



N° d'ordre : 049/PFE/2025

## Projet de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de **Docteur Vétérinaire**

**Domaine** : Sciences de la Nature et de la Vie

**Filière** : Sciences Vétérinaires

### THÈME

---

## Suivi hormonal et échographique de la reproduction des Cerfs Daims élevés en captivité au niveau du Jardin d'Essai

---

Présenté par :

**RAMDANI Mounaim**

**MOUSSAOUI Sabrina**

**REBAI Fatma Zohra**

Soutenu publiquement, le 02 Juillet 2025 devant le jury composé de :

Pr. SOUAMES.S

Professeur

Président

Dr. AOUANE.N

Maitre de conférences B

Promotrice

Dr. BOUDJELLABA.S

Maitre de conférences A

Examineur

**Année Universitaire : 2024/2025**





N° d'ordre : 049/PFE/2025

## Projet de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de **Docteur Vétérinaire**

**Domaine** : Sciences de la Nature et de la Vie

**Filière** : Sciences Vétérinaires

### THÈME

---

## Suivi hormonal et échographique de la reproduction des Cerfs Daims élevés en captivité au niveau du Jardin d'Essai

---

Présenté par :

**RAMDANI Mounaim**

**MOUSSAOUI Sabrina**

**REBAI Fatma Zohra**

Soutenu publiquement, le 02 Juillet 2025 devant le jury composé de :

Pr. SOUAMES.S

Professeur

Président

Dr. AOUANE.N

Maitre de conférences B

Promotrice

Dr. BOUDJELLABA.S

Maitre de conférences A

Examineur

**Année Universitaire : 2024/2025**

## Remerciements

Avant tout, nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à DIEU tout-puissant, source de force, de patience et de persévérance, qui nous a guidés tout au long de ce parcours.

En premier lieu nous souhaitons exprimer nos sincères remerciements à toutes les personnes qui ont contribué à la réalisation de ce projet de fin d'études.

Nous remercions Monsieur SOUAMES Président de jury, pour son temps précieux qu'il nous accordé, conseils avisés et remarques constructives.

Nous remercions Monsieur BOUDJELLABA Examineur, pour son écoute attentive l'évaluation de notre projet de fin d'études et les remarques pertinentes.

Nous tenons également à exprimer notre vive reconnaissance à docteur AOUDANE.N notre promotrice pour son encadrement, sa patience, sa disponibilité et ses orientations précieuses tout au long de ce parcours.

Une mention particulière s'adresse à toute l'équipe de la clinique vétérinaire du parc zoologique du jardin d'essais Hamma /Alger (médecins vétérinaires et animaliers) et spécifiquement à son dirigeant docteur KHOUCHANE.N pour leurs accueil, expertise et collaboration sur le terrain qui nous ont permis d'avoir des données indispensables à la concrétisation et la réussite de cette étude.

Nous tenons aussi à souligner l'apport indispensable de Monsieur BENHACINE Abdelkrim et Saadi Ahmed les ingénieurs de laboratoire pour son soutien technique et ses conseils avisés lors des analyses

Nous adressons également nos sincères remerciements à Madame Tinhinane Hassaine pour sa précieuse contribution à la réalisation et la finalisation de notre présentation le jour de notre soutenance

Enfin, un immense merci à nos collègues de promotion, particulièrement et chaleureusement KHELIFA Chiraz, les mots ne suffiraient pas pour tous exprimer, ton hospitalité, ta gentillesse, ta générosité et ta contribution sans limites dans ce projet, sans oublier Rayane pour sa délégation et son efficacité durant tout le cursus, ainsi que Hacene, Lyna, Nesrine, Lamia, et tous les membres du groupe 8 des cliniques pour leurs compagnie chaleureuse, les moments de partage et les fous rires ont rendus ce parcours si merveilleux.

Pour finir, un merci spécialement à Rayan, pour son aide précieuse et sa contribution a été d'une grande valeur dans la réussite de ce mémoire

Ce projet n'aurait pu aboutir sans votre implication collective, et on gardera un souvenir marquant de cette collaboration.

## **Dédicaces**

Tout d'abord on dédie ce travail à nous-même car ce projet de fin d'études est le fruit de nombreuses années d'efforts, de sacrifices et de persévérance.

Aujourd'hui, c'est avec tout notre amour et notre gratitude on dédie ce travail à nos chers parents pour leurs soutiens inestimables, sacrifices, conseils précieux, amours et encouragements qui ont été notre force tout au long de ce long parcours.

A

Nos frères et sœurs, pour leurs présences, motivations, bienveillances et complicités.

A

Toutes nos familles, pour leurs affections et leurs prières.

A

Docteur TAHAR.R et le personnel du cabinet Petit Hydra.

Sans vous, rien de tout cela n'aurait été possible, vous êtes notre plus grande fierté, que ce modeste travail soit le reflet de vos investissements en nous.

## Résumé

Ce travail s'est intéressé à la reproduction du cerf daim d'Europe (*Dama dama dama*) élevé en captivité au jardin d'Essai Hamma (Alger). En tant qu'espèce clé des écosystèmes, comprendre sa reproduction est essentiel pour sa conservation. Toutefois, l'espèce daim n'est pas autochtone de l'Algérie, et la clé de la réussite de son élevage en captivité dans ce pays repose sur la maîtrise de sa reproduction.

Afin de comprendre la physiologie reproductive, des prélèvements sanguins ont été réalisés pour l'analyse et le suivi hormonal (Progestérone, œstrogène, testostérone), un diagnostic échographique de gestation ainsi que les mensurations de l'encolure et la circonférence scrotale des mâles.

Les résultats ont montré que le cycle reproductif du cerf daim est fortement influencé par la photopériode qui contrôle les variations hormonales et le développement des gonades. L'échographie a permis de diagnostiquer et confirmer les gestations chez les daines par des taux élevés de progestérone (jusqu'à 9,56ng/ml), tandis que les non gestantes présentaient des taux plus faibles comprises entre 0,24 à 4,88ng/ml, traduisant différentes phases du cycle œstral.

Pour les œstrogènes, les résultats ont montré des taux  $< 25\text{pg/ml}$  pour toutes les femelles, une valeur qui présente le pic d'œstrus c'est-à-dire le pic de lh, donc aucune des femelles prélevées n'était au pic d'œstrus.

Pour les mâles, les taux de testostérone atteignaient 12,6ng/ml en période de reproduction (octobre) avec des variations individuelles, mais chutaient fortement durant le repos sexuel (jusqu'à 0,01ng/ml), en lien avec la mensuration de l'encolure (41,2 cm) et circonférence scrotale 24cm<sup>3</sup>).

En conclusion, nos résultats ont confirmé que la reproduction du cerf daim en captivité dépend d'une interaction complexe entre facteurs internes et conditions environnementales.

**Mots clés :** Cerfs daims, reproduction, échographie, dosages hormonaux, diagnostic de gestation

## Abstract

This study focused on the reproduction of European fallow deer (*Dama dama dama*) raised in captivity at the Hamma Botanical Garden (Algiers). As a key species in ecosystems, understanding its reproduction is essential for its conservation. However, the fallow deer is not native to Algeria, and the key to the success of its breeding in captivity in this country lies in understanding its reproduction.

