

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université Saad Dahleb-BLIDA

Faculté des sciences Agro-Vétérinaires et biologiques

Département des Sciences Vétérinaires

Mémoire de fin d'étude pour l'obtention du diplôme de docteur vétérinaire

Thème

***Effet de deux doses d'orge au cours de
la croissance pubertaire chez
les agneaux de race
Ouled Djellal***

Réalisé par

**LABDANI KHADIDJA
SADOUKI MALIKA**

Membre de jury

Mr ADEL D.
Mr MEHANNI R.
M^{me} BOUGUessa A.
M^{me} BOUKENAOUl.

Chargé de cours
Chargé de cours
Chargé de cours

Président
Examineur
Examineur
Promotrice

Année : 2008-2009

REMERCIEMENT

Avant tout, nos remerciements le bon dieu.

Nos vifs remerciements sont exprimés vers notre promotrice Madame **BOUKENAOUI N.**, maître assistante à l'université de Blida, qui a nous proposée ce sujet qui a nous permis de nous initier à la recherche et nous avoir apporté aide et soutien tout au long de notre travail.

Nos vifs remerciements vont à :

Mr **ADEL D.**, d'avoir voulu nous faire l'honneur de présider ce jury.

Mr **MEHANNI R.**, pour l'intérêt qu'il bien voulu manifester en acceptant de participer à ce jury.

Mme **BOUGUESSA A.**, d'avoir apprécié notre travail et d'avoir honore de sa présence ce jury.

Nos présentons aussi nos remerciements à tout les personnels du laboratoire de recherches sur les zones arides (**LRZA**) à Alger.

Nos remerciements l'ensemble des enseignants de département de vétérinaire et à tous les autres enseignants de département de primaire jusqu'à l'université.

Finalement, à tous ceux qui ont contribué de près où de loin à la réalisation de ce travail, ici l'expression de notre profonde gratitude.

DÉDICATIONS

Je dédie ce modeste travail :

*A Ma mère et mon père,
Merci de m'avoir donné et appris tout ce qu'il y a de meilleur,
L'Amour, La Tolérance, la joie de vivre,
Mais aussi le goût du travail bien fait,
Merci de m'avoir permis de réaliser mes rêves,
Sachez que je serais toujours là pour vous.*

A ma tante, mes tontons et a toute ma famille

*A mes chers frères : RIADE, MORAD, RACHID, OMER,
ADEL*

*A mes chers sœurs : HASSINA, NASSIMA, AMINA, et tout
ma famille*

*A mon marie YUCEF et toute sa famille surtout
IBTISSEME*

*A toutes mes amies : LAMIA, NAIMA, SOUAD, NADJWA,
SABRINA, SAMIRA, MERIEM*

Et mon binôme MALIKA et tout sa famille et surtout sa mère

Merci pour tout.

KHADIDJA

DEDICACES

Je dédie ce modeste travail à :

La mémoire de mon père AYACHE qui ma donnée durant toute sa vie :

L'amour, le soutien, l'éducation le courage, l'espoir et le vouloir de vivre parmi les meilleurs, et qui m'a laissé la fierté d'être sa fille ;

Ma chère mère FATMA qui a bien veillée à notre éducation et qu'il n'arrête jamais de me guider par sa prière après la mort de mon père ;

Mes frères : LAKHDAR ; ABDERRAHMANE ; TOUFIK ; DJILALI et MOHEMED ;

Qui sont bien suivi durant toute mes études et qui a pris nos responsabilités après la mort de mon père; sans oublier leurs femmes et ses enfants ;

Mes soeures : DJAMILA, KARIMA, SOUAD sans oublier leurs maries et ses enfants ;

Ma grande mère qui m'ont bien gâté ;

Toute ma famille de proche ou de loin ;

Mes très chères amies : HOURIA, SAIDA, SIHEM, RADIA, AMEL, MOUFIDA, NAIMA, NACERA ;

Toutes les étudiantes vétérinaires surtout la promotion de 5^{ème} année ;

Mon binôme KHADIDJA et toute sa famille.

MALIKA

SOMMAIRE

	Page
RESUMES.....	a-c
LISTES DES FIGURES ET DES TABLEAUX.....	d-e
LISTES DES ABREVIATIONS.....	f
INTRODUCTION.....	1
Introduction.....	2
Chapitre I. Description de la race Ouled Djellal.....	3
1. Origine.....	4
2. Caractéristiques phénotypiques.....	4
3. Caractéristiques de production.....	5
3.1. Production laitière.....	5
3.2. Production de viande.....	5
3.3. Production de laine.....	5
4. Caractéristiques de la reproduction.....	6
Chapitre II. Rappels anatomiques de l'appareil reproducteur du bélier.....	7
1. Anatomie de l'appareil génital mâle.....	8
2. Spermatogenèse.....	9
2.1. Définition.....	9
2.2. Etapes de la spermatogenèse.....	9
2.3. Régulation de la fonction sexuelle chez le mâle.....	11
3. La puberté.....	12
3.1. Définition.....	12
3.2. Age à la puberté.....	12
3.3. Déterminisme et conséquence de la puberté.....	12
3.4. Comportement sexuel.....	12
Chapitre III. Rappels sur la fonction endocrine du testicule.....	14
1. Métabolismes des androgènes testiculaires.....	15
1.1. Biosynthèse hormonale.....	15
1.2. Transport sanguin.....	15
1.3. Catabolisme.....	17
2. Actions physiologiques de la testostérone.....	17
3. Mécanisme d'action des androgènes.....	18
4. Régulation de la biosynthèse et de sécrétion des androgènes.....	19
MATERIEL ET METHODES.....	20
I. Matériel animal.....	21
1. Conditions d'élevage.....	21
2. Prélèvement sanguine.....	21
II. Matériel de laboratoire.....	21
1. Nettoyage de la verrerie.....	21
2. Production chimiques et réactifs.....	21
2.2. Hormone froide et l'hormone marquée.....	21

2.3. Anticorps anti-testostérone.....	22
2.4. Solution tampon.....	22
2.5. Suspension de charbon-dextran.....	22
2.6. Liquide scintillant pour milieu aqueux.....	22
III. Protocole expérimental.....	22
Principe.....	22
1. Dosage des androgènes totaux par radio-immunologie.....	23
1.1. Extraction.....	23
1.2. Dosage proprement dit.....	23
Répartition des extraits.....	23
Distribution des ponts de la gamme étalon.....	23
Répartition de l'anticorps anti –testostérone.....	23
Arrêt de la réaction de compétition.....	23
Comptage de la radioactivité.....	24
1.3. Calculs et expressions des résultats.....	24
1.4. Validité des techniques des dosages utilisés.....	25
a) Spécificité.....	25
b) Sensibilité.....	26
Courbe étalon.....	26
Récupération.....	26
Valeurs des blancs.....	26
c) Précision et exactitude.....	27
IV. Analyse statistiques des résultats.....	27
RESULTATS.....	29
DISCUSSION.....	33
CONCLUSION ET PERSPECTIVES.....	36
ANNEXES.....	38
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	43

RESUMES

Résumé du mémoire de fin d'étude

Chez les agneaux de race Ouled Djellal élevés à la bergerie de la station expérimentale d'El- Meniaa, le dosage hormonal des androgènes totaux, sont effectuées tous les 15 jours de l'âge de 3 à 12 mois qui relèvent :

Une augmentation progressive des concentrations plasmatiques en **androgènes totaux** qui est de $0,20 \pm 0,08$ ng/ml pour les agneaux de groupe A et $0,39 \pm 0,10$ ng/ml pour les agneaux de groupe B, à partir de 3 mois. Ces concentrations augmentent pour atteindre les valeurs plus élevées à 34 – 42 semaines ($1,15 \pm 0,32$ ng/ml ; $1,00 \pm 0,74$ ng/ml) pour les agneaux du groupe A et à 22 – 36 semaines ($1,22 \pm 0,40$ ng/ml ; $1,21 \pm 0,36$ ng/ml) pour les agneaux du groupe B.

La teneur plasmatique en androgènes totaux chez les agneaux du groupe B dépasse le 1 ng/ml (**seuil déterminant l'installation de la puberté**) à l'âge de 22 semaines et à 34 semaines chez les agneaux du groupe A ce qui révèle l'influence de l'installation de la puberté et la mise en place des systèmes de régulations endocrines (gonadique).

L'étude précise de l'installation de la puberté et la mise en place des systèmes de régulations endocrines (gonadique) est discutées à la lumière de la bibliographie ; ils méritent d'être complété par d'autres paramètres, notamment : l'étude histologique des biopsies testiculaires à des séquences d'âge bien déterminées permettra de détecter les premiers spermatozoïdes, les dosages en hormones hypophysaires (LH et FSH) ainsi que leurs récepteurs respectifs et enfin les futures recherches devraient se réaliser sur des effectifs et des séquences de prélèvements plus importants.

Mots clés : Androgènes – gonade mâle – Ouled Djellal – puberté - alimentation

Summary memory of Completion

In lambs of Ouled Djellal breed amounted to the fold of experimental station of El-Menia, Hormonal measurements are performed every 15 day's age 3 to 12 months, reveal:

A gradual increase in plasma concentrations of androgens, which is the total of $0,20 \pm 0,08$ ng/ml for lambs in group A and $0,39 \pm 0,10$ ng/ml for lambs in group B, from 3 months. These concentration increase to achieve the highest values at 34-42weeks ($1,15 \pm 0,32$ ng/ml; $1,00 \pm 0,36$ ng/ml) for lambs in group A and at 22-36 weeks ($1,22 \pm 0,40$ ng/ml; $1,21 \pm 0,36$ ng/ml) for lambs of group B.

The content plasma androgens totals in lambs in group B than **1 ng/ml (threshold determining the installation of puberty)** at the age of 22 weeks and 34 weeks in lambs in group A which reveals the influence of diet on the installation of puberty.

The precise study of the installation of puberty and the establishment of regulations endocrine systems (gonadal) are discussed in the light of the bibliography; they deserve to be complemented by other parameters include: histological examination of testicular biopsies at age sequences specific for detecting early sperm, measuring, the dosages in pituitary hormones (LH and FSH), and their respective receptors, and the future further research should be carried out with the numbers and sequences of the most important levies.

Keywords: Androgen - gonad - Ouled Djellal – puberty - alimentation.

ملخص

عند خرفان سلالة اولاد جلال المربيات في المحطة التجريبية المنبوعة انجزت القياسات الهرمونية كل 15 يوما ابتداء من عمر 3 اشهر الى 12 شهرا اوضحت

ارتفاع مستمر لتركيز التستسترون (0.08 ± 0.20 نانو غرام /ملي لتر) عند المجموعة ا و (0.39 ± 0.10 نانو غرام / ملي لتر) عند المجموعة ب ابتداء من الشهر الثالث لتصل الى اقصى قيمة لها عند 32-42 اسبوعا (34-42 نانو غرام/ملي لتر و 0.74 ± 1.00 نانو غرام/ملي لتر) عند المجموعة ا و 22-36 اسبوعا (0.40 ± 1.22 نانو غرام/ملي لتر و 0.36 ± 1.21 نانو غرام/ملي لتر) عند المجموعة ب .

تركيز التستسترون عند المجموعة ب يفوق 1 نانو غرام/ملي لتر و هي عتبة البلوغ عند عمر يناهز 22 اسبوعا اما عند المجموعة ا فهو عند 34 اسبوعا وهذا ما يوضح تأثير الغداء على سن البلوغ.

الكلمات المفتاحية : اندروجان - خصية - اولاد جلال - بلوغ - تغذية .

