



*République Algérienne Démocratique et Populaire  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de La Recherche Scientifique*

*Université Larbi Ben Mhidi Oum El Bouaghi  
Faculté Des Sciences Exactes et des Sciences de La Nature et de la Vie  
Département des Sciences de La Nature et de la Vie*

N °d'ordre.....

N ° de série.....

## **THESE**

Présentée pour l'obtention du diplôme de

**Doctorat en Sciences**

**OPTION : Ecophysiologie Animale**

**Thème**

*Etude du développement postnatal de l'appareil génital male et de  
l'appareil génital femelle de la race ovine Ouled Djellel et sa  
relation avec les facteurs climatiques*

**KHIEL Saida**

**Devant le jury:**

**Président : M<sup>me</sup> BOULAHBAL Souaad Pr. Université Larbi Ben M'Hidi, Oum ElBouaghi**

**Rapporteur: M<sup>me</sup> MAHDI Djahida Pr. Université Larbi Ben M'Hidi, Oum ElBouaghi**

**Examineurs : M<sup>r</sup>. OULDJAQUI Abdellah Pr. Université Larbi Ben M'Hidi , Oum El Bouaghi**

**M<sup>r</sup>. CHERIF Abdenoor Pr. Université Badji Mokhtar , Annaba**

**M<sup>r</sup>. BAAZIZ Nacer Pr. Université des Frères Mentouri, Constantine1**

**M<sup>r</sup>. KHALILLI Kamel Pr. Université Badji Mokhtar , Annaba**

**2018-2019**

## **Remerciements**

*A Madame le professeur MAHDI DJAHIDA ,*

*Vous avez accepté de diriger mon travail de recherche et m'avez accompagné avec patience durant tout ce parcours, chaque fois que j'en avais besoin . Je n'oublierai pas vos discussions enrichissantes, vos observations , vos corrections et vos conseils judicieux, me ramenant sur ma ligne directrice permanente. Grace à vos encouragements, ce travail a pu être réalisé. Permettez-moi de vous exprimer ma profonde gratitude et ma reconnaissance.*

*A Madame le Professeur BOULAHBAL SOUAAD*

*De l'université d'Oum El Bouaghi, Qui nous a fait  
l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse,  
Hommages respectueux,*

*A Monsieur le Professeur BAAZIZ NACER,*

*De l'Université Constantine 1,  
Qui nous a fait l'honneur de participer à notre jury de thèse,  
Sincère remerciements.*

*A Monsieur le Professeur KHELIL KAMEL,*

*De l'Université Annaba  
Qui nous a fait l'honneur de participer à notre jury de thèse,  
Sincère remerciements.*

*A Monsieur le Professeur ABDNOUR CHERIF,*

*De l'Université Annaba  
Qui nous a fait l'honneur de participer à notre jury de thèse,  
Sincère remerciements*

*A Monsieur le Professeur OUIDJAOUI ABDELLEH,*

*De l'Université de d'Oum El Bouaghi  
Qui nous a fait l'honneur de participer à notre jury de  
thèse, Sincères remerciements.*

*A Monsieur le directeur du laboratoire*

*« Ressources Naturelles et Aménagement des Milieux  
sensibles, **KHIAJI ABDELKADER**, Pour sa disponibilité et pour  
m'avoir permis de travailler dans des condition adéquates*

*Sincères remerciements.*

*A toute l'équipe de la ferme pilote*

*Pour leur bonne humeur et leur soutien : Dr. Djellel jellel pour son  
aide précieuse au cours de ce travail et son sourire, Mr. Aggon Mahad,*

*Grand merci a mon père « **HACEN** »*

## *Dedicace*

*Avec un grand amour et beaucoup de respect, je dédie ce travail à mon*

*Marie "Hichem", et à mes enfants*

*Pour votre patience, votre soutien et vos sacrifices*

*Grand merci et que Dieu puisse vous donner la santé et toute la joie*

*de vivre*

*à mes parents :*

*Mon très cher père "Hassen",*

*L'homme qui a tellement sacrifié pour moi et qui mérite toute ma*

*reconnaissance.*

*Ma très chère mère "Zahia",*

*Pour son grand cœur plein d'amour, qui na pas cessé de prier pour moi,*

*Ta prière et ta bénédiction m'ont été d'un grand secours pour mener à terme ma*

*thèse de Doctorat.*

*A toute ma famille.*

*A mes amis et collègues de Département des Sciences de la Nature et de la Vie,*

*Université Oum El Bouaghi*

*Sincères reconnaissances.*

*Saida*



# sommaire

## *Sommaire*

**Dédicaces**

**Remerciements**

**Liste des abréviations**

**Liste des tableaux**

**Liste des figures**

**Liste des photos**

**Introduction Générale** ..... 01

### **Partie Bibliographique**

#### **CHAPITRE 1:**

#### **ELEVAGE OVIN EN ALGER**

1.L'importance De L'élevage Ovin En Algerie .....	4
2.L'évolution De L'élevage Des Ovins En Algerie .....	4
3 .Principales Races Ovines Algeriennes .....	4

#### **CHAPITRE 2:**

#### **LES FACTEURS INFLUENÇANT L'ACTIVITEE SEXUELLE**

1. Puberte .....	8
2. Les Facteurs Influençant La Puberte .....	8
2.1. L'alimentation .....	8
2.2. L'effet de bélier .....	9
2.3. La photopériode .....	10
2.4. La mélatonine .....	11
2.5. La race .....	12
2.6. La température .....	13
2.7. La saison de la naissance .....	14
2.8. Le poids .....	15

### **Partie expérimentale**

#### **CHAPITRE 3: MATERIEL ET METHODES**

1. Region d'étude.....	16
2. Les Animaux .....	17
3. Materiel Et Methodes De Mensuration .....	17
3 .2. La circonférence scrotale (CS) .....	18
3.3. Le périmètre thoracique.....	18

4. Matériel et méthodes de l'étude histologique.....	19
4.1. Matériel et appareils utilisés.....	20
4.2. Les produits chimiques.....	20
4.3. Solutions utilisés.....	21
4.4. Les étapes de l'étude histologique.....	21
4.4.1. Le prélèvement et la fixation des échantillons.....	21
4.4.2. Lavage.....	22
4.4.3. La déshydratation.....	22
4.4.4. L'inclusion à la paraffine.....	22
4.4.5. Réalisation des blocs.....	22
4.4.6. Réalisation des coupes.....	23
4.4.7. Coloration des échantillons.....	23
5. Dosage de la testostérone.....	25
5.1. Prélèvement de sang.....	25
5.2. Dosage de la testostérone plasmatique par ELISA.....	25
5.2.1. Principe du test.....	25
5.2.2. Composition du kit de la testostérone.....	26
5.2.3. Equipement et matériel.....	26
5.2.4. Protocole opératoire.....	26
5.2.5. Calcul des résultats.....	27
6. Analyses statistiques.....	27

#### **CHAPITRE 4:**

#### **DEVELOPPEMENT POSTNATALE DE L'APPAREIL GENITALE MALE ET SON RELATION AVEC LES FACTEURS ENVIRONNEMENTAUX**

1. Résultats.....	29
1.1. Croissance corporelle et testiculaire.....	29
1.1.1. Développement du poids corporel.....	29
1.1.2. Développement du périmètre thoracique.....	31
1.1.3. Développement du circonférence scrotale.....	32
1.1.4. Développement du poids testiculaire :.....	34
1.1.5. La concentration plasmatique de testostérone.....	36
1.1.6. Relation entre les concentrations plasmiqes du testostérone et les facteurs climatiques.....	37
1.2. Corrélations entre les paramètres étudiés.....	39

2. Resultats d'étude histologique.....	39
2.1. Histologie testiculaire .....	39
2.1.1. Développement du tissu tubulaire .....	40
2.1.1.1. Luminescence .....	40
2.1.1.2. L'épithélium germinale .....	40
2.1.1.3. Diamètre tubulaire .....	41
2.1.1.4. Tissu interstitielle .....	41
2.2. Histologie épидидymaire .....	53
3. Discussion.....	60

## CHAPITRE 5:

### DEVELOPPEMENT POSTNATALE DE L'APPAREIL GENITAL DE

#### L'AGNELLE OULED DJELLEL

1. Appareil génital de l'agnelle d' <i>Ouled Djellel</i> .....	68
1.1. Développement d'ovaire.....	68
1.1.1. Ovaire d'agnelle à 15 jours d'âge.....	68
1.1.2. Ovaire d'agnelle à 4, et 8 semaines d'âge.....	71
1.1.4. Ovaire de brebis à 24 semaines .....	74
1.2. Développement de l'utérus.....	75
1.2.1. Utérus d'agnelle à 15 jours d'âge .....	75
1.2.2. Utérus d'agnelle à 4 semaines d'âge .....	77
1.2.3. Utérus d'agnelle à 6 semaines d'âge .....	79
1.2.4. Utérus d'agnelle à 8 semaines d'âge .....	80
1.2.5. Utérus d'agnelle à 12 semaines d'âge .....	82
<b>2. Discussion .....</b>	<b>84</b>
<b>Conclusion générale et perspectives.....</b>	<b>94</b>
<b>Références bibliographiques.....</b>	<b>97</b>
<b>Résumé</b>	

## Liste des tableaux

Tableau	Titre	Page
	<b>Partie bibliographique</b>	
	<b>Chapitre 1 : Elevage ovin en Algérie</b>	
<b>Tableau 1</b>	L'évolution de l'effectif ovin de 2010 à 2014 (FAOSTAT, 2014)	<b>4</b>
<b>Tableau 2</b>	Caractéristiques morphologiques des différents types de la race <i>Ouled Djellel</i> (Chellig, 1992)	<b>5</b>
	<b>Partie expérimentale</b>	
	<b>Chapitre 3: Matériel et méthodes</b>	
<b>Tableau 1</b>	Répartitions mensuelles des moyennes des températures et des durée d'éclairement solaire dans la wilaya d'Oum Elbouaghi durant l'année 2011-2012 (Station météorologique d'Oum Elbouaghi).	<b>16</b>
	<b>Chapitre 4: Développement postnatale de l'appareil génitale mâle et son relation avec les facteurs environnementaux</b>	
<b>Tableau 1</b>	Les moyennes (M) et la somme des écarts moyennes (SEM) des paramètres étudiés.	<b>30</b>
<b>Tableau 2</b>	Corrélations entre l'âge, les mensurations corporelles et les mensurations testiculaires et les facteurs climatiques	<b>39</b>

## Liste des figures

Figure	Titre	Page
	<b>Partie bibliographique</b>	
	<b>Chapitre 1 : Elevage ovin en Algérie</b>	
<b>Figure 1</b>	Aire de répartition des races ovines de l'Algérie (Chekkal et al., 2015).	<b>8</b>
	<b>Partie expérimentale</b>	
	<b>Chapitre 3 : Marériel et méthodes</b>	
<b>Figure 1</b>	Protocole expérimental	<b>28</b>
	<b>Chapitre 4 : Développement postnatale de l'appareil génitale mâle et son relation avec les facteurs environnementaux(Résultats)</b>	
<b>Figure 1</b>	Développement postnatal du poids corporel chez les agneaux de race <i>Ouled Djellel</i> (M±SEM) (n=10).	<b>29</b>
<b>Figure 2</b>	Développement postnatale du périmètre thoracique chez les agneaux de race <i>Ouled Djellel</i> . (M±SEM) (n=10).	<b>31</b>
<b>Figure 3</b>	Relation entre le périmètre thoracique et le poids corporel chez les agneaux de race <i>Ouled Djellel</i> .	<b>32</b>
<b>Figure 4</b>	Développement postnatale du circonférence scrotale chez les agneaux de race <i>Ouled Djellel</i> . (M±SEM) (n=10).	<b>33</b>
<b>Figure5</b>	Relation entre la circonférence scrotale et le poids chez les agneaux de race <i>Ouled Djellel</i>	<b>33</b>
<b>Figure 6</b>	Evolotion du poids testiculaire chez les agneaux de race <i>Ouled Djellel</i> .	<b>34</b>
<b>Figure 7</b>	Relation entre le poids testiculaire et le poids corporel chez les agneaux de race <i>Ouled Djellel</i> .	<b>35</b>
<b>Figure 8</b>	Relation entre la circonférence scrotale et le poids testiculaire chez les agneaux de race <i>Ouled Djellel</i> .	<b>35</b>
<b>Figure 9</b>	Développement postnatalde la concentration plasmatique de la testostérone (M ± SEM) chez agneaux de race <i>Ouled Djellel</i>	<b>36</b>
<b>Figure 10</b>	Relation entre la concentration plasmatique de la testostérone (M ± SEM) chez les agneaux de race <i>Ouled Djellel</i> et les facteurs climatiques(température-photoperiode) pendant l'année(2011-2012)	<b>38</b>
<b>Figure 11</b>	Microphotographie représente une coupe transversale du testicule de l'agneau <i>Ouled Djellel</i> à l'âge de naissance.	<b>41</b>
<b>Figure 12</b>	Microphotographie représente une coupe transversale du testicule de l'agneau <i>Ouled Djellel</i> à l'âge de naissance .	<b>42</b>
<b>Figure 13</b>	Microphotographie représente une coupe transversale du testicule de l'agneau <i>Ouled Djellel</i> à l'âge de naissance .	<b>42</b>
<b>Figure 14</b>	: Microphotographie représente une coupe transversale du testicule de l'agneau <i>Ouled Djellel</i> à l'âge de 2 semaines.	<b>43</b>
<b>Figure 15</b>	Microphotographie représente une coupe transversale du testicule de	<b>43</b>

	l'agneau <i>Ouled Djellel</i> à l'âge de 2 semaines	
<b>Figure 16</b>	Microphotographie représente une coupe transversale du testicule de l'agneau <i>Ouled Djellel</i> à l'âge de 4 semaines les chèvres Arbia âgées de 1 à 4 ans (moyenne $\pm$ SEM)	<b>44</b>
<b>Figure 17</b>	Microphotographie représente une coupe transversale du testicule de l'agneau <i>Ouled Djellel</i> à l'âge de 4 semaines	<b>44</b>
<b>Figure 18</b>	Microphotographie représente une coupe transversale du testicule de l'agneau <i>Ouled Djellel</i> à l'âge de 8 semaines	<b>45</b>
<b>Figure 19</b>	Microphotographies représente des coupes transversales du testicule de l'agneau <i>Ouled Djellel</i> à l'âge de 8 semaines.	<b>45</b>
<b>Figure 20</b>	Microphotographie représente des coupes transversales du testicule de l'agneau <i>Ouled djellel</i> à l'âge de la naissance (N), 4 (4S) et 8 (8S) semaines	<b>46</b>
<b>Figure 21</b>	Microphotographie représente des coupes transversales du testicule de l'agneau <i>Ouled djellel</i> à l'âge de 12 semaines.	<b>46</b>
<b>Figure 22</b>	Microphotographie représente des coupes transversales du testicule de l'agneau <i>Ouled djellel</i> à l'âge de 16 semaines	<b>47</b>
<b>Figure 23</b>	Microphotographie représente une coupe transversale du testicule de l'agneau <i>Ouled djellal</i> à l'âge de 16 semaines	<b>48</b>
<b>Figure 24</b>	Microphotographie représente une coupe transversale du testicule de l'agneau <i>Ouled djellel</i> à l'âge de 16 semaines.	<b>48</b>
<b>Figure 25</b>	Microphotographie représente des coupes transversales du testicule de l'agneau <i>Ouled djellel</i> à l'âge de 20 semaines.	<b>49</b>
<b>Figure 26</b>	Microphotographie représente une coupe transversale du testicule de l'agneau <i>Ouled djellel</i> à l'âge de 20 semaines.	<b>49</b>
<b>Figure 27</b>	Microphotographie représente des coupes transversales du testicule de l'agneau <i>Ouled djellel</i> à l'âge de 12 (12S), 16 (16S) et 20 (20S) semaines .	<b>50</b>
<b>Figure 28</b>	Microphotographie représente des coupes transversales du testicule de l'agneau <i>Ouled djellel</i> à l'âge de 22 semaines.	<b>51</b>
<b>Figure 29</b>	Microphotographie représente des coupes transversales du testicule de l'agneau <i>Ouled djellal</i> à l'âge de 22 semaines .	<b>51</b>
<b>Figure 30</b>	Microphotographie représente des coupes transversales du testicule de l'agneau <i>Ouled djellal</i> à l'âge de 22 semaines.	<b>52</b>
<b>Figure 31</b>	Microphotographie représente des coupes transversales du testicule de l'agneau <i>Ouled djellel</i> à l'âge de 32 semaines.	<b>52</b>
<b>Figure 32</b>	Microphotographie représente des coupes transversales d'épididyme de l'agneau <i>Ouled djellel</i> à l'âge de naissance	<b>53</b>
<b>Figure 33</b>	Microphotographie représente une coupe transversale d'épididyme de l'agneau <i>Ouled djellel</i> à l'âge de naissance.	<b>54</b>
<b>Figure 34</b>	: Microphotographie représente des coupes transversales d'épididyme de l'agneau <i>Ouled djellel</i> à l'âge de 4 semaines.	<b>54</b>
<b>Figure 35</b>	Microphotographie représente une coupe transversale d'épididyme de l'agneau <i>Ouled djellel</i> à l'âge de 8 semaines	<b>55</b>
<b>Figure 36</b>	Microphotographie représente des coupes transversales d'épididyme de l'agneau <i>Ouled djellel</i> à l'âge de la naissance (N), 4 (4S) et 8 (8S) semaines.	<b>56</b>
<b>Figure 37</b>	Microphotographie représente une coupe transversale d'épididyme	<b>57</b>

	de l'agneau <i>Ouled djellel</i> à l'âge de 12 semaines.	
<b>Figure 38</b>	Microphotographie représente des coupes transversales d'épididyme de l'agneau <i>Ouled djellel</i> à l'âge de 16 semaines.	<b>57</b>
<b>Figure 39</b>	Microphotographie représente des coupes transversales d'épididyme de l'agneau <i>Ouled djellel</i> à l'âge de 20 semaines.	<b>57</b>
<b>Figure 40</b>	Microphotographie représente des coupes transversales d'épididyme de l'agneau <i>Ouled djellel</i> à l'âge de 12 ( <b>12 S</b> ), 16 ( <b>16 S</b> ) et 20 ( <b>20 S</b> ) semaines.	<b>59</b>
<b>Figure 41</b>	Microphotographie représente des coupes transversales d'épididyme de l'agneau <i>Ouled djellel</i> à l'âge de 22 semaines	<b>59</b>
<b>Figure 42</b>	Microphotographie représente une coupe transversale d'épididyme de l'agneau <i>Ouled djellel</i> à l'âge de 22 semaines	<b>60</b>
	<b>Chapitre 5 : Développement postnatale de l'appareil génital de l'agnelle <i>Ouled Djellel</i> (Résultats)</b>	
<b>Figure 1</b>	Microphotographe d'ovaire d'agnelle à deux semaines d'âge	<b>68</b>
<b>Figure 2</b>	Microphotographe d'ovaire d'agnelle à deux semaines d'âge, qui montre les stades de l'atrésie folliculaire.	<b>69</b>
<b>Figure 3</b>	Microphotographe d'ovaire d'agnelle à deux semaines d'âge qui montre les différents stades de folliculogénèse.	<b>69</b>
<b>Figure 4</b>	Microphotographe d'ovaire d'agnelle à deux semaines d'âge qui montre l'atrésie folliculaire d'un Follicule tertiaire.	<b>70</b>
<b>Figure 5</b>	Microphotographe d'ovaire d'agnelle à deux semaines d'âge.	<b>70</b>
<b>Figure 6</b>	Microphotographe d'ovaire d'agnelle à 4 semaines d'âge.	<b>71</b>
<b>Figure 7</b>	Microphotographe d'ovaire d'agnelle à 4 semaines d'âge, montrant les stades de l'atrésie folliculaire.	<b>72</b>
<b>Figure 8</b>	Microphotographe d'ovaire d'agnelle à 8 semaines d'âge, montrant les stades de l'atrésie folliculaire.	<b>72</b>
<b>Figure 9</b>	Microphotographe d'ovaire d'agnelle à 8 semaines d'âge. Follicule tertiaire	<b>73</b>
<b>Figure 10</b>	Microphotographe d'ovaire d'agnelle à 12 semaines d'âge.	<b>74</b>
<b>Figure 11</b>	Microphotographe d'ovaire d'agnelle à 24 semaines d'âge.	<b>75</b>
<b>Figure 12</b>	Microphotographe d'ovaire d'agnelle à 24 semaines d'âge.	<b>75</b>
<b>Figure 13</b>	Microphotographie représente une coupe transversale de l'utérus de l'agnelle <i>Ouled djellel</i> à 2 semaines d'âge.	<b>76</b>
<b>Figure 14</b>	Microphotographie représente une coupe transversale de l'utérus de l'agnelle <i>Ouled djellel</i> à 2 semaines d'âge.	<b>76</b>
<b>Figure 15</b>	Microphotographie représente une coupe transversale de l'utérus de l'agnelle <i>Ouled djellel</i> à 2 semaines d'âge.	<b>77</b>
<b>Figure 16</b>	Microphotographie représente une coupe transversale de l'utérus de l'agnelle <i>Ouled djellel</i> à 4 semaines d'âge	<b>78</b>
<b>Figure 17</b>	Microphotographie représente une coupe transversale de l'utérus de l'agnelle <i>Ouled djellel</i> à 4 semaines d'âge.	<b>79</b>
<b>Figure 18</b>	Microphotographie représente une coupe transversale de l'utérus de l'agnelle <i>Ouled djellel</i> à 4 semaines d'âge	<b>79</b>
<b>Figure 19</b>	Microphotographie représente une coupe transversale de l'utérus de l'agnelle <i>Ouled djellel</i> à 6 semaines d'âge.	<b>80</b>
<b>Figure 20</b>	Microphotographie représente une coupe longitudinale de l'utérus de l'agnelle <i>Ouled djellel</i> à 8 semaines d'âge.	<b>81</b>

<b>Figure 21</b>	Microphotographie représente une coupe longitudinale de l'utérus de l'agnelle <i>Ouled djellel</i> à 8 semaines d'âge.	<b>81</b>
<b>Figure 22</b>	Microphotographie représente une coupe longitudinale de l'utérus de l'agnelle <i>Ouled djellel</i> à 8 semaines d'âge.	<b>82</b>
<b>Figure 23</b>	Microphotographie représente des coupes longitudinales de l'utérus de l'agnelle <i>Ouled djellel</i> à 12 semaines d'âge .	<b>83</b>
<b>Figure 24</b>	Microphotographie représente une coupe longitudinale de l'utérus de l'agnelle <i>Ouled djellel</i> à 12 semaines d'âge	<b>83</b>

## Liste des photos

<b>Photo</b>	<b>Titre</b>	<b>Page</b>
<b>Photo 1</b>	Balance utilisée pour la des agneaux de race <i>Ouled Djellel</i> $\leq 50\text{Kg}$	<b>19</b>
<b>Photo 2</b>	Balance utilisée pour la des agneaux de race <i>Ouled Djellel</i> $\geq 50\text{Kg}$	<b>19</b>
<b>Photo 3</b>	Utilisation d'un ruban métrique pou mesurerla circonférence scrotale chez les agneaux <i>Ouled Djellel</i>	<b>19</b>
<b>Photo 4</b>	Utilisation du ruban métrique pour périmètre thotaçique chez agneaux <i>Ouled Djellel</i>	<b>19</b>

## Liste des abréviations

**Kg** : kilogramme

**g** : gramme

**Ng** : nanogramme

**Cm** : centimeter

**Km** : kilometer

**MI** : milliliter

**J** : jour

**H** : heure

**%** : pourcent

**°C** : degré celsius

**r** : correlation

**P** : seuil de significativité

**LH** : luteinizing hormone

**SPZ**: Spermatozoïde

**Ti**: Tissu interstitiel

**CM**: Cellule mésenchymateuses

**CS**: Cellules de Sertoli

**Spa**: spermatogonie type a

**SPB**: spermatogonie type B

**CLy**: Cellule de Lydig

**L**: Lumière

**SPC1**: Spermatozoïde primaire

**SPC2**: Spermatozoïde secondaire

**ST1**: Spermatozoïdes

**CR**: Les corps résiduels

**E**: épithéliale cubique simple

**TA**: Tunique albuginée

**FT**: Follicules antraux(tertiaires)

**FTAt**: Follicules antraux(tertiaires)atrétiques

**VS**: Les vaisseaux sanguins dans le medulla

**NM**: cellules mortes

**Ti**: Thèque interne

**Tex**: Thèque externe

# Introduction générale

## **Introduction générale**

Le cheptel ovin algérien est estimé en 2016 à environ 33.4 millions de têtes (FAOSTAT), il concerne principalement les ovins, les caprins, les bovins et les chameaux, où les ovins prédominent avec 80% du total (Nedjraoui 2006), dominé par la race *d'Ouled djellel* (Dehimi, 2005).

Cet élevage représente une tradition et constitue l'unique revenu d'un tiers de la population algérienne. L'importance économique de cet élevage représente une source appréciable de protéines animales (viande et lait) (Mezhoud et Benmarce, 2010), ainsi qu'un apport important en sous-produits animaux (peau et laine), en particulier dans les zones semi-arides, qui sont connus par des étés chauds et secs et des hivers froids (Abbas et al., 2002; Kanoun, 2004).

La productivité des élevages ovins et leurs performances de reproduction peuvent être influencées par des facteurs divers. Durant l'année, l'environnement varie et les ovins y perçoivent différents messages environnementaux, thermiques, sociaux, physiologiques et alimentaires. Ainsi, bien que la photopériode joue un rôle primaire dans la synchronisation du rythme de reproduction des ovins, plusieurs autres facteurs jouent un rôle secondaire non négligeable (Legan et Winas S.S, 1981; Martin et al., 1995; O'Callaghan et al., 2000; Sweeney et O'Callaghan, 1995; Thiéry et al., 2002).

Les variations saisonnières de l'environnement et les variations causées par la photopériode sur le comportement sexuel et sur la physiologie de reproduction des animaux, peuvent être considérées comme des indices pouvant agir sur la «programmation» de l'activité de reproduction saisonnière des mâles et des femelles (Melissa et al., 2019 ; Boland et al., 2018). Ces différents paramètres doivent être considérés lors de l'établissement d'un plan de production en élevage ovin puisqu'ils peuvent affecter, de façon positive ou négative, les performances reproductives des ovins durant l'année (Boland et al., 2018;Cameron, 2008).

Différents auteurs s'accordent maintenant pour dire que la puberté chez l'agnelle et l'agneau est déterminée par des facteurs génétiques (Brad et al., 2018 ; Boland et al., 2018; Dyrmondsson, 1973; Land, 1978 ; et Fabre-Nys, 2001; Derqaoui et al., 2009 ; Chanvallon

2011) et par l'interaction de plusieurs paramètres environnementaux dont il n'a pas été possible de scinder les effets de façon satisfaisante. Ces derniers regroupent: le niveau alimentaire et la vitesse de croissance (Land, 1978; Dyrmondsson, 1972; Foster et al., 1985 ; Bonnes et al., 2005; Caraty, 2007; Demers et al., 2011), la saison de naissance (Foster, 2006; Lahlou-Kassi et al., 1989 ; Ghozlane et al., 2005; Delgadillo et al., 2007), la photopériode (Foster et al., 1985; Arnao and Hernandez-Ruiz, 2013; Casao et al., 2013; Acuña-Castroviejo et al., 2014) et enfin les traitements hormonaux exogènes (Foster et al., 1985; Dyrmondsson, 1987; Courot, 1965; Levasseur, 1979; Adams, 2005 ).

La brebis *Ouled djellel* a fait l'objet de plusieurs études se rapportant aux performances de production et de reproduction (Mahdi et Khalilli, 2008; Daghnouche et al., 2017; Adaouri et al., 2017; Narimene et al., 2015; Lamranie et al., 2012 ; Zidane et Ababou, 2017 ; Benyounes et al., 2013; Dekhili, 2002; Dekhili et Mahane, 2004; Dekhili et Benkhilif, 2005; Narimene et al., 2016; Dekhili et Aggoun, 2006; Dekhili et Aggoun, 2007; Guintard et Tekkouk-Zemmouchi, 2010).

Ainsi les caractéristiques spermatiques et les performances de production et de reproduction chez le bélier de race *Ouled djellel* ont été étudiées par plusieurs auteurs (Benia et al., 2018 ; Saadi et al., 2016; Belkhiri et al., 2017; Boussena et al., 2016; Titaouine et Meziane, 2016; Litim et Bereksi, 2015 ; Taherti et al., 2014; Aissaoui et al., 2004; Ghozlane et al., 2005; Boucif et al., 2007). En revanche, il n'existe aucune donnée sur le développement postnatale des appareils génitaux chez les agneaux et les agnelles de race *Ouled djellel* et son relation avec les facteurs environnementaux (surtout climatique), en effet l'amélioration de cette race nécessite la connaissance et le suivi de ce développement, Quel était le but de notre étude .

Ce travail vient compléter les résultats déjà obtenus par Mahdi et Khalilli (2008) consacrées à l'étude du développement postnatale de l'agnelle *Ouled djellel* d'une part, et d'une autre part étudier le développement postnatale de l'agneau *Ouled djellel* et pour la première fois en Algérie par une étude histologique approfondie du testicule et d'épididyme et l'utérus dont le but de déterminer l'âge de la puberté et les facteurs influençant .

**Cette étude a pour objectifs de :**

- Evaluer la relation entre les paramètres biométriques chez les agneaux (poids corporelle, poids testiculaire , circonférence scrotale,périmètre thoracique) et histologiques du testicule et épидидyme et dosage hormonal et leurs performances ultérieures de reproduction.
- déterminer l'âge de la puberté chez les agneaux *Ouled djellel* par un suivi du développement histologique du testicule (tubes séminifère) et d'épididyme dès la naissance jusqu'à un an. .
- Suivi le développement histologique de l'appareil génitale chez l'agnelle *Ouled djellel* (ovaire,utérus) et la relation entre ces derniers
- Evaluation de l'influence de certains facteurs environnementaux sur le développement des appareils génitaux .

Cette thèse comporte deux grandes parties :

- Une revue bibliographique sur :
  - L'élevage ovin en Algérie et caractéristiques de la race *Ouled djellel*
  - La puberté et les facteurs influençans .

Une deuxième partie expérimentale sera présenté dans trois chapitres :

- 1-Marériels et méthodes : renferme les différentes méthodes de mensuration et techniques histologique avec matériels utilisés.
- 2- le développement postnatale de l'appareil génital mâle et son relation avec les facteurs environnementaux.
- 3- le développement postnatale de l'appareil génital féminin et son relation avec les facteurs environnementaux.

# Etude bibliographique

# Chpitre 1

## L'élvage ovin en Algérie

## Elevage ovin en Algérie

### 1.L'importance de l'élevage ovin en Algérie

L'élevage ovin compte parmi les activités agricole les plus importantes en Algérie grâce à ses multiples production (viande, lait et laine). Il détient la première place en production animale, avec un effectif estimé à 26.572.980 têtes selon FAOSTAT , 2013.

D'après Chellig. (1992), l'élevage ovin constitue une véritable richesse nationale pouvant être apprécié à travers son effectif élevé par rapport aux autres spéculations animales et particulièrement par la multitude des races présentes, ce qui constitue un avantage et une activité économique principale pour le pays. Ainsi pour Tennah et al.(2014), cet élevage représente un pourcentage de 83% par rapport aux autres espèces animales et joue un rôle important dans la vie-économique des populations rurales.

### 2.L'évolution de l'élevage des ovins en Algérie

Selon Nedjraoui .(2006), l'élevage en Algérie concerne principalement les ovins, les caprins , les bovins et les camelins.

Durant ces dernières années, l'élevage des ovins a connu une progression d'un année à l'autre. Il est passé de 22 millions de têtes en 2010 à 27 millions de têtes en 2014, soit une progression de 21,59 (Tab.1)

**Tableau1** :L'évolution de l'effectif ovin de 2010 à 2014 (FAOSTAT, 2014)

Année	2010	2011	2012	2013	2014
L'effectif (en tête)	22.868.770	23.989.330	25.194.104	26.572.980	27.807.734

### 3 .Principales races ovines Algériennes

Le cheptel national est constitué de races autochtones ayant en commun la qualité essentielle d'une excellente résistance et adaptation aux conditions difficiles de milieu.

Ce cheptel ovin Algérien est dominé par trois principales races : La race arabe blanche dite *Ouled Djellel*, la race *Rembi* et la race *Hamra de Béni Ighil*. Ainsi que des races dites secondaires, regroupant la race berbère, *D'man*, *Barbarine* et la race *Sidaou-Targuia* (Chellig, 1992).

### - Les races principales

- **Race Arabe Blanche (dite *Ouled Djellel*)**, la plus importante, environ 63% du cheptel national, adaptée au milieu steppique, présente des qualités exceptionnelles pour la production de viande et de laine. Cette race se subdivise en trois variétés.

La variété *Ouled Djellel* ou *Djellalia* : Cette variété ovine peuple les régions de Zibans, Biskra et *Ouled Djellel*. Elle se caractérise par un corps longiligne, haut sur pattes, une laine blanche, fine, un ventre et un dessous du cou nus, des cornes moyennes, spiralées et peuvent être présentes chez les brebis. Notons que le squelette est très fin, le gigot long et plat, il est plus rustique que les autres types et supporte les grandes marches pendant la transhumance.

-Variété *Ouled Naïl* ou *Hodna* : Cette variété occupe la région du Hodna, Ouled Naïl, Sidi Aïssa, Boussaâda, M'sila, Sétif, Ain-Mlila. Elle est la plus pure et la plus lourde avec une forme bien proportionnée et une taille élevée, de couleur paille claire ou blanche, la face est jaune clair et le mâle ne présente pas de cornes, la laine couvre tout le corps jusqu'aux genoux et jarrets.

- Variété *Chellalia* : c'est le type le plus petit de taille et le plus léger, qui se rencontre dans les régions de Ksar Chellala, Djelfa et Laghouat. Le profil de la tête est légèrement busqué avec des oreilles moyennement pendantes. Les membres sont fins écartés de derrière, serrés de devant, le squelette est robuste, la poitrine ample et le gigot plat.

**Tableau 2** : Caractéristiques morphologiques des différents types de la race *Ouled Djellel* (Chellig, 1992)

Type	Mensuration			
	Bélier		Brebis	
	Poids(kg)	Hauteur(m)	Poids(kg)	Hauteur(m)
<b>Chellalia</b>	73	0.75	47	0.70
<b>Hodna</b>	82	0.82	57	0.74
<b>Ouled Djellal</b>	68	0.80	48	0.70

-**Race Hamra ou Béni-Ighil** : des hauts Plateaux de l'Ouest (21% du cheptel national), race berbère, très résistante au froid, autochtone d'Afrique du Nord.

-**Race Rembi** : des djebels de l'Atlas Saharien, à tête et membres fauves, représente environ 12% du cheptel national.

**-Les races secondaires :**

-**Race Berbère**: c'est une race des montagnes du Tell (Atlas-Tellien d'Afrique de Nord), autochtone, de petite taille à laine mécheuse blanc brillant. Le mouton Berbère constitue probablement la population ovine la plus ancienne d'Afrique du Nord, vraisemblablement issue de métissage avec le mouflon sauvage. Elle est aussi appelée Chleuh, Kabyle ; Son aire d'extension rustique, résistant au froid et à l'humidité, il est élevé traditionnellement dans les vallées froides et dans les montagnes boisées bien arrosées. Le caractère pastoral très extensif de cet élevage en montagnes explique les productivités numériques et pondérales inférieures à celles des races élevées en systèmes agricoles (Boukhliq, 2002).

-**Race Barbarine**: c'est un animal de bonne conformation, de couleur blanche, sauf la tête et les pattes qui peuvent être bruns ou noirs. La toison est fournie, les cornes sont développées chez le mâle et absentes chez la femelles. La queue est grasse, d'où l'appellation de mouton à queue grasse ou mouton de Oued-Souf. Son aire de répartition est limitée à l'Est Algérien par l'erg oriental à l'Est de l'Oued Rhigh et dans les régions avoisinantes de la frontière Tunisienne. Cette race est remarquablement adaptée au désert de sable et aux grandes chaleurs estivales (Brahmi, 2011).

-**Race D'man** : il paraît morphologiquement avec un squelette très fin à côtes plates. De petit format. La toison est généralement peu étendue. Le ventre, la poitrine et les pattes sont dépourvus de laine. Les cornes sont absentes, parfois des ébauches peuvent apparaître chez le mâle, mais qui finissent par tomber. L'absence de cornage est un caractère constant chez les deux sexes. La queue est fine et longue à bout blanc.

-**Race Targuia-Sidaou**: c'est la seule race Algérienne dépourvue de laine, mais à corps couvert de poils, la queue étant longue et fine. Cette race se trouve dans le grand Sahara Algérien allant de Bechar et passant par Adrar jusqu'à Djanet. On qualifie cette race de résistance au climat Saharien et aux grandes marches. C'est ainsi qu'elle est la seule race qui peut pâturer les étendues du grand Sahara (Berchiche et al, 1993).

-**Race Taadmit** : issue d'un croisement entre *Ouled Djellel* et les béliers Mérinos. Elle a été sélectionnée pour la qualité de sa laine à la station de la recherche agronomique de Tadmit

(près de Djelfa). Cette race à très faible effectif est en voie de disparition. D'après l'ITELV (2002), elle se caractérise par une tête blanche avec un profil busqué chez le mâle, légèrement busqué chez la femelle, une encolure courte, un tronc long et large avec des lignes droites. L'animal est haut sur pattes, la toison est étendue, recouvrant le front et descendant jusqu'aux jarrets et parfois jusqu'aux genoux. La laine est superfine à fine.

Par ailleurs Chekkal et al. (2015), rapportent l'existence de dix races ovines en Algérie répartie dans tout le territoire nationale (Figure 01). En plus des races que nous avons déjà citées, on trouve trois autres races qui ne sont pas citées officiellement telles que:

**-La race *Ifillène*:** originaire du Mali et Niger, elle est exploitée essentiellement par la population Touarèg depuis longtemps et mène une vie nomade. Son berceau est le même que celui de la race Sidahou (Hoggar- Tassili).

**-La race *Srandi* :** qui existe en quelque spécimen dans les frontières Algéro- Marocaine.

**-La race *Tazegzawth* :** (Son effectif représente moins de 0,02% du cheptel National) se rencontre principalement dans les wilayas de Bejaia et de Tizi-Ouzou.

**La race *Srandi* :** qui existe en quelque spécimen dans les frontières Algéro- Marocaine.

**-La race *Tazegzawth* :** (Son effectif représente moins de 0,02% du cheptel National) se rencontre principalement dans les wilayas de Bejaia et de Tizi-Ouzou.

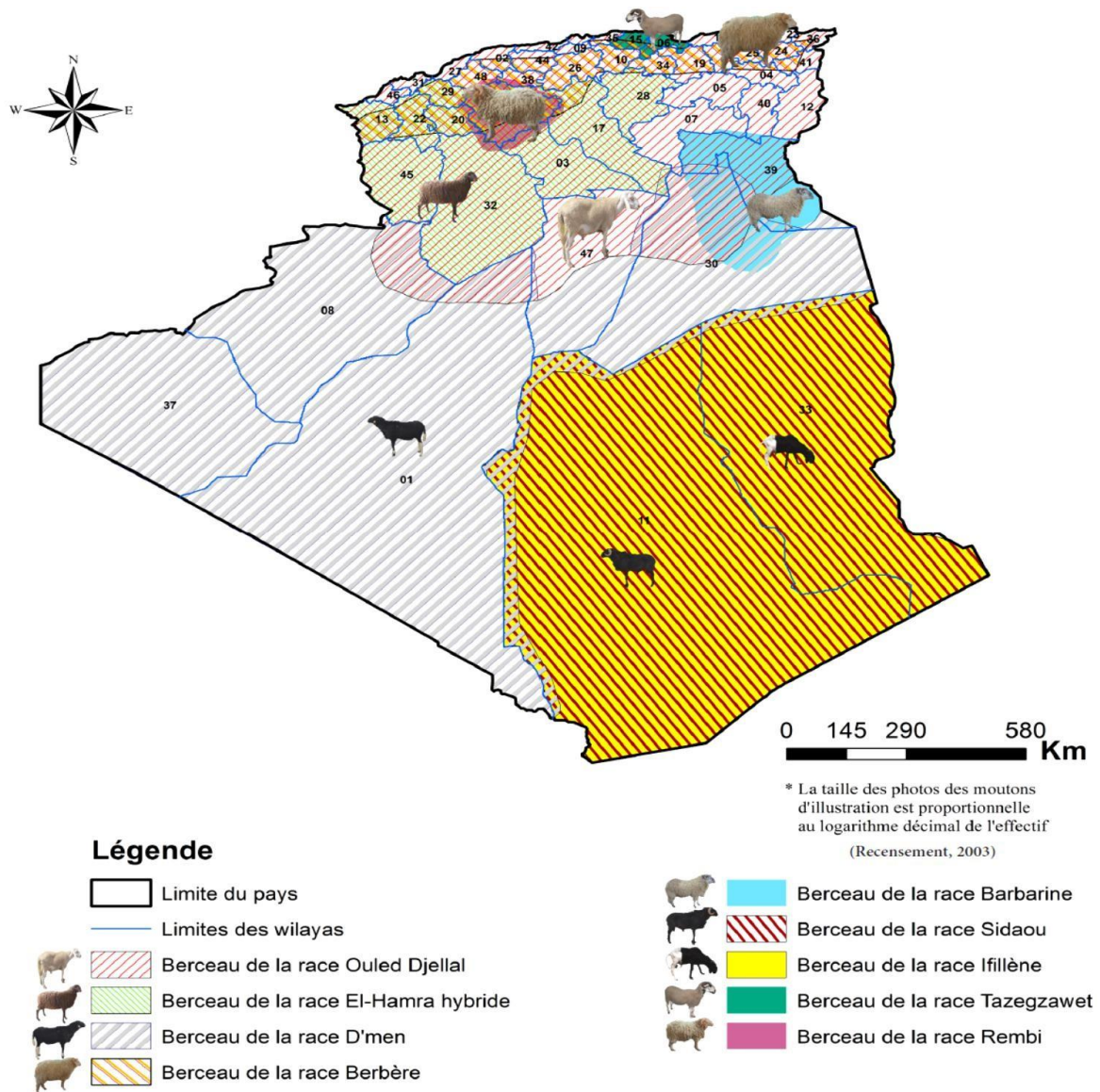


Figure 01: Aire de répartition des races ovines de l'Algérie (Chekkal et al., 2015).

## Chpitre 2

# Les facteurs influençant l'activité sexuelle

## **Les facteurs influençant l'activité sexuelle**

### **1. Puberté**

La puberté (du latin pubescere : se couvrir de poils) est une phase de développement morphologique, physiologique et comportemental, c'est une phase à partir de laquelle l'animal sera capable de se reproduire (Luquet et al., 1978). On considère généralement qu'un animal est pubère dès que les premiers signes de l'activité sexuelle sont visibles (Bonnes et al., 2005). Chez les ovins, l'achèvement de la spermatogénèse (Courot, 1962) et la présence de spermatozoïde au niveau des tubes séminifères (Herrera-Alarcon et al., 2007) ou au niveau de l'épididyme (Dyrmundson et Lees, 1972 ; Abdel Rahim et al., 1989) ont été considérés comme les premiers signes de la puberté chez le male. Chez la femelle elle correspond sur le plan physiologique à l'apparition des premières chaleurs, de point de vue stéroïdogène, à la sécrétion d'œstrogène. ce qui lise en route préalable du contrôle central hypothalamo-hypophysaire une stimulation de l'activité des ovaires (Hmidallah, 2007).

Le début de la puberté dépend de plusieurs facteurs tels que , la race, , la saison de la naissance, le poids, la photopériode, l'alimentation, la température ambiante .

### **2. Les facteurs influençant la puberté**

#### **2.1. L'alimentation**

L'alimentation peut agir comme un régulateur important de la reproduction. le niveau alimentaire dont bénéficient les jeunes animaux durant leur croissance joue un rôle important dans l'apparition plus au moins précoce de la puberté. Un jeune reproducteur, mâle ou femelle doit être alimenté convenablement car une sous alimentation, en perturbant la croissance, entraîne un retard de la puberté (Mamine, 2010). Ce fait est clairement illustré chez la brebis, qui peut montrer des variations du moment d'apparition de la puberté dues à des modifications du niveau de nutrition (Lanson et al, 1991). L'utilisation d'une bouffée de nutrition à court terme peut augmenter le développement du follicule et faire progresser l'ovulation. Cependant, un manque de nutrition adéquate peut avoir un impact négatif sur des mécanismes tels que l'effet de bélier, car les brebis ayant un score d'état corporel faible présentent une réponse hormonale moindre à l'effet de bélier

(Figueiredo, 1996) .Johnson et al (2011) ont montré qu'une sous alimentation stricte empêche l'ovulation chez l'agnele en altérant le mécanisme contrôlant la sécrétion de la GnRH (Gonadotropin releasing hormone) et la production à haute fréquence des pulses de LH (Luteotropic hormone) qu'ils induisent.