In order to understand reproductive physiology, blood samples were taken for analysis and hormonal monitoring (progesterone, estrogen, and testosterone), ultrasound diagnosis of pregnancy, and measurements of the neck and scrotal circumference of males.

The results showed that the reproductive cycle of fallow deer is strongly influenced by the photoperiod, which controls hormonal variations and the development of the gonads. Ultrasound enabled the diagnosis and confirmation of pregnancy in does through high progesterone levels (up to 9.56 ng/ml), while non-pregnant animals had lower levels ranging from 0.24 to 4.88 ng/ml, reflecting different phases of the estrous cycle.

For estrogen, the results showed levels <25 pg/ml for all females, a value that represents the peak of estrus, i.e., the peak of LH, meaning that none of the females sampled were at the peak of estrus.

For males, testosterone levels reached 12.6 ng/ml during the breeding season (October) with individual variations, but fell sharply during sexual rest (to 0.01 ng/ml), in line with neck measurements (41.2 cm) and scrotal circumference (24 cm<sup>3</sup>).

In conclusion, our results confirmed that the reproduction of fallow deer in captivity depends on a complex interaction between internal factors and environmental conditions.

**Keywords:** Fallow deer, reproduction, ultrasound, hormone assays, pregnancy diagnosis

## ملخص

ركز هذا العمل على تكاثر الابل الاسمر الأوروبي (داما داما داما) الذي تم تربيته في الاسر في حديقة التجارب الحامة الجزائر العاصمة وباعتباره نوعاً رئيسياً في النظم البيئية، فإن فهم تكاثره أمر ضروري للحفاظ عليه. إلا أن هذا النوع الابل ليس من السكان الأصليين في الجزائر، ويكمن مفتاح نجاح تكاثره في الأسر في هذا البلد في إتقان تكاثره.

من أجل فهم فسيولوجيا التكاثر، تم أخذ عينات دم لتحليل الهرمونات ومراقبتها (البروجسترون والأستروجين والتستوستيرون) والتشخيص بالموجات فوق الصوتية للحمل وقياسات العنق ومحيط الصفن للذكور.

أظهرت النتائج أن الدورة التكاثرية الابل الاسمر تتأثر بشدة بالفترة الضوئية التي تتحكم في التغيرات الهرمونية وتطور الغدد التناسلية. تم استخدام الموجات فوق الصوتية لتشخيص وتأكيد الحمل في الابل ذات المستويات العالية من البروجسترون (حتى 9.56 نانو غرام/مل)، في حين كان لدى الحيوانات غير الحوامل مستويات أقل تتراوح من 0.24 إلى 4.88 نانو غرام/مل، مما يعكس مراحل مختلفة من الدورة الشبق.

بالنسبة للإستروجين، أظهرت النتائج مستويات أقل من 25 بيكو غرام/مل لجميع الإناث، وهي قيمة تمثل ذروة الشبق، أي ذروة هرمون اللوتين، وبالتالي لم تكن أي من الإناث التي تم أخذ عينات منها في ذروة الشبق. في الذكور، وصلت مستويات هرمون التستوستيرون إلى 12.6 نانو غرام/مل خلال موسم التكاثر (أكتوبر) مع وجود اختلافات فردية، ولكنها انخفضت بشكل حاد خلال فترة الراحة الجنسية (إلى 0.01 نانو غرام/مل)، فيما يتعلق بقياسات الرقبة (41.2 سم) ومحيط الصفن (24 سم).

في الختام، أكدت نتائجنا أن تكاثر الغزلان البور في الأسر يعتمد على تفاعل معقد بين العوامل الداخلية والظروف البيئية.

**الكلمات المفتاحية:** الابل الاسمر، التكاثر، الموجات فوق الصوتية، فحوصات الهرمونات، تشخيص الحمل



## Sommaire :

### **Partie bibliographique :**

#### **Introduction générale : ..... 1**

#### **I. CHAPITRE 1 :Présentation générale du cerf daim (Dama dama) dans le contexte des autres cervidés..... 2**

##### I.1. Classification : ..... 2

##### I.2. Morphologie : ..... 3

##### I.3. Détermination de l'âge : ..... 7

###### I.3.1. Nomenclature des parties du bois : ..... 7

###### I.3.2. Evolution des bois pour la détermination de l'âge : ..... 8

###### I.3.3. Détermination de l'âge par la dentition : ..... 9

###### I.3.4. Particularité d'espèce : ..... 11

##### I.4. Habitat et Distribution : ..... 12

##### I.5. Statut : ..... 12

##### I.6. Comportement : ..... 14

##### I.7. Indices de présence : ..... 16

##### I.8. Reproduction : ..... 17

#### **II. CHAPITRE 2 : Rappels sur l'anatomophysiologie sexuelle..... 19**

##### II.1. Mâle : ..... 19

###### II.1.1. Anatomie de l'appareil reproducteur mâle : ..... 19

###### II.1.1.1. Testicule : ..... 19

###### Epididymes : ..... 19

###### Le canal déférent : ..... 19

###### Prépuce : ..... 20

###### II.1.1.2. Pénis : ..... 20

###### II.1.2. Physiologie de l'appareil reproducteur mâle : ..... 22

###### II.1.2.1. La spermatogenèse : ..... 22

###### II.1.2.2. Les étapes de la spermatogenèse : ..... 24

###### II.1.2.2.1. Phase de multiplication : ..... 24

###### II.1.2.2.2. Phase de maturation : ..... 25

###### II.1.2.2.3. Phase de différenciation (spermiogenèse) : ..... 25

II.1.2.3. Le contrôle hormonal de la spermatogenèse : .....	26
II.1.2.4. Les caractéristiques de la semence du Daim : .....	27
II.1.2.5. Les caractéristiques et la régulation hormonale des bois : .....	28
II.1.2.5.1. Importance : .....	28
II.1.2.5.2. Le développement des pivots et des premiers bois : .....	29
II.1.2.5.3. Minéralisation des bois : .....	30
II.1.2.5.4. Régulation de la croissance des bois : .....	31
II.2. Femelle : .....	32
II.2.1. Anatomie de l'appareil reproducteur femelle : .....	32
II.2.1.1. Les ovaires : .....	32
II.2.1.2. L'utérus : .....	34
II.2.1.3. Le placenta : .....	35
II.2.2. Physiologie de l'appareil reproducteur femelle : .....	35
II.2.2.1. La folliculogénèse : .....	35
II.2.2.2. Contrôle hormonal de la folliculogénèse : .....	37
II.2.2.3. Caractérisations du cycle de reproduction : .....	37
II.2.2.3.1. Période d'activité sexuelle : .....	38
II.2.2.3.2. Les étapes proprement dites du rut : .....	40
II.2.2.3.3. Période de repos sexuel : .....	42
II.2.2.4. Gestation et développement embryonnaire : .....	42
II.2.2.4.1. Développement embryonnaire : .....	42
II.2.2.4.2. Diagnostic de gestation par ultrasons : .....	44
II.2.2.5. Parturition et sevrage : .....	47
II.2.2.5.1. Parturition : .....	47
II.2.2.5.2. Sevrage : .....	47
<b>III. CHAPITRE 3 :Les facteurs qui influencent la fonction de reproduction .....</b>	<b>49</b>
III.1. Effet de la saison sur les performances reproductives : .....	48
III.1.1. Photopériode et activité de reproduction : .....	48
III.1.1.1. Effet de la photopériode sur le volume testiculaire et la circonférence du cou : .....	48
III.1.1.2. Effets de la photopériode sur le cycle des bois : .....	50
III.1.1.3. Influence des variations saisonnières de la lumière : .....	51
III.1.1.4. Manipulations hormonales et impacts saisonniers : .....	52

