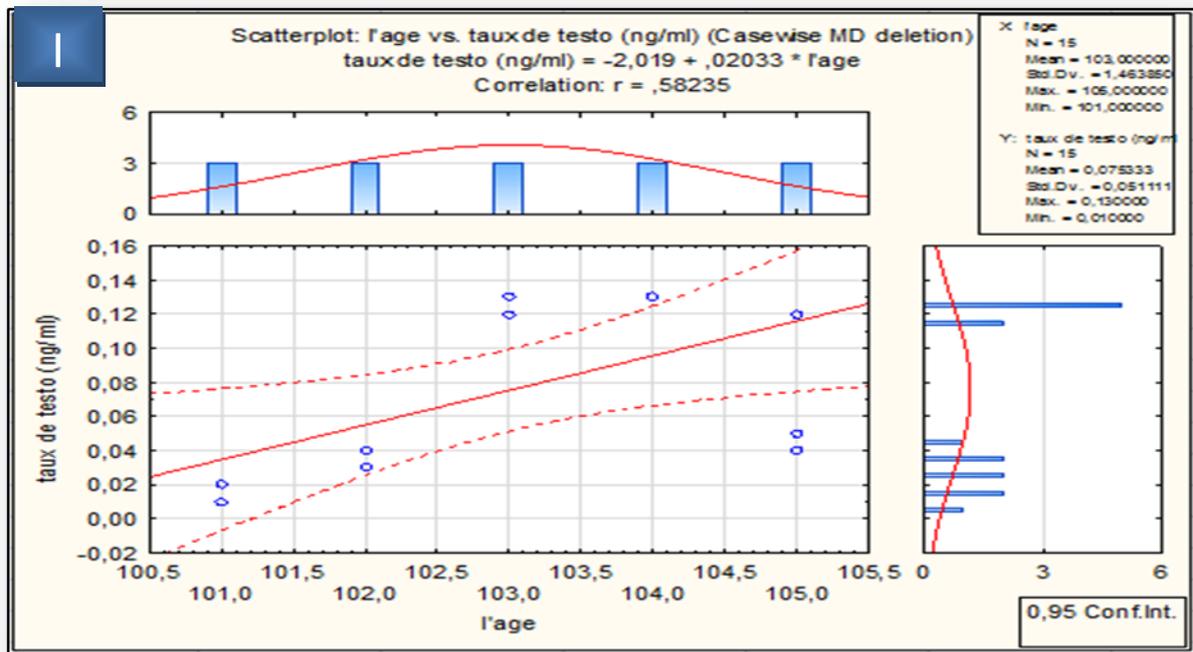


Figure A.11. Corrélation entre L'âge et le taux de la testostérone

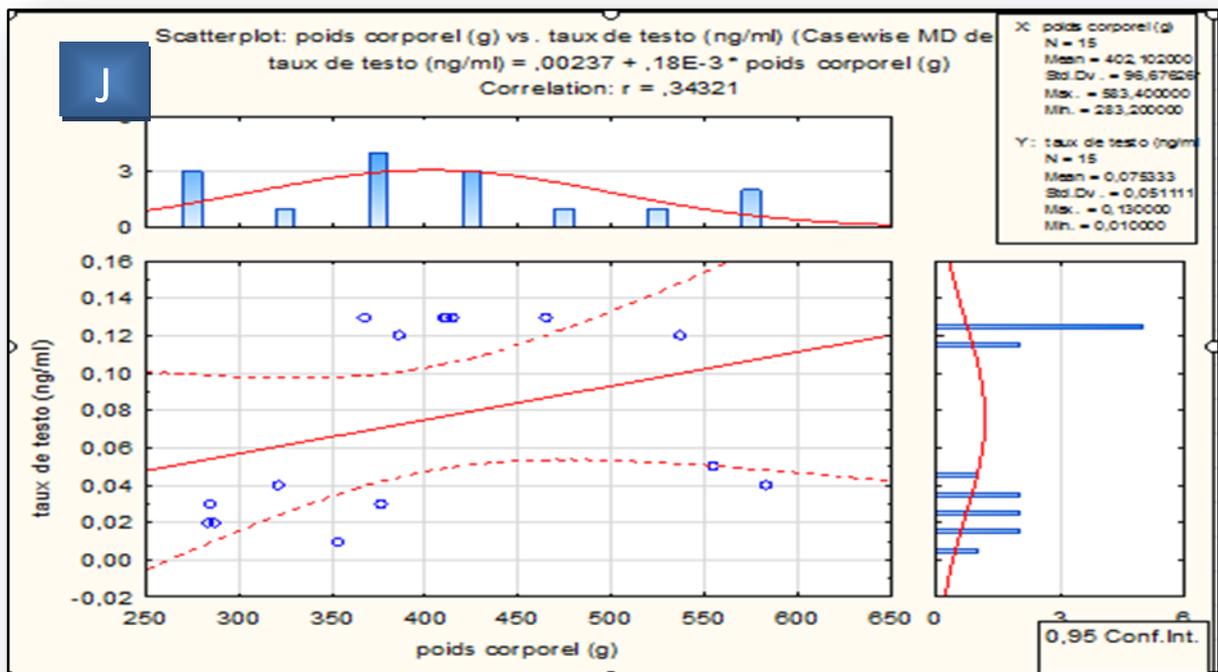


Figure A.12. Corrélation entre le