Selon Martin et Walkden-Brown (1995) Les changements d'alimentation chez l'agneau amènent à une profonde réponse au niveau de la taille testiculaire et de la production de spermatozoïdes, dus aux changements de la taille des tubes séminifères et de l'efficacité de la spermatogenèse, accompagnée elle-même d'un changement de la fonction endocrine du testicule.. Des recherches ont montré que l'amélioration de l'apport nutritionnel au cours des deux mois précédant la reproduction peut augmenter la taille des testicules et la production ultérieure de spermatozoïdes jusqu'à 100%. Puisque les effets d'une sous alimentation sont androgène-dépendants, il semble que l'alimentation agit par l'intermédiaire d'une inhibition de la libération des gonadotropines et par conséquent une diminution de l'activité androgénique (Baril et al., 1993; Brown, 1994). Une restriction alimentaire sévère et prolongée dans le temps peut entraîner la dépression ou même la cessation de l'activité spermatogénétique et la diminution de la qualité du sperme produit (Ferrel, 1991). Tout retard de croissance d'origine nutritionnel se traduit par un retard chronologique dans l'apparition de la puberté et le poids corporel apparait comme meilleur indicateur (Bonnes et al., 2005). Par conséquent, pour assurer l'efficacité de la reproduction, la nutrition de l'animal doit être gérée avec soin (Bonnes et al., 2005).

## **2.2. L'effet de bélier**

L'effet de bélier est une technique plus pratique à utiliser, et peut-être la plus établie et la plus comprise (Oldham et al., 1978; Martin et al., 1980; Martin et al., 1986). Cependant, chez les moutons très saisonniers, cette méthodologie ne fera que prolonger la saison de reproduction d'environ 1 mois de chaque côté de l'état naturel (Oldham et al., 1978). Pour que l'effet de ram produise ses effets, les brebis doivent être séparées des béliers pendant une période avant leur réintroduction. La durée de la ségrégation semble varier d'une race à l'autre, allant de 2 semaines à un mois (Notter, 2002). L'introduction d'un bélier sexuellement actif chez les brebis anoestriques soit un mois avant le début de la saison, soit un mois avant sa fin, induit une sécrétion rapide de FSH et de LH par une augmentation de la sécrétion de GnRH. Cette réponse détermine le

développement et la maturation folliculaires, puis induit l'ovulation. La première ovulation est normalement observée 50 à 65 heures après l'introduction du bélier, mais est accompagné d'un oestrous silencieux (aucune acceptation comportementale du bélier). Le comportement oestrous et la réussite de l'accouplement sont généralement observés entre 18 et 24 jours après l'introduction initiale du bélier, en fonction de la réaction de la brebis à l'effet de bélier. Les béliers doivent rester avec les brebis jusqu'à ce que tout le troupeau ovule et après la première ovulation si la cyclicité doit être maintenue.

L'effet de bélier et montré que des stimuli olfactifs et non olfactifs sont nécessaires. Les stimuli olfactifs concernent l'odorat (phéromones de bélier), avec de la laine et de la cire autour des yeux et des flancs de béliers capables de stimuler l'ovulation. Les stimuli non olfactifs, tels que le comportement du bélier, sont également importants. Les hommes castrés qui affichent des comportements sexuels (après un traitement à la testostérone) sont plus aptes à induire l'ovulation que ceux qui sont relativement inactifs. Cependant, les meilleurs résultats sont obtenus par contact direct entre les brebis et les béliers, où les deux stimuli sont utilisés. En outre, l'expérience de la brebis a un effet profond. Les brebis naïves ou jeunes montrent moins de réaction à l'effet de bélier que les brebis plus âgées, ce que l'on attribue à l'apprentissage olfactif en relation avec les réponses neuronales dans le cerveau.

### **2.3. La photopériode**

Photopériodisme représente la capacité des plantes et des animaux à mesurer la durée du jour (photopériode); ce processus sous-entend un certain calendrier biologique (Nelson et al 2010). Cette capacité biologique à mesurer la durée du jour permet aux organismes de déterminer le moment opportun de l'année pour s'engager dans des adaptations saisonnières appropriées. Au cours du cycle annuel, les animaux sont souvent exposés à une gamme de photopériodes progressivement croissantes et décroissantes (Goldman 2001; Maisse et Breton, 1996); ces variations annuelles saisonnières de la photopériode sont à l'origine de nombreux changements biologiques et comportementaux chez les animaux (Prendergast et Pyter 2009; Noirault et al.,2006 ). Dans ce contexte, il est admis que le photopériodisme est le principal facteur contrôlant la variation saisonnière de l'activité sexuelle des ovins (Mauléon et Rougeot 1962; Rosa et Bryant 2003). En bâtiment fermé, les jours courts stimulent l'activité ovulatoire et la production spermatique, tandis que les jours longs inhibent ces activités.En effet, selon Ortavant et al (1988) la sélection naturelle a fourni

aux mammifères, en particulier aux brebis des systèmes de signalisation qui couplent certaines sortes de variations environnementales avec des réponses neuroendocriniennes appropriées, afin que l'activité sexuelle se produise à la saison la plus favorable selon la durée de la gestation. Selon Artoisenet et al. (2008), en Belgique, l'activité sexuelle chez la brebis démarre naturellement lorsque la longueur des jours diminue et s'arrête lorsque les jours se rallongent au printemps. Menassol et al. (2012), Skipor et al. (2012) ont trouvés des concentrations d'hormones gonadotropes (FSH et LH) significativement plus élevées durant la saison des jours courts.

L'utilisation de l'alternance entre jours longs (réels, ou simulés par l'éclairage de la phase photosensible) et jours courts (réels, ou naturels, ou simulés par un implant de mélatonine) permet de contrôler l'activité sexuelle saisonnière en induisant des activités oestrienne et ovulatoire cycliques au printemps ou en maintenant l'activité testiculaire élevée pendant le printemps ou en permanence pendant plusieurs années (chemineau et al., 2009).

Chez les mâles, le poids testiculaire, qui est étroitement corrélé à l'activité spermatogénétique du testicule, subit aussi des variations saisonnières, avec des valeurs basses de janvier à avril et hautes de septembre à décembre (Delgadillo et al., 2001). La photopériode intervient dans la stimulation du développement rapide du testicule, synchrone à la période des jours décroissants chez les races saisonnières (Land, 1978). Les agneaux nés au printemps (saison naturelle de naissance dans les zones tempérées) sont exposés à des journées croissantes au printemps et en été puis à des journées d'éclairage décroissant en automne (photopériode naturelle), la puberté survient naturellement durant cette saison d'automne (durée décroissante du jour) (Adam et Robinson, 1994).

#### **2.4. La mélatonine**

La mélatonine est une substance naturellement présente dans l'organisme de tous les mammifères et presque tous les vertébrés (Casao et al., 2010). Elle est synthétisée, principalement dans la glande pinéale, à partir du Tryptophane et de la sérotonine, sous l'effet d'enzymes dont l'activité est commandée par la perception jour/nuit (Arnao and Hernandez-Ruiz, 2013). Synthétisée et sécrétée uniquement pendant la période nocturne, elle présente des concentrations dans le sang périphérique multipliées au moins par 20, à l'occasion du passage lumière/obscurité. Cette sécrétion élevée se maintient pendant toute

la période obscure. Elle s'arrête lorsque la lumière stimule à nouveau la rétine, qui transmet une information nerveuse aux noyaux suprachiasmatiques puis à la glande pinéale (Deveson et al., 1992). C'est grâce à la durée de cette sécrétion que les mammifères, sont capables de mesurer la durée de la nuit, et donc celle du jour (Casao et al., 2013). Chez les petits ruminants qui présentent des variations saisonnières marquées d'activité sexuelle, la mélatonine, par l'intermédiaire de sa durée de sécrétion, contrôle ces variations d'activité sexuelle au cours des saisons (Casao et al., 2013). Lorsque la durée de sécrétion de mélatonine est longue, les animaux interprètent cette durée comme un jour court et déclenchent leur activité sexuelle, et ceci même si leurs yeux perçoivent des jours longs (Acuña-Castroviejo et al., 2014). De même, autant que la mélatonine influence la sécrétion de la prolactine, la concentration de cette dernière hormone chez le foetus indique qu'il répond favorablement à la mélatonine d'origine maternelle (Bassett et al., 1989; Serron-Ferré et al., 1989). Ce qui suppose selon Ebling et Foster (1989) que le foetus ovin détecte les signaux de la mélatonine maternelle au dépend des changements de la photopériode in utéro et acquière par conséquent un passé photopériodique avant même la naissance. En effet, l'exposition préalable in utéro au jour long (20 h de lumière et 4 h d'obscurité) pendant les deux derniers mois de gestation, retarde le développement sexuel des chevreaux nés en automne par rapport à ceux soumis à la photopériode naturelle (Deveson et al., 1992). En revanche, l'exposition in utéro d'agneaux nés au printemps à une photopériode inversée de la photopériode naturelle qui continue même après leur naissance, n'affecte pas l'avènement de la puberté (Herbosa et al., 1995 ; Obounou, 1990 ). Par contre, les agneaux Suffolk mâles nés au printemps exposés à la photopériode inversée de la photopériode naturelle après la naissance, présentent un retard de la puberté de 3 semaines.

## **2.5. La race**

Le début de la puberté dépend de la race, de la génétique. Certaines races atteignent la puberté plus tôt que d'autres races (Balthazart et Fabre-Nys, 2001). L'effet génétique est donc important dans les différentes composantes de l'activité sexuelle et gamétogenèse des béliers . D'ailleurs, les agneaux issus de races prolifiques telles que la D'man, la Finnoise ou la Romanov, atteignent la puberté à des âges plus précoces que d'autres races moins prolifiques (Ile de France, Dorset). Ainsi, ils ont tendance à avoir des croissances corporelle et testiculaire plus rapides (Benseghir, 1978; Bradford et al., 1991; Baril et al.,

1993; Hassan et al., 1993 ; Derqaoui et al., 2009). Chanvallon (2011) a constaté que la saison sexuelle varie selon les races ovines; les races nordiques ou d'altitude (type Black-face) ont une saison sexuelle courte, celles des plaines ou méridionales et rustiques (type Dorset horn) ont une saison sexuelle longue. Toutes les races de moutons présentent une période d'inactivité sexuelle. Cette période varie en longueur et en intensité en fonction des races. Certaines sont donc naturellement plus "dessaisonnées" que d'autres (anoestrus saisonnier moins profond ou intense). Une certaine proportion des brebis de ces races parvenant même à maintenir leur cycle sexuel durant presque toute l'année. Les variations de l'intensité de l'anoestrus entre les races pourraient être la résultante d'une différence de sensibilité à la rétroaction négative de l'œstradiol pendant la période anoestrus; de plus, les races ne répondaient pas de la même façon aux variations de photopériode. Ce phénomène se retrouve en Algérie où il semble que nos races locales (rustiques) ont des saisons sexuelles longues telle que chez Ouled Djellal, Rembi et Hamra (Niar, 2001), ainsi que toute l'année chez la D'man (Boukhliq, 2002). Ils peuvent s'expliquer par une sélection qui ne conserve dans un milieu donné que les animaux dont le génotype provoque l'œstrus à un moment tel que les agneaux naissent en période favorable. Dans les régions nordiques, la saison favorable à l'agnelage est le printemps. Par contre les régions méridionales ou de plaines à climat tempéré, la saison favorable à l'agnelage est plus étendue et par conséquent, la saison de reproduction est plus longue, voir même continue. (Chanvallon et al, 2011).

## **2.6. La température**

Une brève augmentation de la température testiculaire provoque une baisse du rendement de la spermatogenèse par altération de la mitose spermatogoniale (40,5°C pendant 30 mn ou 37°C pendant une semaine (Maurya et al, 2010). Le même auteur ajoute que le rendement optimal de la spermatogenèse se situe quand la température testiculaire se trouve à 3 à 5 °C au dessus de la température corporelle. Une température élevée agit non seulement sur les spermatozoïdes en voie de formation mais également sur les spermatozoïdes en voie de maturation dans l'épididyme. (Hansen et al, 2009). Le même auteur rapporte que l'effet de la température se traduit par l'existence dans le sperme des spermatozoïdes anormaux peu mobiles avec une fertilité nettement diminuée. Bien que plusieurs auteurs aient démontré que des niveaux de température et d'humidité élevés ne semblaient pas avoir d'effets directs sur le début de la saison sexuelle (Yeates, 1953), des

études ont montré que l'exposition à des températures extrêmes au début ou durant la saison oestrale pouvaient affecter négativement la période d'activité sexuelle. En effet, suite à une exposition à un stress thermique dans les jours précédents l'ovulation ou quelques jours après l'accouplement, Dutt (1963) avaient noté que plusieurs femelles présentaient des cycles de longueurs inhabituelles (41 à 66 jours) ou n'étaient tout simplement pas revenues en chaleur durant l'expérimentation. Par la suite, Sawyer et al. (1983) ont découvert que la durée de l'oestrus pouvait être réduite de manière significative (30 à 50 %) lorsque les femelles étaient exposées à un stress thermique deux à trois jours avant l'oestrus. Ce phénomène mérite une attention particulière dans notre région particulièrement en zone steppique.

## **2.7. La saison de la naissance**

Chez les races saisonnées, l'influence de la date de naissance est très importante. En effet, une agnelle née durant la période de l'anœstrus saisonnier peut avoir son premier œstrus la saison sexuelle suivante. Par contre, si elle naît après cette période, son premier œstrus n'apparaîtra qu'à la deuxième saison sexuelle (15 mois). Par contre, chez les races dessaisonnées ou à longue saison sexuelle, l'effet de la période de naissance n'est pas très important. (Ghozlane et al, 2005). La saison de la naissance influence d'une manière significative la croissance corporelle et testiculaire des agneaux (Brown, 1994). De même, elle influence l'âge à la puberté (Amann et Schanbacher, 1983). Chez les petits ruminants, les jeunes qui naissent pendant la saison de naissance normale (printemps) en zones tempérées, tendent à gagner la puberté l'automne qui suit (Land, 1978; Deveson et al., 1992). D'ailleurs, durant la même saison, les agneaux qui naissent tôt tendent à être pubères plus précocement que ceux qui naissent en fin de saison sexuelle (Land, 1978). Skinner et Rowson (1968) ont lié le retard de la puberté chez les agneaux Welsh Mountain X Suffolk nés tard en été par rapport à ceux nés au printemps (21 jours de retard) à un retard de croissance lié lui-même à une restriction énergétique. L'âge à la puberté dépend donc à la fois de la croissance et de la saison sexuelle ; si le poids critique est atteint pendant la saison, la puberté intervient immédiatement, mais s'il est atteint pendant la période de repos sexuel, la puberté ne peut se manifester qu'au cours de la saison suivante (Bonnes et al., 2005). En revanche, la saison de naissance n'affecte pas significativement

l'avènement de la puberté selon Wood et al. (1991) et Herbosa et al. (1995). Selon Delgadillo et al. (2007), la saison de la naissance modifie l'avènement de la puberté d'une manière plus prononcée chez la femelle que chez le mâle. En plus, l'influence de la saison de naissance sur l'âge à la puberté est plus faible dans les zones subtropicales (Hassan et al., 1993).

### **2.8. Le poids**

La puberté apparaît une fois qu'un poids critique est atteint 50 à 60% (Loudon, 1987; Foster et al., 1988; Foster et Nagatani, 1999) au dessous duquel, les jeunes présenteront un retard de la puberté de quelques mois ou même de quelques années (Foster et Nagatani, 1999). L'installation de la puberté apparaît plus associée à la croissance corporelle qu'à l'âge chronologique chez les ovins (Dyrmundsson et Lees, 1972; Foster et Nagatani, 1999). De même, la vitesse de croissance peut influencer l'avènement de la puberté (Bonnes et al., 2005).. Benseghir (1978) a rapporté un minimum de 20 kg du poids corporel pour atteindre la puberté chez les agneaux de race D'man. D'ailleurs, les agneaux nés ou élevés seuls atteignent la puberté à un âge plus jeune et à un poids plus élevé que ceux nés ou élevés doubles (Dyrmundsson, 1973). Selon Hamra et Bryant, (1982), il existe une corrélation étroite entre le développement pondéral de l'agnelle et l'âge de mise en reproduction. En effet, ils ont évalué le poids de mise à la reproduction des brebis et ils ont démontré que la régularité du développement corporel de l'agnelle jusqu'à la puberté est essentiel pour une précocité sexuelle adéquate Caraty et al, (2007) et Demers et al, (2011).

# Etude expérimentale

# Chpitre 3

## Matériel et méthodes

## Matériel et méthodes

### 1. Région d'étude

Cette recherche a été effectuée au cours de l'année 2011-2012 dans la ferme pilote Ghoul Moussa, située à 12 km à l'Ouest de Sigus et 35 km à l'Est de la wilaya d'Oum El-Bouaghi, à l'étage climatique semi-aride, à une altitude de 678 m. Ses coordonnées géographiques sont comprises entre : 35°52'31" latitude Nord et 7°06'48" longitude Est. Cette région est caractérisée par des hivers froids avec une moyenne des minima -1.4 °C (Tab.1), au mois le plus froid (Janvier) et les étés sont chauds et secs avec une moyenne des maxima 36.6°C ( Tabl .1), pour le mois le plus chaud (Août).

**Tableau 1:** Répartitions mensuelles des moyennes des températures et des durée d'éclairement solaire dans la wilaya d'Oum Elbouaghi durant l'année 2011-2012 (Station météorologique d'Oum Elbouaghi).

Mois	T Max (°C)	T Min (°C)	T Moyenne (°C)	Durée de jour (H)
<b>Octobre</b>	25,2	9,3	15,2	10,70
<b>Novembre</b>	16,6	6,6	11,6	9.8
<b>Décembre</b>	12,4	1.8	7,1	9
<b>Janvier</b>	10,6	0.2	10,6	9.48
<b>Février</b>	8,1	-1.4	3,4	10.37
<b>Mars</b>	16,1	3.5	9,8	11.51
<b>Avril</b>	19,7	6.7	13	12.66
<b>Mai</b>	25,7	9.6	17,7	13.67
<b>Juin</b>	34,5	16.5	25,5	14
<b>Juillet</b>	36,3	18.8	27,5	13.96
<b>Aout</b>	36,6	18.5	27,6	12.93
<b>Septembre</b>	29,3	14.8	22,1	11.83
<b>Octobre</b>	<b>25</b>	<b>12.1</b>	<b>18.6</b>	<b>10.70</b>

T(Max) : Température maximale ; T(Min): Température minimale ; C°: Degré celcius ;  
H : Heure

## **2. Les animaux**

Dix (10) agneaux et Dix (10) agnelles de race *Ouled Djellel* nés en automne 2011, ont été choisis pour l'étude du développement postnatal de l'appareil génital mâle et femelle de la naissance jusqu'à 48 semaines. Les agneaux et les agnelles ont été élevés au sein du troupeau. Le cheptel de la ferme est conduit dans le cadre d'un système semi extensif, basé sur la complémentarité céréaliculture/élevage ovin. Toutefois l'alimentation est différente d'une saison à une autre. Après la période de sevrage, qui dure quatre mois (Octobre-Janvier). En période hivernale, avec la diminution des ressources alimentaires à l'extérieur, les troupeaux sont mis en bergerie recevant ainsi des fourrages grossiers (foin et paille) et des aliments concentrés (orge concassé, son et déchet de féverole, de pois-chiche et de lentilles) et si le temps est beau les animaux sortent à l'extérieur pour de courtes promenades. En période printanière, les animaux exploitent la jachère non travaillée qui consiste à laisser le sol au repos. La végétation spontanée qui y pousse est utilisée pour le pâturage. Et, si l'année est bonne la jachère est fauchée pour produire du foin. En période estivale lors de la récolte des céréales, une partie de la tige des céréales et les résidus des moissons sont consommés par les troupeaux. L'exploitation des chaumes peut s'étaler sur deux mois. Ainsi un programme annuel de vaccination (contre la clavelée, l'entérotoxémie, le piétin, et la septicémie des jeunes) et de déparasitage (interne contre les Strongyloses pulmonaire et gastro-intestinale, et externe contre la Gale et autres parasites externes) a été appliqué à l'ensemble des animaux, en plus des tests de dépistage de la brucellose. Les agneaux sont toujours soumis à la photopériode naturelle.

## **3. Matériel et méthodes de mensuration**

Les agneaux et afin d'apprécier l'évolution de leur croissance dans le temps, nous avons procédé à des prises de mensurations à la fin de chaque deux semaines pendant toute la période d'étude (Octobre2011-Septembre2012).

### **3.1. Le poids corporel**

Le poids vif a été mesuré chaque 15 jours (2 semaines) de la naissance jusqu'à 48 semaines et à l'aide d'un pèse bétail conçu pour les petits ruminants la balance (balance à ressort) utilisée à la naissance ayant une capacité maximale 50 kg ± 200g (photo 1); la balance munie d'un crochet et fixée à une poutre du toit de la bergerie. On place l'animal dans une nacelle que l'on suspend, à l'aide de chaînes au crochet de la balance. Il suffit ensuite de lire le poids indiqué par l'afficheur de la balance. Et la balance utilisée après

possède une capacité maximale de 200 kg  $\pm$  500g (Marechalle-pesage n° série: 59384, France) (photo 2).

### **3.2. La circonférence scrotale (CS)**

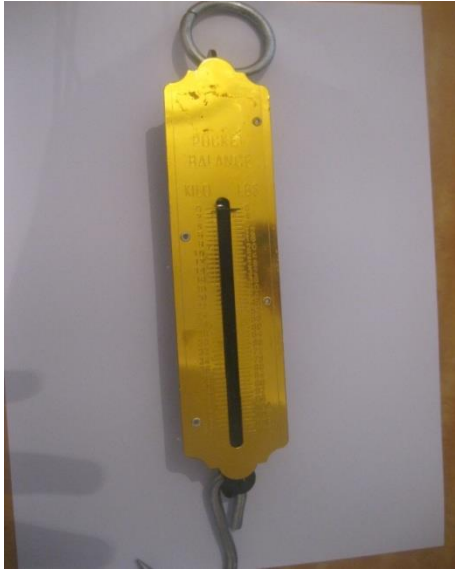
Pour la mesure de la circonférence scrotale (photo3) qui se fait à l'aide du ruban métrique, on effectue une opération qui consiste à descendre les testicules dans la poche du scrotum tout en veillant à éliminer le vide entre les deux testicules, puis on mesure le pourtour scrotal dans sa partie la plus large (Gizaw et Thwaites., 199 ; Duguma *et al.*, 2002).

### **3.3. Le périmètre thoracique**

Le périmètre thoracique (photo 4) à été estimé à l'aide d'un ruban métrique à usage zootechnique.

### **3.4. Le poids testiculaire**

Le poids testiculaire à été estimé à l'aide d'une balance qui possède une capacité maximale de 50 kg  $\pm$  500g.



**Photo1:** Balance utilisée pour la pesée des agneaux de race *Ouled Djellal*  $\leq 50\text{Kg}$



**Photo 2 :** Pesée des agneaux de race *Ouled Djellal*  $\geq 50\text{Kg}$



**Photo 3:** Utilisation d'un ruban métrique pour mesurer la circonférence scrotale chez les agneaux *Ouled Djellal*



**Photo 4:** Utilisation du ruban métrique pour mesurer le périmètre thoracique chez *Ouled Djellal*

#### **4. Matériel et méthodes de l'étude histologique**

L'étude histologique a été réalisée au laboratoire de recherche Ressources Naturelles et Aménagements du Milieu Sensible, situé au Bloc E à l'université Larbi Ben M'Hidi, Oum EL Bouaghi.

#### **4.1. Matériel et appareils utilisés**

- Microtome (Leica RM 2125).
- Balance analytique (KERN .ABS 80-4).
- Balance (VOSCH, PIH .P115).
- Microscope optique avec appareil photo intégré (microscope Motic Image 2000).
- Etuve.
- Une platine chauffante.
- Boite de dissection.
- boites de Pétri.
- Flacons.
- Etiquettes.
- Histokissette.
- Borels.
- Des petits récipients à large ouverture.
- Barres de Leukart.
- Entonnoir.
- Becher.
- Papier (absorbant noir).
- Aiguilles.
- Bac à coloration.
- Lame, lamelles.

#### **4.2. Les produits chimiques**

- Acide picrique  $C_6H_3N_3O_7$  (Merk.ART, 623).
- Formol 37 %  $CH_2O$  (Sigma, K0197).
- Ethanol 100 %  $C_2H_5OH$  (Merk.ART, 983).
- Eau distillé  $H_2O$ .
- Toluène  $C_7H_8$  (Biochem chemopharma, C.A.S :108-88-3).
- Acide acétique glaciale

### 4.3. Solution utilisés

- **Solution de boin aqueux**

-Préparation

- 75ml acide picrique saturé (1,5g acide picrique/100ml H<sub>2</sub>O).
- 20 ml formol 37%.
- 5ml acide acétique glaciale.

- **Liquide étalement**

Le liquide d'étalement est l'albumine glycéinée.

- **Préparation de l'hématoxyline**

-(Solution 01) : Dissoudre 1g d'hématoxyline en 12ml d'alcool 100°.

-(Solution 02) : Dissoudre 20g de K AL (SO<sub>4</sub>)<sub>12</sub>H<sub>2</sub>O en 200ml d'eau distillée bouillie, Après, il est refroidis, filtrée après 24 h avec un entonnoir en verre spéciale. On mélange (01+02), et on le laisse 08jours dans un récipient ouvert, puis on le filtre.

- **Préparation de l'éosine**

On pèse 1g d'éosine et on la dissoudre en 100ml d' H<sub>2</sub>o distillé.

### 4.4. Les étapes de l'étude histologique

#### 4.4.1. Le prélèvement et la fixation des échantillons

La fixation est l'étape la plus importante dans un travail histologique, son rôle essentiel est de protéger les pièces contre l'autolyse et l'attaque bactérienne pour les conserver dans un état le plus proche de l'état vivant.

Pour chaque animale (agneau ou agnelle), et après la dissection, on a prélevé un fragment (1cm<sup>2</sup>) de chaque organe (utérus, ovaire, testicule et épидидyme), puis on l'a mis dans une boîte contenant de liquide de Bouin alcoolique. Pour obtenir une bonne fixation, la fixation doit être réalisée le plus tôt possible et plus rapidement, et la quantité du fixateur utilisée doit être proportionnée à la taille et l'épaisseur de la pièce. Ainsi la durée de la fixation est de dix jours au minimum.

#### **4.4.2. Lavage**

Le but de lavage est d'arrêter la fixation et l'enlèvement des effets résiduels sur le tissu et résultant du processus de fixation. Le lavage avec l'eau du robinet se fait dans des bouteilles avec une large profondeur ou dans des histokisette.

#### **4.4. 3. La déshydratation**

Cette étape a pour but d'extraire l'eau contenue dans les tissus. Pour aboutir ce but, les pièces doivent successivement traitées par une série de réactifs qui ont pour rôle de remplacer l'eau par de l'alcool (déshydratation) puis de remplacer l'alcool par de toluène) avant d'imprégner les échantillons dans la paraffine liquide. Parce que cette dernière n'est pas miscible à l'eau et non plus soluble dans l'alcool. Le toluène est donc un liquide intermédiaire miscible à l'alcool et à la paraffine et qui possède la propriété d'éclaircir les tissus. Le protocole effectué dans la déshydratation des échantillons est le suivant:

- Alcool à 70° pendant une heure et 30 minutes.
- Alcool à 80° pendant une heure et 30 minutes.
- Alcool à 90° pendant une heure et 30 minutes.
- Alcool à 100° pendant une heure.
- Alcool à 100° pendant une heure.
- Alcool à 100° pendant une heure.
- Toluène dilué pendant une heure et 30 minutes.
- Toluène dilué pendant une heure et 30 minutes.
- Paraffine diluée pendant deux heures.
- Paraffine diluée pendant deux heures.

#### **4.4. 4. L'inclusion à la paraffine**

Le but de cette étape est de traiter les échantillons par la paraffine liquide de manière à la faire pénétrer dans les tissus. Pour obtenir des blocs de paraffine contenant les pièces étudiées. La pièce est incluse dans la paraffine fondue, dans une étuve. La pièce subir 3 bains de paraffine de 8heures chacun.

#### **4.4.5. Réalisation des blocs**

Pour réaliser les moules d'inclusions on a utilisé les barres de Leukart. La paraffine est versée dans le moule. La pièce est placée dans le moule, elle est orientée, on finit alors de remplir le moule en formant un ménisque convexe. Le bloc ayant refroidi pendant 15 à 20 minutes. Le bloc de paraffine se détache du moule. Il peut se conserver pendant des

années, sans dommage. Le bloc de paraffine portant une étiquette d'identification peut être conservé au frais quasi indéfiniment.

#### **4.4.6. Réalisation des coupes**

Cette étape a pour but d'obtenir des coupes histologiques extrêmement fines qui permettent le passage de la lumière du microscope optique, afin d'observer leurs différents composants tissulaires et cellulaires. Un outil constitué d'un porte couteau et d'un porte objet utilisé pour réaliser ce travail appelé le microtome; Cette catégorie d'outils se caractérise par un mécanisme d'avancement, à l'aide d'une manivelle pour faire un mouvement rotatoire de l'objet à couper vers le couteau, qui lui reste fixe. C'est-à-dire le tissu biologique est coupé par déplacement de l'échantillon vers le couteau.

Pour obtenir des coupes visibles au microscope optique:

- Monter le bloc de paraffine déjà taillé dans le porte-objet du microtome.
- Régler le couteau de manière à dresser une face de coupe nette (Coupes épaisses).
- Régler l'épaisseur de coupe définitive (10-5  $\mu\text{m}$ ).
- Procéder à la confection du ruban de coupes.
- Verser sur la lame séchée et gravée un peu de solution d'albumine glycinée, ce qui permet un bon étalement des coupes, ensuite placer à l'aide d'une aiguille et d'une pince le ruban de coupes sur cette lame.
- Porter l'ensemble sur une plaque chauffante pendant quelques secondes afin de fixer et coller le ruban de coupes.
- Égoutter puis ranger les lames dans les paniers porte-lames et les déposer dans l'étuve à 72°C pendant dix minutes.

#### **4.4.7. Coloration des échantillons**

La coloration est une étape essentielle et très importante dans un travail de recherche histologique, elle permet d'obtenir des préparations claires et faciles à interpréter lors de l'observation microscopique.

Afin de distinguer les différents tissus, on peut avoir recours à différents colorants qui permettent d'accentuer les contrastes pour mieux reconnaître les différents éléments de la préparation, parmi les techniques de coloration, l'hématoxyline-éosine qui permet une coloration bleue du noyau et rose du cytoplasme.

Le principe de cette coloration repose sur des facteurs chimiques interviennent le plus souvent. L'hématéine ( $\text{NH}^+$ ) va se fixer sur les acides phosphoriques des noyaux et

l'éosine(CO-) se fixe sur les groupements positifs des protéines cytoplasmiques. Mais comme la paraffine est hydrophobe, alors que les colorants sont hydrophiles, la coloration des coupes comporte une étape de déparaffinage et de réhydratation. Cette étape est assurée par une succession de bains:

- Deux bains de xylène pendant 3 à 5 minutes pour chacun.
- Un bain d'éthanol 100° pendant 2 minutes.
- Un bain d'éthanol 90° pendant 2 minutes.
- Un bain d'éthanol 80° pendant 2 minutes.
- Un bain d'éthanol 70° pendant 2 minutes.
- Un bain d'éthanol 60° pendant 2 minutes.
- Un bain contenant de l'eau distillée (5min).
  
- Ensuite, les coupes sont colorées. Elles sont d'abord plongées dans l'hématoxyline pendant 3-4 minutes, puis rincées en agitant modérément dans un bain de l'eau de conduite pendant 20 à 30 minutes.
- Les coupes sont ensuite émergées dans l'éosine pendant une à deux minutes, puis rincées par l'eau sous le robinet (attention à ne pas décoller les coupes par un courant d'eau trop violent).
- Il faut alors procéder à la déshydratation, opération inverse de celle menée au début, avant de pouvoir faire le montage.
- La déshydratation est réalisée en plongeant successivement les lames dans des bains d'alcool à concentrations progressives entre 60-70-80-90-100° pendant deux minutes pour chacun d'eux. Puis placés les secteurs dans xylène deux fois pendant deux minutes afin de clarifier la lame et la rendre transparente.

#### **4.4.7. Montage et lecture des lames**

Les lames sont montées pour préserver les colorations. On colle des lamelles de verre par-dessus grâce au baume de canada afin de préserver les préparations. Les lamelles sont bien placées pour éviter les bulles d'air. La préparation microscopique est alors prête pour l'observation. La lecture des lames se fait aux faibles grossissements pour avoir une bonne vue d'ensemble des tissus puis aux forts grossissements pour voir les détails.

## **5. Dosage de la testostérone**

Les échantillons de plasma ont été dosés au Laboratoire d'analyses médicales à Ain Fakroun (wilaya d'Oum El-Bouaghi) par ELISA( Enzyme-Linked Immunosorbent Assay).

### **5.1. Prélèvement de sang**

Les prélèvements sanguins (10ml) ont été réalisés par ponction de la veine jugulaire de 7 h 00 à 10 h 00 du matin à 15 min d'intervalle en évitant de stresser les animaux (avant la prise alimentaire) chaque 2 semaines. Les échantillons sanguins ont été collectés dans des tubes stériles héparines, puis centrifugés à 3 000 tours/min pendant 30 min. Le plasma correspondants ont été stocké à  $-20^{\circ}\text{C}$  jusqu'à la réalisation du dosage par ELISA de la Testostérone.

### **5.2. Dosage de la testostérone plasmatique par ELISA**

La testostérone est une hormone sexuelle mâle produite essentiellement à 95 % par les cellules de Leydig des testicules, mais une faible quantité (5 %) est sécrétée également par la corticosurrénale. La mesure du taux de testostérone est un paramètre essentiel dans l'évaluation de la croissance et la fonction testiculaire.

#### **5.2.1. Principe du test**

ELISA est l'acronyme d'un examen de laboratoire appelé en anglais, Enzyme-Linked Immunosorbent Assay. L'ELISA est une technique biochimique, principalement utilisée en immunologie afin de détecter la présence d'un anticorps ou d'un antigène dans un échantillon. La procédure est basée sur le principe de compétition entre deux antigènes (antigène marqué par une enzyme et antigène non marqué présent dans l'échantillon) vis-à-vis d'anticorps spécifiques recouvrant les puits des microplaques. Le taux d'antigènes marqués lié aux anticorps est inversement proportionnel à la concentration de l'hormone à doser. L'antigène non marqué présent dans l'échantillon déplace une partie des antigènes marqués durant la phase de fixation à l'anticorps. Dans toutes ces réactions, il se crée un équilibre dynamique. Après un lavage qui élimine les anticorps non fixés, les complexes anticorps-antigènes ainsi marqués sont révélés par addition du substrat (TMB).

L'absorbance mesurée à 450 nm est inversement proportionnelle à la concentration de testostérone de l'échantillon. Les dosages des échantillons sont réalisés en comparant

l'absorbance obtenue pour les échantillons à une courbe d'étalonnage préparée à partir de standards de concentration connue.

### **5.2.2. Composition du kit de la testostérone**

Le kit de testostérone contient les composants suivants:

- Une plaque de microtitration (microplaque): barrettes sécables dont les puits sont tapissés d'anticorps polyclonaux anti testostérone de l'agneau.
- Antisérums testostérone contenant un anticorps anti testostérone.
- Standards à des concentrations connues pour réaliser la gamme d'étalonnage (0 –0.1 –0.5 – 2.0 – 6.0 et 18.0 ng/ml).
- Contrôle: contient de la testostérone libre.
- Solution tampon.
- Conjugué enzymatique: contient de la testostérone conjuguée à la peroxydase enzymatique.
- Solution de substrat contenant le tétraméthyl benzidine (TMB).
- Solution d'arrêt ( $H_2SO_4$ ) pour stopper la réaction.

### **5.2.3. Equipement et matériel**

- Micropipettes (10, 20, 50, 100 et 1000  $\mu$ l).
- Etuve et embouts.
- Laveur de plaque TECAN Washer Columbus Pro.
- Lecteur de micro plaque ERMA muni d'un logiciel de traitement des données .
- Papier absorbant.

### **5.2.4. Protocole opératoire**

- Pipeter respectivement 10  $\mu$ l de la solution standard; contrôle et échantillon dans les puits de la microplaque.
- Pipeter 100  $\mu$ l du conjugué enzymatique fraîchement préparé dans chaque puits.
- Pipeter 50  $\mu$ l d'antisérums de la testostérone dans chaque puits.
- Incuber 90 minutes à 37°C à l'étuve.
- Eliminer le contenu des puits de la microplaque en procédant au lavage 5 temps, 2 cycles avec 250  $\mu$ l de la solution tampon de lavage diluée. Le lavage se fait à l'aide d'un laveur de plaque TECAN Washer Columbus Pro.
- Pipeter 100  $\mu$ l de solution substrat TMB dans chaque puits.
- Incuber 20 minutes à la température ambiante (20 – 25°C).

- Arrêter la réaction enzymatique en ajoutant 100 µl de solution d'arrêt de TMB dans chaque puits.
- Agiter légèrement, la couleur change passe du bleu au jaune.
- Lire la densité optique sur l'appareil ELISA TECAN Magellan à 450 nm dans les 10 minutes suivant l'addition de la solution d'arrêt.

#### **5.2.5. Calcul des résultats**

La mesure des résultats se fait à l'aide d'un lecteur ELISA TECAN Magellan muni d'un logiciel informatique qui calcul automatiquement la gamme étalon et donne directement la valeur de la testostérone à l'unité désirée.

### **6. Analyses statistiques**

Toutes les données sont présentées sous forme de moyenne  $\pm$  écart type. Les résultats ont été analysés par ANOVA (Statistica Version 5.1, StatSoft France, 1997). Sur les matrices de corrélations en utilisant le coefficient de corrélation de Pearson. Des comparaisons multiples ont été effectuées à l'aide du test de Duncan pour les comparaisons multiples post-ANOVA ( $P < 0,05$ ). Les courbes ont été ajustées par des modèles linéaires et non linéaires afin de déterminer le model approprié qui caractérise au mieux la croissance des agneaux.

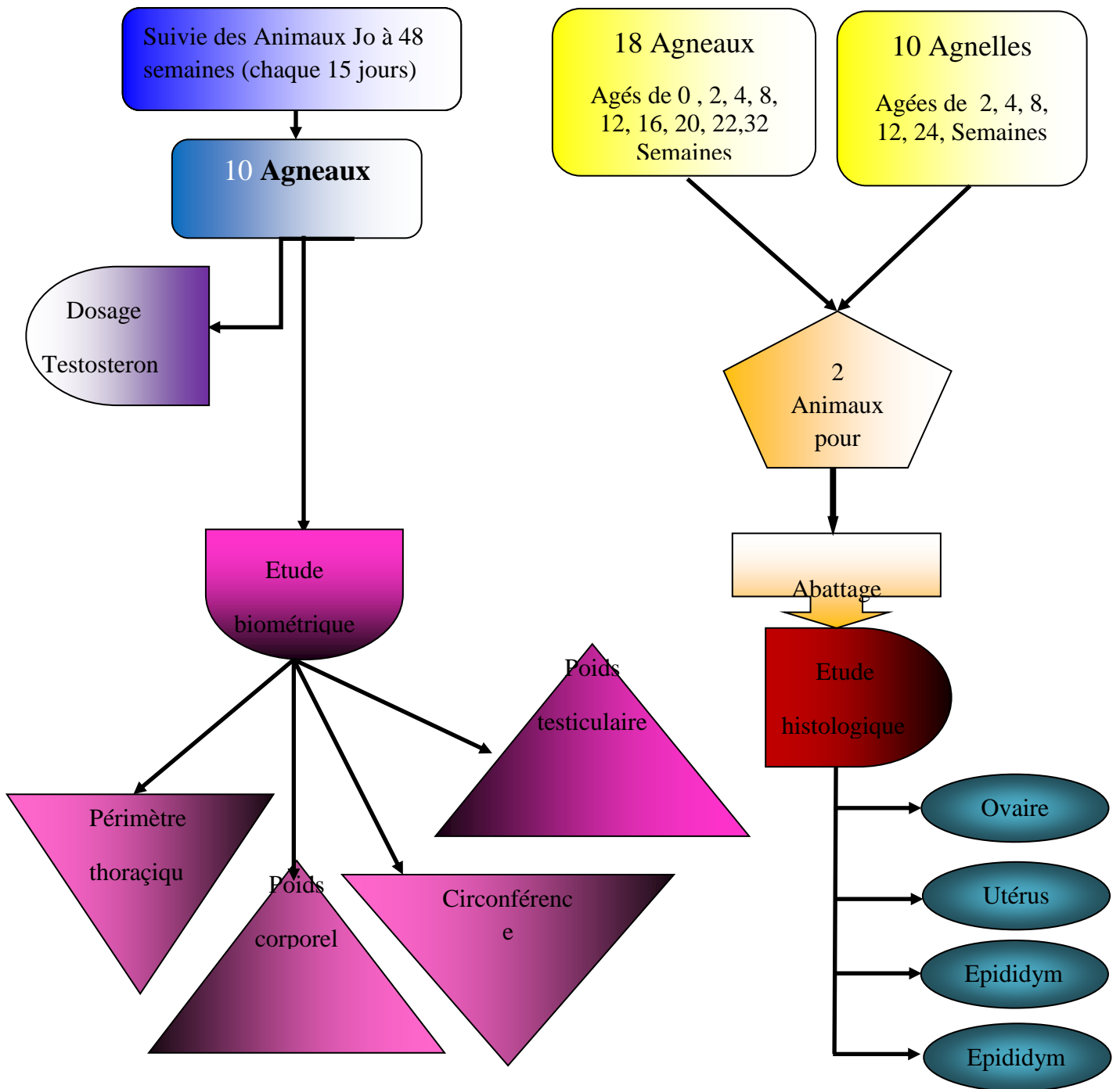


Figure 1: Protocole expérimental

## Chpitre 4

Développement postnatale de l'appareil génitale mâle  
et son relation avec les facteurs environnementaux

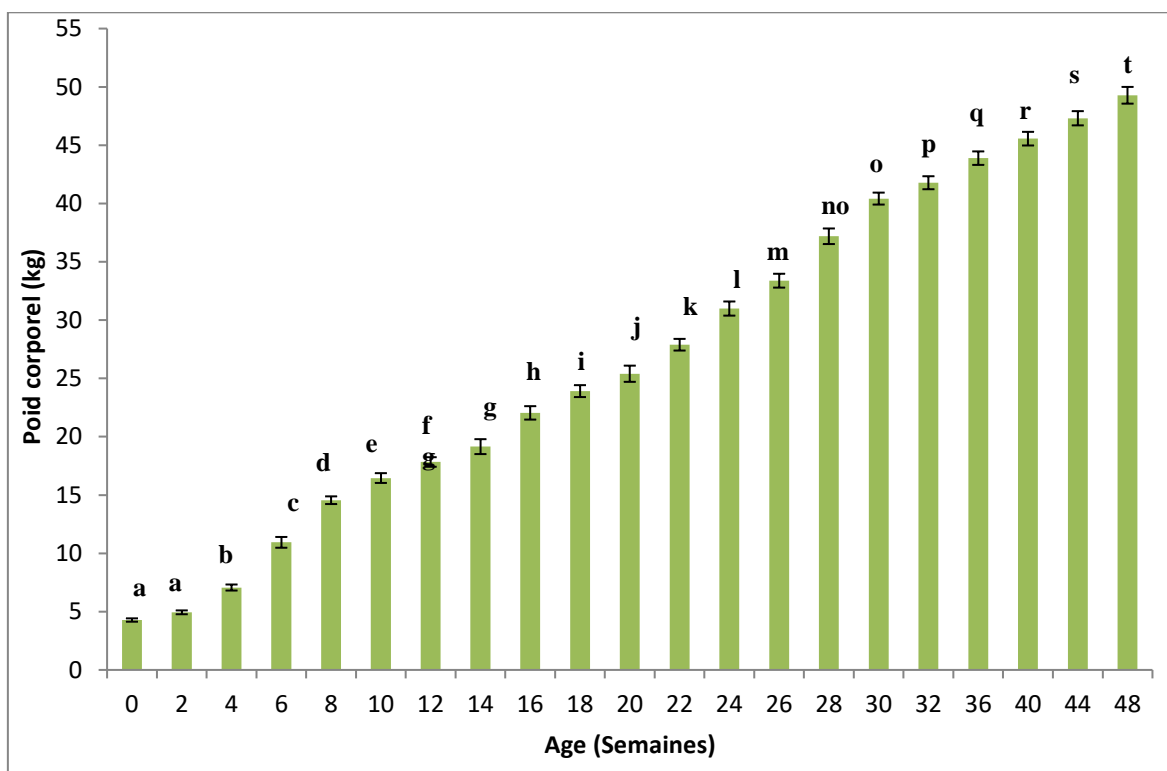
## Développement postnatale de l'appareil génitale mâle et son relation avec les facteurs environnementaux

### 1. Résultats

#### 1.1. Croissance corporelle et testiculaire

##### 1.1.1. Développement du poids corporel

Le poids corporel moyen chez les agneaux *Ouled Djellel* observés au premières quatre semaines sont en corrélation très significative avec le poids à la naissance (( $P < 0,001$ ), Cependant il est passée de  $4,28 \pm 0,14$  kg à la naissance à  $27,72 \pm 0,50$  kg à 22 semaines (différence significative  $P < 0,05$ ) ; il continue à augmenter jusqu'à atteindre sa valeur maximale  $49,28 \pm 0,71$  à l'âge de 48 semaines. (Fig.1) .(Tab.1).