Liste des figures

N°	Titre	Page
1	: Tête d'un bélier de race Ouled Djellal (Mouloudj et Telli, 2007)	4
2	: Bélier de race Ouled Djellal (Mouloudj et Telli, 2007).....	5
3	: Anatomie du système reproducteur du bélier (Bonne, 2005).....	8
4	: Coupe transversale d'un tube séminifères (Bonne, 2005).....	9
5	: La spermatogenèse chez les mammifères (Rieutort, 1995).....	10
6	: Régulation hormonale de la fonction sexuelle mâle (Bonne, 2005).....	11
7	: Comportement sexuel chez le bélier (Mouloudj et Telli, 2007).....	13
8	: Biosynthèse des stéroïdes sexuels (Pierre, 1983).....	16
9	: Régulation de la biosynthèse et de la sécrétion des androgènes (Kierszenbaum, 2006).....	19
10	: Principe fondamental de la réaction de compétition anticorps-antigène.....	22
11	: Courbe étalon moyenne du dosage des androgènes totaux et sa transformation Logit-log.....	26
12	: Evolution moyennes de la teneur plasmatique en androgènes totaux (ng/ml) chez les agneaux du groupe A de la race Ouled Djellal, âgés de 3 à 12 mois, élevés en bergerie à El-Meniaa.....	30
13	: Evolution moyennes de la teneur plasmatique en androgènes totaux (ng/ml) chez les agneaux du groupe B de la race Ouled Djellal, âgés de 3 à 12 mois, élevés en bergerie à El-Meniaa.....	31
14	: Evolution moyennes comparées de la teneur plasmatique en androgènes totaux (ng/ml) chez les agneaux du groupe A et ceux du groupe B de la race Ouled Djellal, âgés de 3 à 12 mois élevés en bergerie à El-Meniaa.....	32

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
1 :	Caractéristiques biométriques de la race Ouled Djellal (Chellig, 1992).....	5
2 :	Résumé des différentes étapes du dosage radio-immunologique des androgènes totaux.....	24
3 :	Pourcentages de réactions croisées de quelques stéroïdes avec l'anticorps anti-testostérone (Darbeida, 1980).....	25
4 :	Les paramètres de précision et d'exactitude des tests de validités des méthodes de dosage utilisée.....	27
5 :	Evolution des androgènes plasmatiques totaux chez les agneaux de race Ouled Djellal et D'Man.....	34
A6 :	Evolution moyenne de la teneur plasmatique en androgènes totaux (ng/ml) chez les agneaux des groupes A et B, âgés de 3 à 12 mois, élevés à la station expérimentale d'El-Meniaa.....	39
A7 :	Evolution moyenne de la teneur plasmatique en androgènes totaux (ng/ml) chez les agneaux des groupes A , âgés de 3 à 12 mois : différences en pourcentages et signification statique des différences	40
A8 :	Evolution moyenne de la teneur plasmatique en androgènes totaux (ng/ml) chez les agneaux des groupes B, âgés de 3 à 12 mois : différences en pourcentages et signification statique des différences.....	41
A9 :	Evolution moyenne de la teneur plasmatique en androgènes totaux (ng/ml) chez les agneaux des groupes A et B, âgés de 3 à 12 mois : différences en pourcentages et signification statistique des différences.....	42

Abréviations

ABP	:	Androgen Binding Protein
Ac	:	Anticorps
ADN	:	Acide Di Ribonucléique
Ag	:	Antigène
ARN	:	Acide Ribonucléique
ddl	:	degré de liberté
ESM	:	Erreur Standart à la Moyenne
FSH	:	Follicle Stimulating Hormon
GnRH	:	Gonadotropine Releasing Hormon
LH	:	Luteinising Hormon
μ	:	micron
M	:	Mois
NAD	:	Nicotine Adénine Di nucléotide
NADP	:	Nicotine Adénine Di nuncléotide Phosphate
TVAB	:	Total Versus Anti-Body
ng	:	Nanogramme
μl	:	Microlitre

INTRODUCTION

Introduction

Les ovins représentent la tradition en matière d'élevage en Algérie (Chellig, 1992). Il constitue toujours l'unique revenu du tiers de la population algérienne. Le mouton a toujours été et continue d'être la ressource préférentielle et principale des protéines animales.

Le cheptel ovin occupe une place importante dans l'économie nationale, son effectif est estimé à 18 millions de têtes de l'effectif du cheptel national (Ministre de l'agriculture, 2005).

Par leur diversité, les races ovines algériennes ont toutes en commun une qualité essentielle qui est l'exceptionnelle résistance et adaptation au milieu aride de la steppe, cette qualité est obtenue suite à une sélection naturelle très sévère. En effet les troupeaux sont exposés à des conditions climatiques souvent défavorables, ainsi qu'à la sous alimentation et aux diverses maladies (Chellig, 1992).

Dans le cadre de notre travail, nous nous sommes intéressés à étudier des agneaux de race Ouled Djellal élevés en bergerie à El-Meniàa comme model expérimentale afin de suivre l'évolution des androgènes totaux plasmatiques au cours de la croissance pubertaire sous l'effet de l'alimentation.

Dans ce mémoire, nous rapporterons d'abord quelques travaux bibliographiques sur les principales données concernant les caractéristiques de la race, puis l'anatomie de l'appareil reproducteur mâle et la physiologie du testicule.

Après une brève introduction rappelant les principes de la physiologie de reproduction, nous présenterons le matériel et de la technique radio-immunologique utilisée ; nos résultats seront interprétés à l'aide des calculs statistiques .enfin ces dernières seront discuté à la lumière des données bibliographiques existantes.

Chapitre I

*Description de la race
Ouled Djellal*

1. Origine

La race arabe blanche dite « Ouled Djellal », c'est la plus importante des races ovines algériennes. Elle forme presque la moitié de l'effectif du troupeau ovin algérien.

Cette race était introduite par les Béni-Hillal venus en Algérie au XI siècle, du Hidjaz (Arabie) en passant par la haute Egypte sous le Khalifa des Fatimides ; car les races ovines du moyen Orient et d'Asie sont toutes des races barbarines à grosses queues.

C'est une race entièrement blanche, à laine fine et à queue fine, taille haute, pattes longues, apte pour la marche. Elle craint, cependant les grands froids (Chellig, 1992).

Selon Chellig (1992), il existe trois variétés :

➤ *Type Laghouat-Chellala-Taguine (Oued Touil) Boghari*

C'est le type le plus petit de taille à laine très fine, ce type a été sélectionné à la station de la Recherche Agronomique de Taadmit (Djelfa). Il est appelé aussi race de Tadmit.

➤ *Type du Hodna*

Ce type est le plus lourd, il se rapproche de l'Il de France. C'est le type le plus recherché par les éleveurs, il est élevé dans toutes les exploitations céréalières des hauts plateaux.

➤ *Type Ouled Djellal*

C'est un mouton longiligne, haut sur pattes, adapté au grand Nomadisme. C'est le type du mouton marcheur. Il a le squelette très fin, le gigot long et plat, la noix de la côtelette insuffisante. C'est le type le moins recherché par les éleveurs des hauts plateaux céréaliers. C'est le type le plus adapté à la steppe et aux parcours sahariens. Il est plus rustique que les autres types et supporte les grandes marches pendant l'Achaba (Transhumance). Il utilise très bien les parcours sahariens. C'est le mouton des tribus nomades du piémont sud de l'Atlas saharien.

2. Caractéristiques phénotypiques

Les caractéristiques phénotypiques sont rapportées par Chellig (1992) et sont les suivantes :

❖ *Couleur* : Blanche sur l'ensemble du corps.

La couleur paille clair existe cependant chez quelques bêtes (Brebis safra)

❖ *Laine* : Couvre tout le corps jusqu'aux genoux et aux jarrets pour les variétés du Hodna et de Chellal, le ventre et le dessous du cou sont nus pour une majorité des bêtes de la variété Ouled Djellal.

❖ *Cornes* : Moyennes, spiralées. Absentes chez la brebis sauf quelques exceptions surtout chez le type Ouled Djellal (Figure 1).



Figure 1 : Tête d'un bélier de race Ouled Djellal (Mouloudj et Telli, 2007)

❖ **Forme** : Bien proportionnée; taille élevée, la hauteur est égale à la longueur (Figure : 2).



Figure 2 : Bélier de race Ouled Djellal (Mouloudj et Telli, 2007)

- ❖ **Oreilles** : Tombantes, moyennes, placées en haut de la tête.
- ❖ **Queue** : Fine, de moyenne longueur.
- ❖ **Les mesures biométriques** : sont décrites dans le tableau 1.

Mesures	Bélier	Brebis
Hauteur (m)	0,84	0,74
Longueur (m)	0,84	0,67
Profondeur (poitrine) (m)	0,40	0,35
Poids du corps (kg)	81	49

Tableau 1 : Caractéristiques biométriques de la race Ouled Djellal (Chellig, 1992)

3. Caractéristiques de production

3.1. Production laitière

Selon Chellig (1992), la production laitière est de 70 à 80kg en 6 mois de lactation, le lait de la traite sert pour la consommation du beurre (semen), du fromage frais (Djeben) et du fromage sec (Klila). Le colostrum (léba) est également consommé après ébullition, la brebis Ouled Djellal se laisse traire facilement et la traite se fait surtout pendant le printemps.

3.2. Production de viande

La production et le rendement en viande chez la race Ouled Djellal ont donné des résultats assez satisfaisants par rapport à d'autres races locales ou étrangères (Chellig, 1992).

3.3. Production de laine

- Poids moyen de la toison brute en Suint (Oud'ah) est de 2,5 et 1,5 kg respectivement chez le bélier et la brebis.
- Un rendement de 43% après lavage.
- Les caractéristiques de la laine sont les suivantes : longueur de la Mèche est de 8 cm, finesse est de 23 à 24 μ (Chellig, 1992).

4. Caractéristiques de la Reproduction

- Age au premier œstrus (Chaleur) : agnelle est fécondée à l'âge de 8 à 10 mois.
- Saisonnalité de l'œstrus est de deux saisons : Avril- Juillet et Octobre-Novembre.
- Mise à la lutte : 18 mois.
- 1^{ère} mise bas : 24 mois.
- Intervalle entre deux agnelages : 11-12 mois.
- Fécondité : 75,2 à 115%.
- Prolificité : 110%.
- Productivité au sevrage : 70% dans un élevage nomade ; 80% dans un élevage sédentaire.
- Longévité : brebis : 10 ans, bélier : 12 ans (Chellig ,1992).

Chapitre II

Rappels anatomiques de l'appareil reproducteur du bélier

1. Anatomie de l'appareil génital mâle

L'appareil génital mâle est formé par l'ensemble des organes chargés de l'élaboration du sperme et du dépôt de celui-ci dans les voies génitales de la femelle (Figure 3).

Chez les mammifères, l'appareil génital mâle est constitué par :

1.1. Gonades

Le testicule assure deux fonctions différentes, réalisées par des structures définies et hautement différenciées :

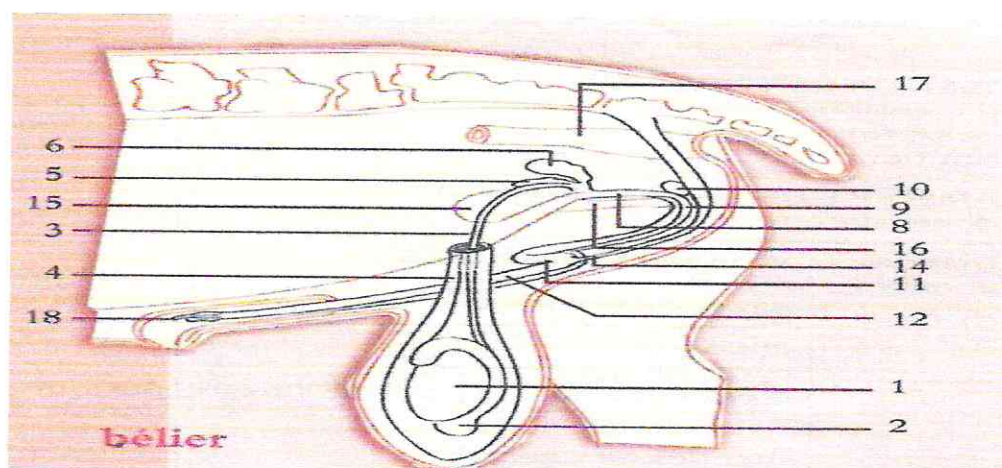
- Une fonction exocrine qui assure la gamétogénèse (= production de spermatozoïdes ou spermatogénèse).
- Une fonction endocrine qui assure la synthèse des hormones sexuelles (=sécrétion d'hormones qui tiennent sous leur dépendance les caractères sexuels secondaires et l'activité sexuelle du mâle) (Girod, 1977).

1.2. Voies spermatiques

Les voies spermatiques ou canaux excréteurs des gonades qui ont un rôle protecteur et nourrissant, mettent en réserve grâce notamment aux sécrétions des glandes annexes (épididyme, prostate, vésicules séminales...), et acheminent le sperme (spermatozoïdes + milieu séminal) vers l'appareil copulateur (Girod, 1977).

1.3. Appareil copulateur

Il est composé d'un pénis permettant, lors de l'accouplement de déposer le sperme dans les voies génitales femelles (insémination), en raison de la nécessité d'une fécondation interne (Girod, 1977).



Légendes :

- | | |
|---|---|
| 1 : testicule gauche | 5 : ampoule du canal déférent |
| 2 : épидидyme gauche | 6 : vésicule séminale gauche |
| 3 : canal déférent gauche | 8 : prostate disséminée |
| 4 : cône vasculaire du testicule gauche | 9 : urètre |
| 10 : glande bulbo-urétrale de cowper | 15 : vessie |
| 11 : pénis | 16 : symphyse pubienne |
| 12 : pénis | 17 : rectum |
| 14 : muscle rétracteur gauche du pénis | 18 : appendice vermiciforme de l'urètre |

Figure 3 : Anatomie du système reproducteur du bélial (Bonnes, 2005)

2. Spermatogenèse

2.1. Définition

C'est l'ensemble des divisions et différenciations cellulaires qui, à partir de la spermatogonie souche, aboutissent aux « spermatozoïdes ». L'élaboration des spermatozoïdes se déroule dans les tubes séminifères, de la paroi vers la lumière, c'est-à-dire en direction centripète, suivant des coordonnées spatio-temporelles très précises (Girod, 1977).

2.2. Étapes de la spermatogenèse

Au cours de la spermatogenèse, les cellules de la lignée germinale passent par quatre stades cellulaires caractéristiques : spermatogonies, spermatocytes I et II, spermatozoïdes. On les rencontre dans cet ordre dans la paroi du tube séminifère (figure 4), en partant de la membrane basale limitant le tube séminifère à sa périphérie vers la lumière centrale du tube séminifère.

La spermatogenèse se déroule en quatre étapes (Bonnes, 2005) :

2.2.1. La multiplication des spermatogonies

Chaque spermatogonie souche stockée le long de la membrane basale des tubes séminifères donne par mitose d'une part une cellule fille, qui reste là où était sa « mère » et deviendra spermatogonie souche d'un cycle suivant, et d'autre part une cellule fille qui s'active. Le stock de cellules germinales est ainsi perpétuellement renouvelé et rajeuni.