III.1.1.5. Stimulation de la reproduction par la mélatonine et les jours courts : .....	53
III.1.2. Effet du climat les performances reproductives : .....	53
III.2. Effet du stress sur les performances reproductrices : .....	55
III.3. Effet de l'alimentation et du poids sur les performances reproductives .....	55
III.3.1. Chez le mâle : .....	55
III.3.2. Chez la femelle : .....	58
III.3.3. Effet de l'alimentation sur la lactation et le poids des faons : .....	59
III.4. Effet de la lactation et l'allaitement sur les performances reproductives .....	61
<b>IV. Partie Expérimentale .....</b>	<b>62</b>
IV.1. Objectif de l'étude : .....	62
IV.2. Les différentes étapes de l'étude : .....	62
IV.3. Présentation du matériel animal daim du jardin d'essai : .....	63
IV.4. Matériels et méthodes : .....	64
IV.4.1. Contention des animaux : .....	64
IV.4.1.1. Matériels de contention : .....	64
IV.4.1.2. Méthode : .....	64
IV.4.2. Échographie : .....	65
IV.4.2.1. Matériels utilisés pour l'échographie : .....	65
IV.4.2.2. Méthode : .....	66
IV.4.3. Mensurations encolure et circonférence scrotales : .....	66
IV.4.3.1. Matériels utilisés pour la mensuration : .....	66
IV.4.3.2. Méthode : .....	66
IV.4.4. Prélèvements sanguins : .....	67
IV.4.4.1. Matériels de terrain : .....	67
IV.4.4.2. Méthode : .....	68
IV.4.4.3. Matériels de laboratoire : .....	69
IV.4.4.4. Méthode : .....	70
IV.4.4.5. Analyse des prélèvements de la décongélation jusqu'aux résultats : .....	71
IV.4.5. Analyse statistique des résultats : .....	76
IV.5. Interprétations et discussions des résultats : .....	77
IV.5.1. Diagnostic de gestation par échographie : .....	77
IV.5.2. Mensuration encolure et circonférence scrotale : .....	80

IV.5.2.1. Méthode de calcul du volume testiculaire : .....	81
IV.5.3. Dosage hormonal : .....	82
IV.5.3.1. La testostérone : .....	82
IV.5.3.2. Les Œstrogènes : .....	92
IV.5.3.3. La progestérone : .....	93
IV.6. Conclusion : .....	100
<b>Références bibliographiques</b>	

## Liste des figures :

<b>Figure 1 :</b> Daim en pelage d'été.....	4
<b>Figure 2 :</b> En automne la robe du daim s'assombrit.....	4
<b>Figure 3 :</b> Une daine (avec son faon) présente son arrière train caractéristique.....	4
<b>Figure 4 :</b> Larmier d'un cervidé entrain de raie.....	6
<b>Figure 5 :</b> La composition des bois .....	7
<b>Figure 6 :</b> Evolution des bois avec l'âge.....	9
<b>Figure 7 :</b> Os du cœur d'un cerf de 7 ans .....	11
<b>Figure 8 :</b> Répartition géographique du Daim dans le monde.....	13
<b>Figure 9 :</b> Grandes régions d'élevage de cervidés et principales espèces élevées (en milliers de têtes, d'après Chardonnet 1983). Les barres verticales représentent les plages de latitudes où vivent les espèces évoquées dans l'article .....	14
<b>Figure 10 :</b> Harde de femelles et de jeunes .....	15
<b>Figure 11 :</b> Empreintes du daim .....	16
<b>Figure 12 :</b> Excréments de mâle, présentant une extrémité pointue (à gauche) et excréments de femelle ovales (à droite).....	17
<b>Figure 13 :</b> photo représentant l'anatomie du testicule .....	19
<b>Figure 14 :</b> vue ventrale de la racine du pénis et partie proximale du corps du pénis.....	20
<b>Figure 15 :</b> vue ventrale de la partie distale du pénis .....	21
<b>Figure 16 :</b> Profils généraux annuels :(a) du volume testiculaire, (b) du volume de l'éjaculat, (c) de la densité des spermatozoïdes et (d) du pourcentage de spermatozoïdes normaux. Les barres indiquent les périodes de reproduction ; les pointes de flèches pleines indiquent la perte de velours, les pointes de flèches ouvertes indiquent la pousse des bois.....	22

<b>Figure 17 :</b> Micrographies des tubules séminifères en fonction des différentes périodes d'activité sexuelle.....	23
<b>Figure 18 :</b> Photomicrographie du testicule d'un mâle adulte en pleine période de rut.....	24
<b>Figure 19 :</b> Photomicrographie du testicule d'un mâle adulte durant la période de repos où l'activité spermatogénétique est minimale et les cellules interstitielles (en bas au centre) semblent également inactives.....	25
<b>Figure 20 :</b> comparaison de l'influence de la durée du jour sur du volume testiculaire et la testostérone plasmatique et la quantité de spermatozoïde chez le daim d'Europe et le chevreuil .....	26
<b>Figure 21 :</b> Velours sur les bois d'un cervidé.....	28
<b>Figure 22 :</b> Frayure d'un cerf Daim .....	29
<b>Figure 23 :</b> Testostérone et croissance des bois d'après.....	29
<b>Figure 24 :</b> Blessures aux pivots après chute des bois.....	30
<b>Figure 25 :</b> Vue de l'ovaire, par endoscopie, au cours de la ponction de follicule chez la biche du Sika du Japon .....	32
<b>Figure 26 :</b> Corps jaune présent sur l'ovaire gauche d'une femelle du cerf élaphe âgée de 1 an. Prélèvement effectué en décembre, Famenne Belge.....	32
<b>Figure 27 :</b> Caractéristiques de l'appareil reproducteur d'une femelle.....	33
<b>Figure 28 :</b> A gauche vue ventrale d'un tractus génital femelle du cerf élaphe de 1 an. Prélèvement mi-novembre, Hautes-Fagnes (Belgique). Et à droite vue ventrale d'un utérus gestant prélevé fin novembre sur une biche de 9 ans du cerf élaphe pesant 56 kilos, Hautes-Fagnes (Belgique).....	34
<b>Figure 29 :</b> Profils de croissance folliculaire déterminés par suivie échographique des follicules dominants (carrés, triangles et cercles en rose) ou subordonnés (cercles en noir et blanc) en niveau de progestérone chez une biche élaphe durant le mois de décembre (a) et mai (b). Désigne la rupture folliculaire .....	35