**Figure 1 :** Développement postnatal du poids corporel chez les agneaux de race *Ouled Djellel* ( $M \pm SEM$ ) ( $n=10$ ).

**Tableau 1** : Les moyennes (M) et la somme des écarts moyennes (SEM) des paramètres étudiés.

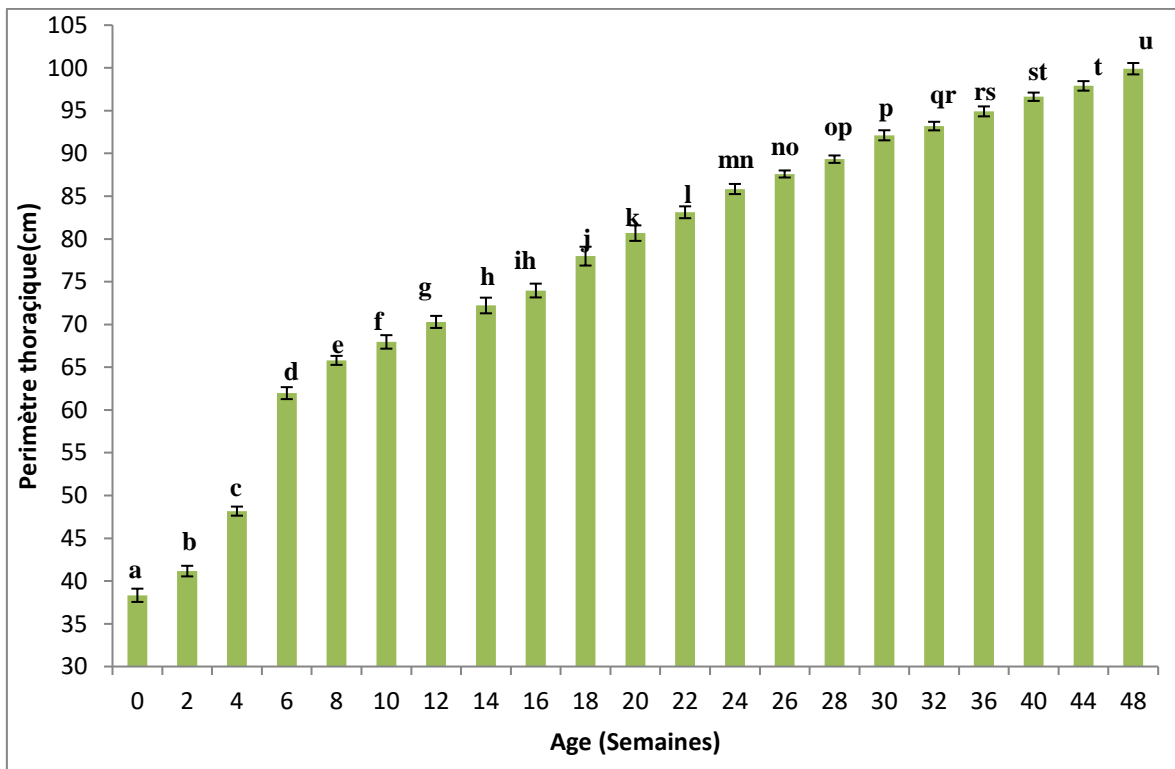
Age(s)	Poid.c (Kg)	SEM	PT (Cm)	SEM	CS (Cm)	SEM	Test Ng /ml	SEM	Poid.t (G)	SEM
0	4,28	0,142	38,33	0,775	6,42	0,128	0,063	0,006	6,42	0,063
2	4,94	0,164	41,16	0,62	7,51	0,176	0,030	0,009	7,51	0,030
4	7,06	0,258	48,17	0,53	10,48	0,381	0,057	0,036	9,31	0,057
6	10,94	0,462	61,97	0,70	11,36	0,233	0,079	0,035	11,36	0,079
8	14,55	0,33	65,8	0,52	12,18	0,28	0,080	0,033	12,18	0,080
10	16,45	0,419	67,96	0,79	12,5	0,3	0,092	0,065	12,5	0,092
12	17,83	0,410	70,3	0,70	13,09	0,28	0,035	0,013	13,09	0,035
14	19,15	0,638	72,22	0,91	14,46	0,34	0,112	0,076	14,46	0,112
18	22,04	0,575	73,97	0,80	15,83	0,431	0,213	0,172	15,83	0,213
20	23,91	0,511	77,99	1,10	16,53	0,348	0,260	0,194	16,53	0,260
22	25,4	0,694	80,68	0,90	17,34	0,322	0,357	0,029	17,34	0,061
24	27,89	0,5	83,12	0,69	18,13	0,232	0,039	0,313	19,32	0,357
26	30,99	0,605	85,84	0,59	21,79	0,656	0,810	0,016	21,79	0,039
28	33,38	0,594	87,6	0,41	24,34	0,489	0,619	0,805	22,5	0,810
30	37,19	0,667	89,33	0,43	24,34	0,489	0,74	0,532	24,34	0,619
32	40,42	0,512	92,12	0,59	25,28	0,465	0,435	0,349	25,28	0,435
34	41,78	0,557	93,2	0,5	25,94	0,423	0,170	0,082	25,94	0,170
36	43,88	0,578	94,92	0,58	26,92	0,39	0,70	0,271	26,92	0,700
40	45,56	0,585	96,63	0,48	28,33	0,52	0,74	0,483	28,33	1,23
44	47,31	0,61	97,9	0,55	30,25	0,5	0,84	0,733	30,25	1,823
48	<b>49,28</b>	<b>0,716</b>	<b>99,91</b>	<b>0,66</b>	<b>31,14</b>	<b>0,36</b>	<b>4,51</b>	<b>1,695</b>	<b>31,14</b>	<b>4,519</b>

Poid.c : Poid corporel; PT : Périmètre thoracique ; CS : Circonférence scrotale ; Poid.t : Poid testiculaire; Test : Testosterone.

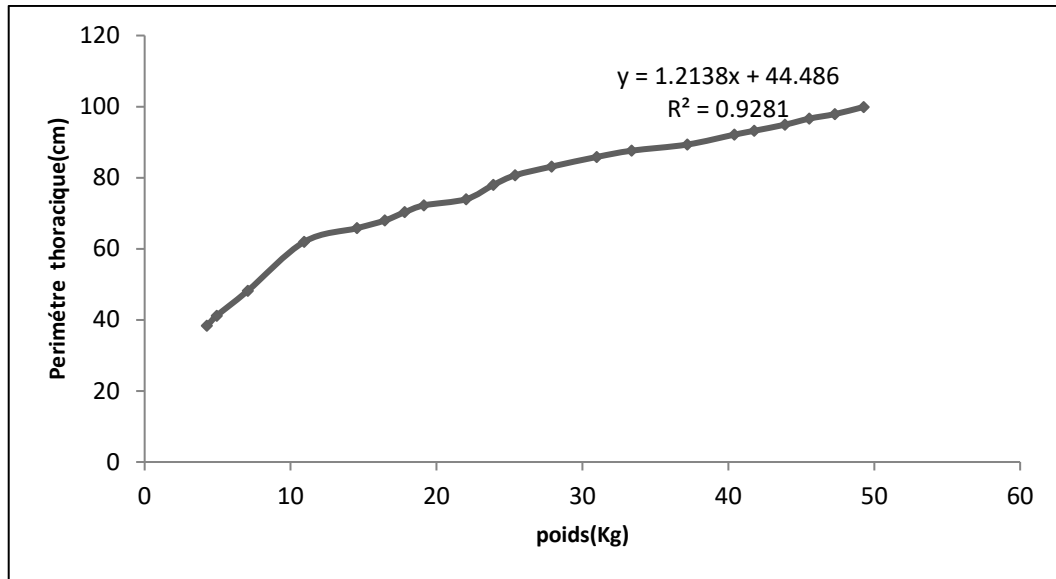
### 1.1.2. Développement du périmètre thoracique

De la naissance jusqu'à 48 semaines, le périmètre thoracique moyenne a augmenté à un taux constant en tous les agneaux sauf le passage de celui-ci entre la 4<sup>ème</sup> et la 6<sup>ème</sup> semaines était rapide, la valeur moyenne a augmenté à partir du J<sub>0</sub> ( $38,33 \pm 0,77$  cm) atteignant une valeur maximale de  $99,91 \pm 0,66$  cm à l'âge de 48 semaines. Il y avait une différence significative ( $P < 0,05$ ) dans les valeurs du périmètre thoracique entre tous les âges (j<sub>0</sub> à 48 semaines) .(Fig.2)(Tab.1)

L'évolution du périmètre thoracique est mieux corrélé avec le poids vif qu'avec l'âge ( $r=0,96$ ,  $r=0,94$   $P < 0,001$ ). (Tab.2)



**Figure 2 :** Développement postnatale du périmètre thoracique chez les agneaux de race *Ouled Djellel*. ( $M \pm SEM$ ) ( $n=10$ ).



**Figure 3:** Relation entre le périmètre thoracique et le poids corporel chez les agneaux de race *Ouled Djellel*.

### 1.1.3 . Développement du circonférence scrotale

Les Changements dans la circonférence scrotale étaient significatives avec tous les âges, il est passée de  $6.42 \pm 0.12$  à  $31,14 \pm 0,36$  cm entre la naissance et 48 semaines, représentant ainsi une croissance de 1.37 cm/jour .soulignant une phase de croissance rapide chez les agneaux âgés de 2, 4, 22, 24 et 26 semaines. (Fig.4)(Tab.1)

La relation entre la circonférence scrotale et le poids vif ( $r= 0,99$ ,  $P < 0,0001$ ) répond à l'équation :  $y = 0.521x + 4.761$  (où x est le poids vif et y est la circonférence scrotale)(Fig.5).

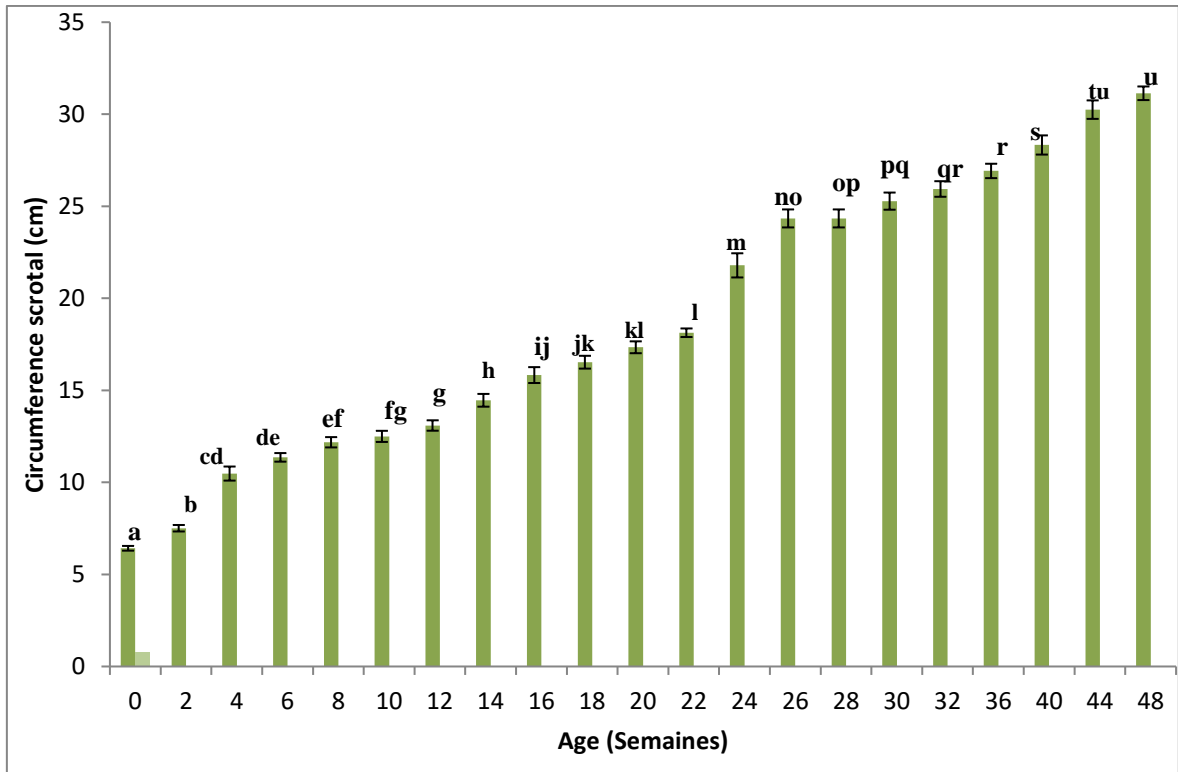


Figure 4 : Développement postnatale du circonférence scrotale chez les agneaux de race *Ouled Djellel*. (M±SEM) (n=10).

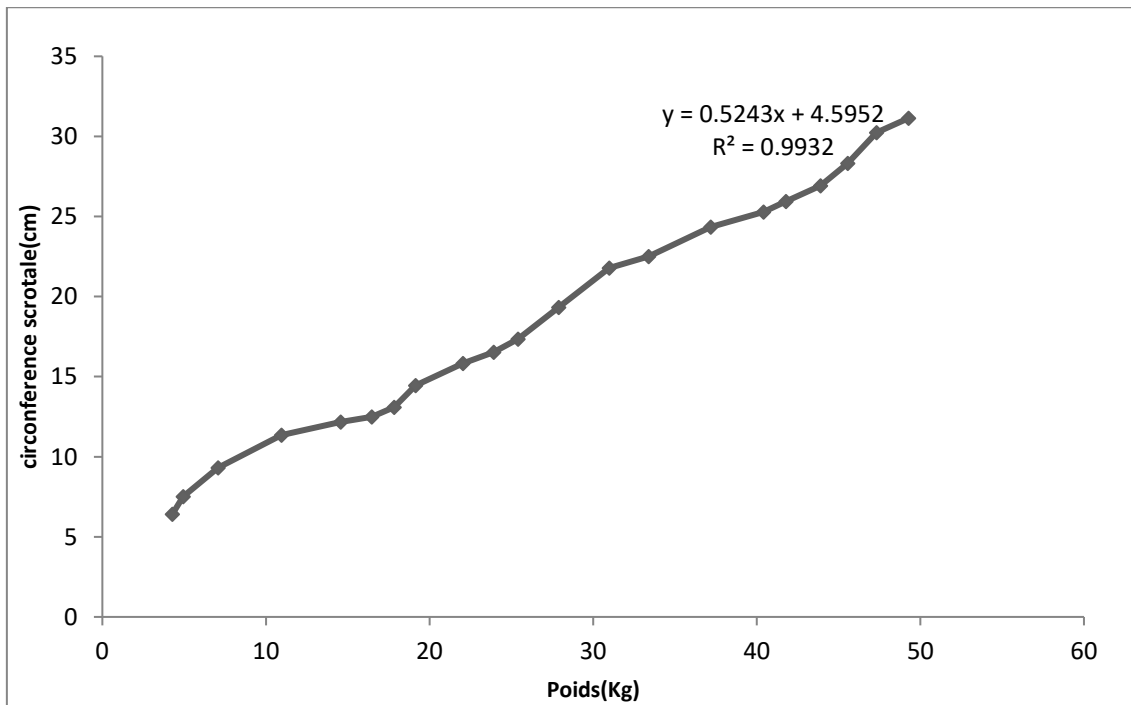
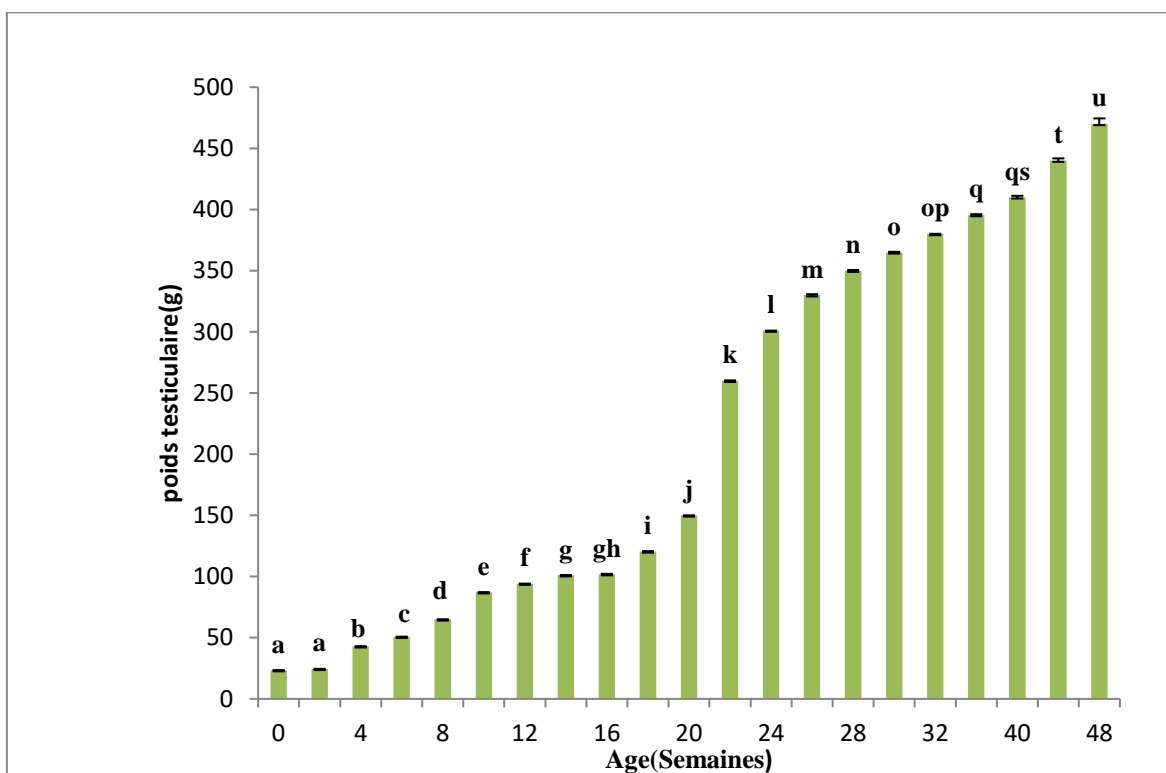


Figure 5: Relation entre la circonférence scrotale et le poids chez les agneaux de race *Ouled Djellel*

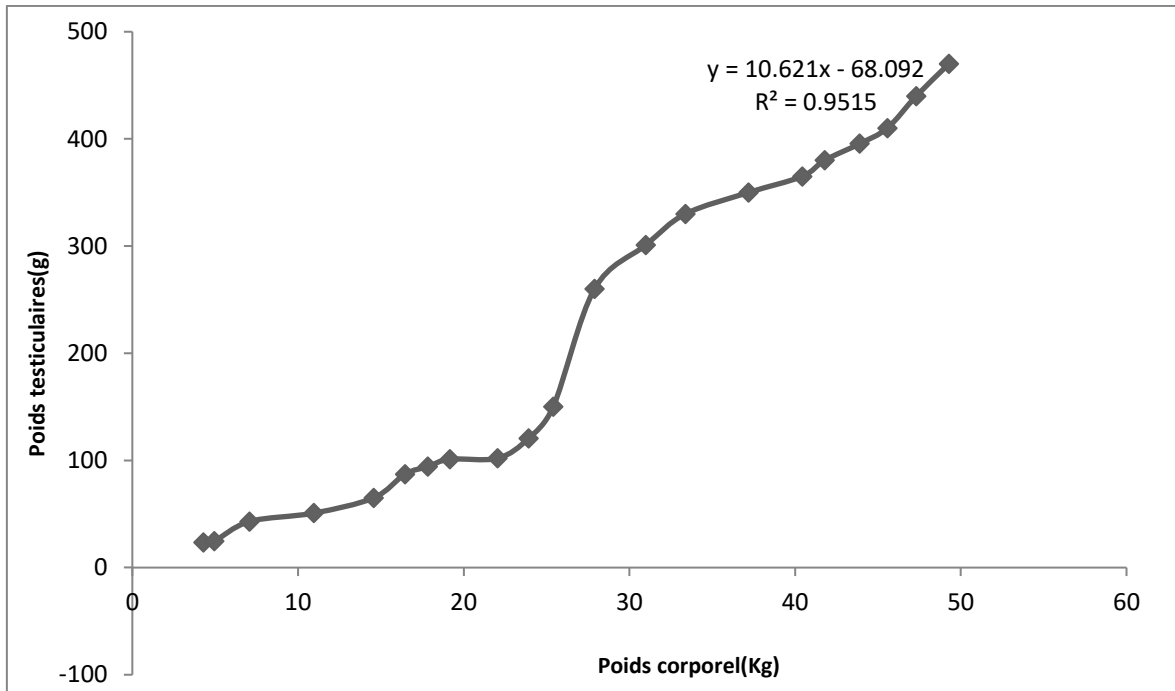
#### 1.1.4 . Développement du poids testiculaire :

La relation entre l'âge chronologique et la taille du testicule sont illustrés à la Fig. 6 (Tab.1). Il y avait une corrélation positive entre le poids corporel et le poids des testicules chez les agneaux *Ouled Djellel*. Augmentation du poids corporel toujours conduit à une augmentation de la taille du testicule. Les différences étaient significatif entre 2, 4, 18, 20, 22, et 24 semaines ( $p < 0,05$ ), alors qu'il n'y avait pas de différence significative entre les autres âges. (Fig.6)(Tab.1)

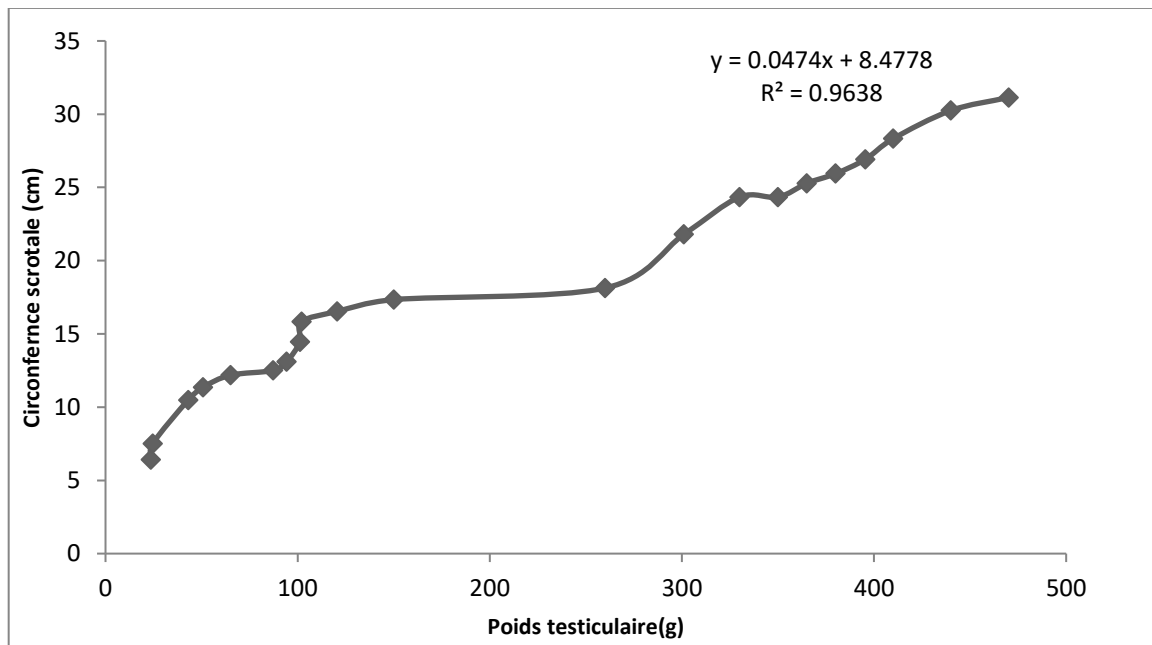
Les équations de régression entre les mesures testiculaires et scrotales, l'âge et le poids corporel ainsi que des estimations des coefficients de détermination. Toutes les caractéristiques énumérées confirment l'existence de relations linéaires entre les mesures testiculaires et scrotales et le poids corporel.



**Figure 6:** Evolution du poids testiculaire chez les agneaux de race *Ouled Djellel*.



**Figure 7:** Relation entre le poids testiculaire et le poids corporel chez les agneaux de race *Ouled Djellel*.

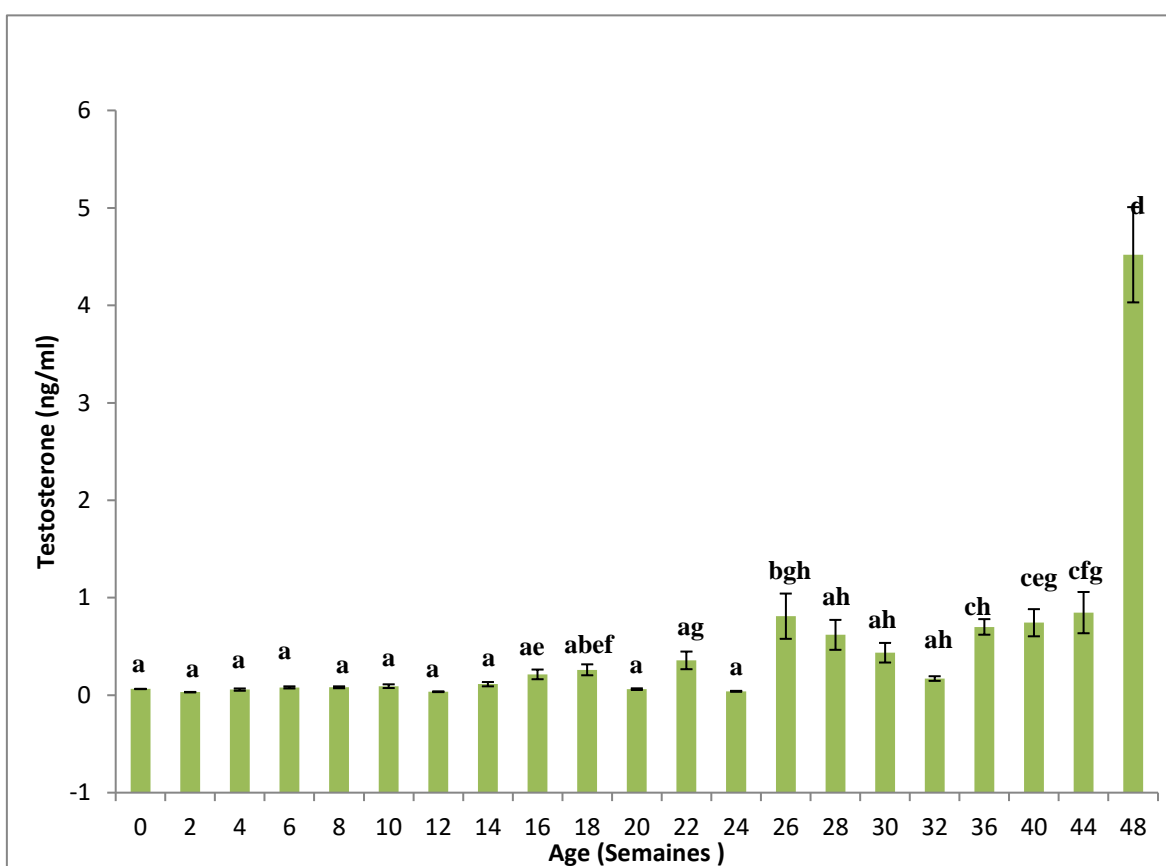


**Figure 8 :** Relation entre la circonférence scrotale et le poids testiculaire chez les agneaux de race *Ouled Djellel*.

### 1.1.5. La concentration plasmatique de testostérone

Entre l'âge de la naissance et la 20<sup>ème</sup> semaines, Les concentrations de testostérone étaient très proches, mais augmentations significatives à partir de 22 semaines ( $0,35 \pm 0,09$  ng/ml) jusqu'à 26 semaines ( $0,81 \pm 0,23$  ng/ml;  $p < 0,05$ ), et une période de décroissance entre 26 et 32 semaines, entre 23 et 48 semaines le taux de testostérone a encore augmenté pour atteindre 4,51 ng/ml.(Fig.9)(Tab.1).

Le niveau plasmatique de la testostérone était significativement corrélé ( $P < 0,05$ ) avec le poids corporel ( $r = 0,56$ ). (Tab.2)



**Figure 9:** Développement postnatal de la concentration plasmatique de la testostérone ( $M \pm SEM$ ) chez agneaux de race *Ouled Djellel*.

### **1.1.6. Relation entre les concentrations plasmiques du testosterone et les facteurs climatiques**

Les taux d'hormone testosterone ont montré des variations mensuelles, avec un diminution après le solstice d'hiver qui a atteint le minimum en Mai ou en Juin et Juillet (Photoperiode 13.67 h; 14h et 13.96h respectivement) et température ambiante 17.7°C, 25.5°C et 27.6°C respectivement, et une hausse en août qui a atteint les niveaux maximum en -Septembre-Octobre- (Photoperiode 12.93h, 11.83h, 10,70h et Température ambiante 27.5°C, 22.1°C et 18.6 °C respectivement,  $p < 0,01$ ). (Fig.10)

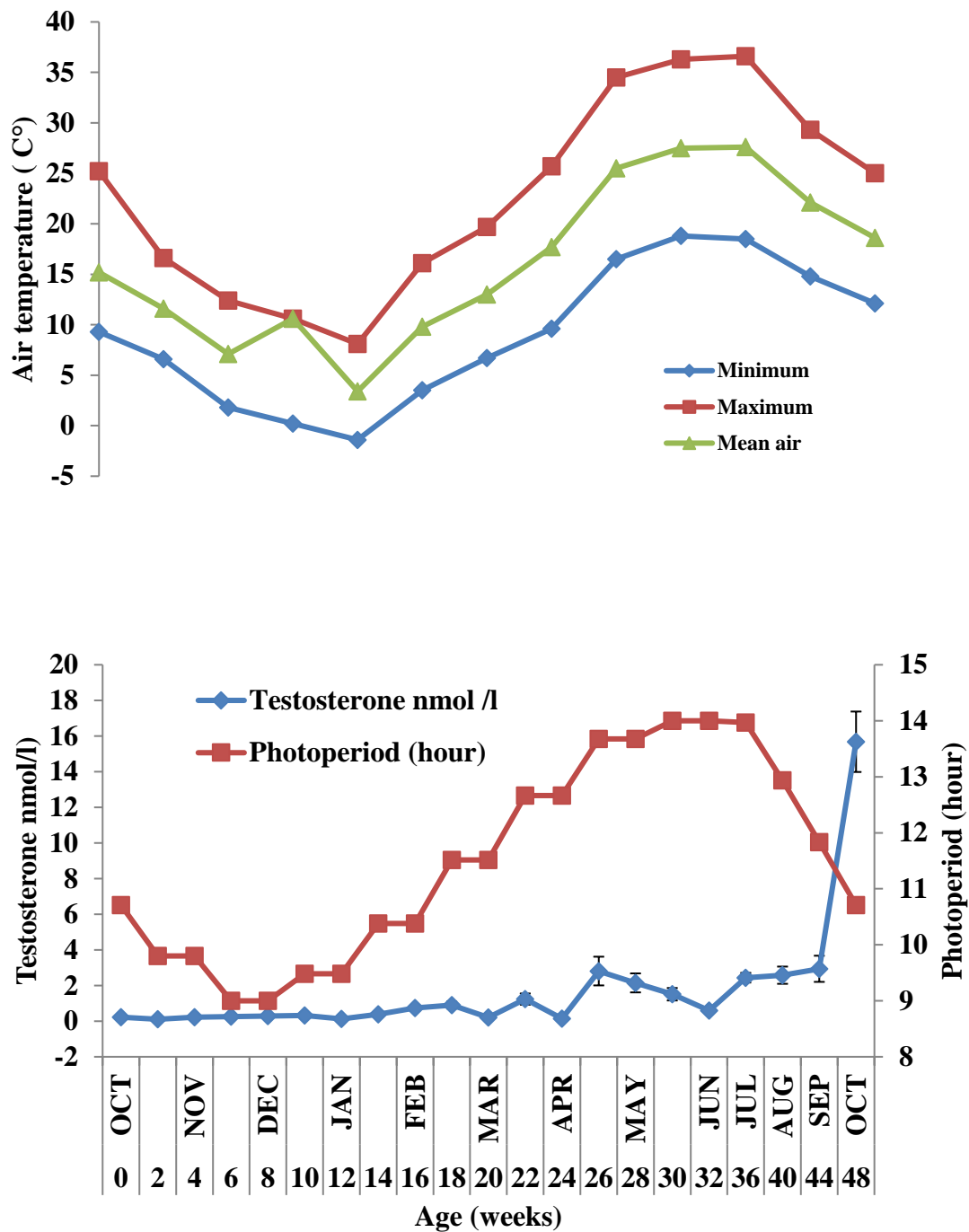


Figure 10 : Relation entre la concentration plasmatique de la testostérone (M ± SEM) chez les agneaux de race *Ouled Djellel* et les facteurs climatiques (température-photoperiode) pendant l'année (2011-2012)

## 1.2. Corrélations entre les paramètres étudiés

Les plus fortes corrélations ont lié l'âge avec le poids corporel et testiculaire , et le périmètre thoracique avec la circonférence scrotale ( $r=0,95$ ). Des corrélations très importantes entre les mensurations corporelles et testiculaires ont caractérisé la période allant de la naissance jusqu'à 48 semaines ( $r=0,95$ ). De même, des corrélations aussi importantes ont regroupé les mensurations testiculaires entre elles (poids testiculaire et circonférence scrotale  $r=0,99$ ) et avec les taux de testostérone (tab.1). Par contre des corrélations très faible regroupent le taux de testostérone avec la température et la photoperiode ( $r=0,31$ ,  $r=0,10$  respectivement). (Tab.2).

**Tableau 2:** Corrélations entre l'âge, les mensurations corporelles et les mensurations testiculaires et les facteurs climatiques.

	Age	Poids	PT	Poids testicule	CS	Testo	Mini T(°C)	Max T(°C)	Mean T(°C)	Ph(Hr)
<b>Age</b>	1									
<b>Poids</b>	0,99	1								
<b>PT</b>	0,94	0,96	1							
<b>Poids testicule</b>	0,98	0,99	0,99	1						
<b>CS</b>	0,99	0,99	0,95	0,99	1					
<b>Testo</b>	0,64	0,56	0,47	0,35	0,58	1				
<b>Mini T(°C)</b>	0,71	0,73	0,54	0,72	0,73	0,35	1			
<b>Max T(°C)</b>	0,70	0,73	0,57	0,72	0,72	0,30	0,99	1		
<b>Mean T(°C)</b>	0,72	0,74	0,59	0,74	0,74	0,31	0,97	0,99	1	
<b>Ph(Hr)</b>	0,67	0,75	0,70	0,74	0,74	0,10	0,75	0,81	0,76	1

PT : Périmètre thoracique; CS : Circonférence scrotale ; Ph : Photoperiode ;T : Température; Hr : Heure .

## 2. Résultats d'étude histologique

### 2.1. Histologie testiculaire

Les coupes histologiques réalisées sur les testicules montrent un développement dans la structure histologique du testicule avec l'âge au niveau des tubes séminifères (épithélium germinale - lumière tubulaire) et tissu interstitielle.

### **2.1.1. Développement du tissu tubulaire**

#### **2.1.1.1. Luminescence**

Les tubes séminifères des agneaux à l'âge de naissance, 4 et 8 semaines ont été observés comme des cordes solides pleins, sans aucune lumière centrale (Fig. 13). Chez des agneaux âgés de 12 semaines, la plupart des tubes séminifères présentaient une lumière distincte commence à centraliser et à augmenter en diamètre avec l'âge ( 16, 20, et 22 semaines).

#### **2.1.1.2. L'épithélium germinale**

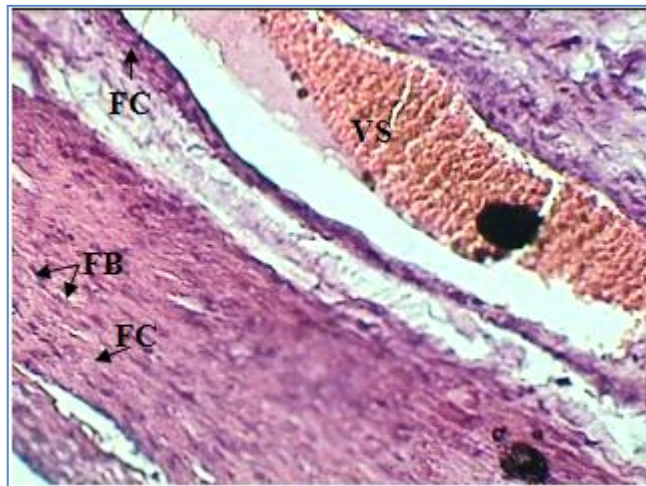
De la naissance à la huitième semaine, l'épithélium germinale ne montre aucune différence, L'épithélium séminifère contient deux morphologies des cellules pré-méiotiques (Spermatogonie A et B) (Fig .15). Les différences morphologiques majeures entre les deux types de spermatogonies sont que le type A est ovoïde avec un gros nucléole et le type B est plus rond en forme et avec un proéminent nucléole. Les deux types de spermatogonies sont généralement trouvé près de la membrane basale de l'épithélium et associé à la compartiments basaux formés par les cellules de Sertoli, on remarque dans quelque tubes séminifères les spermatogonies sont situées au centre des cordons séminifères sans contact avec la membrane basale. A l'âge de 12 semaines, les spermatocytes I ont été observés pour la première fois, plus gros que les spermatogonies B (Fig. 21) sans l'apparence de spermatides et spermatozoïdes. Au 4<sup>ème</sup> mois (16 semaines), plusieurs tubules séminifères avaient terminé le processus de spermatogenèse et des spermatides sphériques (les plus petits) ont commencé à apparaître et dans quelques tubes séminifères on remarque élongation de ce dernier (début de la spermiogénèse), sans l'apparence de spermatozoïdes (Fig. 23,24). par contre à l'âge de 20 semaines les spermatides (Fig. 25,26) représentent le point culminant de l'allongement. Ils ont subit une condensation nucléaire et élimination cytoplasmique (corps résiduels), entraînant des noyaux plus intensément teinté et plus mince en diamètre qu'aucun des d'autres étapes allongée (20 semaines). Une fois que la spermiogénèse est complète (22 semaines d'âge) , les spermatozoïdes matures (Fig. 29) sont libérés dans la lumière de tube séminifère où ils seront transportés au canaux excurrents du système reproducteur masculin.

### 2.1.1.3. Diamètre tubulaire

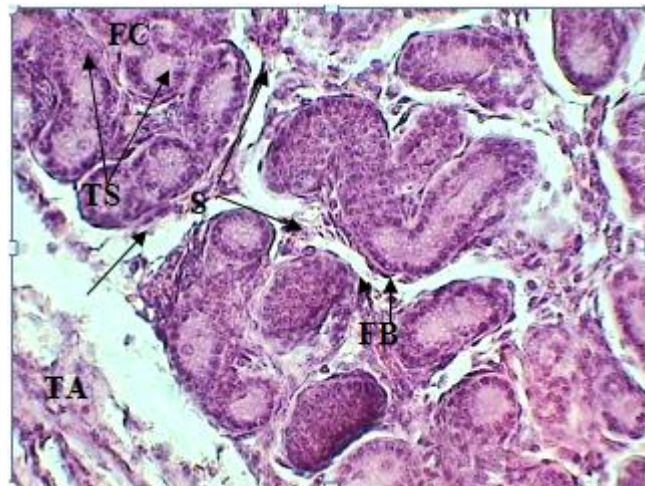
Le diamètre du cordon sexuel ou des tubes séminifères a augmenté progressivement de 0 à 22 semaines (Fig.20). Il y a eu deux périodes de croissance importantes: la première augmentation lente entre 0 et 12 mois et une deuxième augmentation rapide entre les semaines 16 et 22 (Fig.27, 29). Cette augmentation est liée à l'augmentation du diamètre de tubes séminifère et à l' hauteur de l'épithélium germinale.

### 2.1.1.4. Tissu interstitielle

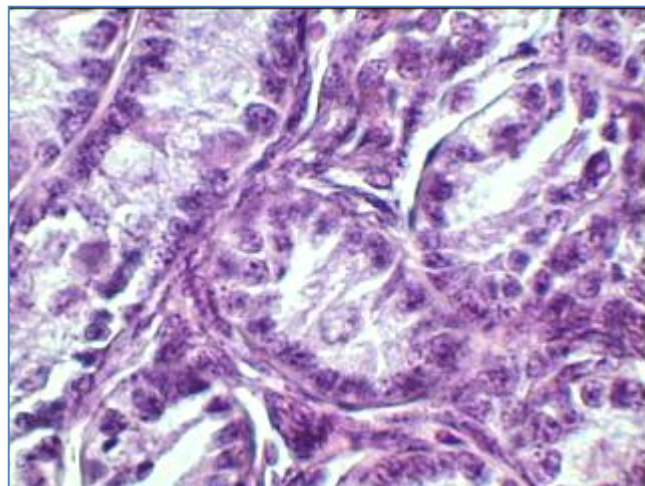
Les espaces inter-tubulaires sont larges et contiennent un tissu interstitiel indifférencié composé principalement de cellules mésenchymateuses chez les agneaux d' *Ouled Djellel* âgés de 0 à 8 semaines (Fig.20). Nous avons trouvé deux phases de prolifération et de développement structurel pour les cellules de Leydig. La première phase se situait entre 12 et 16 semaines (Fig.27), ce qui correspond uniquement à la transformation des cellules mésenchymateuses en cellules de Leydig, alors que la deuxième phase commence à partir du 20 ème semaines et que le nombre de cellules de Leydig a augmenté en raison de la division cellulaire de Leydig (Fig.29) .



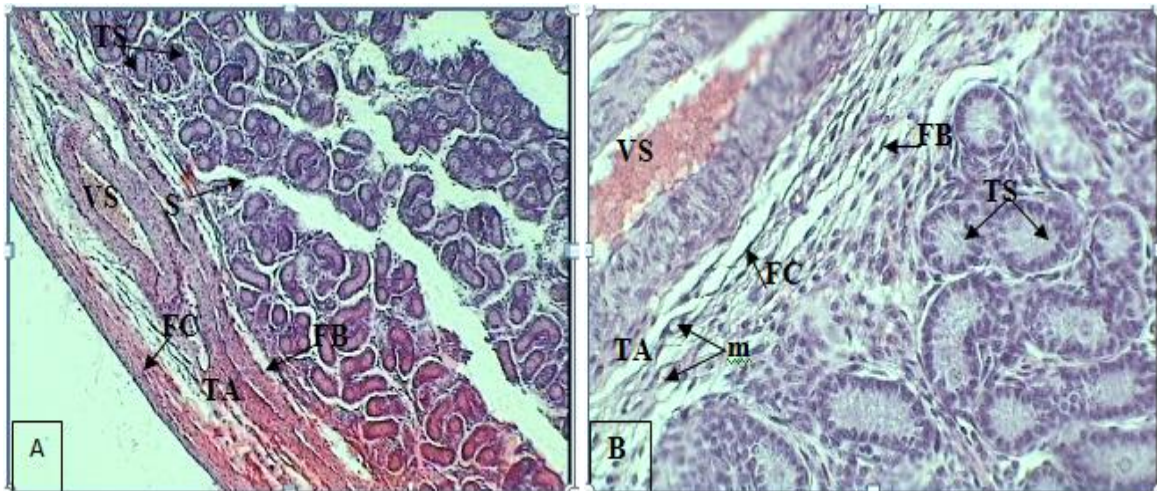
**Figure 11 :** Microphotographie représente une coupe transversale du testicule de l'agneau *Ouled Djellel* à l'âge de naissance. La tunique albuginée est formée de nombreux fibroblastes (**FB**), et d'amas de collagène (**FC**). Noter une branche artérielle (**VS**) est maintenue à la tunique albuginée par un épais faisceau de collagène, X400.



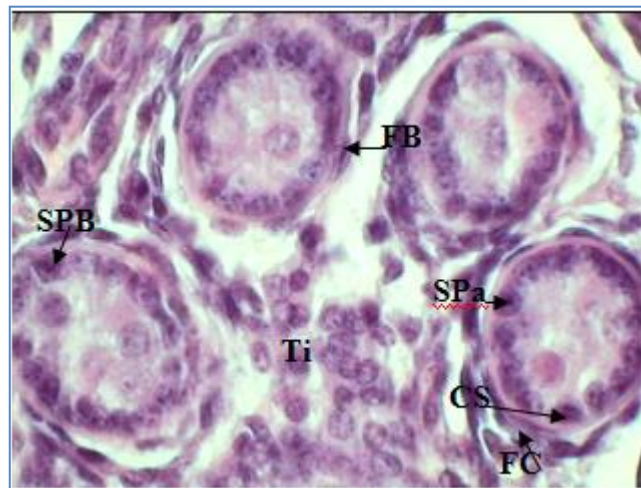
**Figure 12 :** Microphotographie représente une coupe transversale du testicule de l'agneau *Ouled Djellel* à l'âge de naissance. La tunique albuginée (TA) émet des prolongements dans le parenchyme testiculaire- Septum(S), fibroblastes (FB). On remarque la forme solide des tubes séminifères, X400.