Les spermatocytes I sont issus de la dernière division des spermatogonies actives.

2.2.2. L'accroissement des spermatocytes I

Les spermatocytes I subissent un important accroissement de taille principalement du à la duplication de l'ADN. La première division de la méiose commence.

2.2.3. La réduction chromatique

Chaque spermatocyte I donne deux spermatocytes II à n chromosomes (première division réductionnelle), puis quatre spermatides (deuxième division équationnelle).

2.2.4. La différenciation des spermatides : la spermiogenèse

Les spermatides se transforment en spermatozoïdes dans les replis cytoplasmiques des cellules de Sertoli, en bordure de la lumière du tube séminifère.

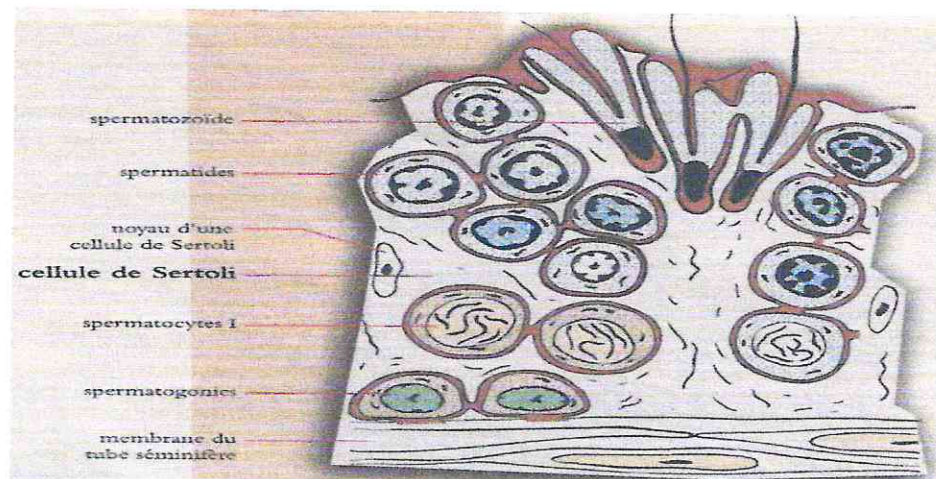


Figure 4 : Coupe transversale d'un tube séminifère (Bonnes, 2005)

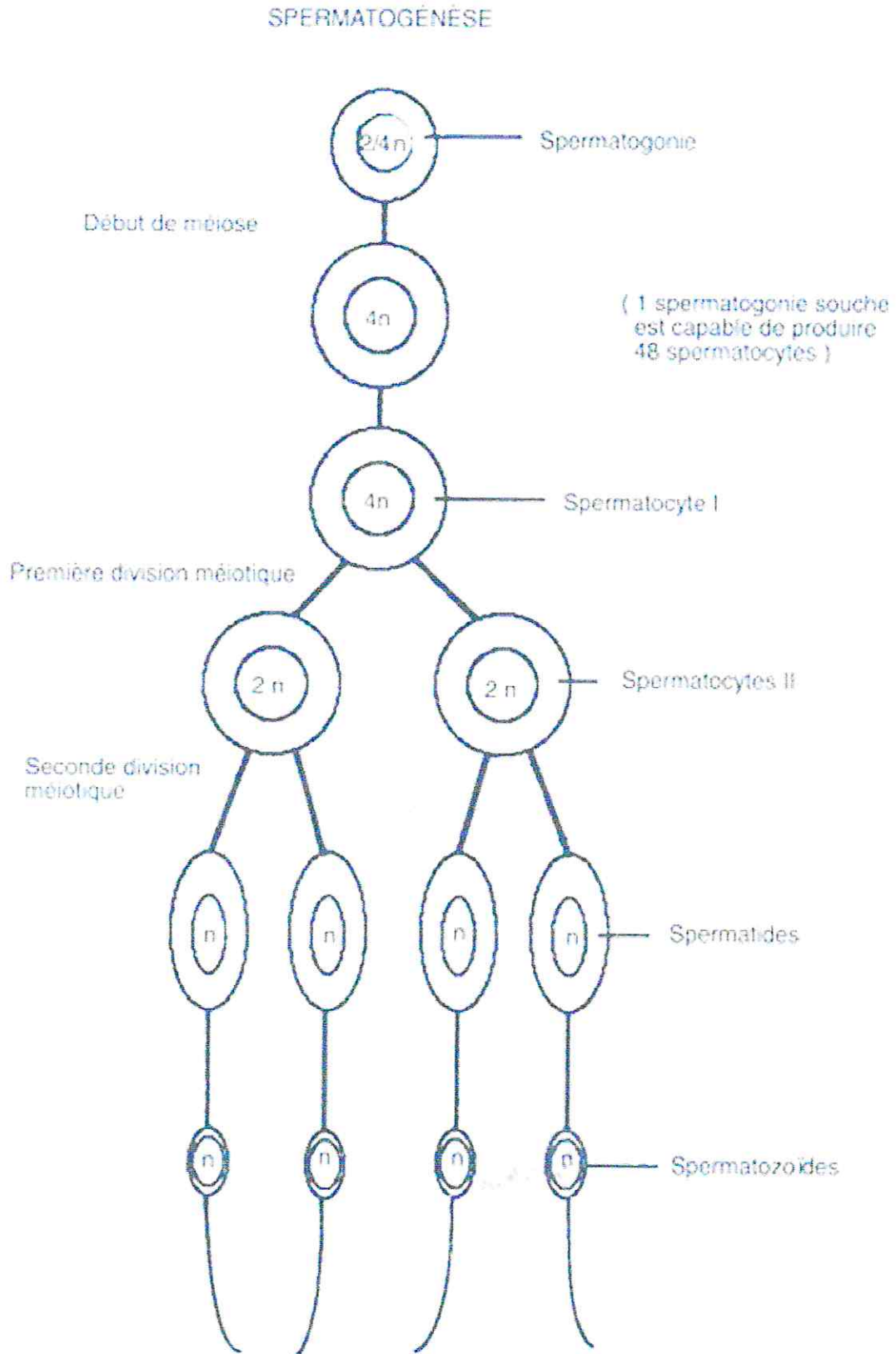


Figure 5 : La spermatogénèse chez les mammifères (Rieutort, 1995)

2.3. Régulation de la fonction sexuelle chez le mâle

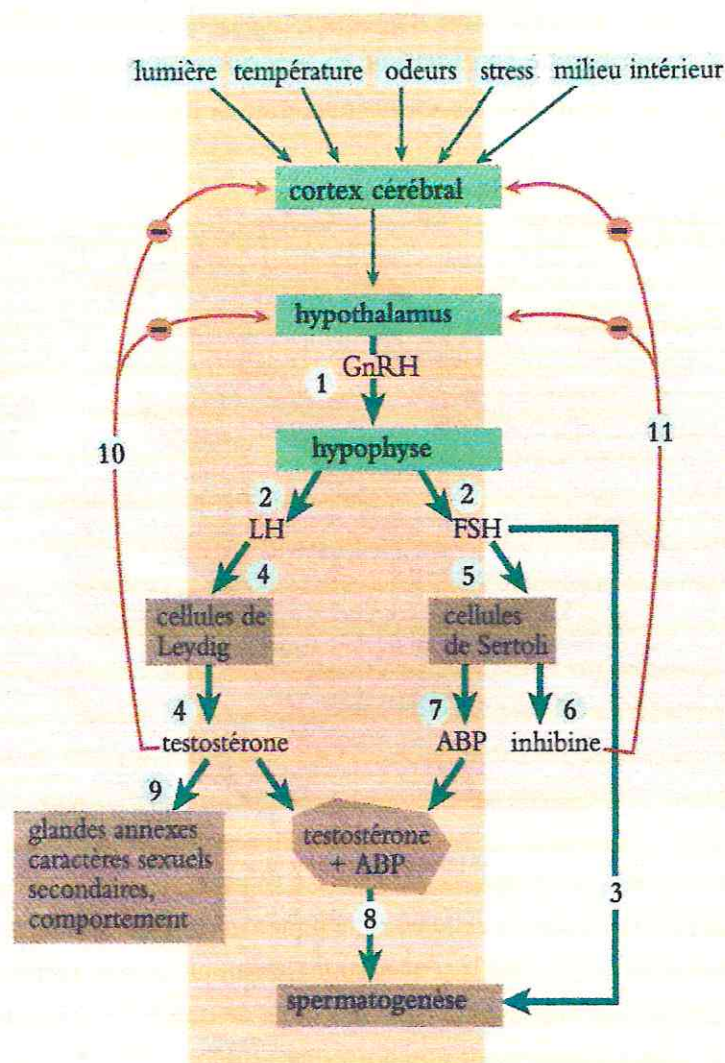


Figure 6 : Régulation hormonale de la fonction sexuelle mâle (Bonnes, 2005)

La régulation de la fonction sexuelle chez le mâle dans le schéma de la figure 6 ; présente les principales interactions hormonales intervenant dans le contrôle de la fonction sexuelle mâle :

- Sous l'action de divers facteurs extérieurs ou internes, l'hypothalamus sécrète GnRH (1) ;
- GnRH stimule la production par l'hypophyse de FSH et LH (2) ;
- FSH agit directement sur les cellules germinales dont elle active la multiplication (3) ;
- LH stimule la production de testostérone par les cellules de Leydig (4) ;
- FSH agit sur les cellules de Sertoli (5) qui produisent l'inhibine (6) et l'ABP (7) ;
- Le complexe testostérone-ABP agit sur les spermatocytes en activant la méiose et sur les spermatides en stimulant la spermiogenèse (8) ;
- La testostérone agit par ailleurs sur l'appareil reproducteur, les caractères sexuels secondaires et le comportement sexuel (9) ;
- La régulation des effets positifs de FSH et LH sur l'activité sexuelle mâle est assurée par un contrôle en retour du testicule sur le complexe hypothalamo-hypophysaire. Ce rétrocontrôle négatif qui contribue à diminuer la production des hormones gonadotropes est assuré par la testostérone pour LH (10) et par l'inhibine (11) pour FSH (Bonnes, 2005).

3. La puberté

3.1. Définition

C'est le moment où l'individu devient apte à produire des gamètes fécondants ou fécondables

Concrètement, on considère généralement qu'un animal est pubère dès que les premiers signes de l'activité sexuelle sont visibles : premières chaleurs chez la femelle, premier éjaculation chez le mâle. (Bonnes et *al.*, 1988).

3.2. Age à la puberté

Chez le mâle et la femelle, l'âge à la puberté est en fonction de la race : 6 à 7 mois chez l'Il de France ; 3 à 5 mois chez la Romanov (Dudouet, 1997) ; il est précoce (3mois) chez les agneaux D'man élevés en zones arides (Boukenaoui, 2001 ; Boukenaoui et *al.*, 2004).

Belaid *in* Abbas (1993), met en évidence quelques paramètres de reproduction chez le mouton Ouled Djellal. El indique une puberté à 8-10 mois, l'âge à la première lutte est de 15 à 18 mois, le poids des agnelles à la première lutte est de 44kg.

3.3. Déterminisme et conséquences de la puberté

Le déterminisme de la puberté provient de la mise en place et du fonctionnement du système hormonal relatif à la reproduction.

L'hypothalamus reçoit des stimulations ayant pour origine le milieu intérieur et l'environnement et sécrète GnRH en quantité croissante ; GnRH active l'hypophyse ; FSH et LH agissent à leur tour sur les cellules cibles spécifiques des testicules et des ovaires qui répondent par l'installation de la gamétogenèse.

L'ensemble du système hormonal contrôle l'apparition du comportement sexuel et l'évolution des caractères sexuels primaires : croissance importante du testicule au moment de la puberté chez le mâle, apparition des cycles sexuels et développement de la mamelle chez la femelle (Bonnes, 2005).

L'action des hormones sexuelles s'exerce sur l'ensemble de l'organisme et permet l'apparition des caractères sexuels secondaires : ossature fine, bassin large, masses musculaires réduites au niveau de l'avant-main chez la femelle ; ossature plus grossière, développement important des masses musculaires chez le mâle (Bonne et *al.*, 1995).

3.4 Comportement sexuel

Le bélier étant moins saisonné que la brebis, ce comportement peut s'observer à n'importe quel moment de l'année, mais c'est en automne que la cour du bélier est la plus complète et la plus intense. Les différentes séquences de celui-ci sont plus élaborées que pour la femelle. Citons, entre autre (Figure 7) :



Figure 7 : Comportement sexuel chez le bélier (Mouloudj et Telli, 2007)

- Le retroussement de la lèvre supérieure avec la tête relevée ;
- Le léchage du flanc de la brebis avec rentrées et sorties rapides de la langue ;
- Les petits coups saccadés de la patte antérieure contre le flanc de la brebis.

Les performances de saillie du bélier sont parfois remarquables. On cite des moyennes de 8 à 35 saillies par jour. L'ardeur sexuelle et le nombre de saillies par heure sont en générale plus élevés en fin d'après-midi et tôt le matin (meilleure efficacité pendant la nuit).

Enfin, lorsque plusieurs mâles travaillent ensemble, il s'établit une hiérarchie avec un bélier dominant et des dominés. C'est en général le bélier le plus fort, mais non le plus ardent sexuellement, qui devient dominant (Bonnes, 2005).

Chapitre III

Rappels sur la fonction endocrine du testicule

1. Métabolisme des androgènes testiculaire

Les androgènes sont des substances à actions masculinisant secrétées principalement par les testicules dans les conditions normales (Turner, 1969).