<b>Figure 30 :</b> graphe représentant la répartition de la saison de reproduction chez le daim.....	36
<b>Figure 31 :</b> Les taux sériques d'hormone lutéinisante, de progestérone, d'œstradiol et d'androstènedione autour du début de l'œstrus (heure 0) chez les daines .....	38
<b>Figure 32 :</b> Profil de la progestérone sérique pendant la saison de reproduction chez les daines (Dama Dama).....	39
<b>Figure 33 :</b> photo représentant 2 daims se battant l'un contre l'autre durant le rut.....	40
<b>Figure 34 :</b> photo représentant une coiffure insolite chez le daim une des étapes durant la brame .....	40
<b>Figure 35 :</b> Daim qui chevauche une daine .....	41
<b>Figure 36 :</b> schéma représentant le fœtus et les enveloppes fœtales effectué chez une biche Cervus elaphus.....	42
<b>Figure 37 :</b> schéma représentant la régulation hormonale de lutéolyse par l'endomètre en absence (a) et en présence (b) du signal embryonnaire chez la biche élaphe .....	43
<b>Figure 38 :</b> Image échographique montrant une grossesse précoce chez une biche Muntjac de Reeves.....	44
<b>Figure 39 :</b> Image échographique au tour de 35 jours de gestation chez une daine .....	44
<b>Figure 40 :</b> Image échographique au tour de 90 jours de gestation chez une daine.....	45
<b>Figure 41 :</b> Image échographique de la même gestation que celle illustrée à la figure précédente a 91 jours après la présentation de la biche au mâle.....	45
<b>Figure 42 :</b> Schéma représentant l'évaluation du volume testiculaire (a) et de la morphométrie du cou (b) chez le daim .....	48
<b>Figure 43 :</b> Graphe représentant les résultats des concentrations de testostérone et mesure de la circonférence du cou et le volume testiculaire.....	48
<b>Figure 44 :</b> Variation circadienne de la mélatonine dans le plasma de cerfs mâles à queue blanche au cours du mois de septembre .La barre horizontale indique la période nocturne .....	50

<b>Figure 45 :</b> Variation annuelle des concentrations maximales de mélatonine à minuit dans le plasma des cerfs à queue blanche mâles.....	51
<b>Figure 46 :</b> Cerfs de Virginie témoins (à gauche) et traités à la mélatonine (à droite). Notez les bois polis et le pelage d'hiver du cerf traité à la mélatonine au printemps. Le pelage d'hiver chez le cerf traité à la mélatonine au printemps.....	51
<b>Figure 47 :</b> Cellules germinales testiculaires et cellules de sertoli des daims d'un an .....	56
<b>Figure 48 :</b> Spermatozoïdes de daim (morphologie normale) .....	57
<b>Figure 49 :</b> Courbe de lactation de biches selon la qualité du pâturage .....	59
<b>Figure 50 :</b> Une biche en période de lactation entrain d'allaitée ces faons.....	59
<b>Figure51 :</b> image prise en 2025 d'un couple de cerf daim en hors saison de reproduction.....	62
<b>Figure52 :</b> Matériels de contention employés.....	63
<b>Figure53 :</b> Exemple de contention manuelle chez un cerf daim .....	64
<b>Figure 54 :</b> Matériel utilisé pour échographie.....	65
<b>Figure55 :</b> Echographe portable.....	66
<b>Figure56 :</b> Image illustrant l'application de l'échographie.....	66
<b>Figure57 :</b> Dispositifs employés lors du prélèvement sanguin.....	67
<b>Figure58 :</b> Illustration du prélèvement sanguin chez le cerf daim et exemple d'échantillon collecté .....	68
<b>Figure59 :</b> Equipements de laboratoire employés durant les analyses.....	69
<b>Figure60 :</b> Pipetage du plasma dans un tube eppendorf identifié après centrifugation.....	70
<b>Figure 61 :</b> Automate AIA360 et ses différents compartiments.....	71
<b>Figure 62 :</b> Photo représentant les eppendorfs à analyser .....	71
<b>Figure 63 :</b> Compartiment indiquant le calibrage de l'automate une fois allumé.....	72
<b>Figure 64 :</b> Compartiment de dépôt de l'alcool ou du substrat .....	73



<b>Figure 65</b> : Ecran représentant identification des échantillons à analyser.....	74
<b>Figure66</b> : Compartiment d'analyse des cupules d'échantillon associées au godet de réactifs .....	75
<b>Figure67</b> : Feuille de résultats du dosage hormonal généré par l'automate.....	76
<b>Figure68</b> : Images d'échographie des cotylédons et cordon ombilic.....	77
<b>Figure69</b> : Images d'échographie la cage thoracique du fœtus.....	79
<b>Figure70</b> : Image d'échographie des cotylédons.....	79
<b>Figure71</b> : Image montre la glande mammaire chez une daine gestante.....	80
<b>Figure72</b> : Images illustrant les testicules des daims adultes pendant la saison de reproduction (à gauche) et hors saison de reproduction (à droite) .....	81
<b>Figure73</b> : Concentration de la testostérone calculée aux mois de (janvier, avril, octobre et décembre chez le daim d'Europe qui ont fait partie de notre étude.....	83
<b>Figure74</b> : Taux de testostérone plasmatique chez le cerf daim qui ont fait partie de notre étude.....	86
<b>Figure75</b> : taux de testostérone sérique chez le cerf daim d'Europe qui ont fait partie de notre étude.....	90
<b>Figure76</b> : Concentration de la progestérone calculée chez les femelles (Dama dama) gestantes et non gestantes élevées en captivité au niveau du jardin d'essais.....	95
<b>Figure77</b> : Concentration de la progestérone calculée aux mois de mars et octobre chez les femelles non gestantes (Dama dama) élevées en captivité au niveau du jardin d'essais.....	97
<b>Figure78</b> : Taux de progestérone sérique chez les femelles (Dama dama) élevées en captivité au niveau du jardin d'essais.....	99
<b>Figure79</b> : Taux de progestérone plasmatique chez les femelles (Dama dama) élevées en captivité au niveau du jardin d'essais.....	101

### Liste des tableaux :

<b>Tableau 1 :</b> Répartition des sous espèces menacées d'extinction au sein de la famille des cervidés.....	2
<b>Tableau 2 :</b> les morphologies des différentes espèces de cerfs.....	5
<b>Tableau 3 :</b> Chronologie dentaire du cerf d'après.....	10
<b>Tableau 4 :</b> Estimation de l'âge d'un cerf à partir de la note d'usure attribuée à sa dentition.....	11
<b>Tableau 5 :</b> Diverses appellations du daim au cours du cycle biologique.....	14
<b>Tableau 6 :</b> Les différents paramètres de reproduction chez les cerfs .....	17
<b>Tableau 7 :</b> Volume et concentration du sperme de diverses espèces de cervidés et du bouc...	28
<b>Tableau 8 :</b> Caractéristiques testiculaires chez quelques cervidés des latitudes moyennes et élevées.....	50
<b>Tableau 9 :</b> Les résultats des mensurations obtenu en Avril 2025 (hors saison de reproduction)	63
<b>Tableau 10 :</b> Comparaison statistique des concentrations moyennes en testostérone entre les différents mois chez le cerf daim d'Europe.....	80
<b>Tableau 11 :</b> l'activité hormonale et le taux de testostérone attendu chez le cerf daim d'Europe élevé en captivité en Algérie par rapport à la saison.....	83
<b>Tableau 12:</b> Analyse statistique des concentrations moyennes de la progestérone calculée chez les femelles (Dama dama) gestantes et non gestantes élevées en captivité en Algérie.....	94
<b>Tableau 13 :</b> Analyse statistique des concentrations moyennes de la progestérone calculée aux mois de mars et octobre chez les femelles non gestantes (Dama dama) élevées en captivité au niveau du jardin d'essais.....	96