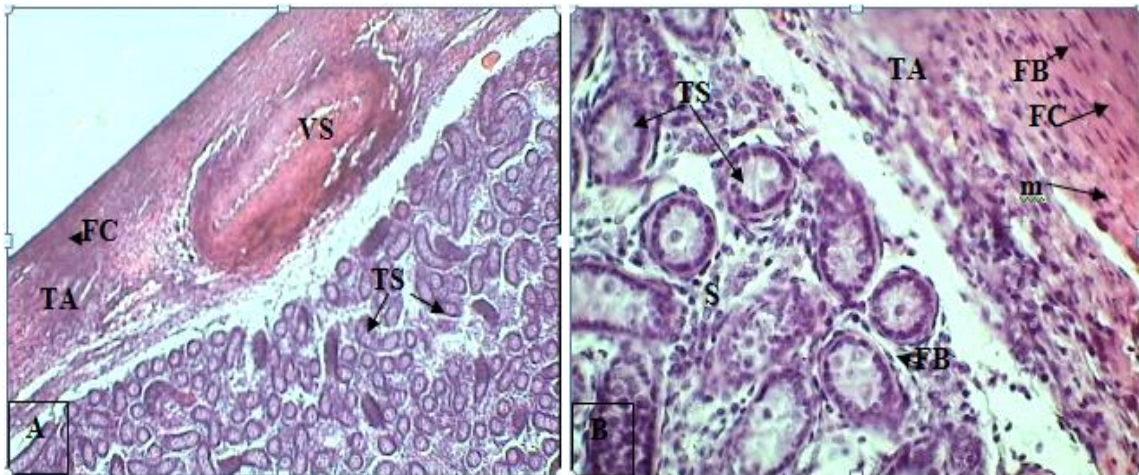
**Figure 13 :** Microphotographie représente une coupe transversale du testicule de l'agneau *Ouled Djellel* à l'âge de naissance. On remarque la forme solide des tubes séminifères, X1000



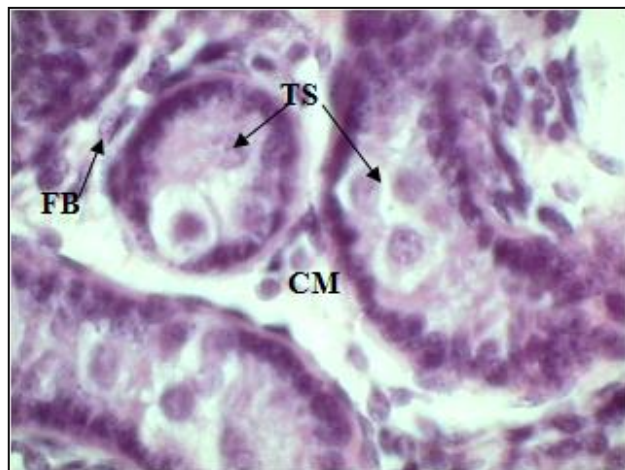
**Figure 14 :** Microphotographie représente une coupe transversale du testicule de l'agneau *Ouled Djellel* à l'âge de 2 semaines. La tunique albuginée (TA). Septum (S). Fibroblastes (FB). Fibres de collagène (FC). Entre ces fibres on remarque quelques fibres de muscle lisse (m). Vaisseau sanguin (VS). Tubes séminifères (TS), (A)X100, (B)X400.



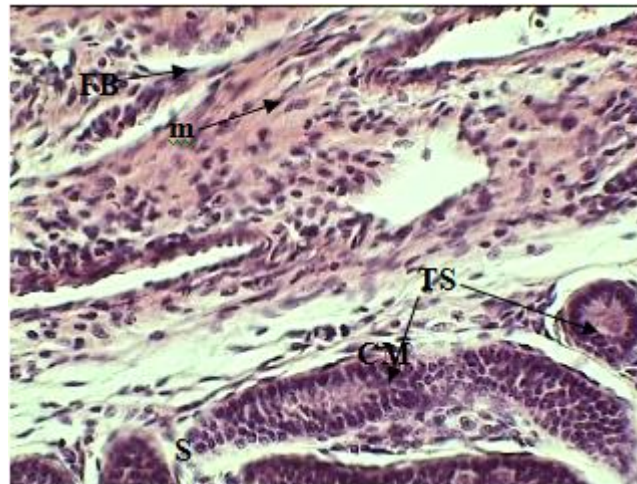
**Figure 15 :** Microphotographie représente une coupe transversale du testicule de l'agneau *Ouled Djellel* à l'âge de 2 semaines. Les spermatogonies A (SPa). Les spermatogonies B (SPB). Le tissu interstitiel (Ti) renferme de nombreux fibroblastes (FB) certains sont tangents à la membrane basale des tubes séminifères. Fibres de collagène (FC), X400.



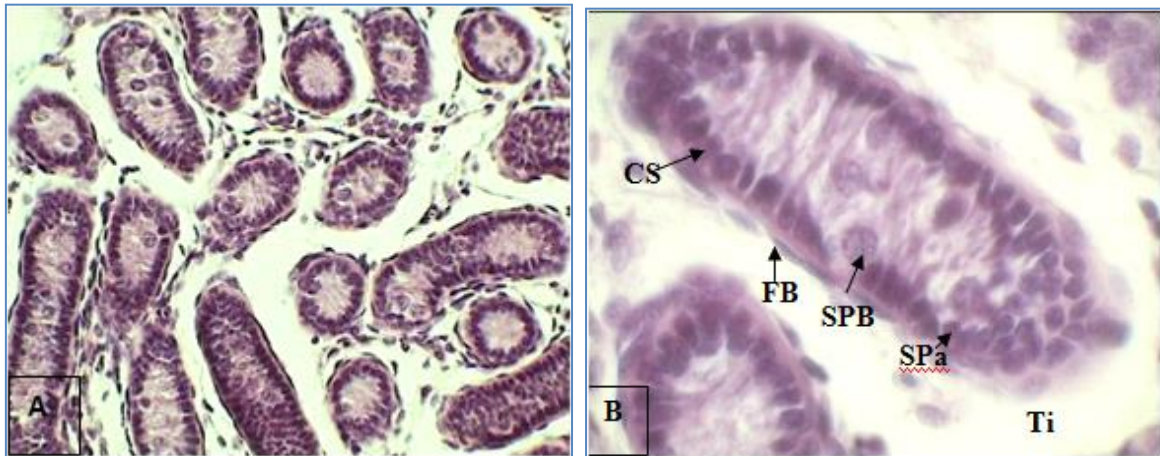
**Figure 16 :** Microphotographie représente une coupe transversale du testicule de l'agneau *Ouled Djellel* à l'âge de 4 semaines. La tunique albuginée (TA). Septum (S). Fibroblastes (FB). Fibres de collagène (FC). Entre ces fibres on remarque quelques fibres de muscle lisse (m). Vaisseau sanguin (VS). Tubes séminifères (TS), Noter les fibres de collagènes sont épaisses dans cet âge. (A)X100, (B)X400.



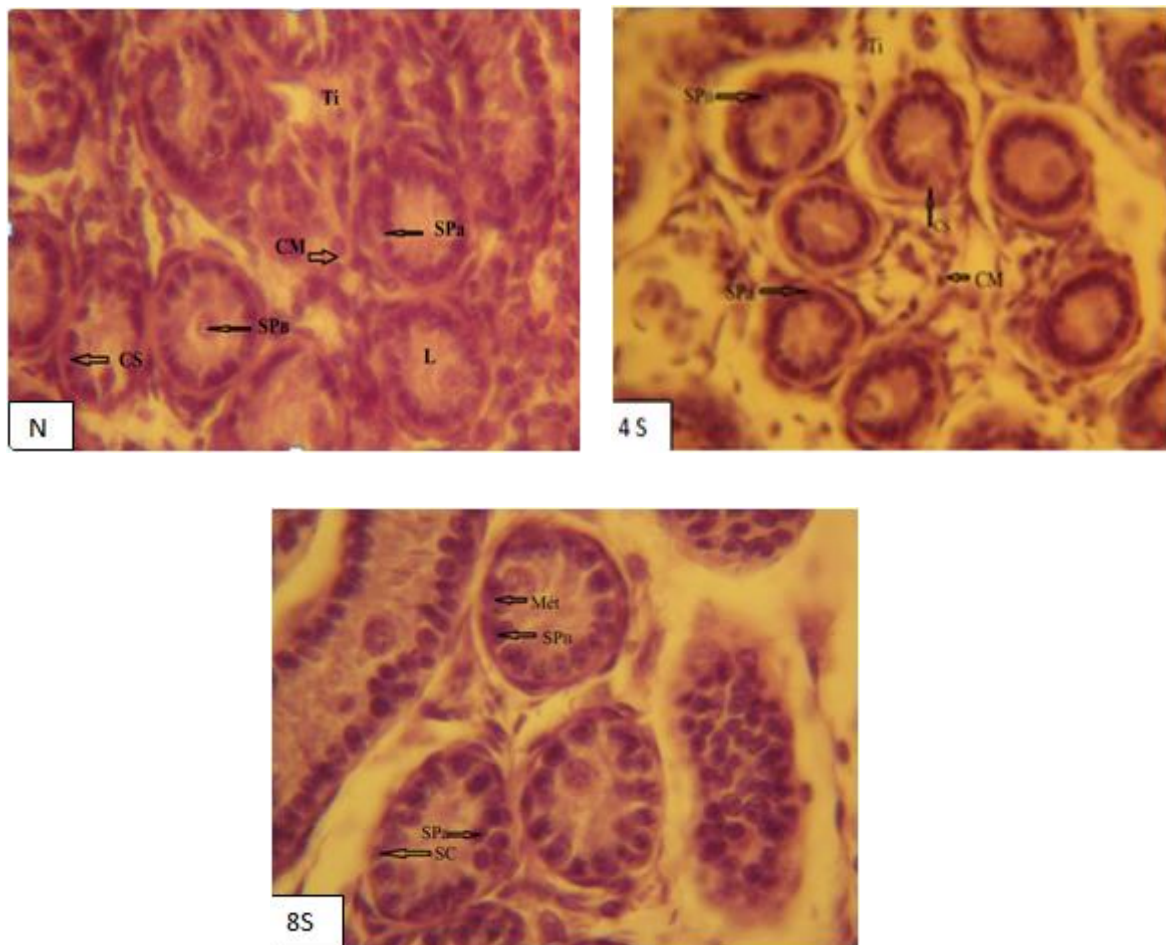
**Figure 17 :** Microphotographie représente une coupe transversale du testicule de l'agneau *Ouled Djellel* à l'âge de 4 semaines. Tissu interstitiel renferme les fibroblastes (FB) et les cellules mésenchymateuses (MC). Les tubes séminifères apparaissent comme des cordes solides (TS), X1000.



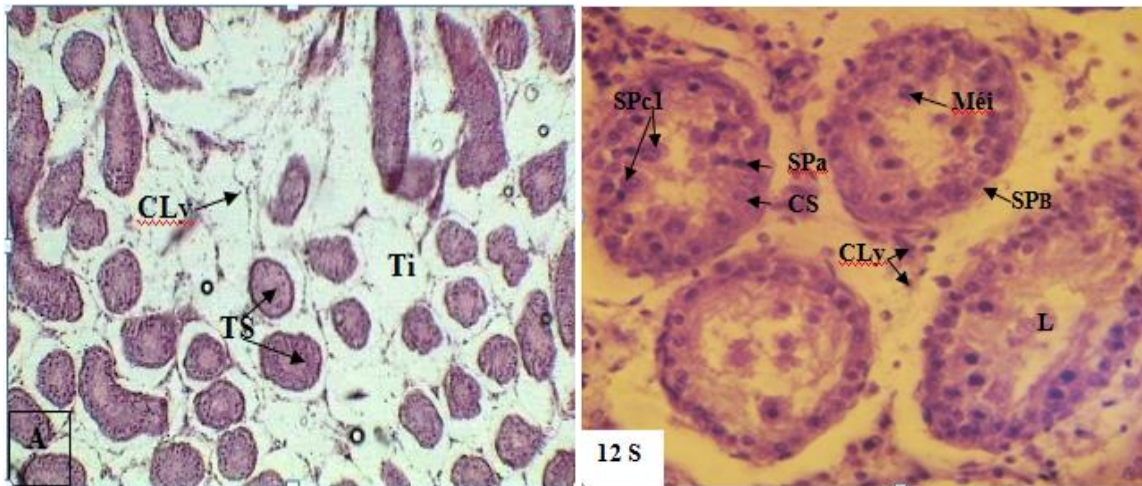
**Figure 18 :** Microphotographie représente une coupe transversale du testicule de l'agneau *Ouled Djellel* à l'âge de 8 semaines. La tunique albuginée (TA). Septum (S). Fibroblastes (FB). Fibres de muscle lisse(m). Tubes séminifères(TS). Apparaissent toujours comme des cordes solides (TS). Noter la densité des fibroblastes, X400.



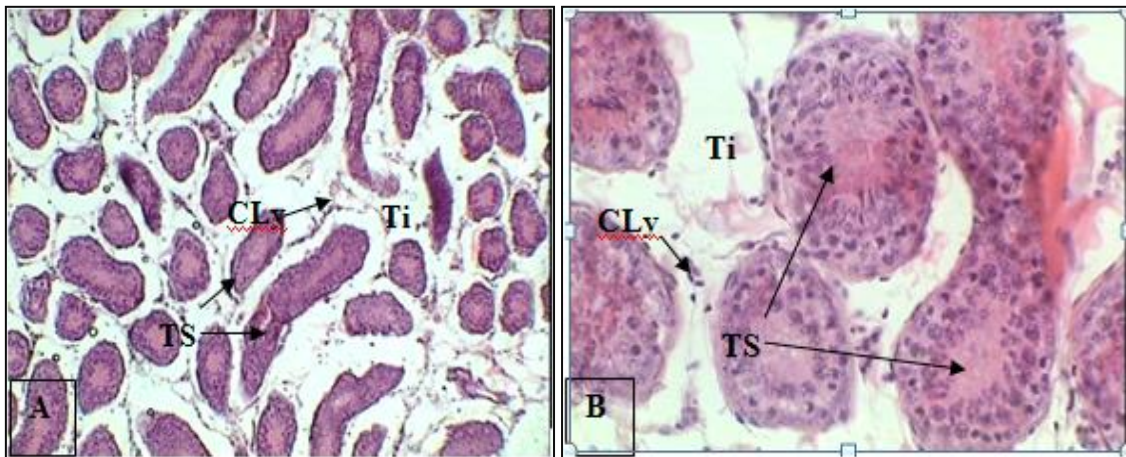
**Figure 19:** Microphotographies représente des coupes transversales du testicule de l'agneau *Ouled Djellel* à l'âge de 8 semaines. Les spermatogonies A (SPa). Les spermatogonies B (SPB). Le tissu interstitiel (Ti). Fibroblastes (FB) certains sont tangents à la membrane basale des tubes séminifères .Cellule de Sertoli (CS), (A)X40, (B)X1000.



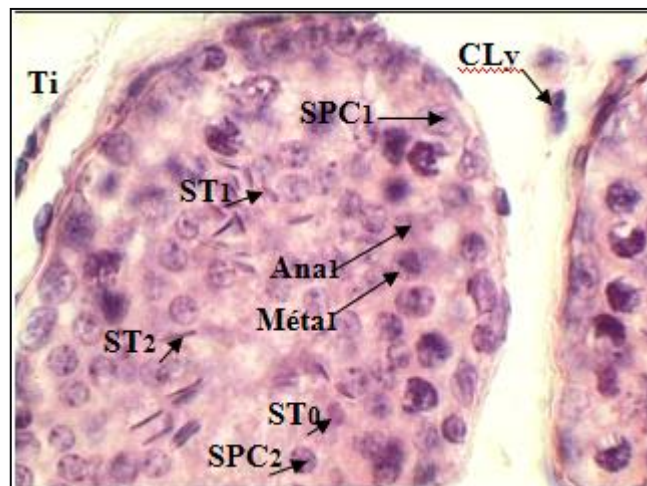
**Figure 20:** Microphotographie représente des coupes transversales du testicule de l'agneau *Ouled djellel* à l'âge de la naissance (N), 4 (4S) et 8 (8S) semaines. La lumière des tubes séminifères (L), Tissu interstitiel (Ti), Cellule mésenchymateuses (CM), Cellules de Sertoli (CS), spermatogonie type a (SPa), spermatogonie type B (SPB), méiose (Mét), x 400.



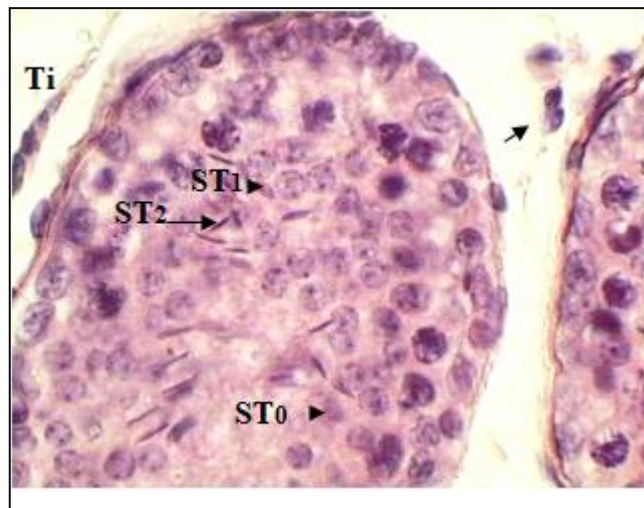
**Figure 21 :** Microphotographie représente des coupes transversales du testicule de l'agneau *Ouled djellel* à l'âge de 12 semaines. La lumière des tubes séminifères (L). Tissu interstitiel (Ti). Cellule de Lydig (CLy ). Cellules de Sertoli (CS). Spermatogonie type a (SPa). Spermatogonie type B (SPb). Noter l'apparition des spermatocytes primaire dans cet âge (SPc1). Méiose (Méi), (A)X100, (B)x 400.



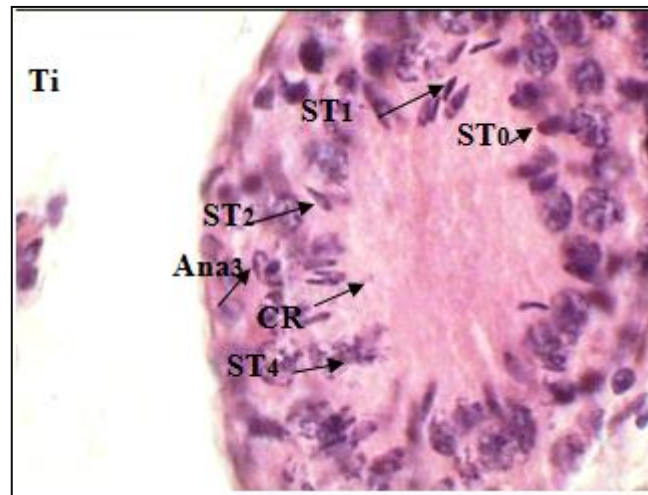
**Figure 22 :** Microphotographie représente des coupes transversales du testicule de l'agneau *Ouled djellel* à l'âge de 16 semaines. La lumière des tubes séminifères (L). Tissu interstitiel (Ti). Cellule de Lydig (CLy ). Noter l'avancement des différentes étapes de spermatogénèse. (A)X100, (B)x 400.



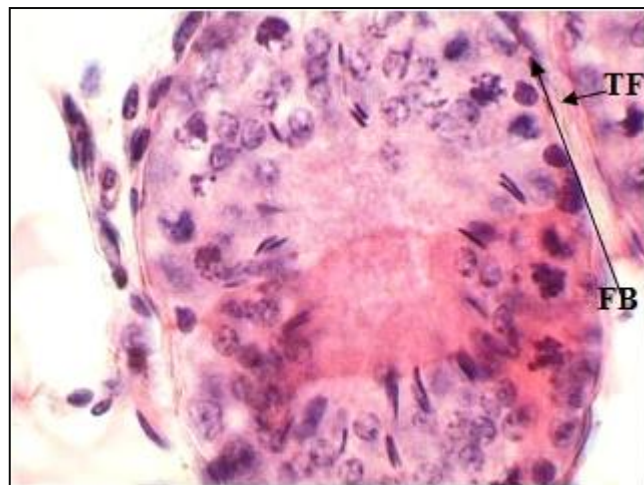
**Figure 23 :** Microphotographie représente une coupe transversale du testicule de l'agneau *Ouled djellal* à l'âge de 16 semaines. Tissu interstitiel (**Ti**). Cellule de Lydig(**CLy**) .Spermatocyte primaire (**SPC1**).Spermatocyte secondaire (**SPC2**). Noter les différents stades de méiose1,Anaphase 1(**Anal**),Metaphase1 (**Métal**) .Et les premiers stades de la spermiogénèses.Spermatides (**ST0**) . Spermatides (**ST1**). Spermatides (**ST2**). x 1000.



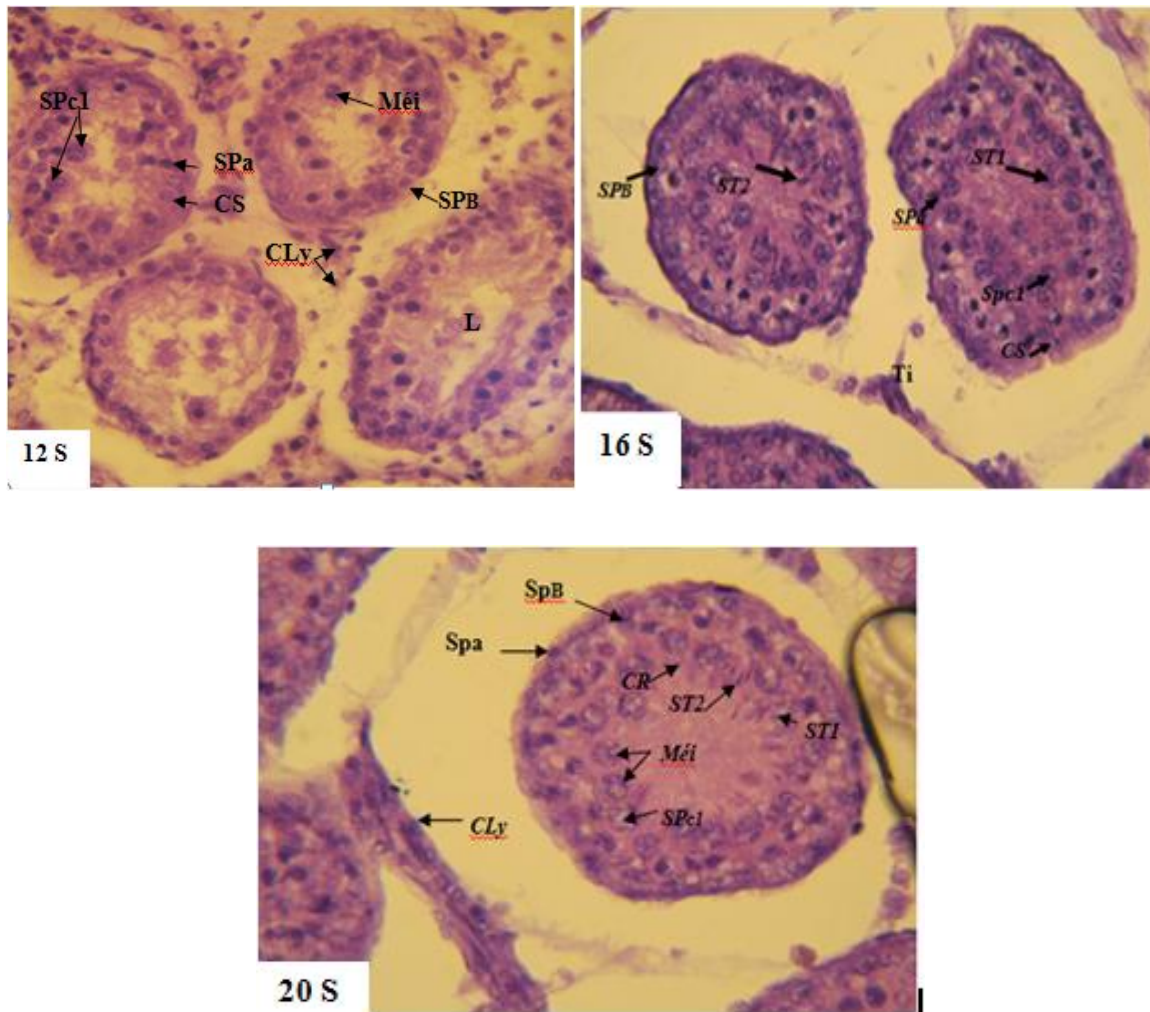
**Figure 24 :** Microphotographie représente une coupe transversale du testicule de l'agneau *Ouled djellal* à l'âge de 16 semaines. Tissu interstitiel (**Ti**). Noter les premiers stades de la spermiogénèses .Spermatides sphérique (**ST0**). Spermatides (**ST1**). Spermatides (**ST2**). Spermatides (**ST3**), X 1000.



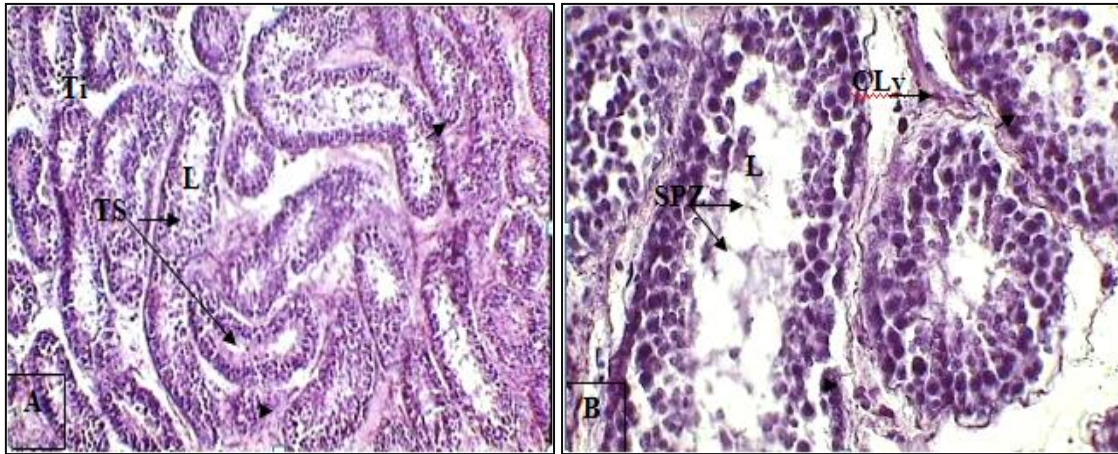
**Figure 25 :** Microphotographie représente des coupes transversales du testicule de l'agneau *Ouled djellel* à l'âge de 20 semaines. Tissu interstitiel (**Ti**). Noter les différents stades de la spermiogénèses. Spermatides sphérique (**ST0**). Spermatides (**ST1**), début d'élongation et condensation du noyau. Spermatides (**ST2**) élongation et formation de la pièce intermédiaire. Spermatides (**ST3**), Début de formation du flagelle. Spermatides (**ST4**) élimination primaire du cytoplasme. Les dorps résiduels (**CR**), x 1000.



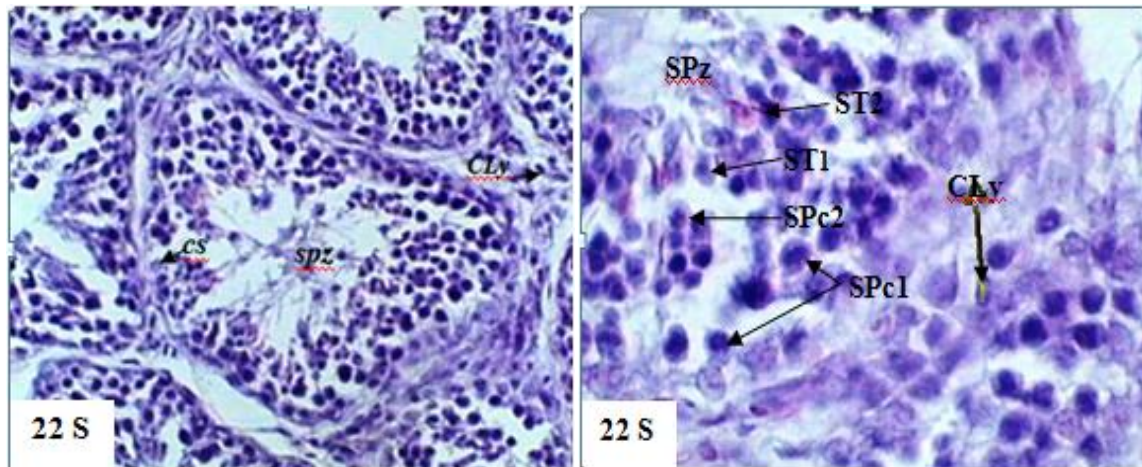
**Figure 26 :** Microphotographie représente une coupe transversale du testicule de l'agneau *Ouled djellel* à l'âge de 20 semaines. Tissu interstitiel (**Ti**). A cet âge les espaces intertubulaires sont importants et l'apparition d'une trame fibreuse très lâche (**TF**), les fibroblastes (**FB**) diminuent. X1000



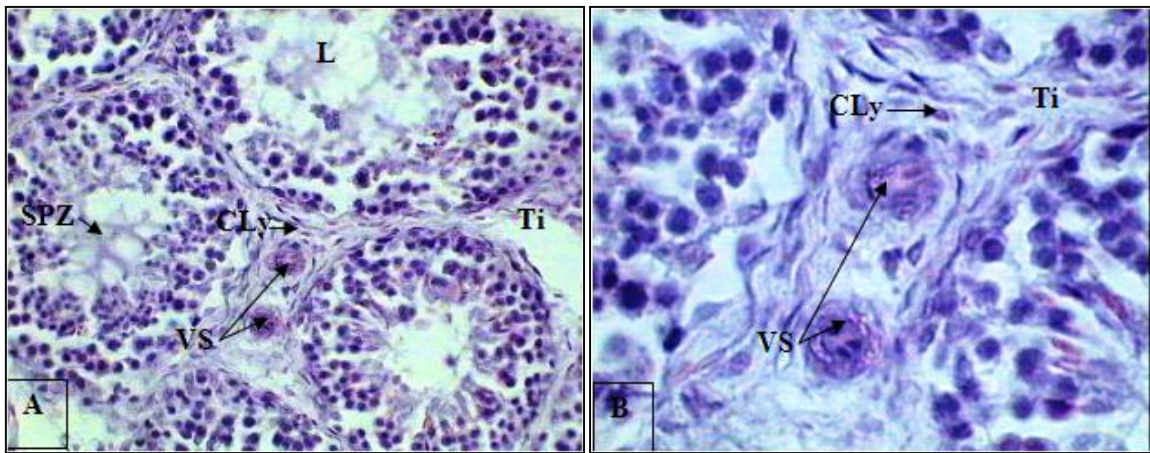
**Figure 27:** Microphotographie représente des coupes transversales du testicule de l'agneau *Ouled djellel* à l'âge de 12 (12S), 16 (16S) et 20 (20S) semaines . La lumière des tubes séminifères (L), Tissu interstitielle (Ti), Cellule de Lydig (CLy ), Cellules de Sertoli (CS), spermatogonie type a (SPa), spermatogonie type B (SPB), méiose (Méi), spermatocyte primaire (SPc1), spermatide sphérique (ST1), spermatide allongé (ST2), x 400.



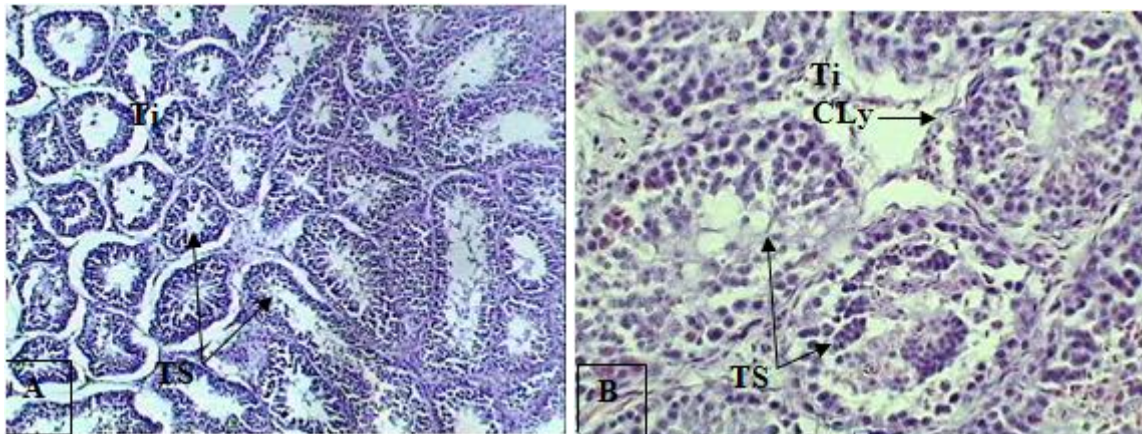
**Figure 28 :** Microphotographie représente des coupes transversales du testicule de l'agneau *Ouled djellel* à l'âge de 22 semaines. Tissu interstitiel (Ti). La lumière des tubes séminifères (L). Cellule de Lydig (CLy). Noter l'apparence des spermatozoïdes (SPZ) pour la première fois dans la lumière. (A)X100, (B)x 400.



**Figure 29:** Microphotographie représente des coupes transversales du testicule de l'agneau *Ouled djellal* à l'âge de 22 semaines (22S) . Cellule de Lydig (CLy) .Cellules de Sertoli (CS) .Méiose (Méi). Spermatocyte primaire(SPc1),Spermatocyte secondaire(SPc2). Spermatide sphérique (ST1) .Spermatide allongé (ST2).Spermatozoïde(SPz).Noter les espaces intertubulaires diminuent et sont envahis par les cellules de Lydig. x400etX1000.



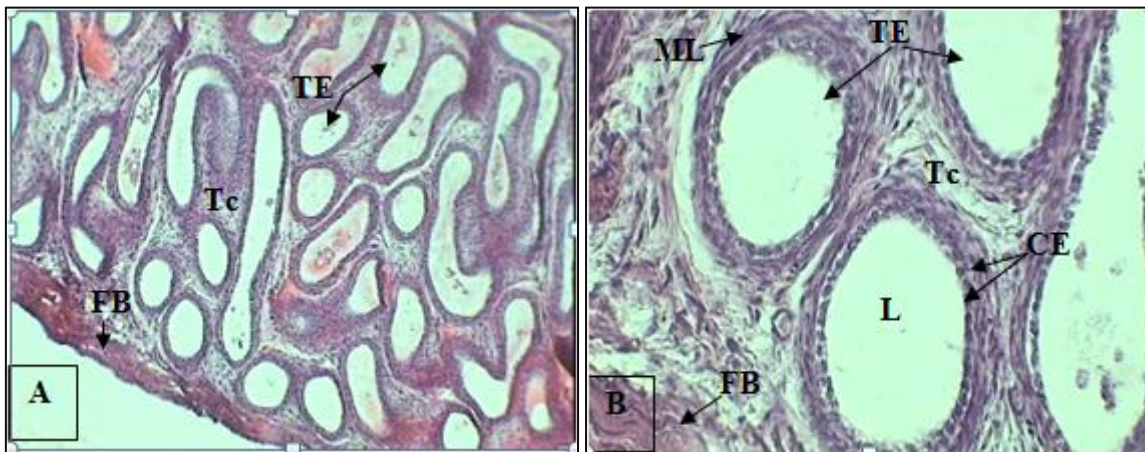
**Figure 30:** Microphotographie représente des coupes transversales du testicule de l'agneau *Ouled djellal* à l'âge de 22 semaines. Cellule de Lydig (CLy) . La lumière des tubes séminifères(L).Spermatozoïde (SPz) .Tissu interstitiel (Ti) .Vaisseau sanguin (VS).(A) X 400 ,(B)X1000.



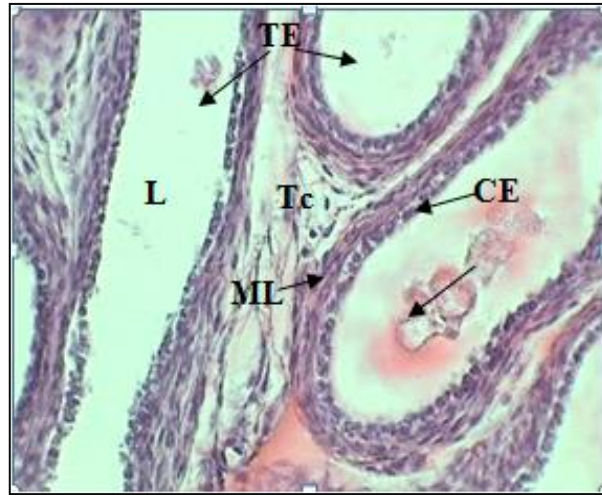
**Figure 31 :** Microphotographie représente des coupes transversales du testicule de l'agneau *Ouled djellal* à l'âge de 32 semaines. Cellule de Lydig (CLy) . Tissu interstitiel (Ti). (A) X 100, (B)X1000.

### 3.2. Histologie épидидymaire

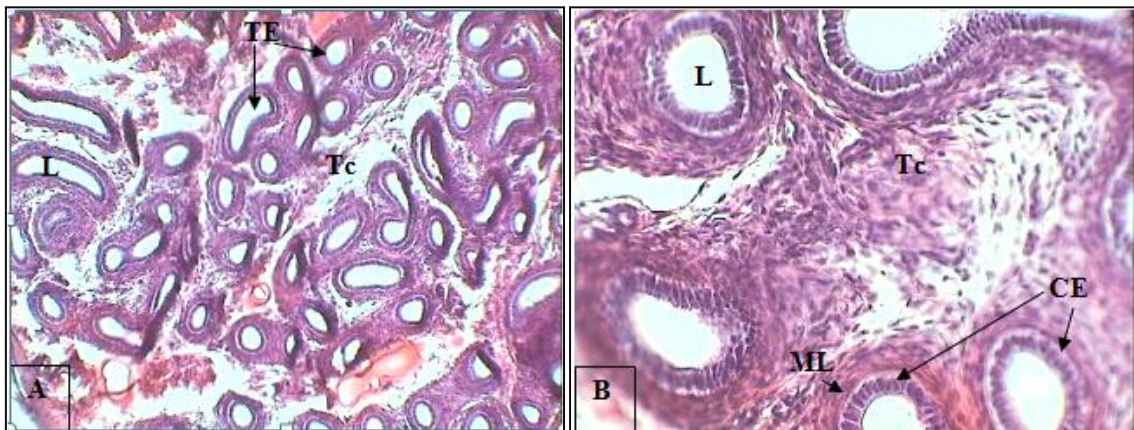
Les résultats obtenus dans l'étude histologique de l'épididyme montrent une augmentation graduelle du diamètre de tubules épидидymaires avec l'âge des agneaux et un changement remarquable dans le type d'épithélium, une épithélium prismatique simple chez les agneaux d' *Ouled Djellel* âgés de 0, 4, 8 semaines (Fig.36), se transforme en épithélium pseudostratifié à l'âge de 12 semaines (Fig.37), à acquérir des stériorciles à l'âge de 16, 20 (Fig.40) et 22 semaines (Fig.42) et la différenciation des trois catégories cellulaires, basales glandulaires et principales qui aboutis à l'augmentation dans la hauteur de l'épithélium des tubes épидидymaires. Les tubes épидидymaires sont toujours entourés d'un manchon de quelques fibres musculaires lisses et d'un tissu conjonctif lâche.



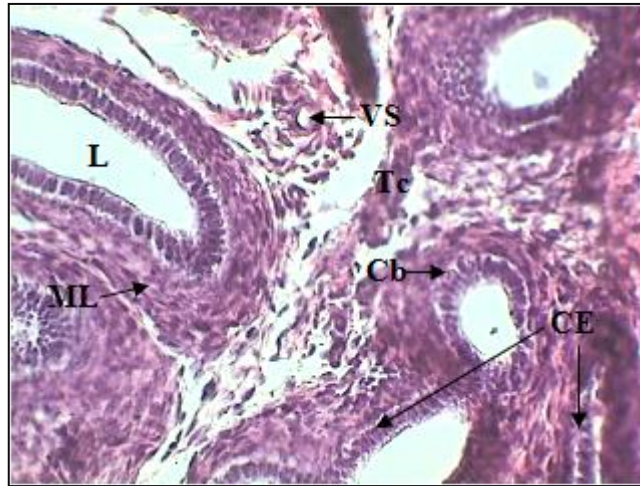
**Figure 32:** Microphotographie représente des coupes transversales d'épididyme de l'agneau *Ouled djellel* à l'âge de naissance. Les tubes épидидymaire (TE). Cellules épithéliales (CE). Tissu interstitiel conjonctif (Tc). Muscles lisses (ML). Fibres (FB). La lumière (L). (A) X 100, (B)X400.



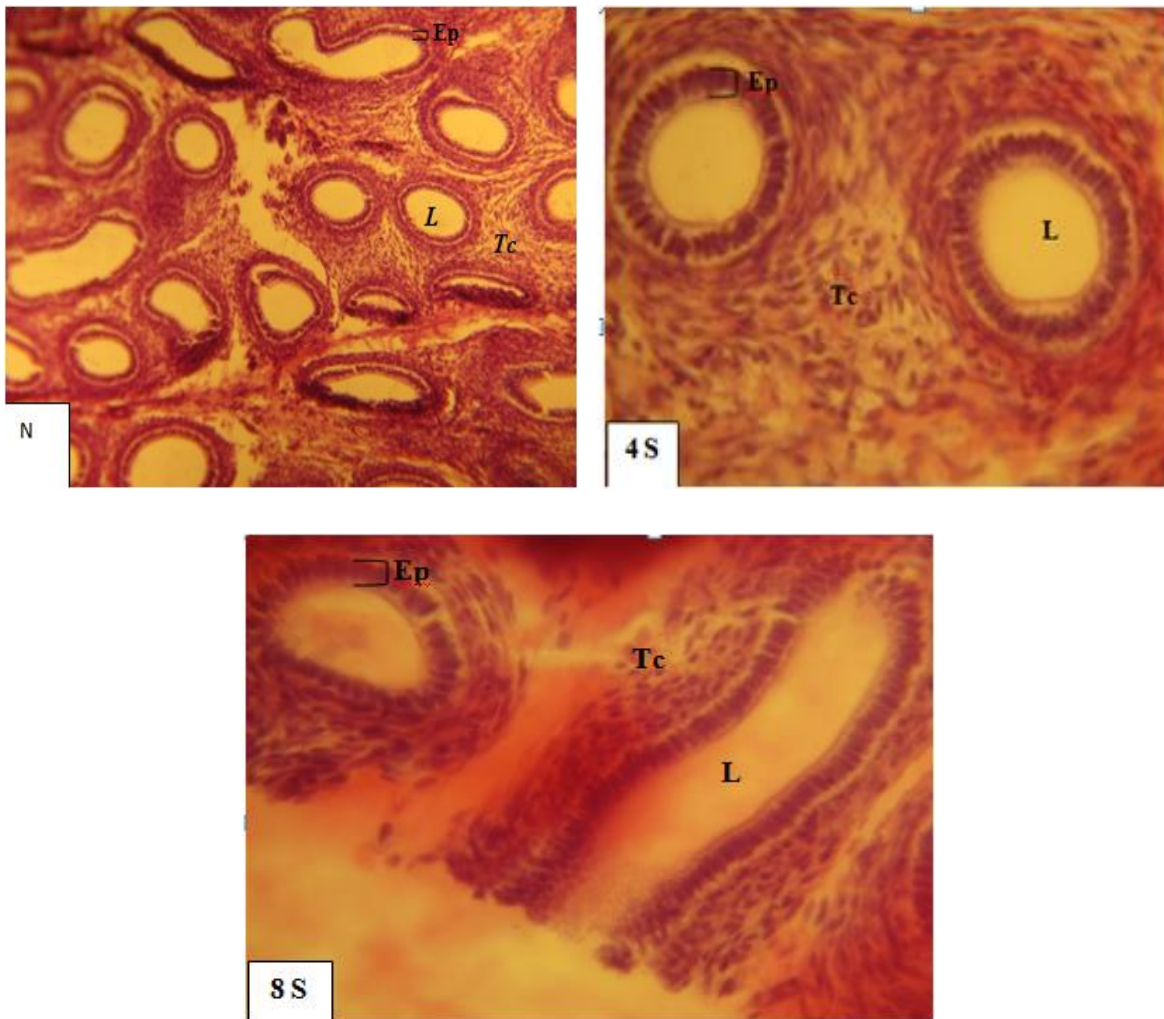
**Figure 33:** Microphotographie représente une coupe transversale d'épididyme de l'agneau *Ouled djellel* à l'âge de naissance. Les tubes épididymaire (TE). Cellules épithéliales (CE). Tissu interstitiel conjonctif (Tc). Muscles lisses (ML). La lumière (L). X400.