poids corporel (g) et le taux de la testostérone

« Annexe II »

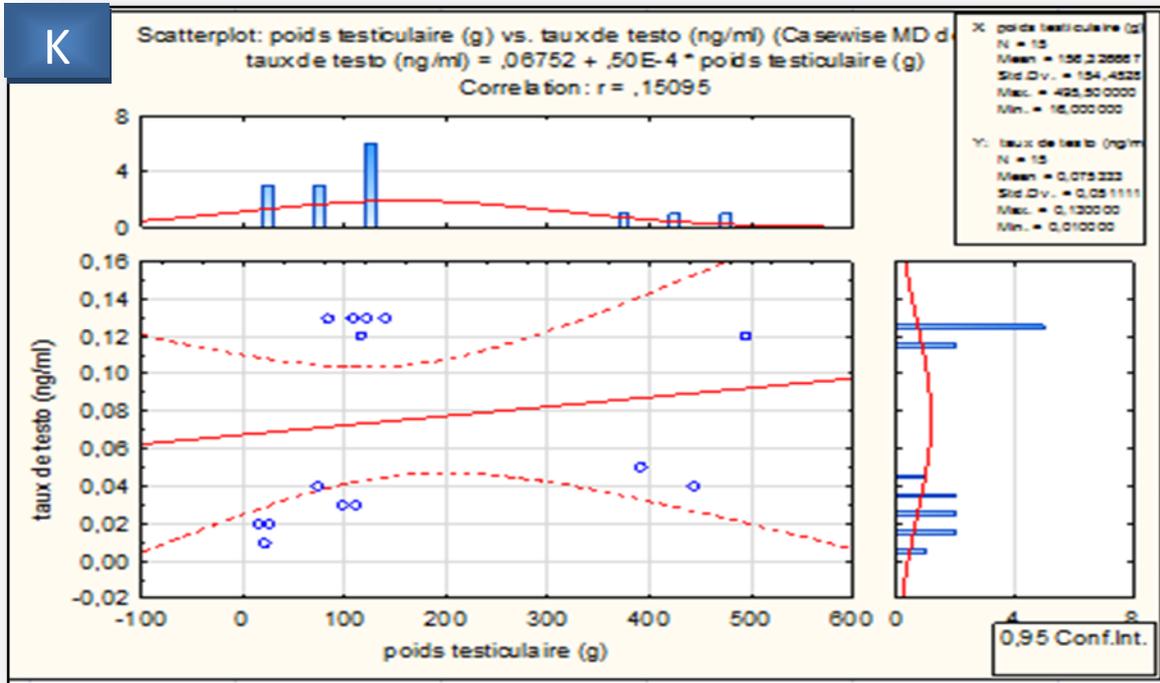


Figure A.13. Corrélation entre le poids testiculaire et le taux de la testostérone