### Liste des abréviations

IUCN: International Union for Conservation of nature

LH: Luteinizing Hormone

FSH: Follicule Stimulating Hormone

GNRH: Gonadotropin-Releasing Hormone

IGF: Insulin-like Growth Factor

CB: Bromocriptine

T : testicule

TB : Bourse testiculaire

TE : Queue de l'épididyme

DD: Canal deferent

CM: Muscle cremaster

SU : Sillon urétral

IC : Muscle ischio caverneux

BE Muscle bulbospongieux

G: Gland

PIL :Couche interne du prépuce

RP : Muscle rétracteur du pénis

CJ :Corp. jaune

PEO : Paroi externe de l'ovaire

OV : Ovaire

OG : Ovaire gauche

OD : Ovaire droit

OD:Oviduct

FOL:Follicle

UB: Uterine body( Corps utérin)

C : Col de l'utérus

CUD : Corne utérine droite

CUG : Corne utérine gauche

SI : Sillon intercornual

NG : nanogramme

PG : picogramme

PSPB : Protéines spécifiques à la gestation

PAG : Protéines associées à la gestation

F : Fœtus

VO : Vaisseaux ombilicaux

T : Trophoblaste

C : Caroncules

HL : Hauteur au garrot

CT : Circonférence thoracique

P : placentomes

AORS : Adulte en dehors de la saison de reproduction

ARS : Adulte au cours de la saison

PP : Prepubères

SC : Cellule de sertoli

SPTG: Spermatogonie

SPTC: Spermatocyte

SPTD: Spermatide

SPTZ :Spermatozoïde

PR : Progestérone

TES : Testostérone

IE2 : Œstrogène

L : Longueur

l : Largeur

H : Hauteur

OTR : Ocytocine récepteur

♂ : mâle

♀ : femelle

# **Introduction Générale**

## Introduction générale

### Introduction générale :

En Algérie, l'orientation actuelle de la médecine vétérinaire privilégie principalement les espèces domestiques, notamment les animaux de rente et de compagnie, au détriment de la faune sauvage. Cette approche limite l'exploration de thématiques pourtant prometteuses, telles que l'étude du daim européen (*Dama dama dama*), une espèce non autochtone au territoire national (**Lincoln, 1985**) qui offre pourtant un potentiel scientifique de recherche à la fois enrichissant et encore largement sous-exploité au sein de cette discipline.

Dans le contexte algérien, la réussite de l'élevage en captivité du daim européen repose en grande partie sur la compréhension, le contrôle et la maîtrise de sa reproduction, qui présente un caractère saisonnier. Cela soulève la question de l'impact potentiel des variations des facteurs extrinsèques sur les paramètres reproductifs des individus maintenus en captivité au Jardin d'Essai du Hamma à Alger.

L'objectif du présent travail est d'évaluer l'impact des variations de facteurs extrinsèques tels que les conditions climatiques ou les changements environnementaux sur la reproduction. Cette démarche vise à mieux comprendre les mécanismes régissant la reproduction de cette espèce dans un contexte de préservation d'espèce menacée (**IUCN, 2017**), afin d'optimiser sa gestion en captivité et donc assurer sa pérennité.

Notre étude est divisée en 2 parties :

- une première partie bibliographique visant approfondir les connaissances sur le cerf daim d'Europe (**Chapman, 1980**) , incluant des rappels anatomo pathologiques ainsi que les caractéristiques et particularités de sa reproduction et essentiellement les facteurs influençant cette dernière facteurs intrinsèques (biologiques et physiologiques liées à l'animal lui-même) et extrinsèques (saison, photopériode climat alimentation (**Asher, 1996**)et stress captif )
- une deuxième partie expérimentale regroupant un examen échographique à été réalisé chez les femelles pour un diagnostic de gestation appuyée par le dosage hormonal de la progestérone et œstrogènes. Quant aux mâles nous avons réalisé des mensurations de l'encolure et la circonférence testiculaire (**Busana, 2019**) appuyé par un dosage hormonal de la testostérone

# Revue de la littérature



# **I. CHAPITRE 1 :**

## **Présentation générale du cerf daim (Dama dama) dans le contexte des autres cervidés**

## Chapitre 1 : Présentation générale du cerf daim (*Dama dama*) dans le contexte des autres cervidés

### I.1. Classification :

L'extraordinaire diversité taxonomique de la famille des cervidés se caractérise par des différences marquées entre les espèces (répartitions géographiques morphologiques ou encore caractéristiques de la physiologie de reproduction), selon la classification systématique les Daims appartiennent (**whitehead, 1972**) :

Règne : Animalia.

Embranchement : Chordata.

Sous-embranchement : Vertébrés.

Classe : Mammifères.

Sous-classe : Placentaires ou Euthériens.

Ordre : Cétarartiodactyles.

Sous-ordre : Ruminants.

Superfamille : Elaphoides.

Famille : Cervidés

Genre : *Dama*.

Espèce : *Dama dama*.

Ces espèces figurent sur la liste rouge des animaux menacées d'extinction de L'UICN ou International Union for Conservation of Nature and Natural Ressources (Tableau 1)

**Tableau 1** : Répartition des sous espèces menacées d'extinction au sein de la famille des cervidés (IUCN, 2017)

Genre	Nombre d'espèces	Nombre de sous-espèces (dont éteintes)	Nombre de sous-espèces menacées d'extinction
<i>Alces</i>	1	6	1
<i>Axis</i>	4	4	3
<i>Blastocerus</i>	1	-	1
<i>Capreolus</i>	1	3	-
<i>Cervus</i>	9	65 (2)	20
<i>Dama</i>	1	2	1
<i>Elaphodus</i>	1	3	-
<i>Elaphurus</i>	1	-	1
<i>Hippocamelus</i>	2	-	1
<i>Hydropotes</i>	1	2	2
<i>Mazama</i>	4	26	1
<i>Moschus</i>	3	4	-
<i>Muntiacus</i>	5	17	1
<i>Odocoileus</i>	2	49	3
<i>Ozotoceros</i>	1	3	3
<i>Pudu</i>	2	2	2
<i>Rangifer</i>	1	9 (2)	1
	40	195 (4)	41

## **Chapitre 1 :           Présentation générale du cerf daim (Dama dama) dans le contexte des autres cervidés**

Le cerf daim a deux sous espèces, chacune adaptée à son environnement particulier qui sont le cerf daim européen (Dama Dama dama), ou on le retrouve principalement en Europe occidentale, ainsi que le cerf daim Asiatique (Perse) (Dama Dama mesoptamica) qui est considéré comme une espèce entière et par d'autres auteurs comme une sous espèce du daim d'Europe, présent dans certaines régions de l'Asie (**Wilson, 2000**).

Du point de vue phénotypique ils ont des caractères morphologiques différents distincts tels que la couleur de la robe, la taille et la forme des bois.

Dans notre étude, nous nous sommes intéressés à l'étude de la reproduction des cerfs daim élevés en captivité au sein du jardin d'essai (Algérie).Après différentes recherches d'antériorité sur la reproduction des cerfs daim en liberté, il ressort que nos cerfs daim appartiennent à la sous espèce européenne.