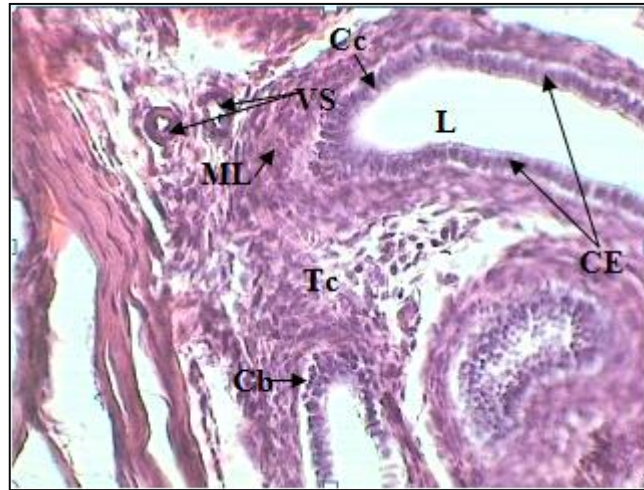
**Figure 34 :** Microphotographie représente des coupes transversales d'épididyme de l'agneau *Ouled djellel* à l'âge de 4 semaines. Les tubes épididymaire (TE). Cellules épithéliales (CE). Tissu interstitiel conjonctif (Tc). Muscles lisses (ML). La lumière (L). Noter les cellules épithéliales à cet âge sont plus régulières que celles de l'âge précédent (naissance). Ainsi l'épaisseur de la couche musculaire lisse est augmenté. (A)X100. (B)X400.



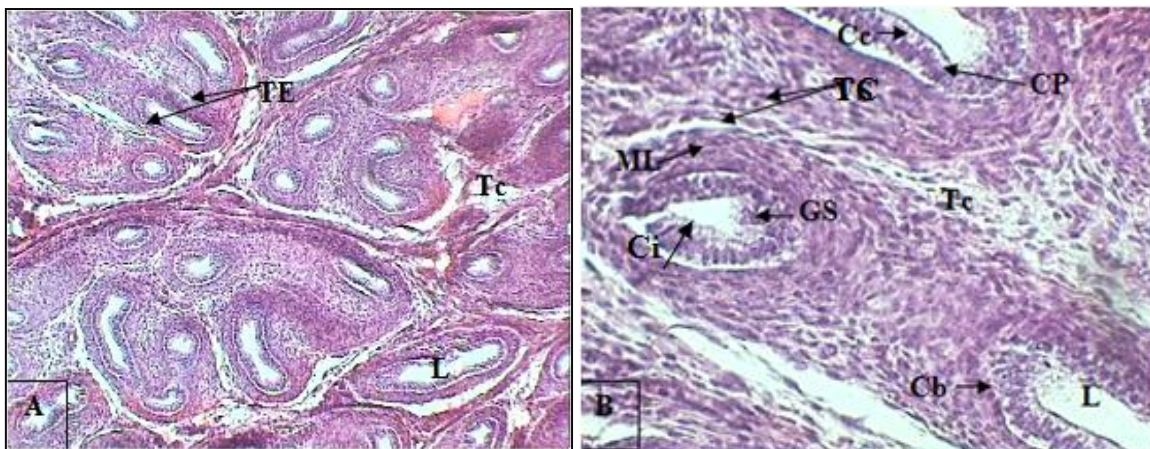
**Figure 35:** Microphotographie représente une coupe transversale d'épididyme de l'agneau *Ouled djellel* à l'âge de 8 semaines. Cellules épithéliales (CE). Tissu interstitiel conjonctif (Tc). Muscles lisses (ML). La lumière (L). Vaisseau sanguin (VS). Noter la différenciation de quelques cellules basales dans quelques tubes (Cb). X400.



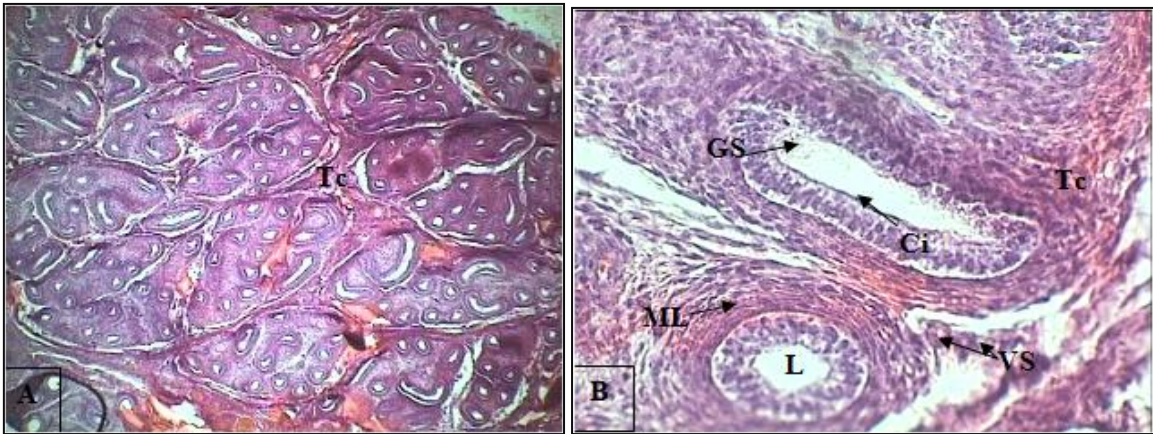
**Figure 36 :** Microphotographie représente des coupes transversales d'épididyme de l'agneau *Ouled djellel* à l'âge de la naissance (N), 4 (4S) et 8 (8S) semaines. La lumière des tubes épидидymaires (L). Tissu conjonctif (Tc). Epithélium épидидymaire (EP), x 400.



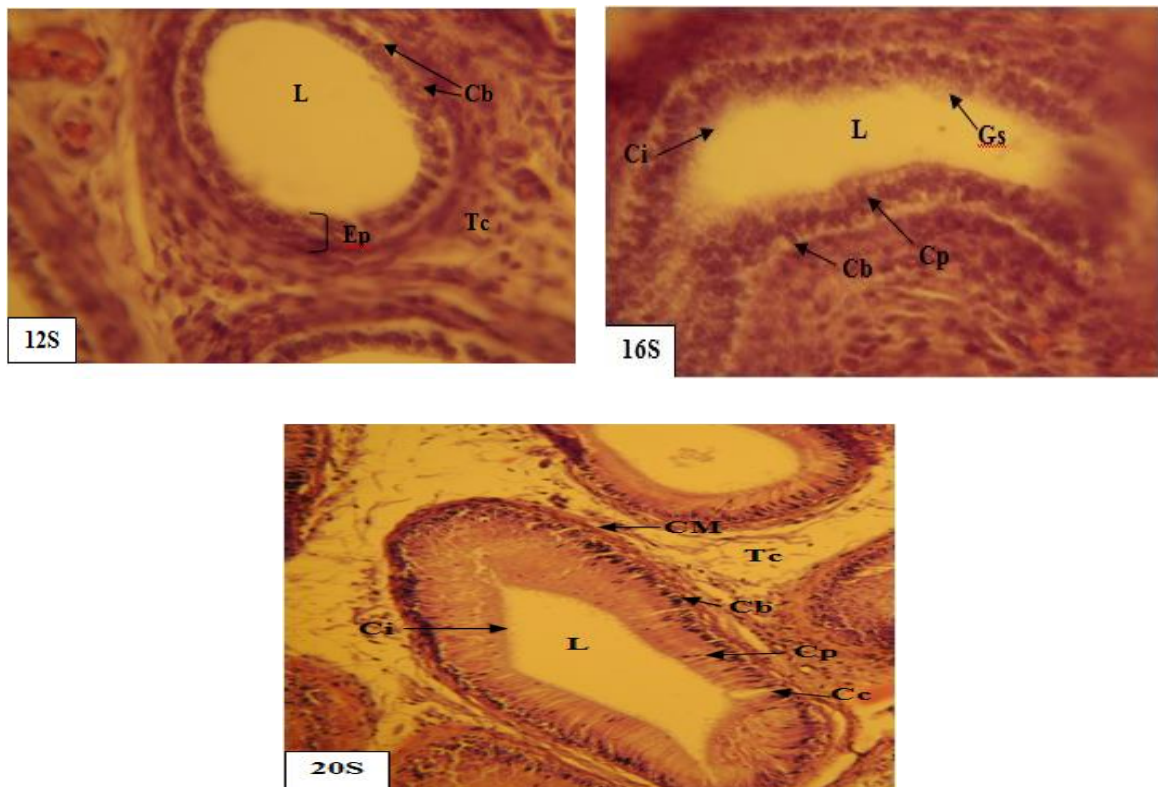
**Figure 37:** Microphotographie représente une coupe transversale d'épididyme de l'agneau *Ouled djellel* à l'âge de 12 semaines. Cellules épithéliales (CE). Tissu interstitiel conjonctif (Tc). Muscles lisses (ML). La lumière (L). Vaisseau sanguin(VS). Noter la différenciation des cellules basales (Cb) et les cellules claires (Cc). x400.



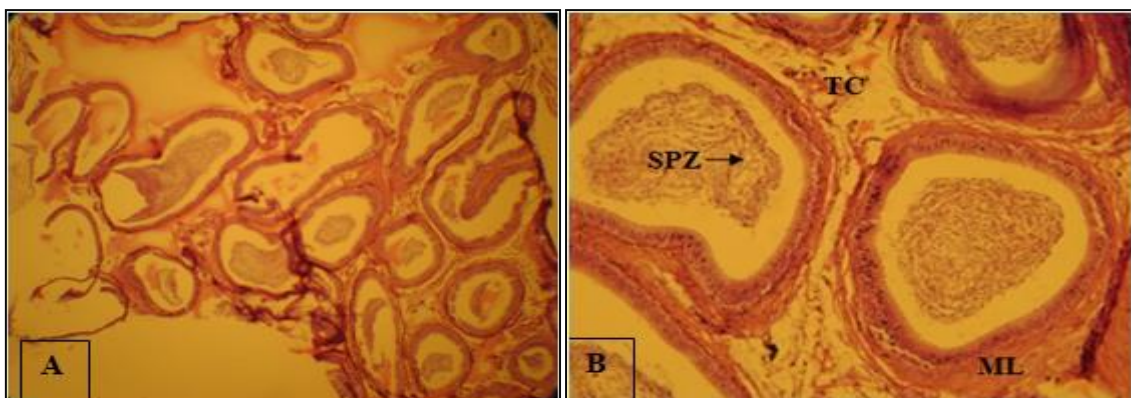
**Figure 38:** Microphotographie représente des coupes transversales d'épididyme de l'agneau *Ouled djellel* à l'âge de 16 semaines. Cellules épithéliales (CE). Tissu interstitiel conjonctif (Tc). Muscles lisses (ML). La lumière (L). Les cellules principales (CP). Cellules basales (Cb). Cellules claires (Cc). Noter l'apparence pseudostratifié de l'épithélium épididymaire. Ainsi l'apparition de grains de sécrétion (GS) et les cils (Ci). (A)X100. (B)X400.



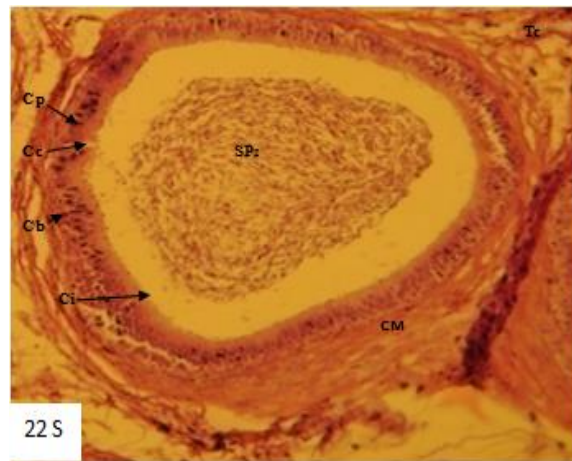
**Figure 39:** Microphotographie représente des coupes transversales d'épididyme de l'agneau *Ouled djellel* à l'âge de 20 semaines. Tissu interstitiel conjonctif (Tc). Muscles lisses (ML). La lumière (L). Les grains de secretion (GS). Vaisseaux sanguins (VS). Cils (Ci). (A)X100. (B)X400.



**Figure 40 :** Microphotographie représente des coupes transversales d'épididyme de l'agneau *Ouled djellel* à l'âge de 12 (12 S), 16 (16 S) et 20 (20 S) semaines. La lumière des tubes épидидymaires (L), Tissu conjonctif (Tc), Epithélium épидидymaire (EP), cellule basale (Cb), cellule principale (Cp), cellule claire (Cc), cils (Ci), grain de secretion (Gs), cellule musculaire (CM), x 400



**Figure 41:** Microphotographie représente des coupes transversales d'épididyme de l'agneau *Ouled djellel* à l'âge de 22 semaines. Tissu interstitiel conjonctif (Tc). Muscles lisses (ML). Noter l'apparition des spermatozoïdes dans la lumière des tubes épидидymaires pour la première fois (SPZ). (A)X100. (B)X400.



**Figure42** : Microphotographie représente une coupe transversale d'épididyme de l'agneau *Ouled djellel* à l'âge de 22 semaines (**22S**). Spermatozoïdes (**SPz**). Cellule basale (**Cb**). Cellule principale (**Cp**). Cellule claire (**Cc**). Cils (**Ci**). Cellule musculaire (**CM**), x 400.

#### 4. Discussion

Cet étude présente la première description du développement sexuel des agneaux de la race *Ouled djellel*, tous les résultats obtenus (croissance corporelle testiculaire) semblent être en accord avec les données correspondantes sur d'autres races de moutons avec peu de différences qui semblent être dues aux effets des différents environnements dans lequel les béliers ont été élevés (Cui et al., 2003). Toutes les mensurations testiculaires et corporelles augmentent avec l'âge (Ferra et al., 2010).

Le poids vif moyen des agneaux *Ouled djellel* à la naissance est de 4,28kg. Ce poids est supérieur à celui estimé chez la même race par certains auteurs (Belacel, 1991; Dekhili et Mahane, 2004; Dehimi, 2005). Il est aussi supérieur au poids à la naissance chez beaucoup de races tropicales et subtropicales (Boujenane, 2005; Chikhi, 2006; Ibnelbachyr et al., 2007; Boujenane, 2012). Après dans des conditions très proches, le poids estimé à 18 semaines est inférieur à celui rapporté durant la même période d'âge chez les agneaux D'man (25,28 kg) (Ibnelbachyr et al., 2007). Comparé à d'autres races subtropicales, le poids à 20 semaines est supérieur à celui rapporté par Atti et Abdouli, (1997) chez les races Barbarine,

Le poids vif avoisine aussi les poids estimés durant la même phase chez les agneaux des races Awassi et Redkaraman (Emsen, 2005) et se rapproche à celui de la race Kivircik (Elmaz et al., 2007).

L'explication de la différence de poids entre toutes ces races, est non seulement liée à la différence du génotype et de l'alimentation (Atti et Abdouli, 1997; Macit et al., 2002; Lewis et al., 2002; Emsen, 2005; Duguma et al., 2007; Chafri et al., 2008; Abdullah et al., 2010), mais aussi de l'environnement (Gürdal Gökrekçi et Evrim, 2000).

L'évolution du périmètre thoracique est mieux corrélée avec le poids vif qu'avec l'âge ( $r=0,96$  vs  $r=0,94$ ) (Akouango et al., 2010; Bahhar., 1998).

Les valeurs de la circonférence scrotale de la présente étude sont comparables à celles connues chez la race Kirvircik (Koyuncu et al., 2005). Mais ils sont inférieures à celles observées par Bilgin et al, (2004) chez la race Awass. La circonférence scrotale est fortement corrélée avec le poids vif. Le même résultat a été constaté par plusieurs auteurs (Courrot, 1971; Benseghir, 1978; Abdel Rahim et al., 1989; Adam et Findlay, 1997; Rege et al., 2000; Salhab et al., 2001; Boucif et al., 2007; Chafri et al., 2008; Karakuş et al., 2010). Et il évolue très significativement et positivement avec l'âge ( $r=0,99$  ;  $P<0,001$ ), ce qui confirme les résultats rapportés par Mukasa-Mugerwa et Ezaz (1992). Encore, une forte corrélation a été observée entre le poids testiculaire et circonférence scrotale pour Addass et al, (2013) c'est un bon indicateur de la fonction spermatogénèse, et c'est le meilleur critère du développement sexuelle chez le male (Notter et al., 1981).

Une corrélation positive entre toutes les mensurations corporel et testiculaire dans notre étude, a été observée aussi par Kafi et al, (2004).

La croissance testiculaire (poids et circonférence scrotale) suit celle du corps (poids et périmètre thoracique) de la naissance jusqu'à l'âge de 48 semaines chez les agneaux *Ouled djellel*. Sans oublier, que la croissance du testicule reflète d'une manière générale l'évolution d'importantes modifications anatomiques et physiologiques menant à la maturité sexuelle et l'acquisition de la capacité de reproduction. Les critères les plus utilisés pour la définir chez les ovins mâles sont surtout basés sur l'évolution histologique du testicule et l'apparition des premiers spermatozoïdes au niveau des tubes séminifères (Nazari et al., 2016; Herrera-Alarcon et al., 2007), de l'épididyme (Ahmed et al., 2014;

Abdel Rahim et al., 1989; Herrera-Alarcon et al., 2007) ou de l'éjaculation (Skinner et Rowson, 1968; Olster et Foster, 1986; Chakraborty et al., 1989; Weaton et Godfrey, 2003).

Nos résultats histologiques montrent la présence des spermatogonies chez les agneaux d'*Ouled djellel* à l'âge de naissance, 4, 8 semaines. Des cellules germinales précurseurs immatures, ou gonocytes, se trouvent centre des cordons séminifères sans contact avec la membrane basale (Steger et Wrobel, 1996). La migration des gonocytes situés au centre dans la partie basale de l'épithélium seminifère est un processus cellulaire essentiel à la survie de la gonocytose et à la constitution d'une réserve spermatogoniale chez l'adulte (McGuinness et Orth, 1992; Orth et al., 2000). Chez les taureaux, cette période est beaucoup plus longue, allant du jour 0-16 semaines, au début de la différenciation des spermatogonies (Oatley et al., 2004). Nos résultats ont indiqué qu'il y avait une augmentation marquée du nombre de cellules germinales et de la population de spermatogonies au cours du troisième mois (12 semaines). A cette époque, les cellules de spermatocytes et de Leydig ont été observées dans certains tubules pour la première fois. Ce processus a été signalé pour d'autres races, telles que *Blackbelly*, *D'Manatat*, âgée de 12 semaines (Herrera-Alarcón et al., 2007; Boukenaoui et al., 2012). La luminescence des cordes sexuelles était caractérisée par la désintégration des cellules centrales et la liquéfaction de la substance intercellulaire des cordes sexuelles. Elle a été commencée au bout de 3 mois (12 semaines) puis complétée à l'âge de 22 semaines chez les agneaux d'*Ouled djellel*. L'âge de luminescence dans les cordons sexuels a été rapporté chez les animaux domestiques et était à 20-24 semaines de l'âge postnatal chez le taureau (Abdel-Rouf, 1960), 60 jours chez la chèvre (Sarma et Devi, 2012), et 3 mois chez les buf-faloes (Rana et Bilaspuri, 2004; Ahmad et al., 2010). L'apparition de la lumière tubulaire est une conséquence de la sécrétion et de l'accumulation accrues de fluide tubulaire produites par les cellules de Sertoli, qui font partie du processus de maturation fonctionnelle de l'épithélium germinal, et de la formation de jonctions serrées entre les cellules de Sertoli adjacentes (Herrera-Alarcón et al., 2007). À 5 mois, Le processus de spermatogenèse est presque terminée par la présence de spermatides sphériques et allongés et par les modifications correspondantes du comportement des agneaux pendant la période pré-pubère d'*Ouled djellel* (Nazari Zenouz et al., 2014). À 22 semaines d'âge la libération du premiers spermatozoïdes dans la lumière des tubes séminifères .

Nos résultats n'ont révélé aucun changement significatif des taux plasmatiques de testostérone avant l'âge de 16 semaines. Alors que la deuxième phase commence à partir du 20<sup>ème</sup> semaines et que le nombre de cellules de Leydig est augmenté du fait de la division cellulaire de Leydig et différenciation des cellules mesenchymateuses. Une relation de produit précurseur entre les cellules mesenchymales et de Leydig a été rapportée dans le testicule bovin (Mendis-Handagama et Ariyaratne, 2001). La capacité de sécrétion de testostérone augmente de manière significative dans les cellules adultes de Leydig parce qu'elles acquièrent davantage de composants organites nécessaires à la production de stéroïdes et à une réactivité accrue à la LH circulatoire (Mendis-Handagama et Ariyaratne, 2001)

Au moment de la puberté, l'estradiol est sécrété par la cellule de Sertoli et la fonction précoce de la cellule de Sertoli, différenciation ultérieure des cellules de Leydig entraînant une augmentation de la synthèse de testostérone par ces cellules; diminution de la mitose et induction de la différenciation des cellules de Sertoli, qui définit à son tour les conditions de progression de la spermatogenèse et de la méiose par les cellules germinales (Moura et al., 2011; Okpe et Ezeasor, 2016). Sur la base de nos résultats, l'augmentation claire des taux de testostérone au cours de l'âge de 20 à 22 semaines chez les agneaux d' *Ouled djellel* montre que l'activité stéroïdogénique des cellules de Leydig dans les testicules commence à cet âge, lorsque le diamètre nucléaire des cellules de Leydig a augmenté. Au bout de 36 à 48 semaines, le taux plasmatique de testostérone atteint jusqu'à 4.5 ng / ml, ce qui contribue à l'augmentation de la capacité de sécrétion de testostérone dans les testicules des cellules de Leydig matures adultes. avec l'accomplissement de cette transition, la puberté est atteinte. En général, cette constatation est similaire à celle rapportée pour d'autres animaux de ferme domestiques tels que le D'Han Ram et le buffle (Krana et Bilaspuri, 2000; Rana et Bilaspuri, 2004; Boukenaoui et al., 2012). Nos résultats ont montré que le début de la puberté coïncidait avec une augmentation substantielle du niveau de testostérone, du nombre de cellules de Leydig et de l'apparition de spermatocytes (Mendis-Handagama et Ariyaratne, 2001; Sofikitis et al., 2008; Okpe et Ezeasor, 2016).

En outre, Les diamètres tubulaires épидидymaires chez les agneaux d' *Ouled djellel* âgés de 0 , 4, 8, 12 semaines pourraient indiquer une durabilité fonctionnelle inférieure de cet organe, dont les activités vers la maturation et la conservation des spermatozoïdes en

transit dans la lumière sont bien connus (Silvana et al., 2010). A partir de 22<sup>ème</sup> semaines, la lumière pourrait éventuellement augmenter sous la pression de l'accumulation des spermatozoïdes et l'épithélium augmente son rôle fonctionnel (Silvana et al., 2010). À 0, 4, 8, 12 semaines, l'épithélium épидидymaire montre un épithélium prismatique simple. À 16 semaines, l'apparition des microvillosités apicales ou stéréocils, sont de longueur et de densité réduites. L'épithélium épидидymaire est constitué de cellules basales et de cellules plus hautes et les stéréocils plus développés (Arrighi, 2013). Une zone supranucléaire est bien définie, les cellules claires vont se différencier (Tajiri, Fukui, Sawaguchi, & Yoshinaga, 2012), la présence de vésicules et globules indique le début de l'activité enzymatique de ces cellules, la composition du milieu intra luminal le long du tubule joue également un rôle majeur dans le bon déroulement du transit et de la maturation des spermatozoïdes (Cornwall, 2009).

L'établissement de l'épithélium pseudo stratifié épидидymaire régule le micro environnement spermatique et joue un rôle majeur lors du transit des spermatozoïdes à travers le tubule épидидymaire (Hinton et al., 2011). Chaque type cellulaire joue un rôle distinct, mais il existe également un jeu de communication étroit entre les cellules, afin d'établir un environnement optimal à la maturation spermatique (Bernet, 2018). Selon Bernet, (2018) la période de différenciation épithéliale, arrive bien avant la maturité sexuelle et donc avant l'arrivée de la première vague de spermatozoïdes et avant l'augmentation des facteurs testiculaires tel que la testostérone. Peu de choses sont connues concernant les acteurs qui régissent l'initiation de la différenciation de l'épithélium épидидymaire (Bernet, 2018). En 2011, Murashima décrit l'implication des androgènes et l'importance des récepteurs aux androgènes (Androgen Receptor. AR) au niveau de cet épithélium pseudo stratifié (Murashima et al., 2011). À 22 semaines la lumière des tubes se remplit de spermatozoïdes. L'arrivée des premiers spermatozoïdes dans l'épididyme est le signe du début de la puberté (Lakabi et al., 2018).

Nos résultats ont montré que les béliers *Ouled djellel* atteignent la puberté entre 20 et 22 semaines, de la même manière que d'autres races telles que la race Awassi rapporté par Bilgin et al. (2004) et Emsen (2005), et elle se rapproche à celle chez la race tropical Pelibuey ( $162 \pm 7$  jours) (Martinez et al., 2012) et supérieur à celui rapporté par Olster et Foster, (1986) chez les agneaux Suffolk (de 112 à 126 jours). Tandis que Les béliers de race Chios, Karagouniki, Serres et Friesland atteignent la puberté entre six et sept mois

(Belibasaki et Kouimtzis, 2000). Aussi, elles sont inférieurs à ceux rapportés chez la race Awassi en Jordanie par Kridli et al, (2006) 8 mois et en Egypte par Hassan et al, (1993) 9 mois.

Plusieurs races subtropicales atteignent la puberté plus tardivement que la race *Ouled djellel* : il s'agit des races Ossimi, Chios (de 9 à 11 mois) (Hassan et al., 1993) et de la race Rahmani 8 à 9 pour El-Zelaky et al. (2011) et 10 mois pour Abd-Allah et al. (2011).

Il est difficile de comparer la puberté chez les races saisonnières ( Land ,1978 ) et de faire la comparaison avec les différents résultats obtenus par divers auteurs dans différents pays car les techniques de détermination de la puberté varient d'une étude à une autre.

Dans cette étude, au moment de la puberté les moyennes de poids corporel et de circonférence scrotale chez les béliers *Ouled djellel* ont été enregistrées avec 27,89 kg et 18,13 cm respectivement. Ils sont inférieurs à ceux de la race Ghezel rapporté par Nazari et al. (2016) (42.39 kg et 25.8cm) et Ahmed et al. (2014) (37.4 kg et 24.4cm). Nos résultats se rapproche des résultats rapportés par Mahgoub et Lodge.( 1994) chez la race Omani : 28 kg et 18.5cm et supérieurs chez la race Javenese : 21,9 kg et 15cm (Sodiq et Tawfik, 2004).

Selon Belibasaki et Kouimtzis. (2000) et Villasmil-Ontiveros et al. (2011), la différence de poids au moment de la puberté est liée à la différence du génotype. Aussi Mukasa-Mugerwa et Ezaz (1992) trouvent que la saison de naissance affecte significativement l'âge et le poids à la puberté chez les agneaux Menz.

En ce qui concerne l'effet de la saison sur les performance de la reproduction chez les agneaux *Ouled djellel*, les variations saisonnières des moyennes des concentrations plasmiqes de testostérone sont évidentes . Les concentrations de testostérone étaient les plus élevées au milieu du printemps et fin de l'été; cependant en automne, elles ont atteint sa valeur maximale. En accord, les taux plasmiqes de testostérone étaient enregistré pour être plus élevé au cours de la journée en basse période (photoperiode) (mois d'automne) à Daglic et Chios (turque races) (Gündoğan, 2007) et à Texel, Suffolk et des béliers d'Ile-de-France (Mandiki et al., 1998) et les béliers des zones semi-arides (Hassanin et al., 2013). En contraste Aller et al .(2012) a rapporté que le plus élevé valeur en été , Une autre étude réalisée par Delgadillo et Chemineau. (1992) rapporté que les concentrations plasmiqes de testostérone lié à la saison de l'année .Ainsi Aller et al. (2012) a souligné l'effet de la saison sur la circonférence scrotale chez les deux races Pinpinta et Corriedale .

Les résultats de la présente étude montrent clairement un rythme saisonnier dans le cycle de reproduction des agneaux d' *Ouled djellel*. La photopériode contrôle le cycle de reproduction de certaines espèces comme le cheval, la chèvre, le mouton et le hamster (Altinsaat et al., 2009; Noakes et al., 2001; Cunningham et Bradley, 2007). Des signaux lumineux sont reçus par la rétine et transmis à la glande pinéale qui produit la mélatonine en réponse à l'obscurité. La mélatonine joue un rôle clé dans la régulation de l'activité de reproduction saisonnière (Fitzgerald et al., 2000; Rosa et Bryant, 2003; Cunningham et Bradley, 2007; Nagy et al., 2000; Gerlach et Aurich, 2000). L'augmentation de la sécrétion de mélatonine pendant les jours courts active l'axe hypothalamo-hypophysogonadique. L'hormone libérant des gonadotrophines (GnRH) est sécrétée par l'hypothalamus en réponse à des concentrations élevées de mélatonine. La GnRH induit ensuite la sécrétion de l'hormone LH (Roster, 2008; Nagy et al., 2000; Gerlach et Aurich, 2000). LH à son tour régule la voie stéroïdienne dans les testicules et stimule les cellules de Leydig pour produire de la testostérone (Roser, 2008). La multiplication spermatogoniale est maximale lorsque la photopériode claire décroissante est de 8 à 12 heures, avec un maximum pour 10 heures. Par contre l'augmentation de la photopériode journalière diminue les réserves spermatiques et inversement avec 48 jours de retard, la durée de la spermatogénèse. Des facteurs secondaires interviennent aussi, telle la température, liée aussi aux saisons : les hautes températures tendent à inhiber les manifestations de spermatogénèse alors que les faibles températures tendent à les stimuler (Hassen, 2012). Le rôle de la lumière sur la reproduction des juments a été mis en évidence en 1947 (Saab et al., 2011). Selon Bradshaw et Holzapfel. ( 2007 ), à haute latitude (> 30°), la durée de la journée a un impact sur l'activité reproductrice des reproducteurs saisonniers .

La saison de la naissance influence d'une manière significative la croissance corporelle et testiculaire des agneaux (Brown, 1994). De même, elle influence l'âge à la puberté (Amann et Schanbacher, 1983). Chez les petits ruminants, les jeunes qui naissent pendant la saison de naissance normale (printemps) en zones tempérées, tendent à gagner la puberté l'automne qui suit (Land, 1978 ; Deveson et al., 1992). D'ailleurs, durant la même saison, les agneaux qui naissent tôt tendent à être pubères plus précocement que ceux qui naissent en fin de saison sexuelle (Land, 1978). Skinner et Rowson (1968) ont lié le retard de la puberté chez les agneaux Welsh Mountain nés tard en été par rapport à ceux

nés au printemps (21 jours de retard) à un retard de croissance lié lui-même à une restriction énergétique.

L'âge à la puberté dépend donc à la fois de la croissance et de la saison sexuelle ; si le poids critique est atteint pendant la saison, la puberté intervient immédiatement, mais s'il est atteint pendant la période de repos sexuel, la puberté ne peut se manifester qu'au cours de la saison suivante (Bonnes et al., 2005).

Chpitre 5  
Développement postnatale de l'appareil génital  
de l'agnelle Ouled Djellel

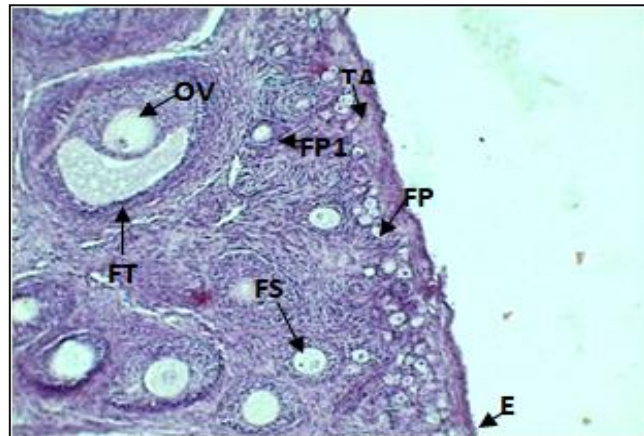
## **Développement postnatale de l'appareil génital de l'agnelle *Ouled Djellel***

### **1. Appareil génital de l'agnelle d'*Ouled Djellel***

#### **1.1. Développement d'ovaire**

##### **1.1.1. Ovaire d'agnelle à 15 jours d'âge**

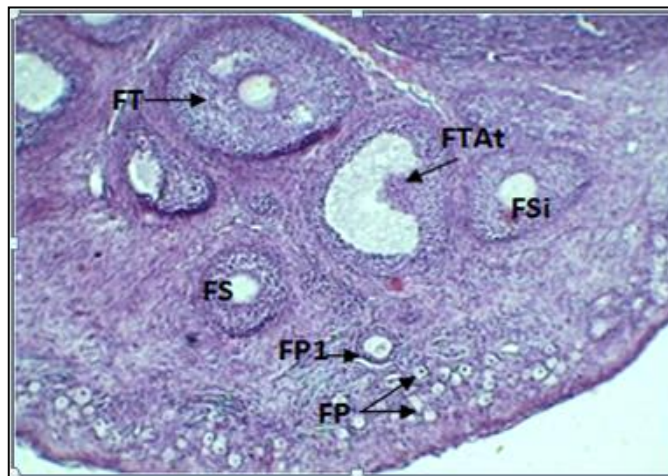
L'ovaire de brebis à 15 jours d'âge (fig. 1, 2, 5) lisse et revêtu d'une seule couche de cellules épithéliales cubiques, sous cette couche directement, il y a la tunique albuginée. On remarque une croissance rapide de l'ovaire à cet âge, grâce à la présence d'un grand nombre des follicules primordiaux, primaires, secondaires et antraux, avec la prédominance des follicules primordiaux qui sont limités à un bord périphérique du cortex. Par contre les follicules secondaires et antraux précoces à ce stade sont immatures par rapport à ceux de l'adulte. Les follicules secondaires immatures sont caractérisés par des cellules charnues de la granulosa et thèque et les antraux ont une mauvaise adhésion entre les cellules de la granulosa et l'ovocyte primaire et l'absence de la zone pellucide. L'atrésie est aussi manifestée dans toutes les sortes des follicules par la disparition du noyau de l'œuf, le changement de sa forme et l'irrégularité de la couche granulaire (Fig.2 ,3.4) .



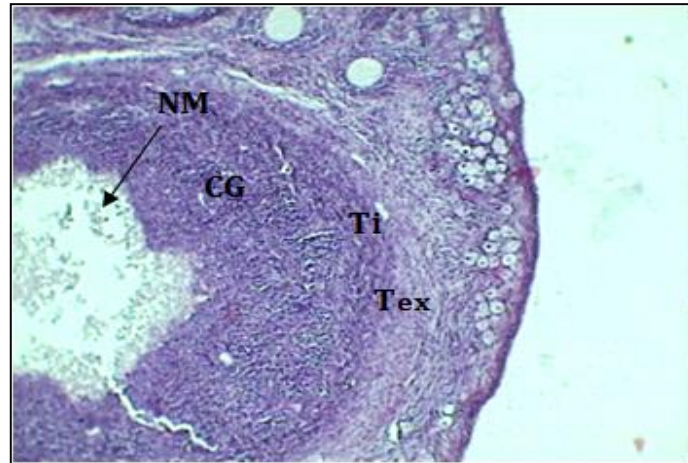
**Figure 01** : Microphotographie d'ovaire d'agnelle à deux semaines d'âge. Couche de cellules épithéliales (E). Tunique albuginée (TA). Follicule primordial (FP). Follicule primaire (FP1). Follicule primaire (FS). Follicule tertiaire (antral) (FT). Ovocyte (OV), x400.



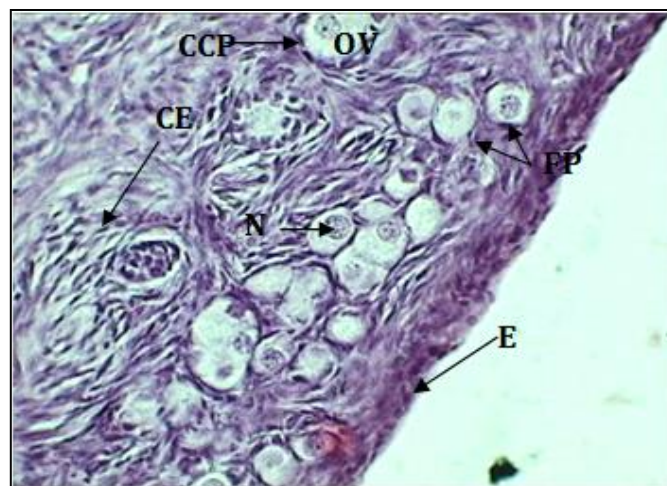
**Figure 02:** Microphotographie d'ovaire d'agnelle à deux semaines d'âge, qui montre les stades de l'atrésie folliculaire. Couche de cellules épithéliales (E). Cellules de granulosa irrégulières (CG). Follicule primordiale (FP). Follicule tertiaire atrétique, stade précoce (FTAt). Follicule tertiaire atrétique, stade avancé (FSAAt). Follicule secondaire atrétique (FSAAt). Ovocyte anormal (OVa). Noyau des cellules mortes (NM). x100.



**Figure 03 :** Microphotographie d'ovaire d'agnelle à deux semaines d'âge qui montre les différents stades de folliculogénèse. Follicule primordiale (FP). Follicule secondaire (FS). Follicule secondaire immature (FSi). Follicule tertiaire (FT). Follicule tertiaire atrétique (FTAt). Noter la dégénérescence totale d'ovocyte, x400.



**Figure 04 :** Microphotographie d'ovaire d'agnelle à deux semaines d'âge qui montre l'atrésie folliculaire d'un follicule tertiaire. Noter la dégénérescence totale d'ovocyte et les noyaux des cellules mortes de granulosa dispersés dans l'antrum(NM). Cellules de granulosa (CG).Thèque interne(Ti). Thèque externe(Tex), x1000.



**Figure 05 :** Microphotographie d'ovaire d'agnelle à deux semaines d'âge (Octobre), Couche de cellules épithéliales cubiques simples (E). Tunique albuginée (TA). Des cordes des cellules épithéliales dans le cortex (CE). Follicule primordiale (FP). Noyau d'ovocyte (N). Ovocyte (OV). L'ovocyte entouré d'une couche de cellules épithéliales pavimenteuses (CCP), x400.

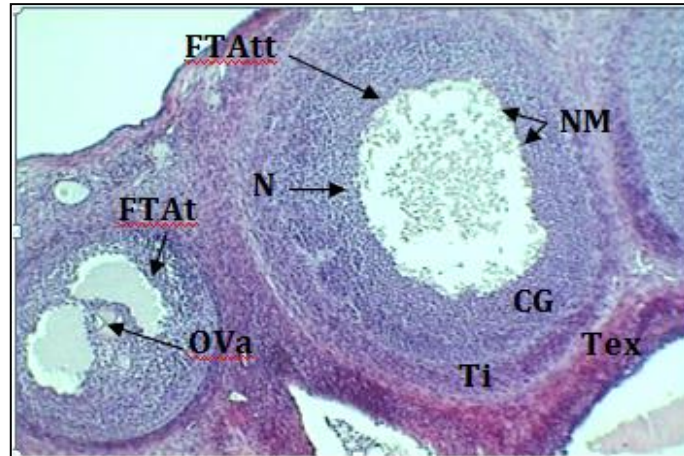
**1.1.2. Ovaire d'agnelle à 4, et 8 semaines d'âge**

L'ovaire des agnelles à 4, et 8 semaines d'âge élucide des changements significatifs en comparaison aux d'autres âges, il est caractérisé par un grand cortex et de petit médulla (Fig.6). Le cortex d'ovaire est englobé par une couche de cellules épithéliales cubique (couche de cellules épithéliale). On note dans cette période d'âge l'immaturité folliculaire n'existe plus, les cellules de la granulosa sont devenues très adhérentes à l'ovocyte, et elle deviennent plus petites avec de gros noyaux basophiles, et les cellules thécales s'allongent et émergent en tant que couche définie. Grands follicules antraux peuvent être vus dans le médulla (Fig.7 et 9).

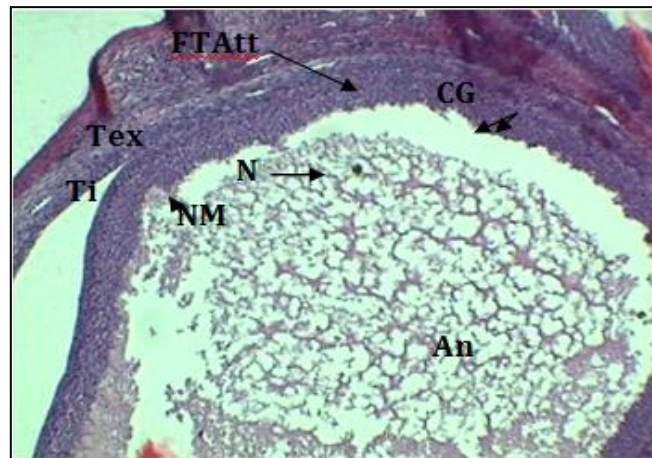
Cependant, il y a une absence notable du tissu interstitiel. Ce phénomène est appelé isofolliculia. L'atrésie Folliculaire est particulièrement présente par l'apoptose des cellules de la granulosa (Fig.7,8).



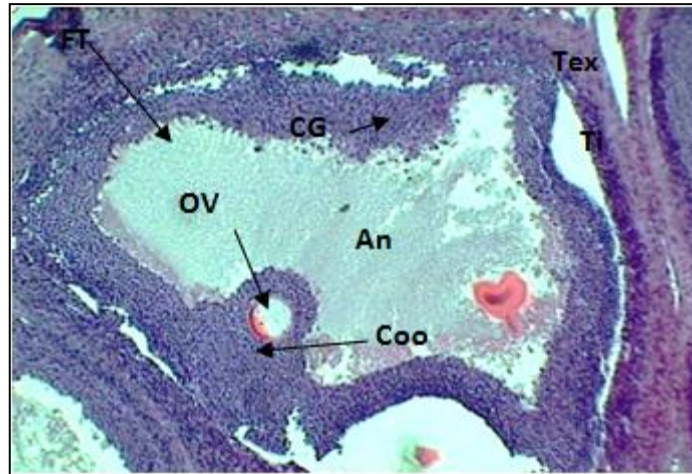
**Figure 06:** Microphotographie d'ovaire d'agnelle à 4 semaines d'âge. Couche de cellules épithéliale cubique simple (**E**).Tunique albuginée (**TA**). Follicules antraux(tertiaires) (**FT**). Follicules antraux(tertiaires)atrétiques (**FTAt**). Noter isofolliculia et cortex occupe toute l'espace. Les vaisseaux sanguins dans le medulla (**VS**), x100.



**Figure 07 :** Microphotographie d'ovaire d'agnelle à 4 semaines d'âge, montrant les stades de l'atrésie folliculaire. Cellules de granulosa irrégulières (CG). Follicule tertiaire atrétique, stade précoce (FTAt), noter l'ovocyte en voie de dégénérer (OVa). Follicule tertiaire atrétique, stade avancé (FSAtt). Noter dégénérescence total de l'ovocyte .Noyau des cellules mortes(NM). Thèque interne(Ti). Thèque externe(Tex), x400.



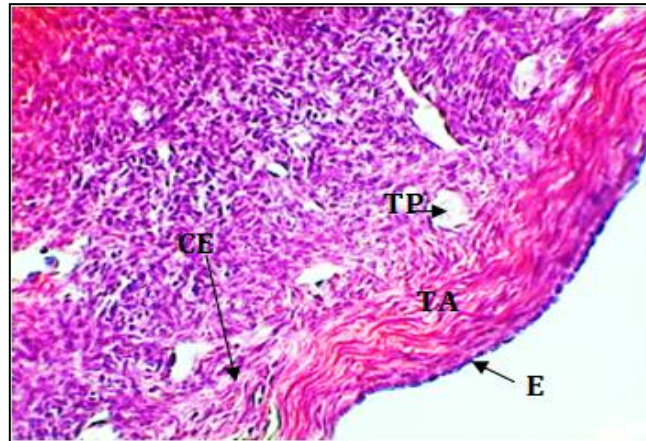
**Figure 08 :** Microphotographie d'ovaire d'agnelle à 8 semaines d'âge, montrant les stades de l'atrésie folliculaire. Cellules de granulosa irrégulières (CG). Follicule tertiaire atrétique stade avancé (FSAtt). Noter dégénérescence total de l'ovocyte. Noyau des cellules mortes(NM). Thèque interne (Ti). Thèque externe (Tex), x1000.



**Figure 09** : Microphotographie d'ovaire d'agnelle à 8 semaines d'âge. Follicule tertiaire (FT). Cellules de granulosa (CG).Cumulus oophorus (Coo). Ovocyte(OV). Antrum (An). Thèque interne(Ti). Thèque externe(Tex) , x1000.