Wheter et *al* (2001) et Welsch (2003) ont indiqué que la biosynthèse de la testostérone est réalisée au niveau des cellules de Leydig ; ces dernières représentent le type cellulaire principal du tissu de soutien interstitiel situé entre les tubes séminifères (Wheter et *al.*, 2001). Elles sont soit isolées, soit regroupées en amas, et sont enveloppées par un riche réseau de capillaires sanguins et lymphatiques qui entoure les tubes séminifères (Wheter et *al.*, 2001)

Les volumineuses cellules de Leydig (cellules intermédiaires de Leydig), sont acidophiles avec un noyau arrondi et clair (Welsch, 2003).

Comme la plupart des cellules produisant des stéroïdes, les cellules de Leydig contiennent des gouttelettes lipidiques, des mitochondries à crêtes tubulaires caractéristiques est un réticulum endoplasmique lisse bien développé (Kierszenbaum, 2006).

1.1 Biosynthèse hormonale

Blandine (1979) et Dapouy (1993) ont rapporté que la biosynthèse de testostérone se fait à partir du cholestérol ; la majeure partie du cholestérol utilisé est prélevée de la circulation sanguine (Blandine, 1979), issu lui-même de l'absorption intestinale et de la biosynthèse hépatique (Pierre, 1983). Une très faible partie du cholestérol est synthétisée localement à partir de l'acétate (Blandine, 1979).

Le cholestérol, précurseur des hormones stéroïdes, est transformé en pregnénolone (Girod, 1977). En suite 2 voies anaboliques sont possibles selon Girod (1977) et Pierre (1983) :

- La voies dite Δ_4 (passant par la Δ_4 - androsténédione).
- La voies dite Δ_5 (passant par la Δ_5 -androstenediol).

Pour chaque voie, des réactions d'hydroxylation ou de réduction conduisent à la 17α -hydroxy-pregnenolone ou à la 17α -hydroxy-progèsterone. En suite la chaîne latérale est scindée par une C_{17} - C_{20} -lyase, pour libérer l'acétate et conduisant selon le cas, à la déhydroépiandrostérone ou au Δ_4 -androstenedione et puis une réduction en Δ_5 -androstenediol et en testostérone sous l'influence d'une 17β -hydroxysteroïde-desydrogénase, fonctionnant en présence de NAD ou de NADP et finalement passage du 5-androstenediol à la testostérone (Pierre, 1983) (figure 8).

1.2. Transport sanguin

Selon Blandine (1979), les androgènes sont véhiculés essentiellement dans le plasma. Le transport s'effectue sous forme liée à des protéines et qui sont:

- **Corticostéroïde bindig globulaire (cbg)** qui est une α_2 glycoprotéine. Elle est lie aux stéroïdes en C_{21} comme le cortisol et ses dérivés. Elle lie à 1% la testostérone.
- **Albumine** lie 40% de la testostérone
- **Sexstéroïd binding plasma protéine** lie la testostérone et l'oestradiol (Pierre, 1983). Et le % de liaison est de 57% pour la testostérone (Blandine, 1979).
- Le reste des androgènes circule sous une forme libre (Pierre, 1983).
- On note que la testostérone peut être aussi liée aux globules rouges selon Blandine (1979).

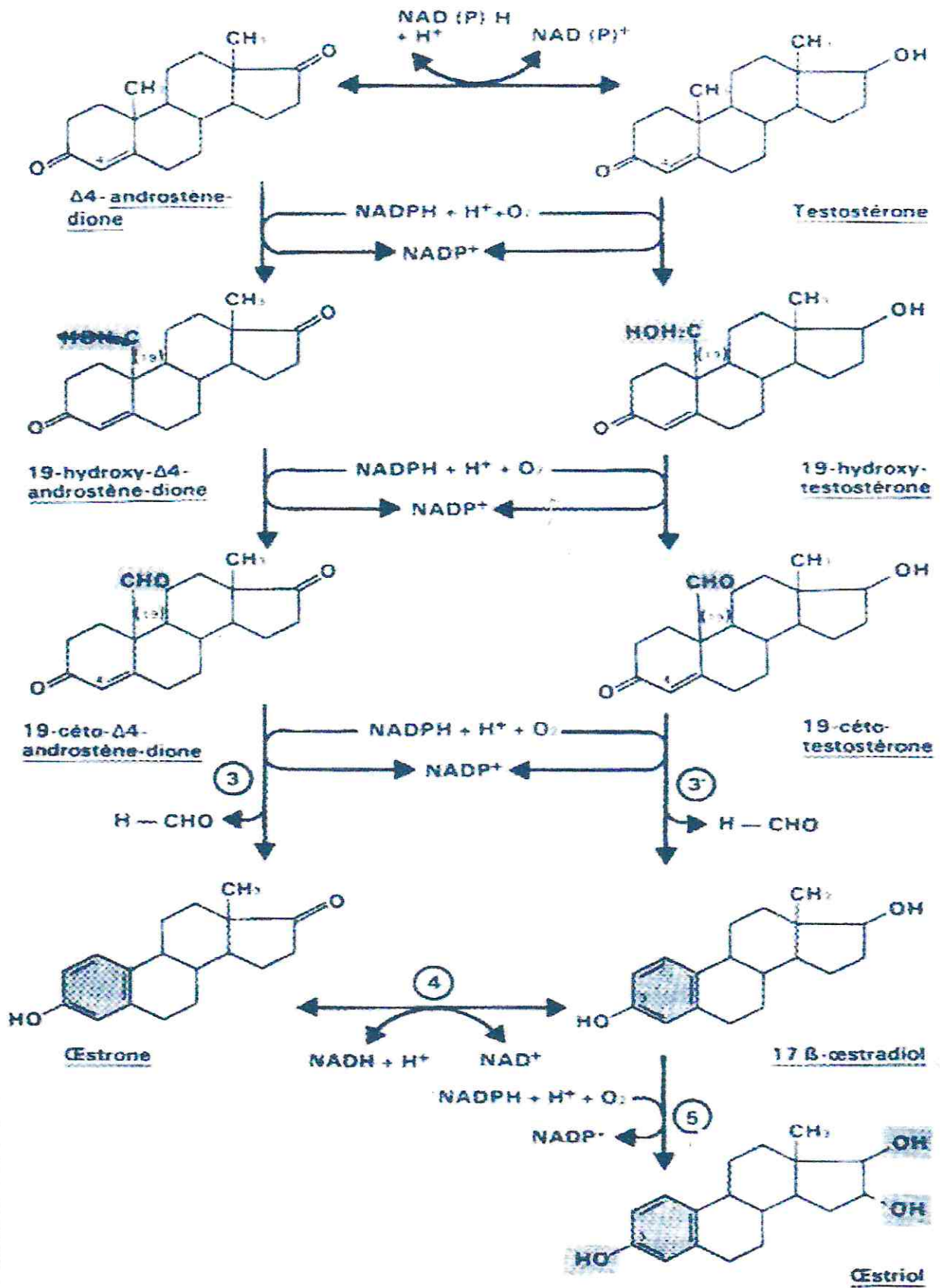


Figure 8 : Biosynthèse des stéroïdes sexuels (Pierre, 1983)

1.3. Catabolisme

La testostérone ou ses métabolites circulants sont catabolisés dans le foie où ils subissent une série de réductions surtout par la voie 17-cétonique. La testostérone est recyclée plusieurs fois avant son épuration totale (Kaziaoul et *al.*, 1982).

La majeure partie de la testostérone est d'abord oxydée en androsténédione au niveau du foie avant de subir le métabolisme précédemment décrit. Une fraction de la testostérone subit un métabolisme 17 hydroxylé, elle est réduite en 5 α et β dihydrostérone (en androstanolone) puis en 3 α et 3 β , 5 α et androstanediols (Blandine, 1979).

Selon Blandine (1979), les composés ainsi formés sont éliminés par voie rénale, et ces transformations chimiques de l'hormone détruisent son activité biologique ; qui est le plus souvent irréversible.

2. Actions physiologiques de la testostérone

Les effets des androgènes ont été mis en évidence d'une part, par la castration et d'autre part, par des greffes de testicules ou par l'administration d'androgènes chez les animaux castrés (Girod, 1977).

Les androgènes ont plusieurs effets et qui sont :

2.1. Sur la sphère génitale

-Sont indispensables au développement des caractères sexuels secondaire et à l'activité fonctionnelle des glandes et canaux du tractus sexuel accessoire (Turner, 1969).

-Ils exercent des effets trophiques sur les organes sexuels secondaires mâles : prostate, vésicules séminales (Blandine, 1979).

-Ils assurent le développement des organes génitaux externes : le pénis et le scrotum (Tepperman, 1979).

-Ils exercent aussi leurs effets sur l'épithélium germinal des tubes séminifères et par là, influencent la spermatogenèse ; leur action sur l'activité sécrétrice des glandes sexuelles accessoires détermine la qualité du liquide séminal (Turner, 1969).

2.2. En dehors de la sphère génitale

- Action sur masse musculaire

Selon Blandine (1979), les androgènes exercent une augmentation importante dans le poids du corps.

- Action sur érythropoïèse

La testostérone favorise la production de globules rouge ; en effet, si on injecte de la testostérone à des mâles castrés, on constate une augmentation de près de 20% du nombre de globules rouges (Blandine, 1979).

- Action sur croissance osseuse

La testostérone peut être par l'intermédiaire de l'activation de la sécrétion de l'hormone de croissance GnRH, stimule à la fois, la production de la trame protéique et la rétention du calcium (Ca) dans l'os conduisant à l'épaississement de l'os (Blandine, 1979)

Un excès des androgènes provoque un ralentissement de la croissance osseuse avec soudure des cartilages de conjugaison (Girod, 1977).

- Action sur les métabolites

Les androgènes agissent sur les métabolismes glucidiques, lipidiques, protidiques et hydrominéraux. Leur action essentielle s'exerce vis-à-vis du métabolisme protidique (Girod, 1977).

Les androgènes induisent une rétention d'azote, de potassium et de phosphore et une augmentation de la masse totale du muscle squelettique (Tepperman, 1969).

Turner (1969) rapporte que la testostérone entraîne une réserve importante de l'azote sous forme de protéines tissulaire.

Selon Girod (1977), aussi il y'a d'autres effets des androgènes

- ❖ Stimulation de l'activité des glandes sébacées
- ❖ Action sur les glandes sous-maxillaires
- ❖ Hypertrophie des reins
- ❖ Influence sur la longévité de l'individu : les animaux castrés vivent plus longtemps que les animaux entiers.

3. Mécanisme d'action des androgènes

Le caractère lipophile des hormones stéroïdes permet la pénétration, par diffusion, au travers des structures membranaires.

Dans les cellules cibles (prostate, vésicules séminales, peau, muscles...), on a isolé un 5 α réductase, enzyme cytoplasmique qui transforme la testostérone en androstanolone. L'androstanolone est reconnue, à l'intérieur de la cellule, par une structure protéique spécifique (Blandine, 1979).

L'hormone se fixe ensuite, dans le cytoplasme, sur des récepteurs protéiques caractérisés par leur forte affinité et leur étroite spécificité. Après fixation de l'hormone, le récepteur subit souvent un changement de conformation. Il pénètre par la suite, dans le noyau et se fixe à la chromatine (Pierre, 1983).

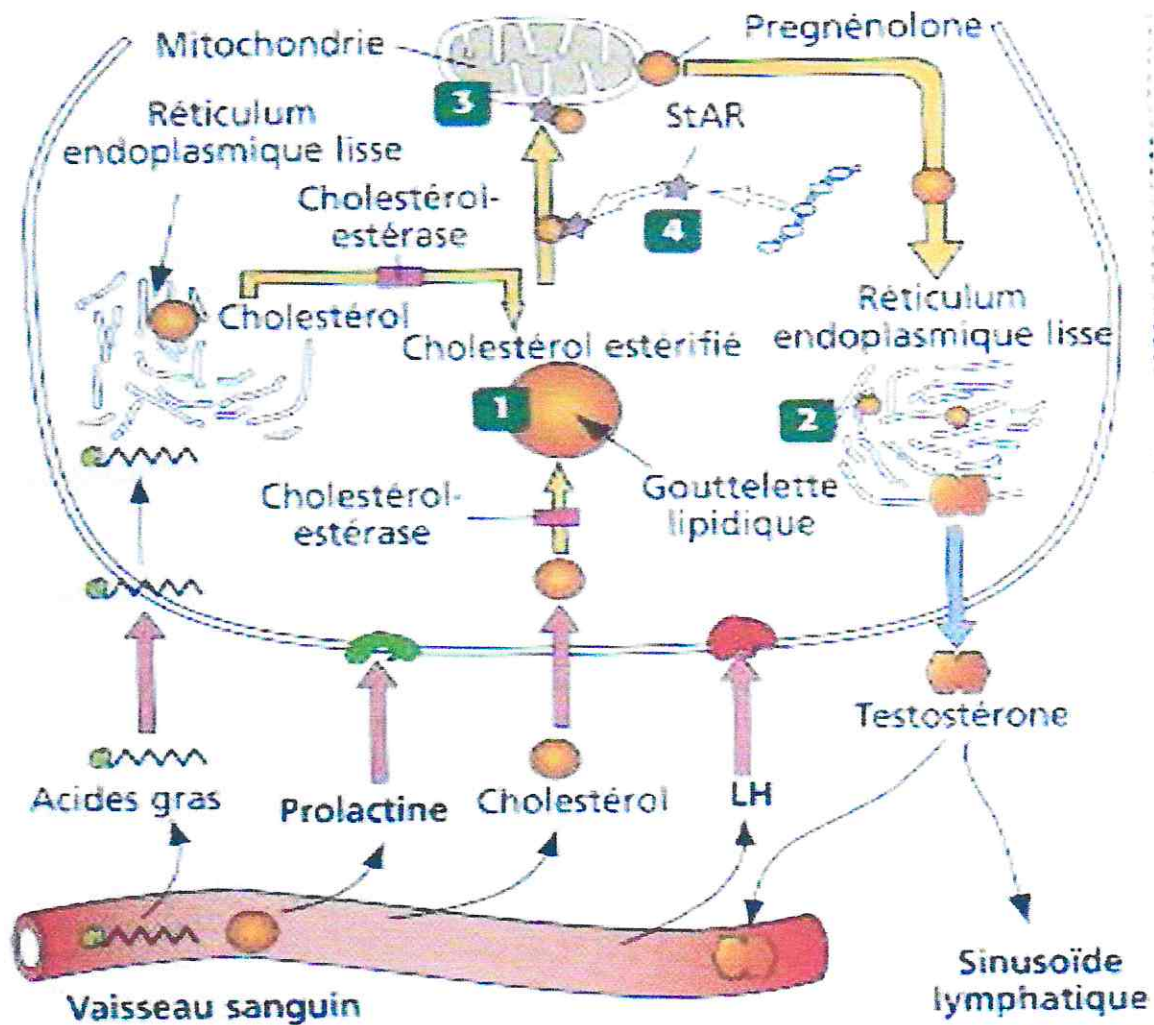
Le complexe récepteur-hormone provoque une activité de la synthèse des ARN (activation de l'ARN polymérase) et la protéinogénèse (Blandine, 1979).