### **I.2. Morphologie :**

C'est un mammifère de taille moyenne mesurant entre 140 et 160 cm de longueur pour une hauteur au garrot d'environ 90 cm. Avec un poids qui va de 55 à 100 kg pour les mâles et de 35 à 60 kg pour les femelles (Tableau 2). Le mâle adulte a de grands bois palmés contrairement à ceux des autres cervidés qui sont pointus (**Anonyme1, 2024**).

La couleur de son pelage varie en fonction de son âge, de la saison et du biotope, le faon est généralement d'un roux plus vif que les adultes. En été, sa robe est généralement de couleur roux-fauve avec des taches blanches (Figure 1), à l'exception de sa croupe et de son ventre qui sont généralement blancs ou beiges. L'hiver, il prend une teinte plus foncée (généralement brun grisâtre) (Figure 2) (**Schaal, 2022**).Il existe une forte variabilité de robes chez les individus, certains pouvant être plus foncés et tirer vers le brun-noir (**Thomas, 2015**).

Tous les individus ont une petite queue noire (été comme hiver) d'une vingtaine de centimètres et une ligne noire en forme de fer à cheval entourant la région caudale, permettant de distinguer le daim (Figure 3)(**Schaal, 2022**).

**Chapitre 1 :**      Présentation générale du cerf daim (*Dama dama*) dans le contexte des autres cervidés



**Figure 1 :** Daim en pelage d'été.



**Figure 2 :** En automne la robe du daim s'assombrit



**Figure 3 :** Une daine (avec son faon) présente son arrière train caractéristique

(Anonyme2, 2024)

**Chapitre 1 :**          Présentation générale du cerf daim (*Dama dama*) dans le contexte des autres cervidés

**Tableau 2 :** Les morphologies des différentes espèces de cerfs :

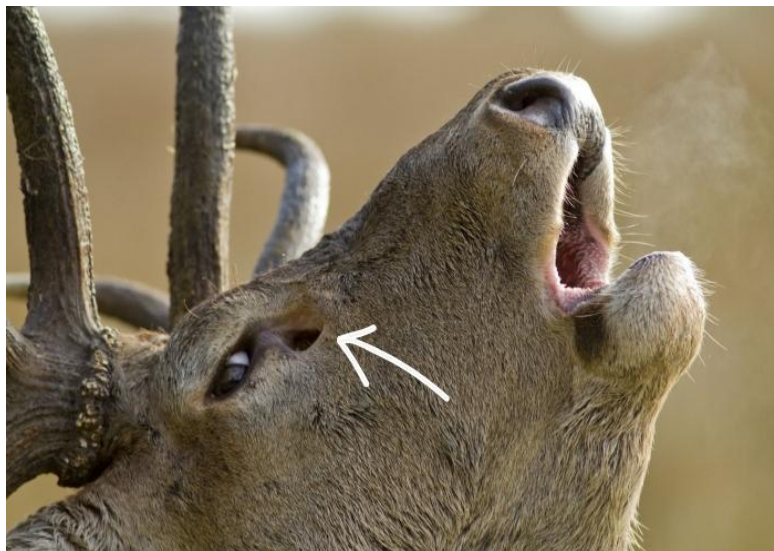
Espèces	Daim d'Europe (Dama dama)		Daim de Perse (Dama mesopotamica)		Cerf de barbarie (Cervus elaphus barbarus)		Cerf d'Europe (Cervus elaphus)		Cerf de Virginie (Odocoileus virginianus )	
Sexe	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀
Longueur (cm)	135	115	220	200	140	100	175	165	180	160
	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	165	145	240	220	200	140	240	215	215	200
Hauteur au garrot (cm)	85	75	100	90	120	100	125	90	100	90
	-	-	-	-	-	-	-	-		
	100	90	110	100	140	110	145	125		
Poids (kg)	55-100	35-60	40-100	35-95	120-140	100-110	110-180	80-110	90-136	56-82
Bois	Aplaties avec une palmure large échancrée		Plus grands que le daim d'Europe mais moins ramifiés		Caractérisés par l'absence des surandouillers		Fourchus et dotés de puissants surandouillers		Ramifiés, non palmés, observé rarement chez les femelles	
Couleur de la robe	Roux fauve parsemée		Brun-rougeâtre avec des taches blanches		Brun roux qui varie selon la saison avec la		Brun roux en été et gris brun en hiver		brun rougeâtre en été à un	

**Chapitre 1 :** Présentation générale du cerf daim (*Dama dama*) dans le contexte des autres cervidés

	de taches blanches mais il reste très variable (en allant du clair au foncé)	particulièrement sur le tarse	présence de taches blanches déposées longitudinalement sur les flans		brun grisâtre en hiver avec un le dessous de la queue et le ventre qui sont blancs
<b>Référence</b>	<b>(Anigaido, 2024)</b>	<b>(Thierry, 2008)</b>	<b>(Soltani, 2009)</b>		

Autres particularités chez le daim :

Larmier : située dans l'os lacrymal cette glande pré orbitale produit une sécrétion que le daim dépose sur la végétation pour le marquage olfactif durant le rut (Figure 4), de ce fait, la glande est plus petite chez la femelle (**Bricard, 2021**).



**Figure4 :** Larmier d'un cervidé entrain de raire (**Bricard, 2021**)

Larynx : il est très proéminent en particulier chez les mâles c'est la pomme d'Adam. La raison de ce développement n'est pas connue, mais est peut-être à mettre en relation avec la voix lors du raire (**Anonyme3, 2023**).

## **Chapitre 1 :           Présentation générale du cerf daim (Dama dama) dans le contexte des autres cervidés**

Le daim est plus petit que le cerf de barbarie, une espèce autochtone d'Algérie également connue sous le nom de *Cervus Elaphus Barbarus* (**Dehamnia, 2020**).

### **I.3. Détermination de l'âge :**

Il existe différentes techniques pour estimer l'âge du daim. Certaines reposent sur l'observation directe dans son habitat, comme la taille du corps.

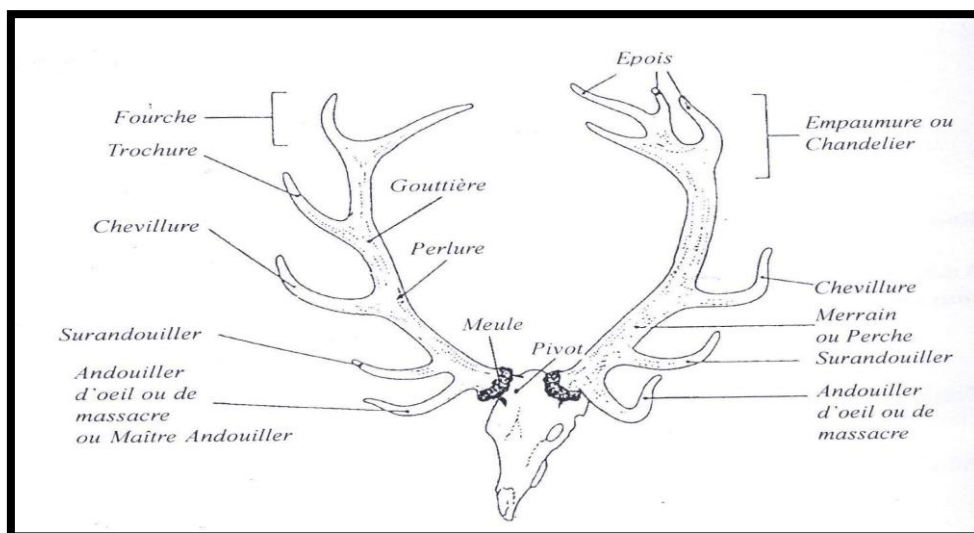
Il est difficile de distinguer le sexe d'un cerf avant ses six premiers mois sauf à le voir uriner. Les femelles urinent entre leurs postérieurs et les mâles entre les postérieurs et les antérieurs. Passé cet âge, le jeune mâle se caractérise par des structures osseuses visibles, une tête plus large, des oreilles plus espacées et un cou avec des poils plus longs, contrairement à la femelle (**Dehamnia, 2020**), une autre méthode est basée sur les bois et leurs développements.