### **1.1.3. Ovaire d'agnelle à 12 semaines d'âge**

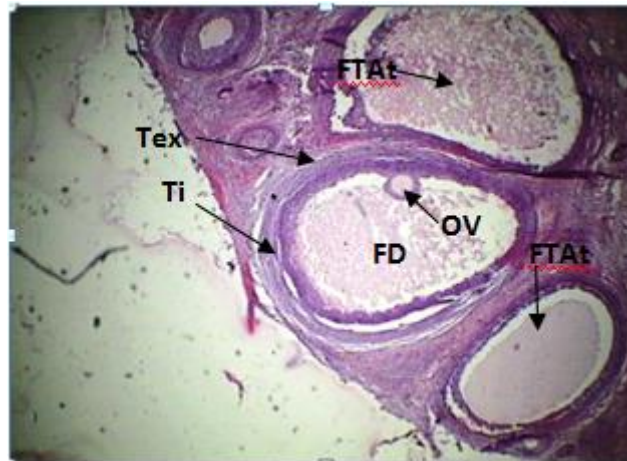
Dans cet âge, l'ovaire est caractérisé en particulier par la diminution du nombre et du volume des follicules antraux. Le cortex ovarique rembourré avec une couche de cellules épithéliales cubique moins épaisse. En dessous la tunique albuginée, et sous cette dernière directement existe une couche épaisse, homogène, avec une densité de fibres, puis des follicules primaires et des follicules en développement avec l'existence de follicules atrétiques (Fig.10). Il existe de différents aspects de l'atrésie cellulaire, notamment la disparition de l'œuf, l'irrégularité des cellules de la granulosa. On trouve plusieurs de follicules dans la phase tardive de l'atrésie cellulaire avec la présence ou l'absence de la cavité.



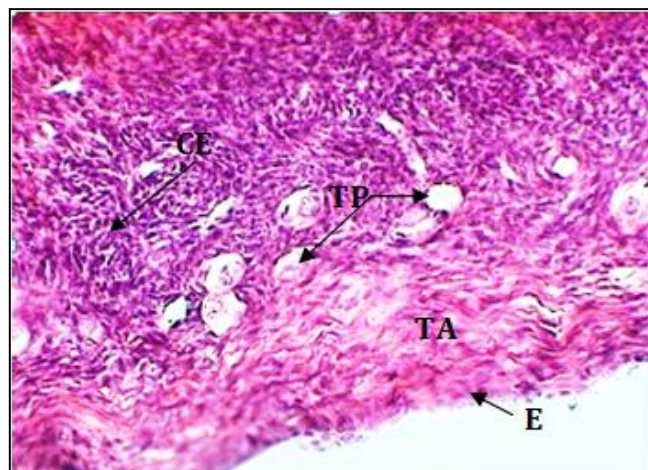
**Figure 10** : Microphotographie d'ovaire d'agnelle à 12 semaines d'âge, Couche de cellules épithéliales cubiques simples (E). Tunique albuginée (TA). Des cordes des cellules épithéliales dans le cortex (CE). Follicule primordiale en voie de l'atréisie (FP), x400.

#### **1.1.4. Ovaire de brebis à 24 semaines**

Dans cet âge, l'ovaire constitue d'une couche de cellules épithéliales cubiques simples, sous cette dernière directement la tunique albuginée qui est épaisse (Fig.11, 12). Dans la profondeur de l'ovaire, nous trouvons des follicules primaires, secondaires et tertiaires à divers stades de développements. En générale, le diamètre des follicules antraux est augmenté et la différenciation de toutes les couches qui entourent l'ovocyte, et ces derniers ressemblent à des follicules de Degraph.



**Figure 11** : Microphotographie d'ovaire d'agnelle à 24 semaines d'âge. Follicule de Degraaf(FD).Ovocyte(OV).Thèque interne(Ti).Thèque externe(Tex). Follicules atrétiques(FTAt), x400



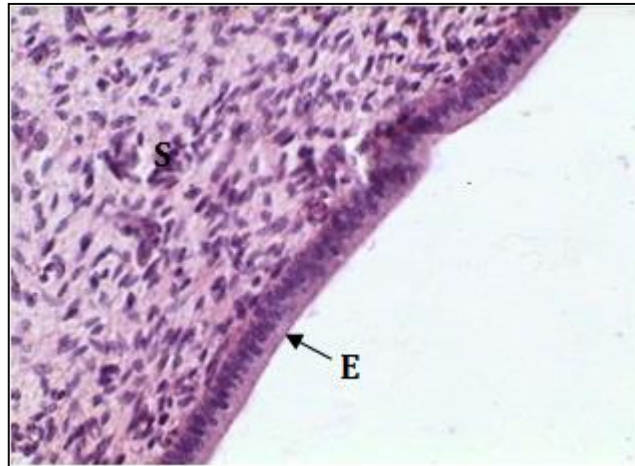
**Figure 12** : Microphotographie d'ovaire d'agnelle à 24 semaines d'âge, Couche de cellules épithéliales cubiques simples(E).Tunique albuginée (TA). Des cordes des cellules épithéliales dans le cortex (CE). Follicule primordial (FP), x400.

## **1.2.Développement de l'utérus**

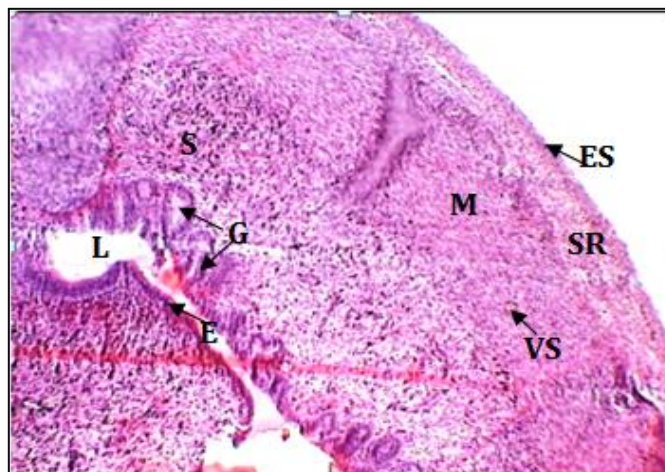
### **1.2.1. Utérus d'agnelle à 15 jours d'âge**

L'étude histologique de l'utérus de l'agnelle *Ouled djellel* (mois d'Octobre) à 2 semaines d'âge révèle que l'épithélium de la muqueuse était une colonne pseudostratifiée (Fig.13). Cependant, les glandes endométriales ont été observées comme des bourgeons et invaginations de l'épithélium luminal dans les tissus conjonctifs sous-jacents (Fig.14 ,15).

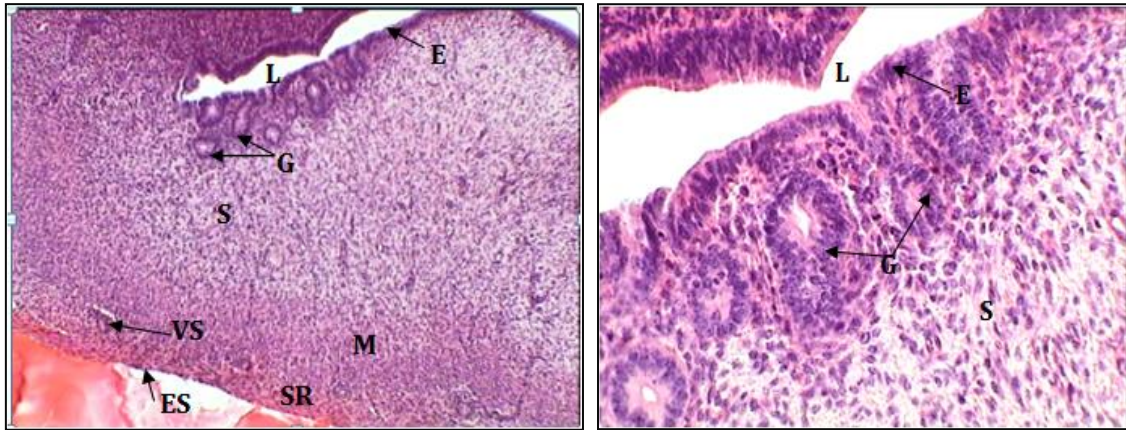
La lamina propria (stroma) située immédiatement sous l'épithélium luminal était nettement hypercellulaire. Une mince couche cellulaire de la couche vasculaire avec petit vaisseaux sanguins ont été observés dans le mal défini tunica musculaire ou myomètre. Le périmètre, le tissu conjonctif lâche externe ou la tunique séreuse a été tapissé par un simple épithélium squameux (Fig.14). La lumière de l'utérus (L) est tubulaire.



**Figure 13:** Microphotographie représente une coupe transversale de l'utérus de l'agnelle *Ouled djellel* à 2 semaines d'âge. Epithélium superficiel ou luminal pseudostratifié (E). Stroma hypercellulaire (S), X 400.



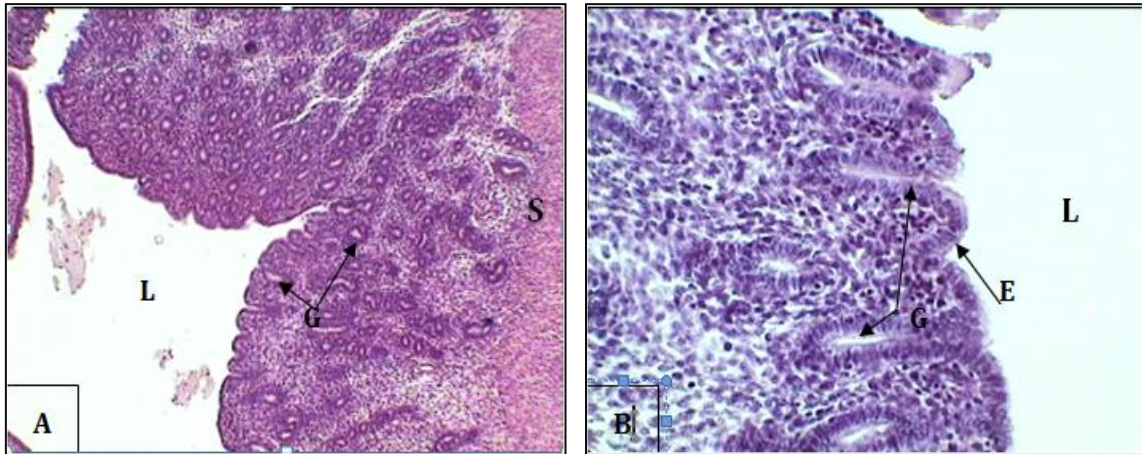
**Figure 14:** Microphotographie représente une coupe transversale de l'utérus de l'agnelle *Ouled djellel* à 2 semaines d'âge. Epithélium luminal pseudostratifié (E). Stroma hypercellulaire (S), Lumière utérine (L). Les glandes endométriales (G). Stroma (S). Myomètre (M). Vaisseaux sanguins (VS). La séreuse (SR). Epithélium squameux (ES). X 400



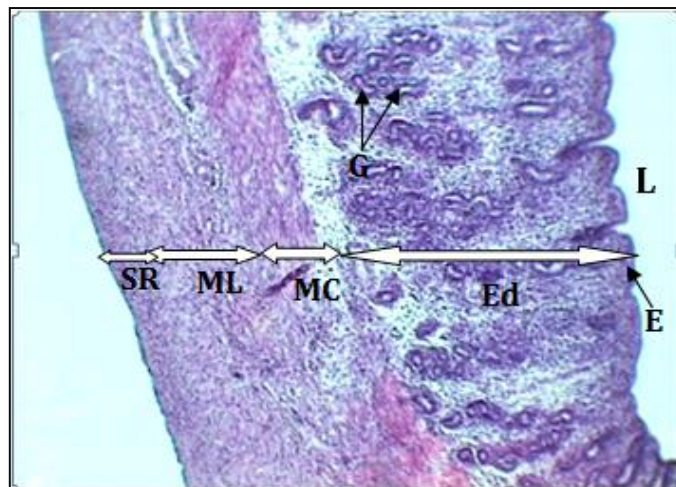
**Figure 15:** Microphotographie représente une coupe transversale de l'utérus de l'agnelle *Ouled djellel* à 2 semaines d'âge. Epithélium luminal pseudostratifié (E). Stroma hypercellulaire (S), Lumière utérine (L). Les glandes endométriales (G). Stroma (S). Myomètre (M). Vaisseaux sanguins (VS). La séreuse (SR). Epithélium squameux (ES). X 100, X400.

### 1.2.2. Utérus d'agnelle à 4 semaines d'âge

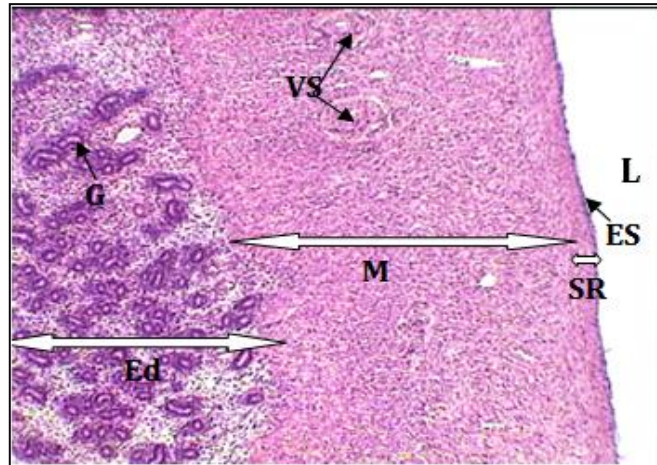
Par contre, on observe que de l'utérus des agnelles *Ouled djellel* âgés de 4 semaines (en novembre) a subi des variations tissulaires qui sont bien visibles (Fig.16,17 et 18). La muqueuse ou l'endomètre est composée d'un épithélium endométrial qui est beaucoup plus régulier, et le noyau a pris la position basale. Les glandes endométriales en développement à ce stade sont apparues comme de simples glandes tubulaires qui ont invaginé à partir d'épithélium luminal dans la lamina propria-submucosa. Dans le stroma les glandes devenaient de plus en plus nombreuses et leur lumière était sinueuse et oblitérée. (Fig. 17). On remarque une augmentation de l'épaisseur de l'endomètre et différenciation de cette dernière en trois couches. Une couche plus profonde ou basale, adjacente au myomètre, une couche épaisse intermédiaire qui est caractérisée par un stroma à apparence spongieuse, c'est la couche spongieuse, et une couche superficielle, plus mince, présente une apparence compacte: c'est la couche compacte (Fig.17). L'épaisseur du myomètre a augmenté et aussi la lumière utérine (Fig.18).



**Figure 16:** Microphotographie représente une coupe transversale de l'utérus de l'agnelle *Ouled djellel* à 4 semaines d'âge. Les glandes endométriales (G). Stroma (S). La lumière utérine (L). Noter augmentation de lumière utérine ,nombre de glandes et l'espaces extracellulaire. (A)X 100, (B) X400



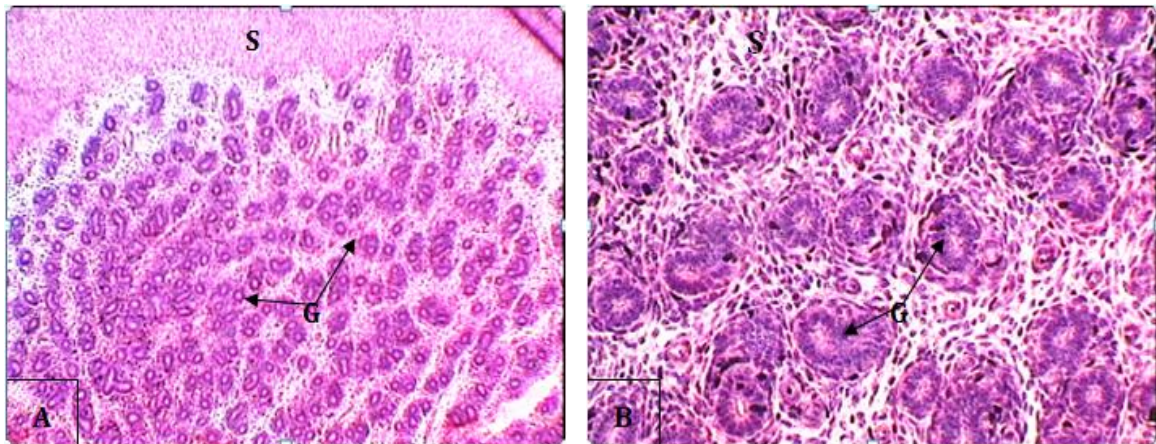
**Figure 17:** Microphotographie représente une coupe transversale de l'utérus de l'agnelle *Ouled djellel* à 4 semaines d'âge. Montre les différentes parties d'utérus. L'épithélium endométriale (E). La lumière utérine (L). Endomtre (Ed). Myomètre circulaire (MC). Myomètre longitudinale (ML). La séreuse (SR). Les glandes endométriales. Noter leur forme sinueuse (G),X 100 .



**Figure 18:** Microphotographie représente une coupe transversale de l'utérus de l'agnelle *Ouled djellel* à 4 semaines d'âge. Montre les différentes parties d'utérus. La lumière utérine (L). Endomètre (Ed). Myomètre (M). La séreuse (SR). périmètre (ES). Les glandes endométriales (G). Vaisseaux sanguins (SV), X 1000 .

### 1.2.3. Utérus d'agnelle à 6 semaines d'âge

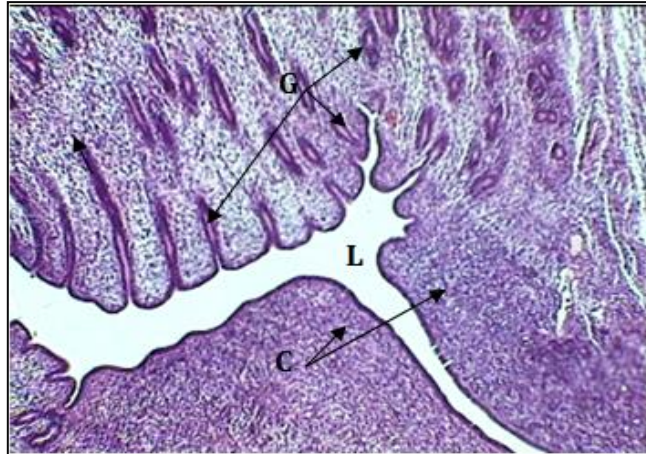
L'étude microscopique de l'utérus de l'agnelle *Ouled djellel* âgé de 6 semaines (fig. 19) montre des signes de mort cellulaire et de dégénérescence et une réduction de la matrice extracellulaire menant à une augmentation de l'espace entre les cellules et les glandes dans le stroma. Le nombre des glandes est augmenté dans la couche spongieuse. Dans cet âge on remarque la différenciation du myomètre et l'apparence de la couche musculaire circulaire pour la première fois.



**Figure 19:** Microphotographie représente une coupe transversale de l'utérus de l'agnelle *Ouled djellel* à 6 semaines d'âge. Les glandes endométriales (G). Stroma (S).Noter augmentation du nombre de glandes et l'espaces entre ces dernières. (A) X 100 , (B)X400

#### **1.2.4. Utérus d'agnelle à 8 semaines d'âge**

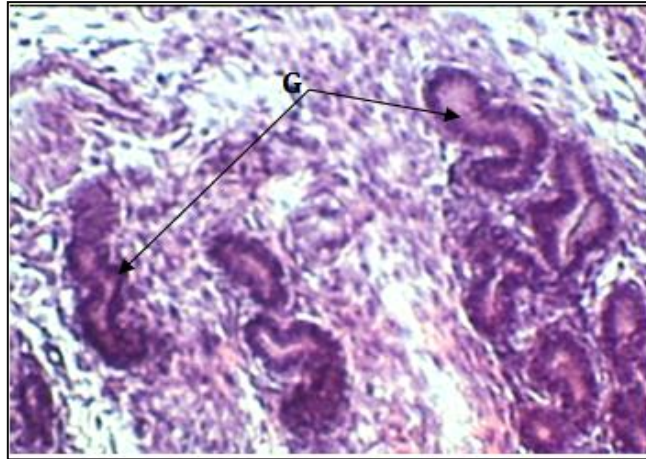
L'étude histologique de l'utérus d'agnelle âgé de 8 semaines d'âge (fig.20, 21, 22) se différencie des précédents âges étudiés par non seulement la présence d'un très grand nombre de glandes utérines dans le stroma mais aussi par la croissance de la longueur de ces glandes qui prennent une forme tubuleuse. En plus à cet âge, le stroma en d'autre point de l'utérus ne contient pas de glandes formant ainsi les caroncules, puis il y a des plis de l'endomètre moins proliférés. Une augmentation remarquable de l'épithélium utérine et de l'épaisseur de la couche musculaire.



**Figure 20:** Microphotographie représente une coupe longitudinale de l'utérus de l'agnelle *Ouled djellel* à 8 semaines d'âge. Les caroncules (C). Les glandes endométriales (G).Noter augmentation du nombre d'invaginations endométriales et la forme tubuleuse des glandes, X 400.



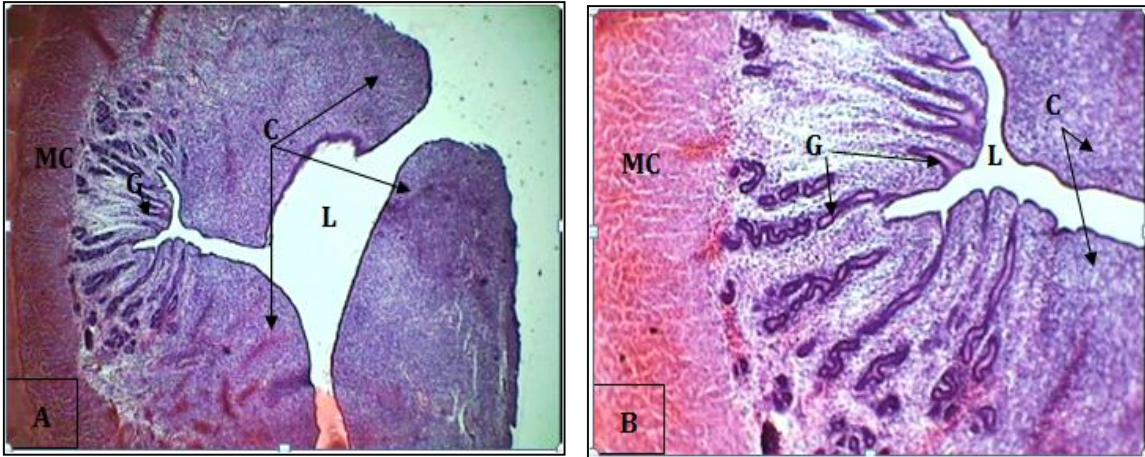
**Figure 21:** Microphotographie représente une coupe longitudinale de l'utérus de l'agnelle *Ouled djellel* à 8 semaines d'âge. Les caroncules (C). Les glandes endométriales (G).Noter augmentation du nombre d'invaginations endométriales et la forme tubuleuse des glandes, X1000.



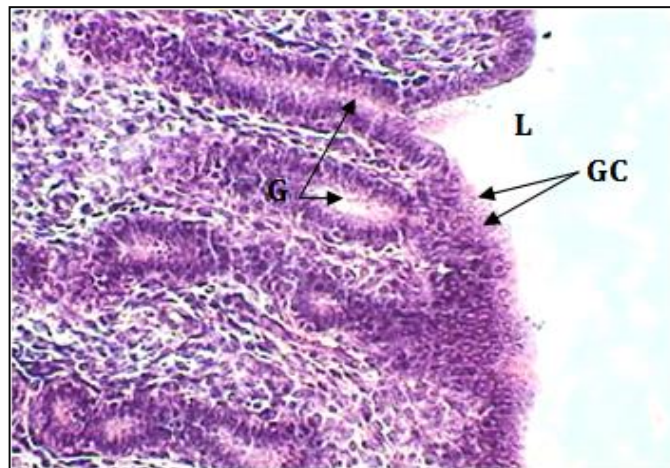
**Figure 22:** Microphotographie représente une coupe longitudinale de l'utérus de l'agnelle *Ouled djellel* à 8 semaines d'âge. Les glandes endométriales (**G**). Noter la forme sinueuse des glandes dans le stroma, X1000.

#### **1.2.5. Utérus d'agnelle à 12 semaines d'âge**

À la semaine 12, l'utérus était à un stade de développement très avancé avec des caroncules bien définies, nombreuses glandes endométriales sur le limbe propria-submucosa sauf dans les caroncules (Fig. 23, 24, 25). Le myomètre était bien développé avec des couches musculaires lisses longitudinales et circulaires et de nombreux vaisseaux sanguins. Donc les agnelles à 12 semaines d'âge subissent une morphogénèse utérine qu'est essentiellement compléte, en tant que les caroncules, les glandes, les zones de l'endomètre intercaronculaire sont à une histoarchitecture semblable à celui de l'utérus adulte.



**Figure 23:** Microphotographie représente des coupes longitudinales de l'utérus de l'agnelle *Ouled djellel* à 12 semaines d'âge . Les caroncules (C).Les glandes endométriales (G).La lumière utérine (L).Myomètre circulaire (MC),(A)X 100.(B)X400 .



**Figure 24:** Microphotographie représente une coupe longitudinale de l'utérus de l'agnelle *Ouled djellel* à 12 semaines d'âge .Les glandes endométriales (G). La lumière utérine (L). Les grains de secretion (GC). X1000.

## **2. Discussion**

Cette étude fournit des informations importantes sur le développement histologique de l'utérus et l'ovaire de l'agnelle *Ouled djellel* de la 2<sup>ème</sup> semaine postnatal à la semaine 24.

Concernant l'étude histologiques de l'ovaire, elle a montré que l'ovaire de la brebis *Ouled djellel* à la naissance contient un certain nombre de follicules antraux, ce qui correspond aux travaux réalisés sur les ovins Merino (Mansour, 1959 ; Kennedy et al., 1974) ; alors qu' à la naissance, les ovaires des agnelles ne contiennent presque pas des vésicules à antrum (cavité). A partir de 2 à 8 semaines d'âge, le cortex ovarien de l'agnelles de la brebis *Ouled djellel* est rempli de follicules antraux qui se rapprochent en taille, cette phase est appelée follicules de phase égales (Isofolliculia). Cette phase peut être expliquée par l'augmentation des deux hormones FSH et LH (Mahdi et Khallili, 2008). Après ces âges, On note une augmentation des follicules en diamètre jusqu'à ce que nous atteignons les follicules pré-ovulatoires observées à l'âge de 24 semaines à cause de l'augmentation de LH (Mahdi et Khallili, 2008; Monniaux et al., 1997).

L'étude histologiques révèle aussi que l'atréxie cellulaire commence à partir de la naissance jusqu'à la puberté, et elle touche tous les follicules à différents stades de croissance, ce qui indique que l'atréxie cellulaire est la façon de régler et de contrôler le nombre de vésicules et donc le nombre d'ovules qui restent à la puberté (Driancourt, 2001; Carson et al., 1981) sachant que plus de 99 % follicules se décomposent à travers l'atréxie cellulaire à n'importe quel stade du développement au cours de chaque période de la vie des mammifères (Byskov, 1978 ; Driancourt, 2001), il n'existe pas d'études qui ont porté sur les causes et les mécanismes de l'atréxie cellulaire de la naissance à la puberté .

L'utérus doit subir des changements anatomiques importants et des modifications de la masse et de la fonction et l'histostructure des tissus et le développement glandulaire intensif au cours de la période postnatal avant que la reproduction et la grossesse puissent être établies (Hunter, 1980; Miettinen, 1990; Ogawa et al., 2001; Sanchez et al., 2002).

L'étude montre les développements postnataux qui a établi les trois éléments histologiques classiques de la paroi utérine (endomètre, myomètre et périmètre) et le processus d'adénogenèse.

Le développement des tissus utérins a eu lieu par l'augmentation du nombre et des activités des glandes d'endomètre et la prolifération des composants cellulaires de la paroi utérine. Histologiquement, l'utérus de l'agnelle *Ouled djellel* montre morphogenèse utérine

postnatale semblable à le développement utérin de la brebis (Kennedy et al., 1974; Bartol et al., 1988a; Hayashi et al., 2008), chèvre syrienne (Michel et Rabie, 1991) et la chèvre sahélienne (Bukar et al., 2006) de la naissance à la puberté. Les événements postnataux observés, y compris l'émergence et le développement de glandes endométriales, développement de stroma endométrial et la croissance du myomètre.

Le modèle de développement de glande d'endomètre dans cette étude était similaire au modèle du développement des glandes endométriales chez la brebis (Kennedy et al., 1974; Wiley et al., 1987; Bartol et al., 1988b; Gray et al., 2001b; Hayashi et al., 2008; Spencer T.E et al., 2005b ; Takamoto et al ., 1998 ; Wiesen et Werb, 2000; Capuko et al ., 2002).

L'adénogenèse endométrial commence entre les jours postnataux (PN) 1 et 7 (1<sup>ère</sup> semaine) lorsque l'invagination de l'épithélium superficielles apparaît le long de la lumière de l'utérus dans les zones intercaronculeuses présomptifs (Abiaezute CN et al., 2017 ; Hayashi et al., 2008 ; Bukar et al., 2006 ; Spencer T.E et al., 2005a ; Bartol, 1988 ; Taylor et al., 2000). L'épithélium endométrial est pseudostratifié (Igwebuiké UM, 2009 ; O'Rahilly R, 1973; Valdes-Dapena, 1973; Katare et al., 2015). Entre les semaines PN 1 et 2, les bourgeons naissants prolifèrent dans le stroma et forment des tubules ou des conduites qui commencent à bobiner et par branche à partir de 4 à 6 semaines après la naissance, car ils prolifèrent à travers le stroma vers la couche intérieure circulaire de myomètre. (Bartol et al ., 1988 ; Taylor et al., 2000).

En accord avec Spencer et al. (1999); Gray. (2001) Taylor et al. (2000); Bukar et al. (2006), les glandes de l'utérus à l'âge de 8 semaines, acquièrent la forme tubulaire. Ainsi le développement avancé des glandes utérines dans l'endomètre à la semaine 12 suggère un utérus qui est apparu semblable à celui décrit pour un petit adulte ruminant (Wiley et al., 1987; Shalini et Sharma, 2004; Samuelson, 2007; Abd-Elnaeim, 2008; Katare et al., 2015).

Plusieurs études sur l'utérus des ovins (Gray et al., 2000 ; Bartol et al., 1988 ; Taylor et al., 2000), porcins (Bartol et al ., 1999; Spencer et al., 1993) et rongeurs (Ogasawara et al., 1983), ainsi que des résultats d'études sur la régénération post menstruelle d'utérus de primate (Okulicz et al., 1997; Padykula et al., 1998; Padykula et al., 1984) sont compatibles avec l'idée que la morphogenèse de la glande utérine est soutenue et régulée par des interactions entre l'épithélium et le stroma. (Bartol et al., 1999 ; Bartol et al., 2008). Le concept que les interactions entre GE et stroma sont nécessaires pour la morphogenèse de l'endomètre. L'endomètre est généralement plus mince, avec un stroma plus épaisse qui

manque de la caractéristique nécessaire à la délimitation histologique de la stratum compactum et la stratum spongiosum (Bartol et al., 1999; Bartol et al., 1993; Wiesen and Werb, 2000; Capuko et al., 2002). Cet extrême phénotype de l'endomètre est proposé pour refléter la désintégration des interactions stromales-épithéliales qui normalement soutiennent la morphogénèse épithéliale et la cytodifférenciation (Bartol et al., 1999; Bartol et al., 1993). Ainsi les facteurs de croissance peptidiques impliqués dans le développement utérin comprennent FGF-7 qui stimule la prolifération et la différenciation des cellules épithéliales (Rubin et al., 1995; Lu et al., 1999). FGF-10, a été déterminé comme étant essentiel pour la structuration des premiers événements dans la morphogénèse ramifiée (Yamasaki et al., 1996; Bellusci et al., 1997). De même le facteur de croissance hépatocytes (HGF) fonctionne comme un médiateur paracrine des interactions mésenchymateuses-épithéliales qui régissent la mitogénèse. Les niveaux d'ARNm du FGF-10 et du HGF ont augmenté nettement après PND 21, qui est une période caractérisée par enroulement et développement de ramifications des glandes de l'endomètre dans la paroi utérine néonatale (Taylor et al., 2001). Encore des facteurs de croissance analogue à l'insuline (IGF) I et IGF-II (Taylor et al., 2001; Hom et al., 1998; Gu et al., 1999; Taylor et al., 2000, 2001; Carpenter et al., 2003b; Hayashi et al., 2005; Hayashi et Spencer, 2006). sont des régulateurs multifonctionnels de la prolifération cellulaire, la différenciation et la fonction qui agissent par mécanismes autocrine et / ou paracrine dans de nombreux systèmes d'organes, y compris l'utérus (Wang et al., 1999; Thiet et al., 1994; Taylor et al., 2001, Hom et al., 1998, Gu et al., 1999; Carpenter et al., 2003a). Dans de tels tissus, les IGF peuvent également réguler les réponses aux hormones stéroïdes. (Gu et al., 1999; Ghahary et al., 1989; Murphy et al., 1990) et réponses de croissance proliférative de l'endomètre à l'estradiol ovarien (Giudice et al., 1993). Le système IGF est impliqué dans la morphogénèse et croissance utérine postnatale (Taylor et al., 2001; Gu et al., 1999; Baker et al., 1996). Gu et al. (1999) ont observé que l'expression de l'ARNm d'IGF-I dans l'utérus néonatal a été définie et augmentée au stroma et au myomètre au cours de la période de développement associée à la glande utérine (Taylor et al., 2000; Taylor et al., 2001; Carpenter et al., 2003b; Hayashi et al., 2005; Hayashi et al., 2006).

Selon (Bole-Feysot et al., 1998; Freeman et al., 2000; Brisken et al., 1999) la prolactine (PRL) stimule la différenciation épithéliale dans les organes épithélio-mésenchymateux. Chez les brebis néonatales, concentrations de PRL sériques sont élevées à la naissance, augmentation entre la naissance et 2<sup>ème</sup> semaines PN, puis la déclinaison en

8<sup>ème</sup> semaines PN, qui est un motif qui en corrélation positive avec l'apparition de la prolifération de glande endométriale dans la paroi utérine en développement (Taylor et al., 2000; Brisken et al., 1999; Ebling et al., 1989). En revanche, le traitement des brebis néonatales avec la prolactine dès la naissance augmente le nombre de glandes endométriales et l'épaisseur de l'endomètre et du myomètre intercarunculaires (Carpenter et al., 2003c)

Des expériences sur des jeunes brebis ovariectomies établis que l'ovaire a également un effet sur la croissance utérine et la morphogenèse des glandes endométriales après la 2<sup>ème</sup> semaines PN (Carpenter et al., 2003a). En parallèle, L'ovaire ovine néonatale contient à la fois les follicules ovariens pré antraux et antrales à la naissance, qui diminuent à la deuxième semaine PN, puis augmentent à un maximum de numéros sur la 4<sup>ème</sup> semaines PN, et restent élevés de la 6<sup>ème</sup> à la 8<sup>ème</sup> semaines PN, et diminuent par la suite (Kennedy, 1974; Tassell, et al., 1978). Ces changements dans la dynamique folliculaire de l'ovaire sont corrélé temporellement avec l'ontogenèse du développement des glandes endométriales chez la brebis néonatale (Wiley et al., 1987; Taylor et al., 2001). La nature du (des) facteur (s) ovarien (s) utérotrophique (s) n'est pas connue, mais les preuves disponibles indiquent qu'il n'est pas un œstrogène. Bien que de nombreux follicules soient présents dans l'ovaire ovin néonatal, ils ne synthétisent ni ne sécrètent des quantités appréciables d'œstrogènes entre la naissance et 8<sup>ème</sup> semaines PN (Kennedy et al., 1974; Carpenter et al., 2003 b). Les follicules en développement préantral et antral de l'ovaire ovin néonatal sont dépourvus d'aromatase (Hayashi et al., 2006), et l'ovariectomie n'a pas affecté les concentrations d'œstrogènes en circulation entre la première et la 8<sup>ème</sup> semaines PN (Carpenter et al., 2003 a). Par conséquent, il n'existe aucune preuve permettant de soutenir le rôle des œstrogènes en tant que régulateurs du développement utérin chez les agneaux entre 2<sup>ème</sup> et 8<sup>ème</sup> semaines PN. De plus La testostérone est un facteur utérotrophique potentiel des follicules ovariens. Dans l'ovaire adulte, la testostérone est synthétisée par les cellules thécales des follicules ovariens (Shemesh et Hansel, 1976). Les taux de testostérone étaient plus élevés chez les brebis à la naissance, ce qui suggère que la testostérone, provenant vraisemblablement des follicules ovariens, affecte la croissance et le développement utérins. En effet, l'absence de conversion de la testostérone en œstrogènes en raison de l'absence d'activité de l'aromatase dans les follicules ovariens en développement peut entraîner une augmentation des taux de testostérone en circulation chez les brebis nouveau-nées. Les récepteurs aux androgènes sont présents dans les utérus de nombreuses espèces, notamment les porcs, les souris et les primates (Slayden et al.,

2001; Pope et Cardenas, 2006. Le traitement des rats ovariectomisés avec de la testostérone a rétabli le poids utérin et augmenté l'ARNm de IGF-I (Sahlin et al., 1994 ). En effet, le système IGF-I intrinsèque a été impliqué dans la régulation épithélostromal de la croissance utérine et de l'adénogenèse de l'endomètre chez les brebis néonatales (Taylor et al., 2001; Hayashi et al., 2004; 2005). Ainsi, il semble justifié de prendre en compte la testostérone comme hormone utérotrope ovarienne chez la brebis néonatale, En plus , parmi les facteurs ovariens qu'ils ont un rôle dans la régulation de la croissance et du développement de l'endomètre dans l'utérus, l'inhibine- $\alpha$  ou la follistatine et l'activine (Jones et al .,2002 et 2006; Carpenter et al ., 2003 a; Hayashi et al., 2003).

Le développement de la myomètre et la couche vasculaire de la naissance à semaine 12 dans cette étude suggère l'immaturité de ces tissus à la naissance nécessitant une nouvelle croissance postnatale et développement pour la productivité à la puberté. Le développement du myomètre dans cette étude sont inférieurs à celles rapportées chez brebie indienne prépubères (Singh et Prakash, 1990) et les chèvres Gaddi (Shalini et Sharma, 2004). Cette variation peut être due à l'âge, une taille plus grande et le poids à la puberté .Cependant, la morphologie du myomètre et la strate vasculaire à la semaine 12 de cette étude étaient semblable à celui décrit pour les petits ruminants adultes (Wiley et al., 1987; Singh et Prakash, 1990; Banks,1993; Shalini et Sharma, 2004; Samuelson, 2007; Katare et al., 2015). Développement postnatal ultérieur de le myomètre peut être lié à leurs fonctions (Wimsat, 1950; Stewart et al., 2000; Gray et al., 2001b).

Les changements se produisent à l'apparition de la puberté au niveau de la région hypothalamo-hypophysaire ; ce système est considéré comme le premier lieu qui transfère les animaux à la puberté, à travers la diminution de la rétroaction négative de l'œstrogène, qui résulte une augmentation de la fréquence des impulsions de l'hormone LH, l'augmentation tonique de cette hormone est le premier facteur responsable de l'initiation de la puberté chez l'ovin et le bovin (Kinder et al ., 1995). Cette augmentation favorise le développement des follicules qui conduisent à une augmentation de la sécrétion de quantités suffisantes d'œstrogène qui prévient l'apparition de l'œstrus et la sécrétion maximale des hormones sexuelle (Evans et al., 1994b; Rawlings et al., 2003; Webb et al,1989) . Des études ont montré que l'hormone FSH stimule la formation des récepteurs de LH sur les cellules de la couche granuleuse (Zelevnik et al., 1974 ; Matzuk et al.,2002 ; Carson et al., 1979; Webb et al.,1992 ). Ainsi que la thèque et la couche granuleuse

fonctionnellement actif, et le système d'aromatase existants (McNeilly et al., 1982). Cet enzyme est la clé de la puberté, qui est responsable de produire des œstrogènes à partir des hormones androgènes, qui sont produites dans les cellules de la thèque (Mahdi et Khallili, 2008).

Il est bien connu que l'augmentation du nombre et de la taille et des follicules jusqu'à la première ovulation est provoquée par l'augmentation vitale (bioavilability) de FSH, ce qui conduit à stimulé le début de la puberté chez la brebis (Padmanabhan et al., 1992 ; Evans et al., 1994a), La FSH et LH stimulent la croissance des follicules jusqu'à ce qu'ils atteignent la taille des follicules à la puberté.

FSH et LH maintient la croissance continue et le développement des follicules antraux chez les ovins. FSH et LH régulent aussi la croissance et le développement des follicules ovariens, de vésicules avant la formation de cavité dans les étapes ultérieures (Campbell et al., 2004; Campbell et al., 1998; Evans, 2003; Zeleznik et al., 1981; McNeilly et al., 1991; Campbell et al., 1999) jusqu'à le stade d'ovulation (Webb et al., 1999).

La sécrétion de LH et FSH est sous le contrôle du GnRH, qui est à son tour contrôler par plusieurs facteurs internes (génétique-secretions hormonaux) et externes (nutrition-photoperiode-température) Dans ce contexte, il est admis que le photopériodisme est le principal facteur contrôlant la secretion de GnRH (Mauléon et Rougeot, 1962; Rosa et Bryant, 2003). En effet Chez les espèces à reproduction saisonnée (ovins, caprins, équins...), la durée du jour (ou photopériode) est un facteur qui module l'activité de l'axe hypothalamo-hypophysaire et est responsable de l'alternance entre une saison sexuelle et une saison de repos sexuel, caractérisée par l'absence d'ovulation (Malpaux , 2006). Cette action de la photopériode est relayée par la mélatonine, une hormone produite exclusivement pendant la nuit par la glande pinéale. La durée de sécrétion de la mélatonine est proportionnelle à celle de la nuit et constitue un signal endocrinien permettant aux tissus cibles de distinguer les jours longs d'été des jours courts d'hiver. La mélatonine agit au niveau hypothalamique pour contrôler la libération de GnRH, ce qui par voie de conséquence modifie la sécrétion des gonadotropines. L'action de la mélatonine passe également par une modulation de la rétroaction négative de l'oestradiol avec un renforcement de cette dernière pendant les durées du jour inhibitrices (Lehman et al., 2002). Enfin, d'autres facteurs externes (alimentation, température, facteurs sociaux, stress...) modulent les effets de la photopériode pour déterminer les caractéristiques fines de la saison sexuelle.

Outre la photopériode, la température est l'un des facteurs environnementaux qui semblent avoir beaucoup d'influence sur l'activité sexuelle. Sawyer et al. (1983) ont découvert que les effets des températures extrêmes sur la reproduction des animaux sont connus depuis longtemps (Sundstroem, 1927). Chez les femelles, de nombreuses études ont démontré que durant le cycle reproductif, l'exposition à de hautes températures peut affecter la survie embryonnaire. En effet, Dutt (1957) avaient démontré que des femelles exposées à une température ambiante élevée avant la saillie (contrôle artificiel maintenu entre 40 et 45°C) présentaient un taux de fécondation des ovules significativement inférieur à celui de brebis exposées à des températures naturelles (6 à 20°C). Les températures élevées augmentent la présence d'ovules anormaux et d'embryons anormaux (Dutt et al., 1957; Alliston et Ulberg, 1961; Alliston et al., 1961; Brummett et al., 1995). Bien que plusieurs auteurs aient démontré que des niveaux de température et d'humidité élevés ne semblaient pas avoir d'effets directs sur le début de la saison sexuelle (Yeates, 1953), des études ont montré que l'exposition à des températures extrêmes au début ou durant la saison oestrale pouvaient affecter négativement la période d'activité sexuelle. Par la suite, Sawyer et al. (1983) ont découvert que la durée de l'oestrus pouvait être réduite de manière significative (30 à 50 %) lorsque les femelles étaient exposées à un stress thermique deux à trois jours avant l'oestrus. Une exposition plus hâtive à de hautes températures, soit six jours avant l'oestrus, pouvait réprimer totalement l'apparition des chaleurs chez ces femelles. Les auteurs mentionnent que la suppression du comportement oestral chez ces brebis, résultait d'une augmentation de la concentration en progestérone qui, sécrétée de manière continue, bloquait la poussée de LH, l'oestrus et l'ovulation. Ainsi, Sawyer et al. (1983) conclurent qu'en conditions naturelles, lorsque le moment de la reproduction coïncide avec des épisodes de stress thermiques, l'activité de reproduction et la fertilité peuvent être grandement affectées. En ce sens, Dutt et Bush (1955) ont démontré que le début de la saison de reproduction pouvait être devancé en exposant les femelles à de basses températures (7 à 9°C).

Ainsi chez la plupart des espèces, des perturbations de la ration alimentaire entraînant un déséquilibre du bilan énergétique ont des conséquences directes au niveau de l'axe hypothalamo -hypophysaire. Par exemple, une sous-alimentation plus ou moins importante aboutit à une profonde dérégulation du rétrocontrôle exercé par l'oestradiol sur la sécrétion de GnRH (Diskin et al., 2003). Chez la vache et l'agnelle, cette dérégulation passe en partie par un renforcement de la rétroaction négative exercée par l'oestradiol sur

la sécrétion de GnRH (Foster et Olster ,1985). Cette dérégulation conduit à une diminution de la sécrétion de la LH et, à terme, à une anovulation. En plus des modifications quantitatives ou qualitatives de l'apport alimentaire, relayées par des changements de signaux hormonaux (insuline, IGF, leptine) et par des variations importantes des flux métaboliques (acides gras ou glucose), modulent l'activité de l'axe hypothalamo-hypophyso-ovarien (Monget et Martin ,1997 ; Downing et Scaramuzzi,1991; Chehab et al .,1996; Zieba et al ,2005; Mitchell et al., 2005). Ainsi, le niveau de la nutrition semble avoir un effet direct sur le comportement sexuel et donc fort probablement sur la variation de sensibilité à l'oestradiol comme noté par Billings et Katz (1997) chez les caprins.