Selon Pierre (1983), le complexe récepteur-hormone est susceptible de modifier la transcription, la traduction ou les modifications post-traductionnelles de la biosynthèse d'une protéine.

La testostérone a une action trophique et l'androstanolone apparaît comme la véritable hormone androgène au niveau cellulaire, la testostérone se comportant comme un pré-hormone (Blandine, 1979).

4. Régulation de la biosynthèse et de la sécrétion des androgènes

La fonction des cellules de Leydig est régulée par deux hormones de l'hypophyse antérieure (figure 9).

**Légendes**

1 : gouttelettes lipidiques

2 : réticulum endoplasmique lisse

3 : mitochondries à crêtes tubulaires

4 : protéine StAR

Figure 9 : Régulation de la biosynthèse des androgènes dans la cellule de Leydig (Kierszenbaum, 2006)

LH : qui stimule la production de testostérone (Kierszenbaum, 2006).

La LH est sécrétée sous l'influence de la GnRH (releasing- factor) hypothalamique dont le niveau est lui-même sensible à celui de testostérone circulante (Blandine, 1979).

Prolactine : qui induit l'expression du récepteur de la LH (Kierszenbaum, 2006)

Une hyperprolactinémie inhibe la fonction reproductrice masculine en diminuant la sécrétion de gonadotrophine et son action sur le testicule ; elle peut également diminuer la production d'androgènes par les cellules de Leydig (Kierszenbaum, 2006).

D'autres facteurs interviennent dans la biosynthèse et la sécrétion des androgènes sont rapportés dans le chapitre II.

MATERIEL ET METHODES

I. MATERIEL ANIMAL

1. Conditions d'élevage

Dix agneaux (05 alimentés avec 250 g d'orge et 05 alimentés avec 500 g) élevées en bergerie de la station expérimentale d'El-Meniaa (30°34'N., 02°52'E.) entre Septembre 2004 et Novembre 2005. Ces animaux sont élevés dans la bergerie et sont donc soumis aux conditions de température et de lumière naturelles. Le jeune agneau reste près de sa mère jusqu'à l'âge de 3 mois. En suite des animaux sont divisés en deux groupes A et B ; Le groupe A reçoit 250 g d'orge et le groupe B 500 g d'orge et le reste de l'alimentation est composé, suivant la saison, de luzerne fraîche ou de dattes et de fourrage. L'eau est mise à leur disposition à volonté.

A la naissance, chaque animal porte une nomination "B" (B= Biyad) suivi d'un numéro d'ordre.

2. Prélèvements sanguins

Au moment du prélèvement de sang, l'agneau est isolé du reste du troupeau pour diminuer l'effet de stress chez les autres animaux. La zone de la veine jugulaire est tondu et préalablement désinfectée à l'alcool. Le sang recueilli, dans des tubes "vacutainer" (sous vide et contenant de l'héparinate de sodium), est immédiatement centrifugé à 4000 tours/min. pendant 10 min. Le plasma obtenu est aliquoté dans des tubes portant les références suivantes : numéro de l'animal, date et heure de prélèvement. Les plasmas sont ensuite congelés à -20°C, puis transportés dans de l'azote liquide jusqu'à Alger au laboratoire de la recherche sur les zones arides (LRZA).

II. MATERIEL DE LABORATOIRE

1. Nettoyage de la verrerie

- La verrerie est lavée rigoureusement, après chaque dosage, comme suit :
- Trempage une nuit dans un détergent décontaminant (Extran liquide Merck à 2%)
- Rinçage à l'eau courante,
- Trempage dans une solution d'HCl 10N pendant quelques heures,
- Lavage à l'eau courante puis à l'eau distillée,
- Séchage à l'étuve à 60°C,
- Silanisation une fois par mois au Siliclad à 2% pendant 5 à 10 min, afin d'éviter le dépôt des molécules aux parois du verre,
- Rinçage abondamment à l'eau courante puis à l'eau distillée,
- Séchage à l'étuve,
- Rinçage au méthanol juste avant son utilisation.

2. Produits chimiques et réactifs

Tous les produits sont utilisés sous leur forme commerciale "pour analyses" (Merck, Darmstadt, RFA) : acétate d'éthyle, benzène, cyclohexane, dichlorométhane, dioxane, méthanol, toluène; le gel de silice est lavé au laboratoire selon le procédé suivant : On fait bouillir du gel de silice GUV 254 avec du méthanol, on filtre sur Büchner et on rince deux à trois fois au méthanol bouillant; le gel lavé obtenu est séché à 120 °C pendant 24 heures, puis broyé et conservé à l'abri de l'humidité.

Les produits spéciaux sont : le charbon actif (Merck "pour analyses", Darmstadt, RFA) et le dextran T70 (Pharmacia – Uppsala, Suède).

2.1. Hormone froide et hormone marquée

L'hormone froide (testostérone) est fournie par Sigma (St Louis, USA). La solution mère est conservée à 4°C dans du méthanol.

Les gammes étalons sont préparées à partir des dilutions de moitié de testostérone à 1000 pg/100 µl de tampon phosphate. Ces solutions obtenues à partir de solutions mères dont les concentrations sont respectivement de 1 mg/ml et de 1 mg/10ml d'éthanol.

La [1, 2, 6, 7- H^3]-testostérone (activité spécifique 80 Ci/mmmole) est fournie par la New England Nuclear Corporation (Boston, Massachusetts). Elle est purifiée par chromatographie sur couche mince de gel de silice GUV₂₅₄, puis stockée à -20°C.

2.2. Anticorps anti-testostérone

L'anticorps anti-testostérone est préparé, au laboratoire par Darbeida (1980), par immunisation de lapin contre la 3-carboxyméthyl-oxime de testostérone couplée à la bovine sérum albumine (BSA) (Steraloids, Pawling, N.Y., USA). Une fraction mère de 225 µl à 1/400 est décongelée avant sa distribution et diluée à 1/26 000 dans du tampon phosphate.

2.3. Solution tampon

Tampon phosphate à 0,1 M pour le dosage des androgènes totaux : on dissout 17,5 g de phosphate disodique ($Na_2 H_2PO_4, 2H_2O$) dans 1 litre d'eau bidistillée. On ajuste à pH=7,4, sous agitation magnétique et à chaud, à l'aide d'une solution de phosphate monosodique (16,08 g/l d'eau bidistillée).

A 1 litre de ce mélange, on ajoute 9 g de chlorure de sodium, 1g d'azide de sodium et 1 g de gélatine. Après dissolution, ce tampon peut-être conservé à 4 °C pendant un mois.

2.4. Suspension de charbon-dextran

Cette suspension est préparée au moins une heure avant son utilisation, à 4 °C et sous agitation magnétique en mélangeant : 250 mg de charbon et 25 mg de dextran à 100 ml de tampon phosphate.

2.5. Liquide scintillant pour milieu aqueux

700 ml de dioxane, 300 ml de toluène, 20 g de naphthalène, 4 g de PPO et 100 mg de POPOP sont mélangés sous agitation magnétique pendant une nuit à 4 °C puis conservés à l'abri de la lumière jusqu'au jour du dosage.

III. PROTOCOLES EXPERIMENTAUX

Principe

Le principe de la technique R.I.A. est basé sur le déplacement d'un équilibre établi entre l'anticorps qui est la protéine liante (l'anticorps anti testostérone) et l'antigène qui est soit l'hormone marquée soit l'hormone froide connue (courbe d'étalonnage) soit l'hormone à doser contenue dans l'échantillon biologique (figure 10).

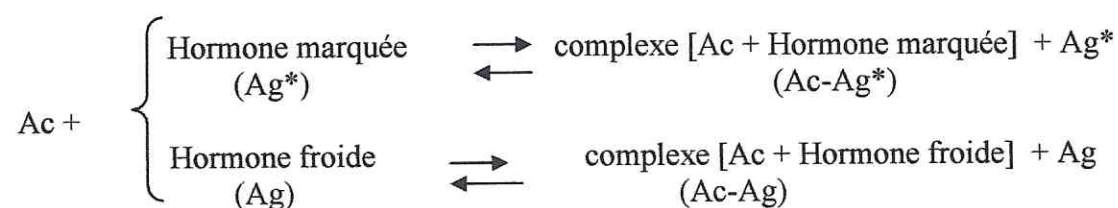


Figure 10 : Principe fondamental de la réaction de compétition anticorps-antigène

Les dosages des stéroïdes se déroulent en deux étapes : l'extraction suivie du dosage proprement dit.

1. Dosage des androgènes totaux par radio-immunologie

1.1. Extraction

Les extraits plasmatiques, une fois décongelés à température ambiante, sont homogénéisés au vortex, puis répartis à raison de 400 μl (Vp). Environ 1000 cpm de testostérone tritiée pour 100 μl de tampon phosphate sont répartis dans chaque tube d'extraction. D'autres tubes sont insérés servant de blanc et de témoin contenant respectivement de l'eau bidistillée et une hormone froide de concentration connue et des fioles intercalées entre l'ensemble des tubes contenant 100 μl d'hormone marquée permettant d'évaluer les pertes durant les différentes étapes de dosage. L'extraction est faite à l'aide de 2,5 ml d'un mélange froid de cyclo-héxane-acétate d'éthyle (50/50, v/v). Après agitation au vortex pendant 2 minutes, les tubes sont mis à congeler. La phase aqueuse contenant les hormones est transvasée dans d'autres tubes propres portant les mêmes numéros puis sont évaporés à sec sous courant d'air comprimé.

1.2. Dosage proprement dit

Une série de dosage comporte plusieurs tubes numérotés comme suit (tableau 2) :

- 4 T_T : témoins de radioactivité totale contenue dans chaque tube;
- 4 T_C : témoins charbon (ou liaison non spécifique);
- 4 T_O : liaison maximum à la CBG ou à l'anticorps anti-testostérone en absence d'hormone froide;
- T_S^* : gamme standard de testostérone (7,8 à 500 pg/100 μl);
- n T_e^* : éluats d'échantillons plasmatiques à doser.
- : chaque point étant dosé en double pour chaque série de dosage.

Répartition des extraits

Les extraits secs sont remis en solution dans 400 μl de tampon phosphate, sont agités au vortex pendant 2 minutes puis incubés à 45°C au bain marie pendant 5 minutes. 100 μl d'éluat (Vé) sont répartis dans les tubes de dosage T_e en double point et une fraction de 100 μl (Vr) est prélevée dans des fioles de comptage afin d'évaluer les pertes dues à l'extraction.

Distribution des points de la gamme étalon

A partir d'une solution mère de 1000 pg/0,1 ml, on prépare des solutions à concentration décroissante, par dilution de moitié, de 500 à 7,8 pg/0,1 ml. Puis, on répartit 100 μl de chaque point, en double exemplaire, dans les tubes T_S .

Répartition de l'anticorps anti-testostérone

Une fraction de 250 μl d'anticorps à 1/400 est décongelée, trente minutes avant la réaction de compétition, puis additionnée de 11,750 ml de tampon phosphate (1/480 000), sous agitation magnétique douce, dans un bain de glace à 4°C. Cette solution est répartie à raison de 100 μl par tube dans tous les tubes excepté les T_T et T_C qui reçoivent l'équivalent en tampon phosphate.

Arrêt de la réaction de compétition

Après trois heures d'incubation à 4°C, la réaction de compétition est arrêtée par addition de 1 ml de suspension de charbon-dextran dans tous les tubes sauf les T_T . Puis l'ensemble des tubes est agité au vortex et réincubé une deuxième fois pendant 10 minutes à 4°C. Tous les tubes sont centrifugés à 4°C pendant 15 min. à 4000 tours/min.