#### **I.3.1. Nomenclature des parties du bois :**

Les bois sont des apophyses osseuses pleines et caduques pèsent en moyenne, pour un cerf français entre 4 à 6 kilos, dérivées de l'os frontal et fixés par une excroissance osseuse pérenne et du derme qui les recouvre (**Bubenick, 1989**) (Figure 5), ils sont présents uniquement chez les mâles et aux deux sexes chez les rennes, et leur morphologie est sous contrôle génétique. Ils sont composés de 44 % de substances organiques et 56 % de minéraux (48 % de phosphates de calcium, 6 % de carbonates de calcium et 2 % de sels de magnésium) (**Bonnet, 1991**).

Les bois de cerf repoussent chaque année à partir du pivot, formant un axe principal (merrain). La base (meule), marque la zone de cicatrisation après la chute. Le merrain porte plusieurs ramifications qui sont l'andouiller de massacre (première branche), la chevillure et éventuellement une fourche ou empaumure selon le nombre de pointes. Durant leur croissance, les bois sont recouverts d'un velours nourricier qui tombe une fois la maturation terminée. Ce cycle annuel permet aux mâles de renouveler leurs attributs caractéristiques pour le rut et la dominance (**Peyre-Mandras, 1990 et Klein, 1991**).



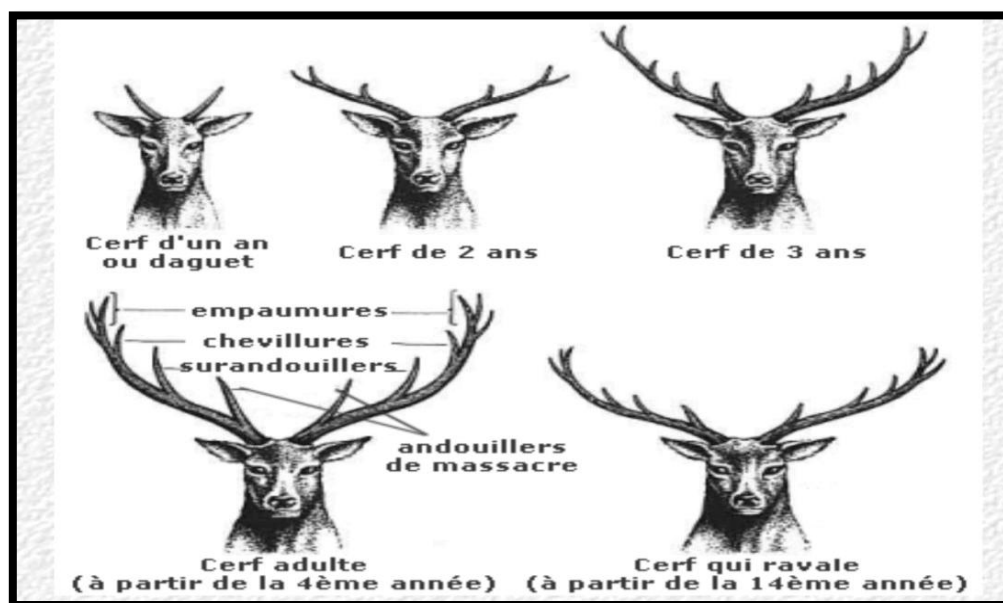


**Figure5 :** La composition des bois (Anonyme4, 2024)

### **I.3.2. Evolution des bois pour la détermination de l'âge :**

Les bois des mâles évoluent significativement avec l'âge (Figure 6). À 15 mois apparaissent les premiers bois "durs", simples et droits (daguet). Entre 2 et 3 ans, ils forment des perches avec 3-4 pointes, puis des palettes étroites vers 3-4 ans. La taille et le nombre de cors augmentent progressivement, avec un épaississement des merrains et des meules (**Dehamnia, 2020**). Vers 7-8 ans, les bois atteignent leur maturité : les pelures et gouttières sont plus marquées, et l'angle entre l'andouiller de massacre et le merrain s'élargit. Les adultes présentent des bois imposants avec deux andouillers basaux et une extrémité plate caractéristique. La repousse annuelle dure environ 120 jours, pour être prêts à l'automne (**Thomas, 2015**). En vieillissant, le trophée régresse (ravalement), avec une réduction du nombre d'andouillers. Parallèlement, le mâle acquiert une morphologie robuste (encolure épaisse, corps trapu), tandis que la femelle conserve une silhouette élancée (**Schaal, 2022**).





**Figure6 :** Evolution des bois avec l'âge (Anonyme5, 2024)

### **I.3.3. Détermination de l'âge par la dentition :**

De plus il existe une autre méthode basée sur les dents de la mâchoire inférieure est applicable aux deux sexes et considérée comme l'une des plus fiables (Albon, 1989). Elle repose sur l'observation du nombre de molaires. Les jeunes faons naissent uniquement avec les incisives et voient apparaître leurs molaires au cours de leur premier mois. Les prémolaires, qui sont les trois premières molaires, sont temporaires et commencent à tomber vers l'âge de six mois. Les nouvelles molaires, plus solides, se développent à l'arrière. Chez les daims âgés, il est relativement aisé de les identifier puisque leurs dents sont très usées et presque plates (Dehamnia, 2020).

Avant 32 mois la détermination de l'âge est assez précise (tableau 3) car la bouche n'est pas encore faite complètement selon la méthode de Lowe déterminer en 1967, les canines maxillaires, nommés « craches » ou « fleurs de lys », sont les vestiges des canines de combat des cervidés primitifs, elles sont petites, fixées par des racines courtes et se détachent aisément de la mâchoire, la canine mandibulaire ressemble à une incisive, parfois dénommée incisive 4 car elle est accolée au incisives (1,2,3), comme chez les Bovidés.

Après 32 mois suite au frottement avec les plantes herbacées abrasives et silice qui contiennent, les dents subissent une usure mécanique, l'émail est touché et on voit affleurer la dentine.

## Chapitre 1 : Présentation générale du cerf daim (Dama dama) dans le contexte des autres cervidés

L'observation porte sur des dents jugales, prémolaires et molaires, selon **(Brown, 1991)** considère que l'examen des molaires est le plus fiable à un an près jusqu'à 10 ans et à 2 ans près au-delà selon **(Bonnet, 1991)**.