Selon Benyounes et Lamrani (2013), lorsque le niveau nutritionnel est respecté, le saisonnement de la brebis *Ouled Djellel* a été moins marqué, comme chez la Mérinos et la Rasa Aragonesa (Gonzalez et al., 1980, Forcada et al., 1990). Chez les races saisonnées, le nombre de cycles sexuels n'est pas très affecté quand les femelles sont maintenues sous régime alimentaire restrictif (Baril et al., 1993). La nutrition se voit être l'entraîneur principal et d'un effet modulateur dans le déclenchement de l'activité ovarienne et l'établissement de la cyclicité. Toutefois, la sous-nutrition ou le stress nutritionnel permanent est susceptible de limiter les aptitudes de reproduction des brebis *Ouled djellel*, par un prolongement de leur période de repos sexuel (Benyounes et Lamrani, 2013).

Selon (Brad et al., 2018) la variation génétique affectant la photoréactivité, et par conséquence le moment et la durée de la reproduction chez les animaux, le début de la saison de reproduction, la durée de l'oestrus, la durée de la période d'activité et d'inactivité sexuelle ainsi que l'intensité de l'anoestrus saisonnier varie de façon notable entre les races (Dufour, 1984; Williams, 1974; Notter, 2000). Il est donc normal de penser que la race des ovins pourrait également affecter la réponse à un traitement photopériodique (Williams, 1974; Amir et Zaralis, 1990). En Amérique du Nord, la race maternelle Dorset a longtemps été reconnue pour son désaisonnement (Notter, 2002; Dufour, 1974). Les races Rambouillet et Finnois, ainsi que les croisements issus de ces trois races, présenteraient également un bon potentiel pour la reproduction en contre-saison (Fogarty et al., 1984). Cependant, les races paternelles comme la Suffolk, la Hampshire et la Columbia seraient très peu désaisonnées (Dufour, 1984; Jeffcoate et al., 1984). Ce phénomènes se retrouve en Algérie où il semble que nos race locales (rustiques) ont des saisons sexuelles longues telle que chez *Ouled Djellel*, *Rembi et Hamra* (Niar, 2001; Deghnouche et al., 2017) , ainsi que toute l'année chez la D'man (Boukhliq, 2002).

Ainsi l'influence de la date de naissance est très importante. En effet, une agnelle née durant la période de l'œstrus saisonnier peut avoir son premier œstrus la saison sexuelle suivante. Par contre, si elle naît après cette période, son premier œstrus n'apparaîtra qu'à la deuxième saison sexuelle (15 mois). Par contre, chez les races dessaisonnées ou à longue saison sexuelle, l'effet de la période de naissance n'est pas très important. (Delgadillo et al., 2007; Ghozlane et al, 2005).

En plus, il semble clairement établi que chez plusieurs races, les réserves corporelles des femelles conditionnent largement leur activité reproductive (Khaldi, 1984; Montgomery et al., 1988; Forcada et al., 1990; Abecia et al., 1991; Folch et Alabart, 2000) Selon Robinson, (2002) il existe une corrélation étroite entre le développement pondéral de l'agnelle et l'âge de mise en reproduction. L'effet de la condition corporelle qui a pu masquer l'effet inhibiteur de la photopériode dans la limite de la saison sexuelle chez les brebis à haut niveau de réserves corporelles, est un stimulant suffisamment efficace, pour compenser l'effet négatif de l'éclairement sur la cyclicité des brebis maigres. Ceci, par l'activation et le démarrage précoce de la fonction ovarienne et l'établissement de la cyclicité oestrale, et leur maintien le plus longtemps possible chez les femelles de cette race. Leur œstrus, largement tributaire de leur niveau nutritionnel, peut être réduit ou déplacé selon les systèmes d'élevage par simple amélioration des conditions d'alimentation.

# Conclusion générale et perspectives

## **Conclusion générale et perspectives**

Au terme de ce projet de thèse portant sur l'étude du développement postnatal des appareils génitaux male et femelle de la race *Ouled Djellel* et son relation avec les facteurs climatiques, nous pouvons conclure que :

- Augmentation progressive de la naissance à 48 semaines de tous les paramètres étudiés poids corporel, poids testiculaire, périmètre thoracique, circonférence scrotale.
- Les équations de régression entre les mesures testiculaires et scrotales, l'âge et le poids corporel. Toutes les caractéristiques énumérées confirment l'existence de relations linéaires entre les mesures testiculaires et scrotales et le poids corporel.
- Augmentations significatives des taux de la testostérone à partir de 22 semaines ( $0,35 \pm 0,09$  ng /ml) jusqu'à 26 semaines ( $0,81 \pm 0,23$  ng /ml;  $p < 0,05$ ), et une période de décroissance entre 26 et 32 semaines. Entre 23 et 48 semaines le taux de testostérone a encore augmenté pour atteindre 4,51 ng / ml, donc les valeurs moyennes les plus élevées ont été enregistrés en Automne.
- Des fortes corrélations entre le poids corporel ( $r=0.99$ ) et le poids testiculaire ( $r=0.98$ ), le périmètre thoracique ( $r=0.94$ ) et la circonférence scrotale ( $r=0,99$ ) et l'âge des agneaux. Ainsi des corrélations très importantes entre les mensurations corporelles et testiculaires ont caractérisé la période allant de la naissance jusqu'à 48 semaines( $r=0.95$ ). De même, des corrélations aussi importantes ont regroupé les mensurations testiculaires entre elles (poids testiculaire et circonférence scrotale  $r=0.99$ ) et avec les taux de testostérone. Par contre des corrélations très faible regroupent le taux de testostérone avec la température et la photopériode ( $r=0.31$ ,  $r=0.10$  respectivement).
- L'étude histologique du développement testiculaire nous a permis de constater la mise en place de la lumière des tubes séminifères à 12 semaines d'âge et l'apparition des spermatocytes I qui sont des indicateurs probables du démarrage de la division méiotique de la spermatogénèse à 12 et 16 semaines d'âge. Des spermatides ronds et allongés sont visibles à 16 et 20 semaines d'âge, ce qui témoigne du déclenchement de la spermatogénèse, cependant les spermatozoïdes ne sont observés qu'à partir de 22 semaines d'âge.

- L'étude histologique du développement épидидymaire a montré une augmentation progressive pour le diamètre des tubes épидидymaires en particulier celui des agneaux âgés de 16, 20 et 22 semaines et ainsi la hauteur de l'épithélium épидидymaire à cause de la différenciation des trois catégories cellulaires : principales, claires et basales. L'apparition des spermatozoïdes à l'âge de 22 semaines.
- Augmentation significative des taux plasmatiques de testostérone à partir du 20<sup>ème</sup> semaines qui coïncide avec la différenciation des cellules mésenchymateuses en cellules de Leydig .
- Chez les béliers *Ouled Djellal* l'âge de la puberté est de 22 semaines, un âge plus précoce que celui rapporté précédemment. En ce moment les moyennes de poids corporel , poids testiculaire et de circonférence scrotale ont été enregistrées avec 27,89 kg ,17.34 g et 18,13 cm respectivement .
- la croissance du testicule reflète l'évolution d'importantes modifications histologiques et physiologiques menant à la maturité sexuelle et l'acquisition de la capacité de reproduction.
- Entre la naissance et l'état adulte, la croissance testiculaire d'abord lente pendant la période gonocytaire s'accélère pendant la période de maturation du testicule. Cette évolution pondérale est plus en liaison avec le poids corporel qu'avec l'âge des animaux. Cela indique que le démarrage de la spermatogenèse, qui commence après cette phase, dépend d'un certain état de développement de l'animal plus que de son âge. Lorsque cette accélération de croissance du testicule intervient, c'est essentiellement sous l'effet de l'établissement de la fonction spermatogénétique caractérisée par une multiplication cellulaire de plus en plus intense et par l'augmentation de l'importance des tubes séminifères (circonférence scrotale), donc la croissance du testicule reflète l'évolution d'importantes modifications histologiques et physiologiques menant à la maturité sexuelle et l'acquisition de la capacité de reproduction. Ainsi, une sélection basée sur la circonférence scrotale seule suffit pour la sélection à jeune âge des animaux destinés à la reproduction.
- La saison de la naissance (Octobre) influence d'une manière significative la croissance corporelle et testiculaire et l'âge à la puberté des agneaux.

-Lorsque la photopériode décroissante à l'âge de 20 semaines (10.37h); LH régule la voie stéroïdienne dans les testicules et stimule les cellules de Leydig pour produire de la testostérone et par conséquent déclenchement de la puberté just à l'âge suivant (22 semaines) , ou on a remarqué le premier pic de testostérone ( $0.35 \pm 0,09$  ng / ml) et qui synchronise avec l'apparition des premiers spermatozoïdes dans les tubes séminifères et l'épididyme .

- Les hautes températures tendent à inhiber les manifestations de spermatogénèse alors que les faibles températures tendent à les stimuler.

-une corrélation significative ( $p < 0,05$ ) a été observée entre tous les paramètres, poids corporel, poids testiculaire, périmètre thoracique, circonférence scrotale, taux de testostérone et l'histologie testiculaire et épидидymaire.

- L'étude histologique du développement ovarien de la naissance jusqu'à l'âge de 24 semaines révèle une augmentation des follicules en diamètre et en structure jusqu'à ce que nous atteignons les follicules pré-ovulatoires observées à l'âge de 24 semaines.

- L'étude histologique de l'utérus montre les développements postnataux qui a établi les deux éléments histologiques classiques de la paroi utérine (endomètre, myomètre) de la naissance jusqu'à l'âge de 12 semaines ou l'adénogénèse est complétée.

Ces données de cinétique du développement postnatal des appareils génitaux chez la race *Ouled Djellel* et qui ont permis la détermination de l'âge à la puberté peuvent contribuer à une meilleure connaissance sur la sélection à jeune âge des animaux destinés à la reproduction . et à la maîtrise des performances de reproduction et de production de cette race en Algérie

A l'issu de cette expérimentation, il serait donc nécessaire de compléter cette étude par :

-L'étude histométrique de tubes séminifères et tubes épидидymaire .

- Compléter le dosage hormonal des hormones gonadotrophines (FSH , LH).

-Etude histométrique de l'utérus et compléter l'histologie et l'histométrie des parties restantes de l'appareil génital féminin, trompe de Fallope, vagin, col utérin.

-L'étude de l'effet de l'aliment sur le développement gonadique chez les agneaux et les agnelles.

# Références bibliographiques

## Références bibliographiques

1. **Abbas, K., Chouya, F., Madani, T., 2002.** Facteurs d'amélioration de la reproduction dans les systèmes ovins en zones semi-arides algériennes. *Renc. Rech. Ruminants*, 9: 130.
2. **Abdel Rahim, S. E. A., Sharaby, M. A., Suleiman, I. O., 1989.** Studies on the age of puberty of Najdi ram. *Anim. Repro. Sci.*, 20, 1: 67-69.
3. **Abd-Allah, M., Abass, S.I., Allam, E. M., 2011.** Reproductive performance of Rahmani and Chiose sheep and their lambs under upper Egypt condition. *Online J. Anim. Feed Res*, 1: 121-129.
4. **Abdl Elnaeim, M.M.M., 2008.** Scanning electron microscopic study on Abd the cyclic goat uterus with special reference to the microvascular architecture of the uterine caruncles. *JAgric Vet Sci Qassim Univ*, 1:21-32.
5. **Abdullah, A. Y., Kridli, R. T., Momani Shaker, M., Obeidat, M. D., 2010.** Investigation of growth and carcass characteristics of pure and crossbred Awassi lambs. *Small Rum. Res.*, 94: 167-175.
6. **Abiaezute, C. N., Nwaogu, I.C., Igwebuiké, U.M., 2017.** Evaluation of the morphological features of the uterine tubes during postnatal development in West African Dwarf goats (*Capra hircus*). *Vet Res For*, 8:1-6
7. **Acuña-Castroviejo, D., Escames, G., Venegas, C., Díaz-Casado, M., Lima-Cabello, E., López, L., Rosales-Corral, S., Tan, D.-X., Reiter, R., 2014.** Extrapineal melatonin: sources, regulation, and potential functions. *Cell. Mol. Life Sci.* 1-29.
8. **Adams, T. E., 2005.** Using gonadotropin-releasing hormone (GnRH) and GnRH analogs to modulate testis function and enhance the productivity of domestic animals. *Anim. Repro. Sci.* 88: 127-139.
9. **Adam, C. L., Robinson, J.J., 1994.** The role of nutrition and photoperiod in the timing of puberty. *Proceeding of the Nutrition Society.* 53: 89- 102.
10. **Adam, C. L., Findlay, P. A., 1997.** Effect of nutrition on testicular growth and plasma concentrations of gonadotrophins, testosterone and insulin-like growth factor I (IGF-I) in pubertal male Soay sheep. *J. Reprod. Fertil.* 11: 121-125.
11. **Adaouri , M., Mefti Korteby, H., Triki, S., Lebied, M., Djouadi, S., Balouli, N., Sebbag, L., 2017.** Effets d'un croisement D'man x Ouled Djellal sur la reproduction des brebis et la croissance des F<sub>1</sub> (première lutte). *Livestock Research for Rural Development.*, 29 :11.

- 12. Al-kawmani, A.A., Alfuraiji, M.M., Abou-Tarboush, M.F., Alodan, M.A., Abul Farah, M., 2014.** Developmental changes in testicular interstitium in the Najdi Ram Lambs. *Saudi Journal of Biological Sciences* ., 21 : 133–137
- 13. Addass, P. A., Midau, A., Yahya, M. M., Tizhe, M. A., 2013.** “Genotype variation, age and body condition score on some paired testes measurements among common indigenous bull cattle breeds in Mubi Adamawa State, Nigeria,” *Annals of Biological Research*, 4 ( 8 ) : 253–256.
- 13. Ahmad, N., Umair, S., Shahab, M., Arslan, M., 2010.** “Testicular development and establishment of spermatogenesis in Nili-Ravi buffalo bulls,” *Theriogenology*, 73, ( 1 ) : 20–25.
- 14. Ahmad, N. Ahmad, Z. Naseer et al., 2011.** “Relationship of age to body weight, scrotal circumference, testicular ultrasonograms, and semen quality in Sahiwal bulls,” *Tropical Animal Health and Production*. 43 (1) : 159–164.
- 15. Aller, J. F., D. Aguilar, T. Vera, G. P. Almeida and R. H. Alberio, 2012.** Seasonal variation in sexual behavior, plasma testosterone and semen characteristics of Argentine Pampinta and Corriedale rams. *Spanish Journal of Agricultural Research* :10(2) : 345-352
- 16. Amanne, R. P., Schanbacher, B. D., 1983.** Physiology of male reproduction. *J. Anim. Sci.*, 57: 380-403.
- 17. Aissaoui, C., Chibani, J., Bouzebda, Z., 2004.** Etudes des variations de la production spermatique du bélier de race Ouled Djellal soumis à un régime pauvre. *Renc. Rech. Ruminants.*, 14 : 380.
- 18. Akouango, F., Ngokaka. C., P. Ewomango, P., Kimbembe, E., 2010.** Caractérisation morphométrique et reproductive des taureaux et vaches N'Dama du Congo. *Animal Genetic Resources*, pp. 41-47 .
- 19. Arnao, M.B., Hernandez-Ruiz, J., 2013b.** Growth conditions determine different melatonin levels in lupinus albus l. *J. Pineal Res.* 55 :149–155.
- 20. Artoisenet, P., Dupuis, J., Delmotte, C., 2008.** Dessaisonnement de moutons laitiers par traitements lumineux « compte rendu d’un essai mené en ferme». *Filière ovine et caprine* , 23: 3-8.
- 21. Arrighi, S., Bosil, G., Groppetti, D ., Cremonesi., F., 2010.** Morpho- and Histometric Evaluations on the Testis and Epididymis in Buffalo Bulls During the Different Reproductive Seasons. *The Open Anatomy Journal* , 2 :29-33

- 22. Arrighi, S., 2013.** Primary cilia in the basal cells of equine epididymis: a serendipitous finding. *Tissue Cell*, 45 (2) : 140-4.
- 23. Atti, N., Abdouli, H., 1997.** Effet du niveau alimentaire et de la race sur la croissance et la qualité de carcasses des agneaux. *small ruminant nutrition*, pp. 195-198.
- 24. Bahhar, K., 1998.** Etude de l'avènement de la puberté chez le chevreau Noir de Montagne du Maroc : développement corporelle et testiculaire. Mémoire. 3<sup>ème</sup> Cycle Biologie. Animale. 124 p.
- 25. Bangs, F.K., 2015.** Lineage specificity of primary cilia in the mouse embryo. *Nat Cell Biol*, 17(2):113-22.
- 26. Banks, W.J., 1993.** Applied Veterinary Histology. 3rd ed. St. Louis, MO: Mosby, pp. 446-468.
- 27. Basciani, S., 2004.** Expression of platelet-derived growth factor (PDGF) in the epididymis and analysis of the epididymal development in PDGF-A, PDGF-B, and PDGF receptor beta deficient mice. *Biol Reprod*, **70**(1): 168-77.
- 28. Belacel, M., 1991.** La production de petits ruminants en Algérie. In: K.O. ADENIJI (éd.) Small Ruminant Research and Development in Africa. Pub., OAU. Proceeding of the workshop on the improvement of small ruminants in North Africa. Cairo, Egypt, 3-7 .
- 29. Benseghir, A., 1978.** Contribution à l'étude de la fonction sexuelle mâle de deux races ovines marocaines: D'man et Benihsen. Thèse Doc. Med. Vét. IAV Hassan II, Rabat, Maroc, 69 p.
- 30. Balthazart, J., Fabre, Nys. C., 2001.** Le comportement sexuel. In: Thibault, C., Levasseur, M.C. (Eds.), la reproduction chez les mammifères et l'Homme. Ellipses Publishers, Paris, pp. 610-637.
- 31. Baker, J., Hardy, M.P., Zhou, J., Bondy, C., Lupu, F., Bellve, A.R., Efstratiadis, A., 1996.** Effects of an *Igf1* gene null mutation on mouse reproduction. *Mol Endocrinol* , 10:903–918
- 32. 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. Rome: FAO: 231p.
- 33. Belleannée, C., V. Thimon, and R. Sullivan., 2012.** Region-specific gene expression in the epididymis. *Cell Tissue Res*, 2012.

- 34. Bartol, F.F., Wiley, A.A., Goodlett, D.R., 1988.** Ovine uterine morphogenesis; histochemical aspects of endometrial development in the fetus and neonate. *Anim. Reprod.* 66, 1303–1311.
- 35. Bartol, F.F., Wiley, A.A., Spencer, T.E., Vallet, J.L., Christenson, R.K., 1993.** Early uterine development in pigs. *J Reprod Fertil*, 48:99-116.
- 36. Bartol, F.F., Wiley, A.A., Floyd, J.G., Ott, T.L., Bazer, F.W., Gray, C.A., Spencer, T.E., 1999.** Uterine differentiation as a foundation for subsequent fertility. *J Reprod Fertil*, 53:284–300
- 37. Bartol, F.F., Wiley, A.A., Bagnell, C.A., 2008.** Epigenetic programming of porcine endometrial function and the lactocrine hypothesis. *Reprod Domest Anim*, 43:273-279.
- 38. BELIBASAKI, S., KOUIMTZIS, S., 2000.** Sexual activity and body and testis growth in prepubertal ram lambs of Friesland, Chios, Karagouniki and Serres dairy sheep in Greece. *Small Rum. Res.*, 37: 109-113.
- 39. Belkadi, S., Safsaf, B., Heleili, N., Tlidjane, M., Belkacem, L. , Y. Oucheriah, Y., 2017.** Seasonal influence on sperm parameters, scrotal measurements, and serum testosterone in Ouled Djellal breed rams in Algeria. *Veterinary World*, EISSN: 2231-0916.
- 40. Belkhiri, Y., Bouzebda-Af, F., Bouzebda, I.Z., Mouffok, C., 2017.** Age and Season Effects on Sexual Parameters in Mature Rams Used in Artificial Insemination Centre (Algeria). *Global Veterinaria*, 18 (1): 31-40.
- 41. Bellusci, S., Grindley, J., Emoto, H., Itoh, N., Hogan, B.L.M., 1997.** Fibroblast growth factor 10 (FGF10) and branching morphogenesis in the embryonic mouse lung. *Development* , 124:4867–4878
- 42. Benia, A.R., Saadi, M.A. , Ait-Amrane, A. , Belhamiti, T.B., Selles, S.M.A., Kaidi, R., 2018.** Effet de la saison et de l'âge sur les principales caractéristiques de la production de sperme chez les béliers Ouled-Djellal. *Recherche sur le bétail pour le développement rural* ,(1) 30p.
- 43. Benyounes A., Rezaiguia M., Lamrani F., 2013.** Effet de la saison d'agnelage sur la mortalité des agneaux chez les races ovines Ouled Djellal et Taâdmit élevées dans le nord-est d'Algérie. *Revue Agriculture*, 05 : 5-9.
- 44. Bernet, A., 2018.** Caractérisation et rôle des cils primaires de l'épididyme dans la voie de signalisation Hedgehog. Québec, Canada.
- 45. Bole-Feysot, C., Goffin, V., Edery, M., Binart, N., Kelly ,P.A., 1998.** Prolactin (PRL) and its receptor: actions, signal transduction pathways and phenotypes observed in PRL receptor knockout mice. *Endocr Rev*, 19:225–268.

- 46. Boland, M.P., Al-Kamali A.A., Crosby, T.F., Haynes, N.B., Howles C.M., Kelleher, D.L., Gordon, I., 2018.** Influence de la race, de la saison et de la photopériode sur les caractéristiques du sperme, la taille du testicule, la libido et les concentrations plasmatiques d'hormones dans les béliers.
- 47. Bonnes, G., Desclaude, J., Drogoul, C., Gadoud, R., Jussisau, R., Loc'h, A., Montmeas, L., Robin, G. et al., 2005.** Reproduction des animaux d'élevages. 2<sup>ème</sup> Ed. Dijon : Educagri (Ed.): 407 p.
- 48. Bonnet, E., Fostier, A., Bobe, J., 2007.** Characterization of rainbow trout egg quality: a case study using four different breeding protocols, with emphasis on the incidence of embryonic malformations. *Theriogenology*, 67 :786–794.
- 49. Boucif, A., Azzi, N., Tainturier, D., Niar, A., 2007.** Variations saisonnières des paramètres reproductifs chez les béliers de deux races locales algériennes. *Renc. Rech. Ruminants.*, 14 : 380
- 50. Boujenanne I., Kansari, J., 2005.** Productivité des brebis Timahdite et croisées D'man X Timahdite en station et chez les éleveurs au Maroc. *Rev. Élev. Méd. Vét. Pays trop*, 58: 7-79.
- 51. Boujenanne, I., 2012.** Comparison of purebred and crossbred D'man ewes and their terminal sired progeny under accelerated lambing. *Small Rum. Res.*, 106: 41-46.
- 52. Belibasaki, S., Kouimtzis, S., 2000.** Sexual activity and body and testis growth in prepubertal ram lambs of friesland, chios, karagouniki and serres dairy sheep in Greece. *Small Rumin. Res.* 37 (1–2):109–113
- 53. Boukenaoui, N., Moudilou, E., Chevalier, C., Amirat, Z., Exbrayat, J.-M., Khammar, F., 2012.** Postnatal changes in testicular development and androgen receptors immunolocalization in D'Man ram lambs. *Folia Histochem. Cytobiol.* 50 (1):38-45.
- 54. Boussena, S., Bouaziz, O., Hireche, S., Derqaoui, L., Dib, L. and Moula, N., 2016.** Apparition de la puberté chez les agneaux mâles de race Ouled Djellal. *Rev. Med. Vet.*, 167: 274-282.
- 55. Brad, A., Freking, Gary L., Bennett., 2018.** Rambouillet and Romanov reciprocal breed effects on survival and growth traits of F1 lambs and on reproductive traits of F1 ewes. 1, 2. Meat Animal Research Center, Clay Center, NE 68933-0166.
- 56. Briskin, C., Kaur, S., Chavarria, T.E., Binart, N., Sutherland, R.L., Weinberg, R.A., Kelly, P.A., Ormandy, C.J., 1999.** Prolactin controls mammary gland development via direct and indirect mechanisms. *Dev Biol* ,210:96–106

- 57. Bradford, G. E., Spearow, J. L., Hanrahan, J. P., 1991.** Genetic variation and improvement in reproduction. In: CUPPS, P.T. (Ed.) *Reproduction in domestic animals*. 4<sup>th</sup> Ed., Academic Press, Inc. San Diego. New York. Boston. London. Sydney. Tokyo: 670 p.
- 58. Bromage, N, Porter, M, Randall, C., 2001.** The environmental regulation of maturation in farmed finfish with special reference to the role of photoperiod and melatonin. *Aquaculture*, 197, 63-98.
- 59. Ronson, F.H., Riesman, P.P., 1986.** The biology of puberty. *Biol. Rev.*, 61: 157–195.
- 60. Bukar, M.M., Amin, J.D., Sivachelvan, M.N., Ribadu, A.Y., 2006.** Postnatal histological development of the ovaries and uterus and the attainment of puberty in female kid goats. *Small Rumin Res*, 65:200-208.
- 61. Brown, B. W., 1994.** A review of nutritional influences on reproduction in boars, bulls and rams. *Reprod. Nutr. Dev*, 34: 89-114.
- 62. Brummett, R.E., 1995.** “Environmental Regulation of Sexual Maturation and Reproduction in Tilapia”. *Reviews in Fisheries Science*, 3 (3): 231-248.
- 63. Byskov, A.G., Lintern-Moore, S., 1973.** Follicle formation in the immature mouse ovary: the role of the rete ovarii. *J. Anat.* 116, 207-17.
- 64. Byskov, A.G., 1978.** Follicular atresia. In: Jones RE (ed.), *The Vertebrate Ovary*. New York: Plenum Press, pp. 533-562.
- 65. Cameron, J., 2008.** Guide de référence sur la photopériode Publications techniques. Université Laval, Faculté des sciences de l’agriculture et de l’alimentation, Canada, pp. 138.
- 66. Campbell, B., Dobson, H., Scaramuzzi, R., 1998.** Ovarian function in ewes made hypogonadal with GnRH-antagonist and stimulated with FSH in the presence or absence of low amplitude LH pulses. *J. Endocrinol.* 156 : 213–222.
- 67. Campbell, B.K., Dobsin, H., Baird, D.T., Scramuzzi, R.J., 1999.** Examination of the relative role of FSH and LH in the mechanism of ovulatory follicle selection in sheep. *J. Reprod. Fertil.* 117 :355-367.
- 68. Campbell, B.K., Telfer, E.E., Webb, R., Baird, D.T., 2004.** Evidence of a role for follicle-stimulating hormone in controlling the rate of preantral follicle development in sheep. *Endocrinology* 145 : 1870–1879.
- 69. Carson, R.S., Findlay, J.K., Burge, R.H.G., Trounson, A.O., 1979.** Gonadotropin receptors of the ovine ovarian follicle during follicular growth and atresia. *Biol. Reprod.* 21 : 75–87.

- 70. Carson, R.S., Findlay, J.K., Clarke, I.J., Burger, H.G., 1981.** Estradiol, testosterone and androstenedione in ovine follicular fluid during growth and atresia of ovarian follicles. *Biol. Reprod.* 24 : 105–113.
- 71. Caraty A., Smith J.T., Lomet D., Ben Said S., Morrissey A., Cognie J., Doughton B., Baril G., Briant C., Clarke I.J., 2007.** Kisspeptin synchronizes preovulatory surges in cyclical ewes and causes ovulation in seasonally acyclic ewes. *Endocrinology*, 148 : 5258-5267.
- 72. Capuko AV, Li M, Long E, Ren S, Hruska KS, Schorr K and Furth PA (2002)** Concurrent pregnancy retards mammary involution: effects on apoptosis and proliferation of the mammary epithelium after forced weaning of
- 73. Cardenas-Gallegos, M.A., Ake-Lopez, J.R., Centurion-Castro, F., Magana-Monforte, J.G., 2012.** The breed and season effects on scrotal circumference and semen characteristics of hair sheep rams under tropical conditions. *Reprod. Domest. Anim.* 47 :92–94.
- 74. Carpenter, K.D., Gray, C.A., Bryan, T.M., Gallois, T.H., J.r., Spencer, T.E., 2003b.** Estrogen et effets antioestrogènes sur le développement du détroit du col utérin chez le nouveau-né. *Biologie de la reproduction*, 69708-717.
- 75. Carpenter, K.D., Gray, C.A., Noel, S., Gertler, A., Bazer, F.W., Spencer, T.E., 2003c.** Régulation de la prolactine de la morphogénèse néonatale de la glande utérine ovine. *Endocrinologie*, 144110-120.
- 76. Casao, A., Pérez-Pé, R., Abecia, J.A., Forcada, F., Muño-Blanco, T., Cebrián-Pérez, J.A., 2013.** The effect of exogenous melatonin during the non-reproductive season on the seminal plasma hormonal profile and the antioxidant defence system of Rasa Aragonesa rams. *Anim. Reprod. Sci.* 138 :168–174.
- 77. Casao, A., Cebrian, I., Asumpcao, M., Perez-Pe, R., Abecia, J., Forcada, F., Cebrian-Perez, J., Muino-Blanco, T., 2010.** Seasonal variations of melatonin in ram seminal plasma are correlated to those of testosterone and antioxidant enzymes. *Reprod. Biol. Endocrinol.* 8, 59
- 78. Charpentier, K.D., Hayashi, K., Spencer, T.E., 2003a.** Régulation ovarienne de la morphogénèse de la glande endométriale et du système activine-follistatine dans l'utérus ovin néonatal. *Biologie de la reproduction*, 69851-860.
- 79. Chafri, N., Mahouachi, M., Ben Hamouda, M., 2008.** Effets du niveau alimentaire après mise bas sur le développement de la fonction reproductive chez l'agneau de race

prolifère D'man : Développement testiculaire et déclenchement de la puberté. *Renc. Rech. Ruminants.*, 15 : 394.

**80. Chafri, N., Mahouachi, M., 2011.** Effet du niveau alimentaire intra-utérin sur le moment d'apparition de la puberté et la croissance testiculaire et corporelle chez les agneaux de la race D'man. *Renc. Rech. Ruminants.*, 18: 105.

**81. Chakrabarty, P. K., Stuart, L. D., Brown, J. L., 1989.** Puberty in the male Nubian goat: serum concentration of LH, FSH and testosterone from birth through puberty and semen characteristics at sexual maturity. *Animal Reproduction Science*, 20: 91-101.

**82. Chanvallon, A., Sagot, L., Pottier, E., Debus, N., Francois, D., Fassie, T., Scaramuzzi, R.J., Fabre-Nys, C., 2011.** New insights into the influence of breed and time of the year on the response of ewes to the 'ram effect' *Animal*, 5 (10):1594-1604.

**83. Chehab F.F., Lim M.E., Lu R., 1996.** Correction of the sterility defect in homozygous obese female mice by treatment with the human recombinant leptin. *Nat. Genet* , 12 : 318-320.

**85. Chellig, R., 1992.** Les races ovines Algériennes. Office des Publications Universitaires. Alger, 80 p.

**86. Chemineau, P., Daveau, A., Cognié, Y., Aumont, G., Chesneau, D., 2004.** Seasonal ovulatory activity exists in tropical creole female goats and black belly ewes subjected to a temperate photoperiod. *BMC Physiol.* 4, 12.

**87. Chemineau, P., Malpoux, B., Brillard, J.-P., Fostier, A., 2009.** Saisonnalité de la reproduction et de la production chez les poissons, oiseaux et mammifères d'élevage. *INRA Prod. Anim.*, 22 (2), 77-90.

**88. Chekkal, F., Benguega, Z., Meradi, S., Berredjough, D., Boudibi, S., Lakhdari, F., 2015.** Guide de caractérisation phénotypique des races ovines de l'Algérie. Centre de Recherche Scientifique et Technique sur les Régions Arides Omar El Barnaoui (CRSTRA). 55 p.

**89. Chikhi, A., 2006.** Performances de reproduction des brebis Boujaâd lutées par des béliers D'man et performances de croissance des agneaux croisés F1. *Renc. Rech. Ruminants.*, 13 : 222.

**90. Cornwall, G.A., 2009.** New insights into epididymal biology and function. *Hum Reprod*, 15: 213-27.

- 91. Coulter G. H., Larson, L. L., Foote R. H., 1975.** “Effect of age on testicular growth and consistency of Holstein and Angus bulls,” *Journal of Animal Science*, 41(5) : 1383–1389.
- 92. Courot, M., 1965.** Action des hormones gonadotropes sur le testicule de l’agneau. *Ann. Biol. Anim. Biochim. Biophys.*, 5 : 145- 149.
- 93. Courot, M., 1962.** Action des hormones gonadotropes sur le testicule de l’agneau impubère. Réponse particulière de la lignée Sertolienne. *Ann. Biol. Anim. Biochim. Biophys.*, 2 : 157-162.
- 94. Courot, M., 1971.** Etablissement de la spermatogenèse chez l’agneau (*ovis aries*). Etude expérimentale de son contrôle gonadotrope, importance des cellules de la lignée Sertolienne. Thèse Doc. es-Sc. Nat. Paris VI : 200p.
- 95. Cui, S., Chen, Y.F., Yue, H.N., He, Y.Q., McNeilly, A.S., 2003.** Sexual development and the effects of active immunization against GnRH in Chinese Tanyang ram lambs. *Anim. Reprod. Sci.* 77 :129–139.
- 96. Deghrouche, K., Aissaoui, M., T. Meziane, T., Tlidgane, M., 2017.** Reproductive performance of Ouled Djellal ewes in an arid area of Algeria *Agriculture and Biotechnology*, CSIEA, (29): 2815-2819.
- 97. Dekhili, M., 2002.** Performances reproductives des brebis de race Ouled Djellal nés doubles ou simples. *Renc. Rech. Ruminants*, 9 : 155.
- 98. Dekhili, M., Mahane, S., 2004.** Facteurs de l’accroissement en poids des agneaux (Ouled-Djellal) de la naissance au sevrage. *Renc. Rech. Ruminants*, 11 : 235.
- 99. Dekhili, M., Benkhilif, R., 2005.** Bilan portant sur les performances reproductives d’un troupeau de brebis Ouled Djellal. *Renc. Rech. Ruminants*, 12 : 162
- 100. Dekhili, M., Aggoun, A., 2006.** Productivité pondérale des brebis Ouled Djellal dans la zone Tellienne (nord) de l’Algérie. *Renc. Rech. Ruminants*, 13 : 391.

- 101. Dekhili, M., Aggoun, A., 2007.** Performances reproductives des brebis de race Ouled Djellal, dans deux milieux contrastés. *Arch. Zootech.*, 56 (216) : 963-966.
- 102. Derquaoui, L., El Fadili, M., François, D., Bodin, L., 2009.** Onset of puberty in D'man and Timahdite breeds of sheep and their crosses. 60 th Annual Meeting of the European Association for Animal Production, 13: 276p, Barcelona, Spain.
- 103. Dehimi, M. L., 2005.** Chapter 3: Small ruminant breeds of Algeria. In : Iniguez, L. (Ed.) Characterisation of small ruminant breeds in West Asia and North Africa. Vol.2: North Africa. International Center for Agricultural Research in the Dry Areas. (ICARDA), Aleppo, Syria, 196p.
- 104. Delgadillo, J.A., Flores, J.A., Veliz, F.G., Hernandez, H.F., Duarte, G., Vielma, J., Poindron, P., Chemineau, P., Malpaux, B., 2002.** Induction of sexual activity in lactating anovulatory female goats using male goats treated only with artificially long days. *Journal of Animal Science*, 80 : 2780–2786.
- 105. Delgadillo, J. A., Carrilo, E., Moran, J., Duarite, G., Chemineau, P., Malpaux, B., 2001.** Induction of sexual activity of male creole goats in subtropical northern Mexico using long days and melatonin. *J. Anim. Sci.*, 79: 2245-2252.
- 106. Delgadillo, J. A., De Santiago-Miramonte, M. A., Carillo, E. 2007.** Season of birth modifies puberty in female and male goats raised under subtropical conditions. *Animal*, 1: 858-864.
- 107. Demers C., V., Castonguay, F.W., Pellerin, D., 2011.** « Augmenter la prolificité.. une valeur sure! », *Ovin Québec*, 11(1): 28-31
- 108. Deverson, S., Forsyth, I. A., Arends, J. (1992)** Retardation of pubertal development by prenatal long days in goat kids born in autumn. *J. Reprod. Fert.*, 95: 629-637.
- 109. Diskin, M.G., Mackey, D.R., Roche, J.F., Sreenan, J.M., 2003.** Effects of nutrition and metabolic status on circulating hormones and ovarian follicle development in cattle. *Anim.Reprod. Sci.*, 78 : 345-370.
- 110. Downing, J.A., Scaramuzzi, R.J., 1991.** Nutrient effects on ovulation rate, ovarian function and the secretion of gonadotrophic and metabolic hormones in sheep. *J. Reprod. Fertil. Suppl.*, 43:209-227.
- 111. Driancourt, M.A., Levasseur, M.C., 2001.** Variations in patterns of follicle development in prolific breeds of sheep. *J. Reprod. Fertil.* 78 :565–575.
- 112. Domeniconi, R.F., 2016.** *Is the Epididymis a Series of Organs Placed Side By Side?* *Biol Reprod*, 95(1): 10.

- 113. Dutt, R. H., Hamm, P. T., 1957.** Effect of exposure to high environmental temperature and shearing on semen production of rams in winter. *J. Anim. Sci.*, 16: 328-334.
- 114. Dduguma, G., Tadesse, T., Kumsa, T., Abegaz, S., 2007.** Evaluation of the impact of plane of nutrition on growth and carcass traits of Horro lambs castrated at different ages. In: DEGEFA, T., FEYISSA, F. (Ed.) Proceedings of the 15 th Annual Conference of the Ethiopian Society of Animal Production (ESAP) held in Addis Ababa, Ethiopia, p.4-6.
- 115. Dutt, R. H., Hamm, P. T., 1963.** Effect of exposure to high environmental temperature and shearing on semen production of rams in winter. *J. Anim. Sci.*, 16: 328-334.
- 116. Dyrmondsson, O.R ., Lees, J.L., 1972.** Pubertal development of Clun Forest ram lambs in relation to time of birth. *J. Agric. Sci*, 79:83-89.
- 117. Dyrmondsson O.R., 1973.** Puberty and early reproductive performance in sheep. II. Ram lambs. *Anim. Breed*, 41:419–430.
- 118. Dyrmondsson, O. R., Lees, J. L., 1972.** Pubertal development of Clun Forest ram lambs in relation to time of birth. *J. Agric. Sci*, 79: 83-89.
- 119. Dufour, J. J., Fahmy, M. H., Minvielle, F., 1984.** Seasonals changes in breeding activity, testicular size, testosterone concentration and seminal characteristics in rams with long or short breeding season. *J. Anim. Sci*, 58: 416-422.
- 120. Ebling, F.J., Wood, R.I., Suttie, J.M., Adel, T.E., Foster, D.L., 1989.** Prenatal photoperiod influences neonatal prolactin secretion in the sheep. *Endocrinology* ,125:384–391.
- 121. Ebling, F. J. P., Foster, D. L., 1989.** Pineal melatonin rhythms and the timing of puberty in mammals. *Experientia*, 45: 946-954.
- 122. Elmaz, Ö., Cirit, Ü., Demir, H., 2007.** Relationship of testicular development with age, body weight, semen characteristics and testosterone in Kivircik ram lambs. *South African J. Anim. Sci*, 37: 269-274.
- 123. Emsen, E., 2005.** Testicular development and body weight gain from birth to 1 year of age of Awassi and Redkaraman sheep and their reciprocal crosses. *Small Ruminant Research*, 59(1): 79-82.
- 124. EL-Zelaky, O. A., Khalifa, E. I., Mohamed, A. H., Bahera, K. M., Hussein, A. M., 2011.** Productive and reproductive performance of Rahmani male lambs fed rations containing Jatropa Cake. *Egyptian J. Sheep and Goat Sci*, 6: 15-24.

- 125. Elmaz, O., Dikmen, S., Cirit, U., Demir, H., 2008.** “Prediction of postpubertal reproductive potential according to prepubertal body weight, testicular size, and testosterone concentration using multiple regression analysis in Kivircik ram lambs,” *Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences*, 32( 5) : 335–343.
- 126. Evans, A.C.O., Adams, G.P., Rawlings, N.C., 1994a.** Follicular and hormonal development in prepubertal heifers from 2 to 36 weeks of age. *J. Reprod. Fertil*, 102 :463-470.
- 127. Evans, A.C.O., Adams, G.P., Rawlings, N.C., 1994b.** Endocrine and ovarian follicular changes leading up to the first ovulation in prepubertal heifers. *J. Reprod. Fertil*. 100 : 187–194.
- 128. Evans, A.C., 2003.** Characteristics of ovarian follicle development in domestic animals. *Reprod. Domest. Anim*, 38 : 240–246.
- 129. FAOSTAT.** Organisation des Nations Unies pour l’Alimentation et l’Agriculture <http://www.faostat.fao/DesktopDefault.aspx?PageID=573&lang=fr#ancor>
- 130. Ferra, J. C., Cieslak, S., Filho, R. S., Mcemanus, C., Martins, C. F., Bezerra Sereno, J. R., 2010.** Weight and age at puberty and their correlations with morphometric measurements in crossbred breed Suffolk ewe lambs. *R. Bras. Zootec*, ( 1) : 134-141.
- 131. Ferrel, C.L., 1991.** Nutritional influence on reproduction. In: CUPPS, P.T. (Ed.) *Reproduction in domestic animals*. 4<sup>th</sup> Ed., Academic Press, Inc. San Diego. New York. Boston. London. Sydney. Tokyo: 670 p.
- 132. Figueiredo Freistars, V.J., 1996.** Etudes des facteurs responsables de la variabilité du moment d'apparition de l'oestrus et du pic pré-ovulatoire de LH après traitements hormonal de synchronisation et/ou d'induction de l'oestrus chez la chèvre.
- 133. Fitzgerald, J. A., Stellflug, J. N., 1991.** Effect of melatonin on seasonal changes in reproduction of rams. *J. Anim. Sci*, 69: 264-275.
- 134. Folch, J., Cognie, Y., 1985.** Proc. Sheep and goat production, E.A.A.P.30/09 au Thessaloniki. GRECE.
- 135. Forcada, F., Abecia, J. A., Zarazaga, L., 1991.** A note on attainment of puberty of September-born early-maturing ewe lambs in relation to level of nutrition. *Anim. Prod*, 53: 407-409.
- 136. Foster, D. L., Olster, D. H., 1985.** Effects of restricted nutrition on puberty in the lamb: patterns of tonic luteinizing hormone (LH) secretion and competency of the LH surge system. *Endocrinology*, 116: 375-381.

- 137. Foster, D. L., Jackson, L. M., Padmanabhane, V., 2006.** Programming of GnRH feedback controls timing puberty and adult reproductive activity. *Molecular and Cellular Endocrinology*, 254-255: 109-119.
- 138. Foster, D. L., Ebling, F. J. P., Claypool, L. E., 1988.** Timing of puberty by photoperiod. *Reprod. Nutr. Dévelop*, 28: 349-364.
- 139. Foster, D.L., Nagatani, S., 1999.** Physiological perspectives on leptin as a regulator of reproduction: Role in timing puberty. *Biology of Reproduction*, 60: 205-215.
- 140. Francavilla, S., 1987.** Postnatal development of epididymis and ductus deferens in the rat. A correlation between the ultrastructure of the epithelium and tubule wall, and the fluorescence-microscopic distribution of actin, myosin, fibronectin, and basement membrane. *Cell Tissue Res*, 249 (2) : 257-65.
- 141. Freeman, M.E., Kanyicska, B., Lerant, A., Nagy, G., 2000.** Prolactin: structure, function, and regulation of secretion. *Physiol Rev*, 80:1523–1631.
- 142. Ghahary, A., Murphy, L.J., 1989.** Uterine insulin-like growth factor-I receptors: regulation by estrogen and variation throughout the estrous cycle. *Endocrinology*, 125:597–604.
- 143. Ghozlane, F., Ziki, B., Yakhlef, H., 2005.** Variations saisonnières des caractères quantitatifs du sperme de bélier de race Ouled Djellal. *Renc. Rech. Ruminants.*, 12 : 380.
- 144. Gonzalez, R., Orgeur, P., Poindron, P., Signoret, J.P., 1991** Female effect in sheep. I. The effects of sexual receptivity of females and the sexual experience of rams. *Reprod.Nutr.Dev*, 31:97–102.
- 145. Grisanti, L., 2016.** Primary cilia maintain corneal epithelial homeostasis by regulation of the Notch signaling pathway. *Development*, 143(12): 2160-71
- 146. Gündogan, M., 2007.** Seasonal variation in serum testosterone, T3 and andrological parameters of two Turkish sheep breeds. *Small. Res*, 67:312-316.
- 147. Gray, C.A., Taylor, K.M., Bazer, F.W., Spencer, T.E., 2000.** Mechanisms regulating norgestomet inhibition of endometrial gland morphogenesis in the neonatal ovine uterus. *Molecular Reproduction and Development*, 57 :67–78.
- 148. Gray, C.A., Bazer, F.W., Spencer, T.E., 2001a.** Effects of neonatal progestin exposure on female reproductive tract structure and function in the adult ewe. *Biology of Reproduction*, 64 : 797–804.