📌 Comptage de la radioactivité

Le complexe anticorps-hormone contenu dans le surnageant est transvasé dans les fioles de comptage contenant 2,5 ml de liquide scintillant pour milieu aqueux. Toutes les fioles sont agitées au vortex, et mises à compter pendant une minute dans un compteur à scintillation liquide β au moins deux heures après adjonction de liquide scintillant.

Tubes	T _T	T _C	T _O	T _S	nT _é
Solutions ajoutées (µl)					
H ³ -Testostérone à 6000 cpm/100 µl	100	100	100	100	100
Hormone froide (7,8 à 1000pg/100 µl)	0	0	0	100	0
Eluat à doser	0	0	0	0	100
Anticorps anti-testosterone	0	0	100	100	100
Tampon phosphate 0,1 M à pH=7,4	200	200	100	0	0
- Agiter au vortex - Incuber 3 heures à 4°C					
Suspension de charbon-dextran	0	1000	1000	1000	1000
Tampon phosphate 0,1 M à pH=7,4	1000	0	0	0	0
- Agiter au vortex - Incuber 10 minutes à 4°C - Centrifuger 15 minutes à 4000 tours/min. à 4°C - Comptage de la radioactivité du surnageant					

Tableau 2 : Résumé des différentes étapes du dosage radio-immunologique des androgènes totaux

I.3. Calculs et expressions des résultats

Pour les androgènes, les résultats sont calculés avec les formules suivantes :

- Pourcentage de récupération de chaque hormone après extraction :

$$R = \frac{cpm_r \times V}{Q \times V_r} \times 100$$

Où : cpm_r : radioactivité contenue dans les fioles de récupération

V : volume total d'éluat

V_r : volume d'éluat prélevé pour la récupération

Q : radioactivité contenue dans les fioles témoins insérées dans la série de tubes avant extraction.

- Pourcentage de liaison ou TVAB (Total Versus Anti-Body) qui représente la liaison maximum contenu dans les tubes T_O en absence d'hormone froide :

$$TVAB = \frac{cpm_{T_o} - cpm_{T_C}}{cpm_{T_T}} \times 100$$

Où : cpm est la moyenne du nombre de cpm comptés dans chaque groupe de tubes.

La même formule est appliquée pour calculer les différents points de la courbe standard en remplaçant cpm_{TO} par cpm_{Te}.

- Pourcentage de liaison pour chaque échantillon plasmatique est calculé par la même formule que précédemment sauf une modification de cpm_{TT} car on tient compte de la quantité supplémentaire de radioactivité (r) contenue dans l'échantillon biologique :

$$L = \frac{cpm_{Te} - cpm_{Tc}}{(cpm_{TT} + r) - cpm_{Tc}} \quad \text{avec } r = cpm \times \frac{V_d}{V_r}$$

Où : V_d : volume d'éluat prélevé pour le dosage.

- Concentration de l'échantillon plasmatique Y : le pourcentage de liaison pour chaque échantillon plasmatique permet d'évaluer sur la courbe étalon, les quantités d'hormones correspondantes C (pg); puis ces valeurs sont corrigées en tenant compte des pourcentages de récupérations, de la dilution des éluats et du volume de la prise d'essai.

$$Y = (C - b) \times \frac{V}{V_d} \times \frac{100}{R} \times \frac{1}{V_p} \text{ pg/ml de plasma}$$

Où : C : concentration d'hormone lue sur la courbe

b : moyenne des blancs lue sur la courbe (pg)

V : volume total d'éluat

V_d : volume d'éluat dosé

V_p : volume plasmatique pris pour l'extraction (ml)

I.4. Validité des techniques des dosages utilisés

a) **Spécificité** : Un dosage est spécifique si aucune autre substance présente dans l'extrait à doser ne modifie son exactitude et ceci est démontré par les tests de réactions croisées de la molécule spécifique (qui peut être un anticorps ou une protéine liante) avec d'autres stéroïdes (tableau 3).

Hormones	Pourcentages de réactions croisées de l'anticorps 3 - carboxyméthyle-oxime de testostérone
Cortisol	0,002
Désoxycortisol	-
Déhydroépiandrostérone	0,01
Corticostérone	-
17 α- hydroprogestérone	-
Cortisone	-
Δ ₄ - Androstenédione	0,16
Progestérone	0,05
Testostérone	100
Aldostérone	-
5 α- dihydrotestostérone	47

Tableau 3 : Pourcentages de réactions croisées de quelques stéroïdes avec l'anticorps anti-testostérone (Darbeida, 1980)

- On remarque que pour le dosage des androgènes totaux, l'anticorps anti-testostérone utilisé (préparé par Darbeïda (1980)) croise 100% avec la testostérone mais aussi 47% avec la dihydrotestostérone (tableau 3). Ainsi nous parlerons du dosage plasmatique des androgènes totaux et non de la testostérone.

b) Sensibilité : Elle est définie par la plus petite quantité d'hormone froide significativement différente du blanc, susceptible d'être dosée dans un échantillon biologique avec un intervalle de confiance de 95%. Cette sensibilité dépend de la courbe étalon, des pourcentages de récupérations et de la valeur du blanc.

• **Courbe étalon** : La figure 11 montre la courbe étalon moyenne obtenue sur 03 séries de gammes étalons pour le dosage des androgènes totaux.

- La courbe exponentielle représente l'évolution de Y (rapport du %L/TVAB.x 100) en fonction de la quantité d'hormone froide ajoutée, qui est la testostérone. La sensibilité est ainsi déterminée par la pente de la courbe et elle est meilleure lorsque la pente est élevée.

- Les courbes linéaires sont obtenues après transformation Logit-log c'est à dire $\text{Ln}(Y/100-Y)$ en fonction du \log_{10} de la concentration en hormone froide. Cette transformation nous permet de justifier la meilleure appréciation de la sensibilité et ceci lorsque les coefficients de corrélations " r " sont proches de 1. Ce coefficient est de 0,95 pour les androgènes totaux; il est obtenu à partir de l'équation de régression qui est $y = -1,21x - 3,31$. Ainsi, une bonne linéarité est obtenue entre 15,6 et 250 pg.

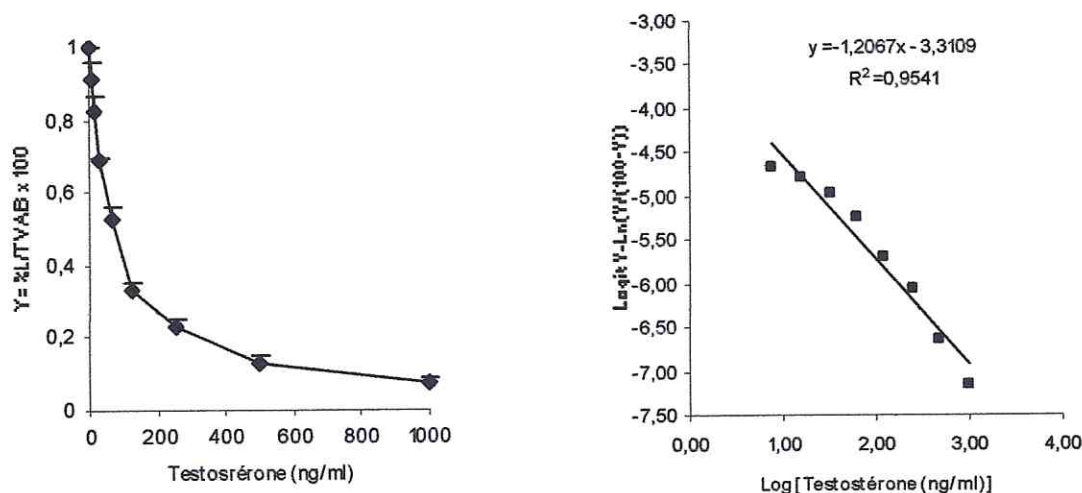


Figure 11 : Courbe étalon moyenne du dosage des androgènes totaux et sa transformation Logit-log

• **Récupérations** : Les pertes d'échantillons sont évaluées par le calcul du pourcentage de récupération qui est obtenu à partir de 3 séries de dosages d'androgènes totaux. Le pourcentage de récupération moyen des 3 séries est de $90,9 \pm 9,1\%$.

• **Valeurs des blancs** : Deux façons ont été données pour déterminer la limite de sensibilité en fonction du blanc : la première est définie selon Midgley *et al.* (1969) comme étant égale à deux fois la déviation standard (ou écart-type) et la deuxième est définie comme la moyenne du blanc augmentée de deux fois la déviation standard (Pakarinen *et al.*, 1976). La valeur moyenne, obtenue à partir des 03 séries de dosage et lue directement sur la courbe étalon, est de $11,2 \pm 0,4$ pg/ml. En tenant compte de la deuxième définition, on a obtenu une

sensibilité de 0,53 pg/tube (avec $\sigma = 0,07$). Ces deux valeurs ne dépassant pas les 10% de la partie utilisable de la courbe étalon, peuvent être considérées comme satisfaisantes d'après Abraham (1975).

c) **Précision et exactitude** : Une méthode est précise et exacte si ses coefficients de variations (Auletta *et al.* (1974) et Orczyck *et al.* (1974)) ne dépassent pas 15% (tableau 4).

L'expression pour calculer le coefficient de variation (C.V.) est la suivante :

$$CV = \frac{\text{Déviation standard}}{\text{Moyenne}} \times 100$$

Paramètres	Coefficients de variations (%)	
	Intra-dosage	Inter-dosage
Hormones		
Androgènes totaux	25,05	10,9

Tableau 4 : Les paramètres de précision et d'exactitude des tests de validités des méthodes de dosage utilisée

IV. ANALYSE STATISTIQUE DES RESULTATS

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

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

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

Où : x_i : valeurs individuelles

n : nombre de valeurs

σ : écart-type

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

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

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

x_1 : valeurs individuelles de la première série

x_2 : valeurs individuelles de la deuxième série

n_1 et n_2 : nombre de valeurs de chaque série

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

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

• Coefficient de corrélation « r » :

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

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

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

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

* *

* *

RESULTATS

Dans ce chapitre, les résultats, seront présentés dans cette partie qui porte sur l'évolution des androgènes totaux plasmatiques chez les agneaux de race Ouled Djellal âgés de 3 à 12 mois.

Toutes les figures concernant les données moyennes placées dans le texte et les tableaux sont fournis en annexe et dont la numérotation est précédée par la lettre A.

Les agneaux sont divisés en deux groupes : le groupe A où les agneaux sont nourris avec 250g d'orge et le groupe B dont les agneaux sont nourris avec 500g d'orge.

EVOLUTION DES ANDROGENES PLASMATIQUES TOTAUX

1. Chez les agneaux du groupe A (tableau A7 ; figure 12)

A l'âge de 12 semaines ou 03 mois après la naissance la teneur plasmatique moyenne en androgènes totaux est de $0,20 \pm 0,08$ ng/ml.

Une première augmentation statistiquement significative est observé à l'âge de 22 semaines (375%, $p=0,021$) (tableau A7)

Rappelons que les prélèvements sanguins sont effectués tout les 15 jours à partir de l'âge de 3 mois après la naissance.

A l'âge de 34 semaines, on note une deuxième augmentation statistiquement significative des androgènes totaux plasmatiques (475%, $p=0,020$) suivi d'une autre augmentation statistiquement significative à la 36 semaine (295%, $p=0,046$) (tableau A7).

La figure 12 montre que l'évolution moyenne des androgènes totaux chez les agneaux du groupe A de la race Ouled Djellal présente deux niveaux de sécrétions. Le première niveau renferme des teneurs plasmatiques en androgènes totaux inférieur à 0,50ng/ml et se situe entre la 12ème semaines et la 16ème semaines et entre 26ème semaines et la 30ème semaines et entre 38ème et 40ème semaines et le deuxième niveau de sécrétion où les valeurs moyenne des androgènes totaux sont supérieurs à 0,50 ng/ml et situe entre la 18ème semaines et 24ème semaines et entre 32ème semaines et 36ème semaines et entre 42ème et 48ème semaines.

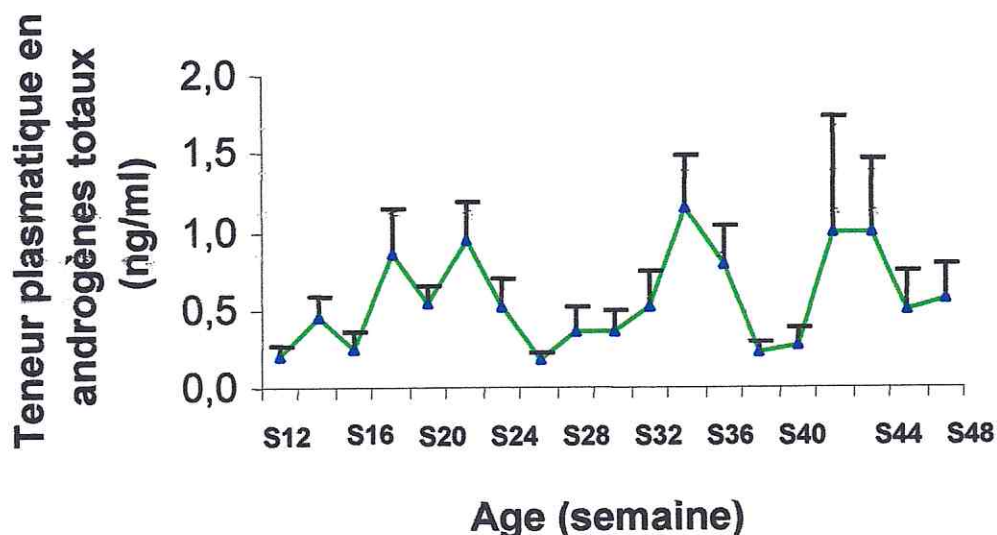


Figure 12 : Evolution moyenne de la teneur plasmatique en androgènes totaux (ng/ml) chez les agneaux du groupe A de la race Ouled Djellal, âgés de 3 à 12 mois, élevés en bergerie à El-Meniaa

2. Chez les agneaux du groupe B

Chez les agneaux du groupe B, la teneur plasmatique moyenne en androgènes totaux est de $0,39 \pm 0,10$ ng/ml à l'âge de 3 mois (tableau A 8).

A l'âge de 46 semaines, on note une augmentation statistiquement significative (210,25%, $p=0,013$).

Le rythme de sécrétion présente des fluctuations au cours de la croissance des agneaux avec des taux variant entre $0,16 \pm 0,05$ ng/ml et $1,50 \pm 0,51$ ng/ml. Par ailleurs, on note d'importantes variations individuelles au sein du groupe B.

La figure 13 montre des augmentations et des diminutions de la teneur plasmatique des androgènes totaux entre 3 et 12 mois.

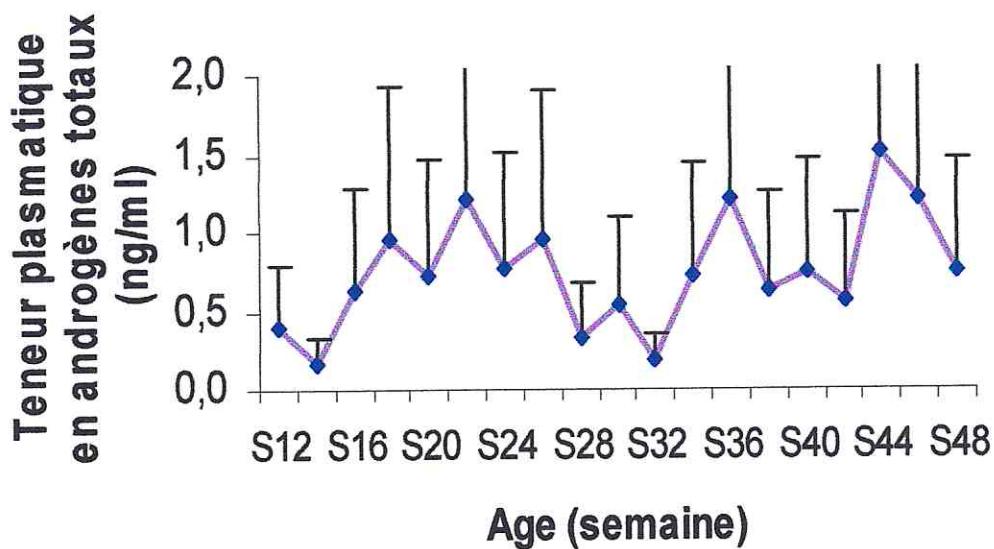


Figure13 : Evolution moyenne de la teneur plasmatique en androgènes totaux (ng/ml) chez les agneaux du groupe B de la race Ouled Djellal, âgés de 3 à 12 mois, élevés en bergerie à El-Meniaa

3. Evolution comparée de la teneur plasmatique en androgènes totaux chez les agneaux des groupes A et B de la race Ouled Djellal

La teneur plasmatiques en androgènes totaux du groupe B est supérieure à celle du groupe A au cours de l'âge (tableau A9 et figure 15).

L'évolution comparée par rapport à un âge donné montre une différence en pourcentage très importante entre les deux groupes à l'âge de 4 ; 6,5 ; 9,5 et 10 mois qui est respectivement de 162,5 ; 458,82 ; 169,56 et 184,61% (tableau A9).

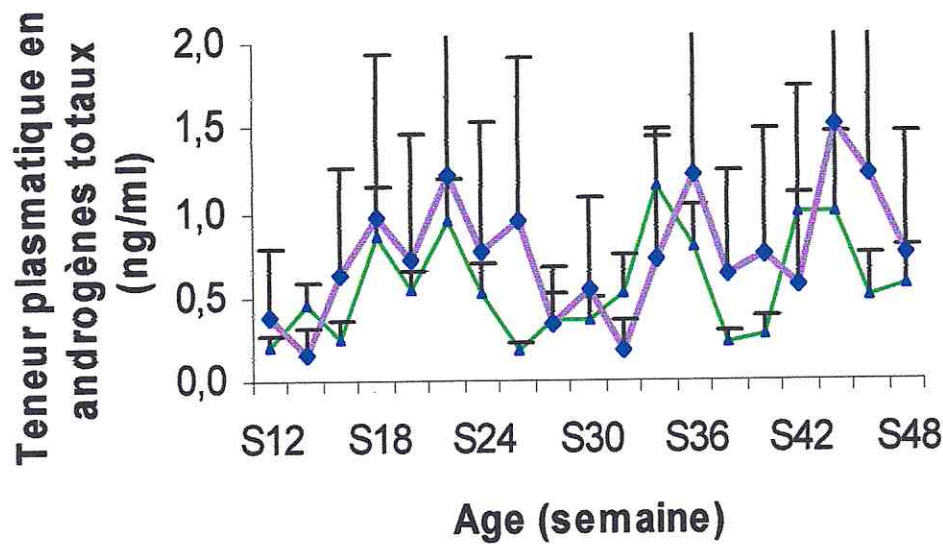


Figure 14 : Evolution moyennes comparées de la teneur plasmatique en androgènes totaux (ng/ml) chez les agneaux du groupe A et ceux du groupe B de la race Ouled Djellal, Agés de 3 à 12 mois élevés en bergerie à El-Meniaa

La comparaison entre les deux groupes A et B pour un âge donné de 6,5 mois montre une augmentation de la teneur plasmatique en androgènes totaux qui est statistiquement significative (tableauA9).

Les agneaux du groupe A atteignent la puberté à l'âge de 34 semaine et les agneaux du groupes B atteignent la puberté à l'âge de 22 semaine car, selon Lopez et al. (1982), l'animal est considéré comme pubère lorsque la testostéronémie est supérieure à 1 ng. Ce décalage de 12 semaines entre les deux groupes témoigne que l'alimentation joue un rôle sur l'installation de la puberté.

DISCUSSION

Nos différents résultats sont discutés par rapport à la bibliographie existante et la comparaison sera limitée aux autres races ovines locales.

Evolution des androgènes totaux plasmatiques au cours de l'installation de la puberté chez les agneaux de race Ouled Djellal

L'analyse effectuée sur les agneaux de race Ouled Djellal (résultats personnels ainsi que résultats de Bouchakor Moussa et Ikhlef, 2006) et race D'Man (Boukenaoui, 2001 et Nedjimi, 2007) montre que :

A l'âge de 3 mois (12 semaine), la teneur plasmatique moyenne en androgènes totaux chez les agneaux Ouled Djellal (résultats personnels) est de $(0,20 \pm 0,08 \text{ ng/ml})$ chez les agneaux du groupe A et $(0,39 \pm 0,10 \text{ ng/ml})$ chez les agneaux du groupe B ; par contre chez la race D'Man (Nedjimi, 2007) la teneur plasmatique moyenne en androgènes totaux est de $(0,8 \pm 0,4 \text{ ng/ml})$ chez les agneaux du groupe A et de $(1,2 \pm 0,8 \text{ ng/ml})$ chez les agneaux du groupe B. Donc la puberté chez la race D'Man est précoce par rapport à la race Ouled Djellal.

A l'âge de 5,5 mois (22 semaine), la teneur plasmatique en androgènes totaux chez la race Ouled Djellal (résultats personnels) chez les agneaux du groupe B, est supérieure à celle du groupe A ; qui est de $(0,95 \pm 0,25 \text{ ng/ml})$ pour le groupe A et de $(1,22 \pm 0,40 \text{ ng/ml})$ pour le groupe B.

Ce décalage en concentration moyenne en androgènes totaux entre les deux groupes témoigne que l'alimentation joue un rôle important sur l'installation de la puberté.

A l'âge de 6 mois (24 semaine), la concentration moyenne en androgènes totaux chez les agneaux Ouled Djellal (résultat personnels) est de $(0,76 \pm 0,37 \text{ ng/ml})$ et au même âge chez les agneaux de race D'Man (Boukenaoui, 2001), la teneur plasmatique moyenne en androgènes totaux est de $(2,31 \pm 0,38 \text{ ng/ml})$ et de $(3,1 \pm 2,0 \text{ ng/ml})$ (Nedjimi, 2007). Donc la concentration moyenne en androgènes totaux chez la race D'Man est plus élevée que la race Ouled Djellal.

Races	Age (mois)	Androgènes totaux (ng/ml)		Auteurs
		Groupe A	Groupe B	
Ouled Djellal	3	$0,20 \pm 0,08$	$0,39 \pm 0,10$	Résultat personnel
	5,5	$0,95 \pm 0,25$	$1,22 \pm 0,40$	
	6	$0,76 \pm 0,37$		
	6	$0,70 \pm 0,30$		Bouchakor Moussa et Ikhlef, 2006
D'Man	6	$2,31 \pm 0,38$		Boukenaoui, 2001
	3	$0,8 \pm 0,4$	$1,2 \pm 0,8$	Nedjimi, 2007
	6	$3,1 \pm 2,0$		

Tableau 5 : Evolution des androgènes plasmatiques totaux chez les agneaux de race Ouled Djellal et D'Man.

De nombreux paramètres influence l'âge pubertaire, parmi ces paramètres l'alimentation, nous nous sommes basées sur un paramètre qui est la concentration en testostérone plasmatique qui doit être supérieure à 1 ng (Lopez et *al.*, 1982). A partir de cette définition, les agneaux du groupe A atteignent la puberté à l'âge de 34 semaine et les agneaux du groupe B atteignent la puberté à l'âge de 22 semaines. Ce décalage de 12 semaines entre les deux groupes témoigne que l'alimentation joue un rôle important sur l'installation de la puberté.

L'alimentation permet une croissance normale des jeunes, chaque étape marquante du développement se produit à un âge et pour un poids moyen caractéristique (Batellier et *al.*, 2005).

Bourguignon (2006), rapporte que la maîtrise de l'alimentation c'est parce que l'alimentation a un rôle sur les performances de reproduction, la croissance, le développement et l'état d'engraissement, qui à leurs tours, auront une influence sur l'économie.

L'alimentation de l'agneau, pendant la première partie de sa vie, est uniquement lactée, ensuite remplacée à partir du sevrage, ce dernier doit être réalisée en de bonnes conditions, si non il peut entraîner un retard de croissance. Il faut que les agneaux soient capables d'ingérer au moins 200 à 250g d'aliments solides par jour et au mieux 800g à 1kg d'aliments liquides par jour (Bourguignon, 2006).

Les études expérimentales démontrent l'importance de l'alimentation sur la reproduction adulte (Malpaux et *al.*, 1996).

Oldham et *al.* (1978) démontrent que la taille testiculaire chez le bélier Mérinos est contrôlée par la nutrition, et ceci est expliqué par le fait que les béliers bien nourris pendant le printemps présentent des testicules plus larges que ceux des béliers mal nourris pendant l'automne (Masters et Fels, 1980). De même, Lindsay et *al.* (1984) décrit que la pulsativité de LH est influencée par le régime protéique.

Par conséquent, une sous alimentation réduit la vitesse de croissance corporelle et produit un retard dans l'apparition de la puberté. Au contraire, des jeunes mâles soumis à un régime alimentaire de haut niveau atteindront la puberté plus tôt que celui des agneaux soumis à un régime de bas niveau (Baril et *al.*, 1993).

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

De l'ensemble des résultats, nous retiendrons que, chez les agneaux des groupes A et B de la race Ouled Djellal élevés à El-Meniaa, les mesures hormonales révèlent :

➤ Une augmentation progressive des concentrations plasmatiques en androgènes totaux à partir de 3 mois ($0,20 \pm 0,08$) ng/ml chez les agneaux du groupe A et ($0,39 \pm 0,10$) ng/ml chez les agneaux du groupe B ; atteignant des valeurs élevées à l'âge de 34 semaines chez les agneaux du groupe A ($1,15 \pm 0,32$ ng/ml) et à l'âge de 22 semaines chez les agneaux du groupe B ($1,22 \pm 0,40$ ng/ml).

➤ La première augmentation (+ 375% ; $p = 0,021$) est observée à l'âge de 5,5 mois chez les agneaux du groupe A et à l'âge de 11,5 mois chez les agneaux du groupe B.

Pour bien comprendre l'étude de l'installation de la puberté et la mise en place des systèmes de régulations endogènes (gonadique) et exogène (nutrition), notre travail mérite d'être complété par l'analyse d'un certain nombre de paramètres, notamment :

✚ Les études des paramètres biométriques : le poids corporel et le volume testiculaire.

✚ L'étude histologique des biopsies testiculaires à des séquences d'âge bien déterminées permettra de détecter l'apparition des premiers spermatozoïdes ; cette dernière devrait être complétée par une méthode cytologique du volume de l'éjaculat pour connaître le nombre de spermatozoïdes mobiles et fertiles.

✚ Les dosages en hormones hypophysaires (LH et FSH) ainsi que leurs récepteurs respectifs.