- 149. Gray, C.A., Bartol ,F.F., Tarleton, B.J., Wiley, A.A., Johnson, G.A., Bazer, F.W., Spencer, T.E., 2001b.** Developmental biology of uterine glands. *Biology of Reproduction*, 65 :1311–1323.
- 150. Gray, C.A., Taylor, K.M., Ramsey, W.S., Hill, J.R., Bazer,. FW., Bartol, F.F., Spencer, T.E., 2001c.** Endometrial glands are required for preimplantation conceptus elongation and survival. *Biology of Reproduction*, 64 : 1608–1613.
- 151. Gray, C.A., Burghardt, R.C., Johnson, G.A., Bazer, F.W., Spencer, T.E., 2002.** Evidence that absence of endometrial gland secretions in uterine gland knockout ewes compromises conceptus survival and elongation. *Reproduction* ,124 : 289–300.
- 152. Gu, Y., Branham, W.S., Sheeham, D.M., Webb, P.J., Moland, C.L., Streck, R.D., 1999.**Tissue-specific expression of messenger ribonucleic acids for insulin-like growth factors and insulin-like growth factor-binding proteins during perinatal development of the rat uterus. *Biol Reprod*, 60:1172–1182.
- 153. Giudice, L.C., Saleh, W., 1995.** Growth factors in reproduction. *Trends Endocrinol Metab* , 6:60–69
- 154. Guintar, C., Tekkouk-Zemouchie, F., 2010.** Aperçu ostéo-biométrique de la race ovine (Ovis aries, L.) Ouled Djellal (Algérie). *Revue Méd. Vét*, 161(11) : 521-531.
- 155. Gurdel Ggoregçi, Ş ., Evrim, M., 2000.** Comparative studies on the production performances of Chios and Imroz sheep kept under semi-intensive condition. III. The effects of some environmental factors on production characteristics. *Turk. J. Vet. Anim. Sci*, 24: 553-561.
- 156. Hayashi, K ., Spencer, T.E., 2005.** Estrogen disruption of neonatal ovine uterine development: effects on gene expression assessed by suppression subtraction hybridization. *Biology of Reproduction*, 73 : 752–760.
- 157. Hayashi, K., Spencer, T.E., 2006.** pathways in the neonatal ovine uterus: potential specification of endometrial gland morphogenesis by SFRP2. *Biology of Reproduction* ,74 : 721–733.
- 158. Hayashi, K., O’Connell, A.R., Juengel, J.L., McNatty, K.P., Davis, G.H., Bazer, F.W., Spencer, T.E., 2008.** Postnatal uterine development in inverdale ewe lamb. *Reproduction*, 135:357-365.
- 159. Hansen 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(2): 301–304.

- 160. Hassan, F., Moussa, M. T., Aboul-Naga, A. M., EL-Hommosi, F., Abd El-Hafez, G., 1993.** Puberty and early mating performance in subtropical fat-tailed sheep and their crosses.. *Small Ruminant Research.and Development in Africa*, 268 p.
- 161. Hassanin, S.H., Khattab1, Y. A., Abdalla1, M. A., 2013.** Reproductive performance of rams under arid conditions. *Life Science Journal*, 10(4).
- 162. Hermo, L., R. Oko., B. Robaire,B.,1992.** Epithelial cells of the epididymis show regional variations with respect to the secretion of endocytosis of immobilin as revealed by light and electron microscope immunocytochemistry. *Anat Rec*, (2): 202-20.
- 163. Herbosa, C. G., Wood, R. I., Foster, D. L., 1995.** Prenatal androgens modify the reproductive response to photoperiod in the developing sheep. *Biol. Reprod*, 52: 163-169
- 164. Herrera-Alarcon, J., Villagomez-Amezcuca, E., Gonzalet-Padilla, G., Jiménez-Severiano, H., 2007.** Stereological study of postnatal testicular development in Blackbelly sheep. *Theriogenology*, 68, 4: 582-591.
- 165. Hom, Y.K., Young, P., Thomson, A.A., Cunha, G.R., 1998.** Keratinocyte growth factor injected into female mouse neonates stimulates uterine and vaginal epithelial growth. *Endocrinology*, 139:3772–3779.
- 166. Hunter, M.G., 2000.** Oocyte maturation and ovum quality in pigs. *Rev Reprod*, 5 :122-30.
- 167. Ibnelbachyr, M., Chikhi, A., Boulanouar, B., 2007.** Performances zootechniques des petits ruminants dans les oasis du sud marocain. *Renc. Rech Ruminants.*, 14 : 437.
- 168. Igwebuike, U.M., 2009.** A review of uterine structural modifications that influence conceptus implantation and development in sheep and goats. *Anim Reprod Sci*, 112:1-7.
- 169. ITELV (Institut Technique des Elevages), 2002.** Standard de la race ovine Ouled Djellal, éditions ITELV, Alger, 05 p.
- 170. Jones , R.L., Salamonsen, L.A., Findlay, J.K., 2002.** Potential roles for endometrial inhibins, activins and follistatin during human embryo implantation and early pregnancy. *Trends in Endocrinology and Metabolism*, 13 : 144–150.
- 171. Jones, R.L., Stoikos, C., Findlay, J. K., Salamonsen, L.A., 2006.** TGF-beta superfamily expression and actions in the endometrium and placenta. *Reproduction*, 132 : 217–232.

- 172. Johnson, L., Fabre Nys, C., Chanvallon, A., Francois, D., Fassier, T., Menassol J.B., Brown, H.M., Lardic, L., Scaramuzzi, R.J ., 2011.** The effect of short-term nutritional supplementation and body condition on the pituitary and ovarian responses of anoestrus ewes to the "ram effect". *J. Vet. Sci. & Tech. Special*, 2: 1-10.
- 173. Khaldi, G., 1984.** Variations saisonnières de l'activité ovarienne du comportement d'œstrus et de la durée de l'anœstrus post-partum des femelles ovines de race «Barbarine», influence du niveau alimentaire et de la présence du mâle. Thèse. Doct d'état, Mention science, Académie de Montpellier.
- 174. Katare, B., Singh, G., Kumar P., Gahlot, P.K., 2015.** Histomorphological studies on uterus of goat (*Capra hircus*) during follicular and luteal phase. *Indian J Vet Anat*, 27:47-48.
- 175. Kafi, M., Safdarian, M., Hashemi, M., 2004.** Seasonal variation in semen characteristics, scrotal circumference and libido of Parsian karakul rams. *Small Rum. Res*, 53: 133-139.
- 176. Kanoun, M., Kanoun, A., 2004.** Transformation des systèmes d'élevage ovin en milieu steppique : cas de la région de Djelfa, Algérie. *Renc. Rech. Ruminants*, 11 : 232.
- 177. Karakus, K., Eyduran, E., Aygun, T., Javed, K., 2010.** Appropriate growth model describing some testicular characteristics in Norduz male lambs. *J. Anim. & Plan. Sci*, 20(1) : 1-4.
- 178. Kennedy, J.P., Worthington, C.A., Cole, E.R., 1974.** The post-natal development of the ovary and uterus of the Merino lamb. *J. Reprod. Fertil.* 36, 275–282.
- 179. Kinder, J.E., Bergfeld, E.G., Wehrman, M.E., Peters, K.E., Kojima, F.N., 1995.** Endocrine basis for puberty in heifers and ewes. *J. Reprod. Fertil Suppl*, 1(49) : 393-407.
- 180. Kridli, R., Abdullah, A., Shaker, M., Al-Momani, A., 2006.** Age at puberty and some biological parameters of awassi and its first crosses with charollais andromanov rams [Jordan]. *Italian J. Anim. Sci*, 5:193–202
- 181. Kumar, M., 2016.** Epithelial Wnt/betacatenin signalling is essential for epididymal coiling. *Dev Biol*, 412(2): 234-49.
- 182. Koyunci, M., Karauzun, S., Ozis, S., Dueu, S., 2005.** Development of testicular dimensions and size, and their relationship to age and body weight in growing Kivircik (Western Thrace) ram lambs. *Czech J. Anim. Sci*, 50 (6):243-248.

- 183. Lehman, M.N., Coolen, L.M., Goodman, R.L.,Viguie, C., Billings, H.J., Karsch, F.J., 2002.** Seasonal plasticity in the brain: the use of large animal models for neuroanatomical research. *Reproduction, Suppl*, 59 :149-165.
- 184. Lamrani, F., Benyounes, A., Sulon, J., Sousa, N.M., Hornich, J. L., Beckers, J. F., Tahar, A., 2012.** Étude de la cyclicité en relation avec le poids vif et l'état corporel chez les agnelles *Ouled Djellal* nées en automne dans la région Est de l'Algérie. *Ann. Méd. Vét*, 2012, 156 :81- 86 .
- 185. Land, R. B., 1978.** Reproduction in young sheep: some genetic and environmental sources of variations. *J. Reprod. Fertil*, 52 : 427-436.
- 186. Land, R.B., 1970.** Numbers of oocytes present at birth in the ovaries of pure and Finnish Landrace cross Blackface and Welsh sheep. *J. Reprod. Fertil*. 21 :517–521.
- 187. Lakabi, L., Menad, R., Hamidouche, Z., N. Zerrouki, N., 2015.** Étude histomorphométrique du développement postnatal du testicule chez le lapin de la population blanche en Algérie. *Annales d'Endocrinologie*, 493–502
- 188. Levasseur, M. C., 1979.** Thoughts on puberty: the gonads. *Ann. Bio. anim. Bioch. Biophys*, 19(2): 321-335.
- 189. Legan, S.J., Winas, S.S., 1981.** The photo-neuroendocrine control of seasonal breeding in the ewe. *General and comparative endocrinology*, 45: 317-328.
- 190. Litim, Mi ., Bereksi, R. K., 2015.** Variations in semen characteristics rams of Ouled Djellal breed have received an important dietary supplement after regular and intensive collectio Asian Pacific. *Journal of Reproduction* ,13-16
- 191. Loudon, A., 1987.** Nutritional effects on puberty and lactational infertility in mammals: some interspecies considerations. *Proceedings of the Nutrition Society*, 46: 203-216.
- 192. Lu, W., Luo, Y., Kan, M., McKeehan, W.L., 1999.** Fibroblast growth factor-10 a second candidate stromal to epithelial cell andromedin in prostate.*J Biol Chem*, 274:12827–12834.
- 194. Macit, M., Esenbuga, N., Karaoglu, M., 2002.** Growth performance and carcass characteristics of Awassi, Morkaraman and Tushin lambs grazed on pasture and supported with concentrate. *Small Rum. Res*, 44: 241-246.

- 195. Mahdi,D., Khallili,K., 2008.** Relationship between follicle growth and circulating gonadotrophin levels during postnatal development of sheep. *Animal Reproduction Science*, 106 : 100–112
- 196. MAHGOUB, O., LODGE, G. A., 1994a.** Growth and body composition of Omani local sheep 2. Growth and distribution of musculature and skeleton *.Anim. Prod*, 58 : 373-379.
- 197. Maisse, G., Breton, B., 1996.** Contrôle photopériodique de la reproduction chez les salmonidés. *Productions Animales* 9 : 71–77.
- 198. Malpaux, B., 2006.** Seasonal regulation of reproduction in mammals. In: Knobil and Neill's physiology of reproduction. Neill J.D., (Ed), Elsevier, UK, 2231-2281.
- 199. Mamine, F., 2010.** Effet de la suralimentation et de la durée de traitement sur la synchronisation des chaleurs en contre saison des brebis Ouled Djellal en élevage semi-intensif. Publibook éditions. Paris. p 98.
- 200. Mandiki, S. N. M., Derycke, G., Bister, J. L., Paquay, R., 1998.** Influence of season and age on sexual maturation parameters of Texel, Suffolk and Ile de France rams. 1. Testicular size, semen quality and reproductive capacity. *Small Rum. Res*, 28:67-79.
- 201. Mansour, A.M., 1959.** The hormonal control of ovulation in the immature lamb. *J. Agric. Sci. Camb.* 52 : 325–327.
- 202. Martin G.,B., Oldham, C.M., Cognie, Y., Pearce, D.T., 1986.** The physiological responses of anovulatory ewes to the introduction of rams «a review». *Livest. Prod. Sci*, 15:219-228.
- 203. Martin, G. B., Walkden-Brown, S. W., 1995.** Nutritional influences on reproduction in mature male sheep and goat. *J. Reprod. Fert. Suppl*, 49: 437-449.
- 204. Martin, G. B., Tijondronegoro, S., Blackberry, M. A., 1994.** Effect of nutrition on testicular size and concentration of gonadotrophins, testosterone and inhibin in plasma of mature male sheep. *J. Reprod. Fert*, 101: 121-128.
- 205. Matzuk, M.M., Burns, K.H., Viveiros, M.M., Eppig, J.J., 2002.** Intercellular communication in the mammalian ovary: oocytes carry the conversation. *Science*, 296 : 2178-2180.

- 206. Monniaux, D., Huet C., Besnard, N., Clément,, F., Bosc M., Pisselet C., Monget, P., Mariana J.C., 1997.** Follicular growth and ovarian dynamics in mammals. *J. Reprod. Fertil., Suppl*, 51 :3-23
- 207. Mazhoud, S., Benmarace., 2010.** *Synchronisation hormonales des chaleurs chez la brebis Ouled Djellal*. Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du grade de Docteur Vétérinaire, Université de Constantine, p. 105.
- 208. Meachem, S.J., Ruwanpura, S.M., Ziolkowski, J., Ague, J.M., Skinner, M.K., Loveland,K.L., 2005.** Developmentally distinct in vivo effects of FSH on proliferation and apoptosis during testis maturation. *J. Endocrinol.* 186 (3):429–446.
- 209. Menassol, J.B., Collet, A., Chesneau, D., Malpaux, B., Scaramuzzi, R.J ., 2012.** The interaction between photoperiod and nutrition and its effects on seasonal rhythms of reproduction in the ewe. *Biology of Reproduction*, 86 (2), Article 52:1-12.
- 210. Carvajal-Sernaa, M., Torres-Rudaa, F., Cardozob, A.,Grajales-Lombanaa, H., Cebrián-Pérezc,A., Muiño-Blancoc,T., Pérez-Péc, J., Casaoc, A., 2019.** Changes in melatonin concentrations in seminal plasma are not correlated with testosterone or antioxidant enzyme activity when rams are located in areas with an equatorial photoperiod. *Animal Reproduction Science*, 200 :22–30
- 211. Martinez, J.M., Dominguez, B., Barrientos, M., Canseco, R., Ortega, E., Lamothe, C., 2012.** Biometry and testicular growth influenced by nutrition on prepubertal pelibuey lambs. *Online J. Anim. Feed Res.*, 2(3): 314-321.
- 212. Michel, G., Rabie, F.O., 1991.** Histological study of postnatal development of the uterus of dwarf goat. *Archiv. Fur. Exp. Vet.* 45 :15–20
- 213. Maurya, S. V., Sejian, V., Kumar, D., Naqvi, S. M., 2010.** Effects of induced body condition score differences on scrotal measurements, semen attributes and endocrine responses in Malpura rams under hot semi-arid environment. *J. Anim. Physiol. Anim. Nutr.*, 94: 308-317.
- 214. McNeilly, A., O'Connell, M., Baird, D., 1982.** Induction of ovulation and normal luteal function by pulsed injections of luteinizing hormone on anestrous ewes. *Endocrinology*, 110 :1292–1299.
- 215. McNeilly, A., Picton, H., Campbell, B., Baird, D., 1991.** Gonadotrophic control of follicle growth in the ewe. *J. Reprod. Fertil. Suppl*,43 :177–186.
- 216. Mendis-Handagama, S.C., Ariyaratne, H.S., 2001.** Differentiation of the adult Leydig cell population in the postnatal testis. *Biol. Reprod*,65 (3):660–671

- 217. Mitchell M., Armstrong D.T., Robker R.L., Norman R.J., 2005.** Adipokines: implications for female fertility and obesity. *Reproduction*, 130 :583-597.
- 219. Monget P., Martin G.B., 1997.** Involvement of insulin-like growth factors in the interactions between nutrition and reproduction in female mammals. *Hum. Reprod, Suppl* 12(1) : 33-52.
- 220. Moura, A.A., Souza, C.E.A., Erickson, B.H., 2011.** Early prepubertal testis criteria, seminiferous epithelium and hormone concentrations as related to testicular development in beef bulls. *Anim. Reprod Sci.* 124 (1–2):39–47.
- 221. Miettinen, P. V. A., 1990.** Uterine involution in Finnish dairy cows. *Acta Vet. Scan*, 31:181-185.
- 222. Mukasa-Mugerwa, E., Ezaz, Z., 1992.** Relationship of testicular growth and size to age, body weight and onset of puberty in Menz ram lambs. *Theriogenology*, 38: 979-988.
- 223. Murphy, L.J., 1991.** Estrogen induction of insulin-like growth factors and myc proto-oncogene expression in the uterus. *J Steroid Biochem* , 40:223–230.
- 224. Murphy, L.J, Ghahary, A., 1990.** Uterine insulin-like growth factor-1: regulation of expression and its role in estrogen-induced uterine proliferation. *Endocr Rev*, 11:443–453.
- 225. Murachima, A., Miyagawa, S., Ogino, Y., Nishida-Fukuda, H., Araki, K., Matsumoto, T., . . . Yamada, G., 2011.** Essential roles of androgen signaling in Wolffian duct stabilization and epididymal cell differentiation. *Endocrinology*, 152(4) : 1640-1651.
- 226. Murashima, A., Xu, B., & Hinton, B. T., 2015.** Understanding normal and abnormal development of the Wolffian/epididymal duct by using transgenic mice. *Asian J Androl*, 17(5) :749-755.
- 227. Clifford, N .A., Innocent, C. N., Chidozie, N. O., 2017.** Morphological features of the uterus during postnatal development in the West African Dwarf goat (*Capra hircus*). *Anim. Reprod*, 14 (4) :1062-1071.
- 228. Nazari Zenouz, F., Moghaddam, G., Abdi, Z., 2014.** Weight changes and sexual behavior in ghezel intact and castrated male lambs. *Int. J. Adv. Biol. Biom Res*, 2(5): 1761–1767.
- 229. Nazari-Zenouza, Gh., Moghaddama, Gh., Hamidiamb, J., Ashrafic, S.A., Rafata, B., 2016.** Postnatal testicular development and testosterone changes in Ghezel ram lambs. *Small Ruminant Research*, 141: 70–76 .

- 230. Narimane, K., Lakhdara, N., Benazouz, H., A., 2016.** Les paramètres zootechniques de reproduction chez les brebis Ouled Djellal après synchronisation et essais de deux doses d'e AHCG. *Options Méditerranéennes*, PP. 115, 2016
- 231. Nedjraoui, N., 2006.** Appui à la mise en oeuvre du NEPAD-PDDAA. développement de la filière ovine avec installation d'un abattoir aux normes internationales dans la wilaya de Djelfa (Algérie).
- 232. Niar, A., 2001.** Maîtrise de la reproduction chez les brebis de race Algérienne. Thèse de Doctorat d'état en reproduction animale.
- 233. Noirault, J., Brillard, J.P., Bakst, M., 2006.** Effect of various photoperiods on testicular weight, weekly sperm output and plasma levels of LH and testosterone over the reproductive season in male turkeys. *Theriogenology*, 66 :851–859.
- 234. Noakes, D.E., Parkinson, T.J., England, G. C. W., 2001.** Arthur's Veterinary reproduction and obstetrics (Theriogenology). 8<sup>th</sup> Ed., Saunders Elsevier (Ed.): 868 p.
- 235. Noirault, J., Brillard, J.P., Bakst, M., 2006.** Effect of various photoperiods on testicular weight, weekly sperm output and plasma levels of LH and testosterone over the reproductive season in male turkeys. *Theriogenology*, 66 :851–859.
- 236. Notter, D. R., Lucas, J. R., Mcclaughreg, F. S., 1981.** Accuracy of estimation of testis weight from in situ testis measures in rams lambs. *Theriogenology*, 15: 227- 234.
- 227. Obounou Zibi, O. L., 1990.** Détection des chaleurs chez la brebis par l'acidité et l'élasticité du mucus cervico-vaginal et par la température vaginale. *Tropicultura*, 8 (1) : 27-30.
- 228. Oldham, C.M., Adams, N.R., Gherardi, P.B., Lindsay, D.R., Mackintosh, J.B., 1978.** The influence of level of feed intake on sperm producing capacity of testicular tissue in the ram. *J. Agric. Res* :173-179 .
- 229. O'Callaghan, D., Karsch, F.J., Boland, M.P. et Roche, J.F., 1991.** Role of short days in timing the onset and duration of reproductive activity in ewes under artificial photoperiods. *Biol. Reprod*, 44: 23 – 28.
- 230. O'callagan, D., Yaakub, H., Hittel, P., Spicer, L.G., Boland, M.P., 2000.** Effect of nutrition and superovulation on oocyte morphology, follicular fluid composition and systemic hormone concentrations in ewes. *J. Reprod. Fert.*, 118 : 303-313
- 231. Oatley, J.M., de Avila, D.M., Reeves, J.J., McLean, D.J., 2004.** Spermatogenesis and germ cell transgene expression in xenografted bovine testicular tissue. *Biol.Reprod.* 71 (2):494–501.

- 232. Ogawa, H., M. Takahachi, H. Takahachi, A. Okano ., 2001.** Histochemical observation during uterine involution in Meishan pigs. *J. Reprod. Dev.* 47: 83-89.
- 233. Olster, D. H., Foster, D. L., 1986.** Control of gonadotrophin secretion in the male during puberty: a decrease in response to steroid inhibitory feed back in the absence of an increase in steroid-independent drive in the sheep. *Endocrinology*, 118: 2225- 2234.
- 234. Okpe, G.C., Ezeasor, D.N., 2016.** Quantitative and cytological studies of interstitial (Leydig) cells in the scrotal and retained testes of unilateral cryptorchid WestAfrican Dwarf goats. *Small Rumin. Res.* 134:22–27.
- 235. Ortavant, R., Pelletier, J., Ravault, J.P., Thimonier, J., Volland, P., 1985.** Photoperiod: main proximal and distal factor of the circannual cycle of reproduction in farm mammals. *Oxford Reviews of Reproductive Biology*, 7 :305–345.
- 236. O’Rahilly, R.** The embryology and anatomy of the uterus. In: Norris HJ, Hertig AT, Abell, M.R (eds.), *The Uterus*. Baltimore, M.D:Williams & Wilkins; 1973: 17–39.
- 237. Orth, J.M., Jester, W.F., Li, L.-H., Laslett, A.L., 2000.** Gonocyte-Sertoli cell interactions during development of the neonatal rodent testis. *Curr. Top. Dev. Biol*, 50:103–124.
- 238. Padykula, H.A, Coles, L.G, Okulicz., WC, Rapaport, S.I, McCracken, J.A., King, N.W., 1989.** The basalis of the primate endometrium: a bifunctional germinal compartment. *Biol Reprod* , 40:681–690.
- 239. Padykula, H.A, Coles, L.G, Okulicz., WC, Rapaport, S.I, McCracken, J.A., King, N.W., 1984.** A zonal pattern of cell proliferation and differentiation in the rhesus endometrium during the estrogen surge. *Biol Reprod*, 31:1103–1118
- 240. Pant, H.C., Sharma, R.K., Patel, S.H., et al., 2003.** Testicular development and its relationship to semen production in Murrah buffalo bulls. *Theriogenology*, 60: 27-34.
- 241. Padmanabhan, V., Micher, C.D., Brondy, M., l’Anson, H., Wool, R.L., Landefeld, T.D., Foster, D.L., Beitins, I.Z., 1992.** Circulating bioactive follicle-stimulating hormone and less acidic follicle-stimulating hormone isoforms increase during experimental induction of puberty in the female lamb. *Endocrinology* ,131 : 213–320.
- 242. Pope, W.F., Cardenas, H., 2006.** Androgens in female pig reproduction: actions mediated by the androgen receptor. *Society of Reproduction and Fertility*, 62 :55–67
- 245. Poulton, A.L., Robinson, T.J., 1987.** The response of rams and ewes of three breeds to artificial photoperiod. *J. Reprod. Fertil.* 79 : 609–626.

- 246. Peruma, I., C. Rajkhowa., 2013.** "Scrotal circumference and its relationship with testicular growth, age and semen production in mithun bulls," *Indian Journal of Animal Sciences*, 83, ( 10) : 1074–1077.
- 247. Picut, C. A., Ziejewski, M. K., Stanislaus, D., 2017.** Comparative Aspects of Pre- and Postnatal Development of the Male Reproductive System. *Birth Defects Res.*
- 248. Rana, B., Bilaspuri, G., 2004.** A quantitative study of seminiferous tubular cells in the developing murrah buffalo testis. *Vet. J.* 167: 95–103.
- 249. Rawlings, N.C., Evans, A.C.O., Honaramooz, A., Bartlewski, P.M., 2003.** Antral follicle growth and endocrine changes in prepubertal cattle, sheep and goats. *Anim. Reprod. Sci.* 78 :259-270.
- 250. Rege, J. E. O., Toe, F., Mukasa-Mugerwa, E., Tembely, S., Anindo, D. Baker, R. L., Lahillo-Kassi, A., 2000.** Reproductive characteristics of Ethiopian highland sheep. II. Genetic parameters of semen characteristics and their relationships with testicular measurements in ram lambs. *Small Rum. Res.* 37: 173-187.
- 251. Robaire B, H.L., 1988.** Efferent ducts, epididymis, and vas deferens: structure, functions and their regulation., in *The physiology of reproduction*, O.N.J. Knobil E, Editor. 1988, Raven press: New York. p. 999-1080.
- 253. Rosa, H. J. D., Bryant, M. J., 2003.** Seasonality of reproduction in sheep. *Small Rum. Res.* 48: 155-171.
- 254. Rubin, J.S., Bottaro, D.P., Chedid, M., Miki, T., Ron, D., Cheon, G., Taylor, W.G., 1995.** Fortney E, Sakata H, Finch PW, LaRoche WJ. Keratinocyte growth factor. *Cell Biol Int* , 19:399–411
- 255. Rouf, M., 1960.** The postnatal development of the reproductive organs in the bull with special reference to puberty (including growth of hypophysis and adrenal). *Acta Endocrinol. Suppl.* 49:1–109.
- 257. Salhab, S. A., Zarkaoui, M., Wardeh, M. F., AL-Masri, M. R., Kassem, R., 2001.** Development of testicular dimensions and size, and their relationship to age, body weight and parental size in growing Awassi male lambs. *Small Rum. Res.* 40:187-191.
- 259. Sanchez, M. A., P. Garcia, S., Menendez, B., Sanchez, M., Gonzaler, J. M., Flores, 2002.** Fibroblastic growth factor receptor (FGF-R) expression during uterine involution in goat. *Anim. Reprod. Sci.* 69:25-35.
- 260. Singla, V. and J.F. Reiter., 2006.** The primary cilium as the cell's antenna: signaling at a sensory organelle. *Science*, 313 (5787) : 629-33

- 261. Sodique, A., Tawfik, E. S., 2004.** Productivity and breeding strategies of sheep in Indonesia: A review. *Journal of Agriculture and Rural Development in the Tropics and Subtropics*, 105: 71-82.
- 262. Singh, G.K., Prakash, P., 1990.** Effect of age on the morphological changes in the uterus of goat. *Indian J Anim Sci*, 60:838-839
- 263. Skipor, J., Mlynarczuk, J., Szczepkowska, A., Lagaraine, C., Grochowalski, A., Guillaume, D., Dufourny, L., Thiery, J.C., 2012.** Photoperiod modulates access of 2, 2', 4, 4', 5, 5'-hexachlorobiphenyl (PCB153) to the brain and its effect on gonadotropin and thyroid hormones in adult ewes. *Ecotoxicology and Environmental Safety*78:336-343.
- 265. Sarma, K., Devi, J., 2012.** Changes in the seminiferous epithelium of the testes during postnatal development in Assam goat. *Anat. Res. Int*, 62:09-24.
- 266. Shemesh, M., Hansel, W., 1976.** Steroid synthesis by ovarian follicles in response to LH and PGF<sub>2</sub>α. *Proceedings of the Society for Experimental Biology and Medicine*, 152 : 86–89.
- 267. Slayden, O.D, Nayak, N.R, Burton, K.A., Chwalisz, K., Cameron, S.T., Critchley, H.O., Baird, D.T., Brenner, R.M., 2001.** Progesterone antagonists increase androgen receptor expression in the rhesus macaque and human endometrium. *Journal of Clinical Endocrinology and Metabolism*, 86 :2668–2679.
- 268. Schuler, L.A., Joyce, M.M., Bazer, F.W., Spencer, T.E., 2000.** Prolactin receptor and uterine milk protein expression in the ovine endometrium during the estrous cycle and pregnancy. *Biol Reprod*, 62:1779-1789
- 269. Sweeney, T., O'Callaghan, D., 1995.** Physiology of seasonal reproductive transitions in the ewe – regulation by photoperiod and other environmental cues. *Reprod. Domestic Anim.* 30, 178-182.
- 270. Samuelson, A.D., 2007.** *Textbook of Veterinary Histology*. St. Louis, MO: Saunders. pp. 443-486
- 271. Shalini, S., Sharma, DN., 2004.** Micromorphology and histochemistry of uterus of Gaddi goats during reproduction and senility. *Indian J Anim Res*, 38:117-120.
- 272. Sofikitis, N., Giotitsas, N., Tsounapi, P., Baltogiannis, D., Giannakis, D., Pardalidis, N., 2008.** Hormonal regulation of spermatogenesis and spermiogenesis. *J. Steroid Biochem. Mol. Biol.* 109 (3–5), 323–330.
- 273. Spencer, T.E., Gray, C.A., Johnson, G.A., Taylor, KM., Gertler, A., Gootwine,**

**E., Ott T.L, Bazer, F.W., 1999.** Effects of recombinant ovine interferon tau, placental lactogen, and growth hormone on the ovine uterus. *Biol Reprod* , 61:1409–1418

**274. Spencer, T.E., Hayashi, K., Hu, J., Carpenter, K.D ., 2005a.** Comparative developmental biology of the mammalian uterus. Current Topics in *Developmental Biology*, 68 : 85–122.

**275. Spencer, T.E., Carpenter., K.D., Hayashi, K ., Hu, J., 2005b.** Uterine glands. In BranchingMorphogenesis, Ed. JADavies.Georgetown: Landes Biosciences.

**276. Steger, K., Wrobel, K.-H., 1996.** Postnatal development of ovine seminiferoustubules: an electron microscopical and morphometric study. *Ann. Anat.* 178(3):201–213.

**277. Stewart, M.D., Johnson, G.A., Gray, C.A., Burghardt., R.C., Schuler, L.A., Joyce, M.M., Bazer, F.W., Spencer, T.E., 2000.** Prolactin receptor and uterine milk protein expression in the ovine endometrium during the estrous cycle and pregnancy. *Biol Reprod*, 62:1779-1789

**278. Shum, W.W., 2013.** Plasticity of basal cells during postnatal development in the rat epididymis. *Reproduction*, 146 (5) : 455-69.

**279. Shum, W.W., 2008.** Transepithelial projections from basal cells are luminal sensors in pseudostratified epithelia. *Cell*, 135(6): 1108-17.

**280. Takamoto, N., Leppert, P.C., Yu, S.Y., 1998.** Cell death and proliferation and its relation to collagen degradation in uterine involution of rat *Connective Tissue Research*. 37 : 163–175

**281.Tajiri, S., 2012.** Changes in lectin-binding sites on epididymal cells during postnatal development of the mouse. *Okajimas Folia Anat Jpn*, 88(4): 153-7.

**282. Tassell, R., Chamley, W.A., Kennedy, J.P., 1978.** Gonadotrophin levels and ovarian development in the neonatal ewe lamb. *Australian Journal of Biological Sciences* ,31 : 267–273.

**283. Taylor, K.M., Gray, C. A., Joyc M.M., Stewart, M.D., Bazer, F.W., Spencer, T.E., 2000.** Neonatal ovine uterine development involves alterations in expression of receptors for estrogen, progesterone, and prolactin. *Biology of Reproduction* ,63 :1192–1204.

**284. Taylor, K.M., Chen, C., Gray, C.A., Bazer, F.W ., Spencer, T.E., 2001.** Expression of messenger ribonucleic acids for fibroblast growth factors 7 and 10, hepatocyte growth factor, and insulin-like growth factors and their receptors in the neonatal ovine uterus. *Biology of Reproduction*, 64 : 1236–1246.

- 285. Tennah, S., Ghalmi, F., Azzag, N., Derdour, S., Hafsi, F., Laamari, A., Kafidi, N., 2014.** Éléments de réflexion sur l'amélioration des productions ovines en Algérie. 12èmes Journées Internationales des Sciences Vétérinaires. ENSV 06-07 décembre 2014 « Filière des petits ruminants en Algérie : une richesse à promouvoir » p23.
- 286. Taherti, M.a., Zidane, K.b., Aggad, H.c., Kaidi, R.d., 2014.** Sexual Activity of the Ram Ouled Djellal Bred Raised in the Region of Chlef . *International Journal of Sciences: Basic and Applied Research (IJSBAR)*, 17(2): 283-287
- 287. Thiery, J.C., Chemineau, P., Hernandez, X., Migaud, M., Malpoux, B., 2002.** Neuroendocrine interactions and seasonality. *Anim. Endocrinol.* 49(1):179-180.
- 288. Titaouine, M., Meziane, T., 2016.** Effect of Different Environmental Factors on Some Haematological and Biochemical Parameters and Selected Blood Minerals in Ouled Djellal Ewes. *J. Anim. Sci. Adv*, 6(12): 1831-1836
- 289. Valdes-Dapena, M.A., 1976.** The development of the uterus in late fetal life, infancy, and childhood. In: Norris HJ, Hertig AT, Abell MR (eds.), *The Uterus*. Baltimore, MD: Williams & Wilkins, 1973: 40–67.
- 291. Wang, H.S., Chard, T., 1999.** IGFs and IGF-binding proteins in the regulation of human ovarian and endometrial function. *J Endocrinol* , 161:1–13.
- 292. Webb, R., Gauld, I.K., Driancourt, M.A., 1989.** Morphological and functional characterization of large antral follicles in three breeds of sheep with different ovulation rates. *J. Reprod. Fertil.* 87 :243-255.
- 293. Webb, R., Baxter, G., McBride, D., McNeilly. A.S., 1992.** 3 Beta hydroxysteroid dehydrogenase inhibition reduces ovarian steroid production but increases ovulation rate in the ewe: interactions with gonadotrophins and inhibin. *J. Endocrinol*, 134 :115-125.
- 294. Webb, R., Campbell, B., Garverick, H., Gong, J., Gutierrez, C., Armstrong, D., 1999.** Molecular mechanisms regulating follicular recruitment and selection. *J. Reprod. Fertil. Suppl.* 53 :33–48.
- 295. Wiesen, J., Werb, Z., 2000.** Proteinases, cell cycle regulation and apoptosis during mammary gland involution *Molecular Reproduction and Development.* 56 :534–540
- 296. Wiley, A.A., Bartol, F.F., Barron, D.H., 1987.** Histogenesis of the ovine uterus. *J. Anim. Sci.* 64 :1262.
- 297. Wimsatt, W.A., 1950.** New histological observations on the placenta of the sheep. *Am J Anat*, 87:391-436.

- 298. Wood, R. I., Ebling, F. J. P., Foster, D. I., 1991.** Sex differences in nutritional modulation of gonadotropin secretion during development: studies in the growth retarded lambs. *Bio. Repro.*, 44: 632-639.
- 299. Yamasaki, M., Miyake, A., Tagashira, S., Itoh, N., 1996.** Structure and expression of the rat mRNA encoding a novel member of the fibroblast growth factor family. *J Biol Chem* , 271:15918–15921
- 300. Zeleznik, A.J., Midgleyjr, A.R., Reichertjr, L.E., 1974.** Granulosa cell maturation in the rat: increased binding of human chorionic gonadotropin following treatment with follicle stimulating hormone. *Endocrinology*. 95 :818–825.
- 301. Zeleznik, A.J., Schuler, H.M., Reichert Jr, L.E., 1981.** Gonadotropin-binding sites in the rhesus monkey ovary : role of the vasculature in the selective distribution of human chorionic gonadotropin to the preovulatory follicle. *Endocrinology*. 109 :356-362.
- 302. Zidane, A., Niar, A., Ababou, A., 2015.** Effect of some factors on lambs growth performances of the Algerian Ouled Djellal breed. *Livestock Research for Rural Development* ,27 (7) .
- 303. Zieba, D.A., Amstalden, M., Williams, G.L., 2005.** Regulatory roles of leptin in reproduction and metabolism: a comparative review. *Domest. Anim. Endocrinol*, 29 :166-185.

# Résumé

## Résumé

L'objectif de notre expérimentation a été d'étudier le développement et la croissance de l'appareil génital mâle et l'appareil génital femelle de race ovine *Ouled Djellel* au cours de la période postnatale et son relation avec les facteurs climatiques.

Dix agneaux et dix agnelle âgés d'un jour (Octobre) jusqu'à 48 semaines ont été suivis à la ferme pilote Ghoul moussa situé aux zones semi arides d'Oum El Bouaghi durant l'année 2012-2013. A chaque deux semaine d'âge, le poids corporel, le périmètre thoracique, la circonférence scrotale et le poids testiculaire ont été mesurés et la testostérone plasmatique de chaque animal a été dosée. Après abattage (2 animaux par âge), l'utérus, l'ovaire, le testicule et l'épididyme ont été disséqués, placés dans le fixateur Bouin aqueux et préparé pour l'étude histologique.

Pour le mâle, les résultats obtenus ont révélé l'existence d'une corrélation positive entre les mensurations testiculaires et celles du corps de la naissance jusqu'à l'âge de 48 semaines. Dans cette race, le taux de la testostérone a varié selon les saisons, montrant les valeurs moyennes les plus élevées au cours de les jours courts (Automne, 48 semaines,  $4.51 \pm 0,48$  ng/ml). L'étude histologique a montré l'apparition de spermatocytes primaire I à 12 semaines et de spermatides sphérique et allongés à 16 semaines, tandis que les premiers spermatozoïdes ont été visibles à 22 semaines dans les tubes séminifères et aussi dans l'épididyme. La photopériode décroissante à diminuer (10.37h) quant l'animal a atteint l'âge de 20 semaines et qui a stimulé le déclenchement de la puberté just à l'âge suivant (22 semaines, testostérone  $0.35 \pm 0,09$  ng/ml) et qui a synchronisé avec l'apparition des premiers spermatozoïdes dans les tubes séminifères et l'épididyme.

Pour la femelle, Le développement postnatal de l'utérus a impliqué notamment le développement des glandes utérines. Des modifications histomorphologiques des types de cellules de l'épithélium de l'endomètre et de leur taille, des glandes, du stroma et des caroncules ont été enregistrées entre l'âge de 2 et 24 semaines et qui coïncident avec le développement des follicules ovariens

En conclusion, l'âge de la puberté a été enregistré à 22 semaines (un âge plus précoce que celui rapporté précédemment) et à 24 semaines chez les agneaux et les agnelles de la race *Ouled Djellel* respectivement. Cet âge de puberté est sous l'influence de plusieurs facteurs saisonniers tels que la température, la saison de naissance et de la photopériode.

**Mots clés :** développement postnatal, appareil génital, agnelle, agneaux, zone semi arides, Algérie.

## الملخص

**الهدف من هذه الدراسة** هو دراسة تطور الجهاز التناسلى لـحملان واناث الحملان لسلالة اغنام اولاد جلال وعلاقته بالعوامل المناخية منذ سن الولادة الى غاية 48 اسبوع ، حيث تمت الدراسة بمزرعة غول موسى الواقعة بالمناطق الشبه جافة بام البواقي خلال الفترة (2012-2013). استعملت لهذه الدراسة عشر حملان وعشرة من اناث الحملان ؛ حيث يتم كل اسبوعين وزن الحملان وقياس كل من محيط الصفن، المحيط الصدرى، والوزن الخصوى، واخذ عينات من الدم بهدف معايرة هرمون التستسترون. ولغرض الدراسة النسيجية لاعضاء من الاجهزة التناسلية ، الخصية، البربخ، الرحم، المبيض؛ يتم بعد الذبح (حيوانين لكل عمر) استئصال الاجزاء المذكورة ووضعها بمحلول التثبيت.

النتائج المتحصل عليها تبين وجود ارتباط ايجابي بين القياسات الجسمية وتلك المتعلقة بالخصية من سن البلوغ الى غاية الاسبوع 48. عند هذه السلالة التغيرات الفصلية لمعدلات هرمون التستسترون توضح اعلى معدلات له كانت خلال الايام القصيرة (الخريف، 48 اسبوع،  $0.48 \pm 4.51$  نغ/مل). أما الدراسة النسيجية للخصية بينت الظهور الاول للخلايا المنوية درجة اولى فى عمر 12 اسبوع والطلائع المنوية الدائرية والمتطولة بعمر 16 اسبوع، فى حين لوحظ ظهور الحيوانات المنوية لاول مرة بالانابيب المنوية بعمر 22 اسبوع والذى يتزامن مع ظهورها بنفس العمر فى البربخ .

انخفاض فترة الاضاءة فى الاسبوع 20 ( $10.37$  سا) يتم تحفيز ظهور البلوغ فى العمر الذى يليه مباشرة (22 اسبوع، تستسترون  $0.09 \pm 0.35$  نغ/مل) والذى يتزامن مع اول ظهور للحيوانات المنوية سواءا بالانابيب المنوية او البربخ.

بالنسبة لاناث الحملان، فان التطور ما بعد الولادة للرحم يترجم اساسا بتطور الغدد الرحمية ، حيث لوحظت العديد من التغيرات النسيجية والمورفولوجية على مستوى خلايا طلائية الرحم، الغدد ، الحشوة، والطبقة العضلية بين عمر اسبوعين و24 اسبوع والتي تتزامن فى مجموعها مع تطور الجريبات المبيضية .

نستنتج ان بلوغ ذكور الحملان لسلالة اولاد جلال يكون عند سن 22 اسبوع، وهو عمر مبكر مقارنة بالذى تم تحديده سابقا. فى حين بلوغ اناث الحملان يكون عند عمر 24 اسبوع ، بحيث يتحكم فى سن البلوغ العديد من العوامل الفصلية مثل الحرارة ، فصل الولادة و فترة الاضاءة .

**الكلمات المفتاحية :** تطور ما بعد الولادة - الجهاز التناسلى - حملان - اناث الحملان - المناطق الشبه الجافة - الجزائر

## Abstract

**The objective of our experiment** was to study the development and growth of the male and female reproductive system of *Ouled Djellel breed of sheep* during the postnatal period and its relationship with climatic factors.

Ten lambs and ten ewe lambs aged of one day (October) up to 48 weeks were followed at the pilot farm Ghoul Moussa, located 15 km from Sigus, wilaya Oum El Bouaghi (semi arid region) during 2012-2013. Every two weeks of age, body weight, thoracic perimeter, scrotal circumference, and testicular weight were measured and plasma testosterone for each animal was assayed. After slaughter (2 animals per age), the uterus, ovary, testis and epididymis were dissected, placed in the aqueous Bouin fixative and prepared for histological study.

For the **male or lambs**, the results obtained revealed a positive correlation between testicular and body measurements from birth to 48 weeks of age. In this breed of sheep, the levels of testosterone varied seasonally, showing the highest average values during the short days (Autumn, 48 weeks,  $4.51 \pm 0.48$  ng / ml). The histological study showed the appearance of primary spermatocytes I at 12 weeks and spherical and extended spermatids at 16 weeks, while the first spermatozoa were visible at 22 weeks in the seminiferous tubes and also in the epididymis. The photoperiod decreased (10.37h) when the animal reach the age of 20 weeks, which stimulated subsequently the onset of puberty at the following age (22 weeks, testosterone  $0.35 \pm 0.09$  ng / ml) and which synchronized with the appearance of the first spermatozoa in the seminiferous tubes and the epididymis.

**For the female**, the postnatal development of the uterus involved in particular the development of the uterine glands. Histo-morphological changes in the endometrial epithelial cell types and their size, glands, stroma and caroncles were recorded between the ages of 2 and 24 weeks and coincided with the development of the ovarian follicles.

In conclusion, the age of puberty was recorded at 22 weeks (an earlier age than previously reported) and at 24 weeks in lambs and ewe lambs of the *Ouled Djellel breed* respectively. This age of puberty is influenced by several seasonal factors such as temperature, birth season and photoperiod.

**Key words:** postnatal development, reproductive system, lambs, ewe, semi-arid zone, Algeria.