✚ Les expérimentations devraient porter sur des effectifs et des séquences de prélèvements plus importants.

ANNEXE

Age		Androgènes totaux (ng/ml)	
Semaine	Mois	Groupe A	Groupe B
12	3	0,20 ± 0,08	0,39 ± 0,10
14	4	0,44 ± 0,15	0,16 ± 0,05
16		0,24 ± 0,11	0,63 ± 0,25
18	5	0,86 ± 0,30	0,96 ± 0,45
20		0,53 ± 0,12	0,73 ± 0,20
22	6	0,95 ± 0,25	1,22 ± 0,40
24		0,53 ± 0,18	0,76 ± 0,37
26	7	0,17 ± 0,05	0,95 ± 0,29
28		0,35 ± 0,16	0,33 ± 0,06
30	8	0,37 ± 0,14	0,54 ± 0,11
32		0,53 ± 0,22	0,17 ± 0,08
34	9	1,15 ± 0,32	0,72 ± 0,23
36		0,79 ± 0,24	1,21 ± 0,36
38	10	0,23 ± 0,07	0,62 ± 0,24
40		0,26 ± 0,12	0,74 ± 0,19
42	11	1,00 ± 0,74	0,55 ± 0,16
44		0,99 ± 0,46	1,50 ± 0,51
46	12	0,49 ± 0,26	1,21 ± 0,24
48		0,56 ± 0,23	0,73 ± 0,34

Tableau A6 : Evolution moyenne de la teneur plasmatique en androgènes totaux (ng/ml) chez les agneaux des groupes A et B de la race Ouled Djellal, âgés de 3 à 12 mois, élevés à la station expérimentale d'El-Meniaa

Age Comparés	Différence en %	Valeur t	ddl	p	Significativité
M3-M4	20	-0,326	8	0,751	ns
M3-M4,5	330	-2,152	8	0,063	ns
M3-M5	165	-2,283	8	0,051	ns
M3-M5,5	375	-2,852	8	0,021	*
M3-M6	165	-1,645	8	0,138	ns
M3-M6,5	-15	0,251	8	0,806	ns
M3-M7	75	-0,848	8	0,420	ns
M3-M7,5	85	-1,068	8	0,316	ns
M3-M8	33	-1,386	8	0,203	ns
M3-M8,5	475	-2,887	8	0,020	*
M3-M9	295	-2,351	8	0,046	*
M3-M9,5	15	-0,302	8	0,770	ns
M3-M10	30	-0,463	8	0,655	ns
M3-M10,5	400	-1,074	8	0,313	ns
M3-M11	395	-1,707	8	0,126	ns
M3-M11,5	145	-1,062	8	0,319	ns
M3-M12	180	-1,493	8	0,173	ns
M4-M5	120,83	-1,738	8	0,120	ns
M9-M10	-67,08	1,979	8	0,063	ns
M10-M11	280,76	-1,539	8	0,162	ns
M10-M11,5	88,46	-0,78	8	0,455	ns

ns : non significatif * : significatif ** : très significatif *** : hautement significatif

Tableau A7 : Evolution moyenne de la teneur plasmatique en androgènes totaux (ng/ml) chez les agneaux de groupes A de la race Ouled Djellal, âgés de 3 à 12 mois : différences en pourcentages et signification statistique des différences

Age Comparés	Différence en %	Valeur t	ddl	p	Significativité
M3-M4	61,53	-0,913	8	0,387	ns
M3-M4,5	146,15	-1,234	8	0,252	ns
M3-M5	87,17	-1,477	8	0,177	ns
M3-M5,5	212,82	-2,009	8	0,079	ns
M3-M6	94,87	-0,966	8	0,362	ns
M3-M6,5	143,58	-1,863	8	0,099	ns
M3-M7	-15,38	0,523	8	0,614	ns
M3-M7,5	38,46	-1,036	8	0,330	ns
M3-M8	-56,41	1,703	8	0,126	ns
M3-M8,5	84,61	-1,331	8	0,219	ns
M3-M9	210,25	-2,169	8	0,061	ns
M3-M9,5	58,97	-0,890	8	0,399	ns
M3-M10	89,74	-1,607	8	0,146	ns
M3-M10,5	41,02	-0,277	8	0,788	ns
M3-M11	284,61	-2,142	8	0,064	ns
M3-M11,5	210,25	-3,171	8	0,013	*
M3-M12	87,17	-0,954	8	0,367	ns
M4-M5	15,87	-0,288	8	0,779	ns
M9-M10	-38,84	1,153	8	0,281	ns
M10-M11	120,70	-1,410	8	0,196	ns
M10-M11,5	120	-1,558	8	0,157	ns

ns : non significatif * : significatif ** : très significatif *** : hautement significatif

Tableau A8 : Evolution moyenne de la teneur plasmatique en androgènes totaux(ng/ml) chez les agneaux de groupes B de la race Ouled Djellal, âgés de 3 à 12 mois différences en pourcentages et signification statistique des différences

Groupes comparés par apport à l'âge	Différence en %	Valeur t	ddl	p	Significativité
3M-250/3M-500	95	-1,502	8	0,171	ns
3,5M-250/3,5M-500	-63,63	1,77	8	0,113	ns
4M-250/4M-500	162,5	-1,439	8	0,187	ns
4,5M-250/4,5M-500	11,62	-0,191	8	0,853	ns
5M-250/5M-500	37,73	-0,829	8	0,430	ns
5,5M-250/5,5M-500	28,42	-0,568	8	0,585	ns
6M-250/6M-500	43,39	-0,568	8	0,585	ns
6,5M-250/6,5M-500	458,82	-2,694	8	0,027	*
7M-250/7M-500	-5,71	0,123	8	0,904	ns
7,5M-250/7,5M-500	45,94	-1,015	8	0,339	ns
8M-250/8M-500	-67,92	1,489	8	0,174	ns
8,5M-250/8,5M-500	-37,39	1,099	8	0,303	ns
9M-250/9M-500	53,16	-0,973	8	0,358	ns
9,5M-250/9,5M-500	169,56	-1,579	8	0,152	ns
10M-250/10M-500	184,61	-2,109	8	0,067	ns
10,5M-250/10,5M-500	-45	0,730	8	0,485	ns
11M-250/11M-500	51,51	-0,743	8	0,478	ns
11,5M-250/11,5M-500	146,93	-2,039	8	0,075	ns
12 M-250/12 M-500	30,35	-0,420	8	0,684	ns

ns : non significatif

* : significatif

** : très significatif

*** : hautement significatif

Tableaux A9 : Evolution moyenne de la teneur plasmatique en androgènes totaux (ng/ml) chez les agneaux des groupes A et B, âgés de 3 à 12 mois : différences en pourcentages et signification statique des différences

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. **ABRAHAM G.E., 1975** – Radioimmunoassay of steroids in biological fluids. *J. Steroid. Biochem.* 6, 261-270.
2. **AULETTA F.J., CALDWELL B.V. et HAMILTON G.L., 1975-** Androgens: Testosterone and dihydrotestosterone. In *“Methods of hormone radioimmunoassay”*. 21, 359-289.
3. **BARIL G., CHEMINEAU P., GOGNIE Y., LE BŒUF B., ORGEUR P. et VALLET J., 1993** – Manuel de formation pour insémination artificielle chez les ovins et caprins. Etudes FAO reproduction et santé animale 83, Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture, Rome, 183p.
4. **BATELLIER F., BLESROIS E., BRILLAED J., GOROVOUN M., HERAULT F., HEYMAN Y., PERRIER G., ROGIER M-C., SAVARY F. et VIGNON X., 2005** - Reproduction des animaux d'élevage. Edition Educagri, 388p.
5. **BELAID N., 1993** – Etude des résultats de reproduction de Brebis Ouled Djellal en croisement avec des Béliers de Races importées. Thèse d'ingénieur d'état en Agronomie, Blida, 69p.
6. **BLANDINE C., 1979** – Rappel sur les androgènes, intervention des androgènes au cours de la résistance à l'effort. In *“Aspect endocriniens de la résistance à l'effort musculaire, étude des androgènes”* 28-40.
7. **BONNES G., 2005** – l'alimentation et la physiologie de la reproduction. In *“Reproduction des animaux d'élevage”*, 28-40.
8. **BONNES G., DESCLAUDE J., DROUGOUL C., GADOUD R., MORTEMEAS L. et ROBIN G., 1988** – Reproduction des mammifères domestiques. Edition Foucher, collection INRAP.
9. **BOUCHAKOR MOSSA N., IKHLEF Z., 2006-** Evolution des androgènes totaux plasmatiques au cours de l'acquisition de la puberté : Aspect comparatifs entre les agneaux des race D'Man et Ouled Djellal. Mémoire de DES, Blida, 97p.
10. **BOUKENAOU N., 2001** – Evolution des fonction corticosurrénalienne et gonadiques, au cours de l'acquisition de la puberté, chez les agneaux de race D'Man. Thèse de Magister, 144p.
11. **BOUKENAOU N., AMIRAT Z. et KHAMMAR F., 2004** – Evolution des activités corticosurrénalienne et gonadique, au cours de la croissance pubertaire, chez le mouton D'Man. *Proceeding* : Sur quelques aspects de la Chronobiologie. Eds Bernard BUISSON et Alain BLANC. Publications de l'Université de Saint Etienne Jean Monnet, 145-150.
12. **BOURGUIGNON A., 2006** – La rentabilité de l'élevage ovin et comparaison des deux techniques d'élevage. HAUTE ECOLE Charlemagne. France .p25.p27.p30. et p46.
13. **CHELLIG R., 1992** – Les races ovines algériennes. Edition OPU, 76p.
14. **DAPOUY J-P., 1993** – Hormones et grandes Fonctions, 512p.
15. **DARBEIDA H., 1980** – Variations saisonnières de la testostéronémie, de la dihydrotestostéronémie et du métabolisme périphérique de la testostérone chez le bélier de race Ouled-Djellal, en Algérie. Thèse de 3^{ème} CYCLE, 174p.
16. **GIROD C., 1977** – Appareil genital male. In *“Biologie de la reproduction, Appareils génitaux”*, 81-114.
17. **KAZIAOUL T., LESENEY A. et OUKACI Y., 1982** – cours de Biochimie : les Hormones. 185p.
18. **KIERSZENBAUN A., 2006** – spermatogenèse. In *“Histologie et Biologie cellulaire, une introduction à l'anatomie pathologique”*, 545-547.
19. **LINDSAY D.R., PELLETER J., PASSELET C. and COUROT M., 1984** – Changes in

- photoperiod and nutrition and their effect on testicular growth of rams. *J. Reprod. Fertil.* P71, 351-356.
20. **LOPEZ B-S., MARTINES G. and RONDON M.Z., 1987** – Determination of puberty in rams. Manacay, Venezuela, 72p.
 21. **MALPAUX B., VIGUIE C., THIERY J.C. et CHEMINEAU P., 1996** – Contrôle photopériodique de la reproduction. *INRA Productions animales* 9,9-23.
 22. **MASTERS D.G. and FELS H.E., 1980** – Seasonal changes in the testicular size of grazing rams. *Proc. Aust.Soc. Anim. Prod.*, 444-447.
 23. **MIDGLEY A.R., RABAR R.W. et NISWENDER G.D., 1969** – Proc. Lst. Symp. Immunoassay gonadotrophin, Karolinska Symp., Stockholm. *Res. Methods. Reprod. Endocr.*, 247-256.
 24. **MOULOUDJ A et TALLI T., 2007** – la conduite d'élevage ovine "cas de la région de Ain oussera", Mémoire de Fin d'étude en Médecine Vétérinaire, Blida, 64-68.
 25. **NEDJIMI S., 2007** – Effet de l'alimentation sur la croissance pubertaire chez l'agneau de la race D'Man élevé à El-Méniaa. Mémoire de fin d'étude en Médecine Vétérinaire, Blida, N pages
 26. **OLDHAM C.M., ADAMS N.R., GHERADI P.D., LINDSAY D.R. and MCINTOCH J.B., 1978** – The influence of level of feed intake on sperm – producing capacity of testicular tissue in the ram. *Aust. J. Agr. Res.*, 173-179.
 27. **ORCZYK G.P., KALDWELL B.V. et BAHRMAN H.R., 1974** – Estrogens:estradiol, estrone and estradiol. *In*"Methods of hormone radioimmunoassay". *Jaffe B.M. and behrman H.R., Ch. 21,333-358.*
 28. **PAKARINEN A., KOSKINENE M. et ADLERCREUTZ H., 1976** – Evaluation of radioimmunological methods for assay of plasma and urinary aldosterone. *Sci. J. Clin. Inv.*, 36, 331-338.
 29. **PIERRE., 1983** – Hormones. *In*"Biochimie générale et Médicale, structurale, Métabolique, Séméiologique", 980, 981.
 30. **RIEUTORT M., 1995**- Physiologie animale, les grandes fonctions, 280p.
 31. **SOUISOT P., 1983** – hormones. *In*"Biochimie générale et médicale, structurale, Métabolique, sémiologique", 980-986.
 32. **TEPPERMAN J., 1969** – reproduction chez le male. *In*"physiologie endocrine et Métabolique", 40-44.
 33. **WELSCH U., 2003** – oranges génitaux. *In* " WELSCH précis d'Histologie", 436.
 34. **WHEATER P., YOUNG B. et NEATH J., 2001** – l'appareil genital masculine. *In*"Histologie fonctionnel", 335.