Il n'est pas possible de donner un âge exact pour chaque événement comme on le fait précisément pour l'éruption, car les différentes étapes de l'usure dentaires ne surviennent pas au même âge ni dans le même ordre chez tous les Cerfs, de ce fait

**Chapman(1991)** a mis en place une grille de notation où chaque molaire reçoit une note qui sera attribué en fonction de son niveau d'usure et la somme des notes obtenues pour chaque molaire attribue la note à l'animal comme illustré dans (tableau 4).

**Tableau 3 : Chronologie dentaire du cerf d'après (Muller, 1965) et (Ursing, 1990)**

Age (mois)	Mois	Incisives	Canines	Prémolaires	Molaires
<b>Faon</b>					
1	Juin	0 / i <sub>1</sub> i <sub>2</sub> i <sub>3</sub>	0/c	0/0	0/0
2 à 4	Juil.-Sept.	0 / i <sub>1</sub> i <sub>2</sub> i <sub>3</sub>	<b>c</b> /c	p <sub>1</sub> p <sub>2</sub> p <sub>3</sub> / p <sub>1</sub> p <sub>2</sub> p <sub>3</sub>	0/0
5-6	Oct.-Nov.				(M <sub>1</sub> ) / (M <sub>1</sub> )
6 à 11	Nov.-Avr.	0 / i <sub>1</sub> i <sub>2</sub> i <sub>3</sub>	c/c	p <sub>1</sub> p <sub>2</sub> p <sub>3</sub> / p <sub>1</sub> p <sub>2</sub> p <sub>3</sub>	M <sub>1</sub> / M <sub>1</sub>
11-12	Avr.-Mai	0 / i <sub>1</sub> i <sub>2</sub> i <sub>3</sub>	c/c	p <sub>1</sub> p <sub>2</sub> p <sub>3</sub> / p <sub>1</sub> p <sub>2</sub> p <sub>3</sub>	M <sub>1</sub> (M <sub>2</sub> ) / M <sub>1</sub> (M <sub>2</sub> )
<b>Première tête</b>					
12 à 14	Mai-Juil.	0 / i <sub>1</sub> i <sub>2</sub> i <sub>3</sub>	c/c	p <sub>1</sub> p <sub>2</sub> p <sub>3</sub> / p <sub>1</sub> p <sub>2</sub> p <sub>3</sub>	M <sub>1</sub> M <sub>2</sub> / M <sub>1</sub> M <sub>2</sub>
15	Aout	0 / i <sub>1</sub> i <sub>2</sub> i <sub>3</sub>	c/c	p <sub>1</sub> p <sub>2</sub> p <sub>3</sub> / p <sub>1</sub> p <sub>2</sub> p <sub>3</sub>	M <sub>1</sub> M <sub>2</sub> / M <sub>1</sub> M <sub>2</sub>
16 à 18	Sept.-Nov.	0 / i <sub>1</sub> i <sub>2</sub> i <sub>3</sub>	(C)/c	p <sub>1</sub> p <sub>2</sub> p <sub>3</sub> / p <sub>1</sub> p <sub>2</sub> p <sub>3</sub>	M <sub>1</sub> M <sub>2</sub> / M <sub>1</sub> M <sub>2</sub>
19 à 21	Déc.-Fév.	0 / i <sub>1</sub> i <sub>2</sub> i <sub>3</sub>	C/(C)	p <sub>1</sub> p <sub>2</sub> p <sub>3</sub> / p <sub>1</sub> p <sub>2</sub> p <sub>3</sub>	M <sub>1</sub> M <sub>2</sub> / M <sub>1</sub> M <sub>2</sub>
22 à 25	Mars-Juin	0 / i <sub>1</sub> i <sub>2</sub> i <sub>3</sub>	<b>C/C</b>	p <sub>1</sub> p <sub>2</sub> p <sub>3</sub> / p <sub>1</sub> p <sub>2</sub> p <sub>3</sub>	M <sub>1</sub> M <sub>2</sub> / M <sub>1</sub> M <sub>2</sub>
<b>Deuxième tête</b>					
26	Juillet	0 / i <sub>1</sub> i <sub>2</sub> i <sub>3</sub>	C/C	(p <sub>1</sub> p <sub>2</sub> p <sub>3</sub> ) / (p <sub>1</sub> p <sub>2</sub> p <sub>3</sub> )	M <sub>1</sub> M <sub>2</sub> (M <sub>3</sub> )/ M <sub>1</sub> M <sub>2</sub> (M <sub>3</sub> )
27 à 29	Aout-Oct.	0 / i <sub>1</sub> i <sub>2</sub> i <sub>3</sub>	C/C	p <sub>1</sub> p <sub>2</sub> p <sub>3</sub> / p <sub>1</sub> p <sub>2</sub> p <sub>3</sub>	M <sub>1</sub> M <sub>2</sub> <b>M<sub>3</sub></b> / M <sub>1</sub> M <sub>2</sub> <b>M<sub>3</sub></b>
29 à 31	Oct.-Déc.	0 / i <sub>1</sub> i <sub>2</sub> i <sub>3</sub>	C/C	p <sub>1</sub> p <sub>2</sub> p <sub>3</sub> / p <sub>1</sub> p <sub>2</sub> p <sub>3</sub>	M <sub>1</sub> M <sub>2</sub> <b>M<sub>3</sub></b> / M <sub>1</sub> M <sub>2</sub> <b>M<sub>3</sub></b> <b>M<sub>3</sub> devient brune</b>
- Les parenthèses indiquent une dent en cours de croissance : (M <sub>1</sub> ) - Les minuscules indiquent une dent de lait, les majuscules désignent les dents définitives - <b>en gras</b> : critère de diagnose. - p <sub>3</sub> possède trois lobes, alors que P <sub>3</sub> n'en possède que deux.					

**Chapitre 1 :** Présentation générale du cerf daim (*Dama dama*) dans le contexte des autres cervidés

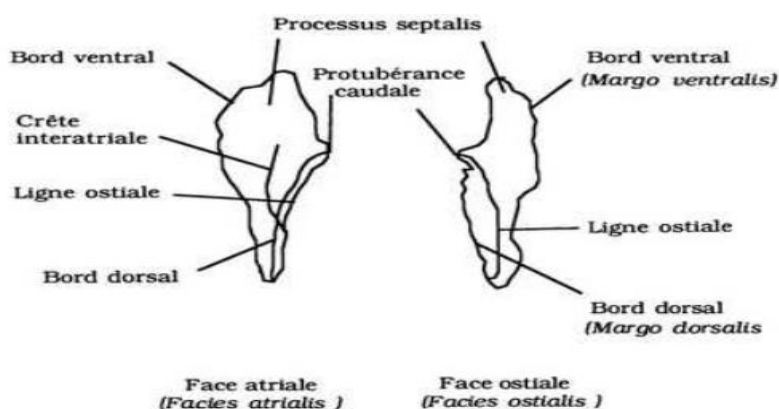
**Tableau 4 :** Estimation de l'âge d'un cerf à partir de la note d'usure attribuée à sa dentition (Chapman, 1991)

Note d'usure	Age (mois)	Intervalle de confiance
10	8.52	5.74 - 11.29
20	13.06	8.82 – 17.31
30	18.23	12.31 – 24.14
40	24.02	16.24 – 31.79
50	30.43	20.60 – 40.25
60	37.46	25.38 – 49.55
70	45.12	30.55 – 59.69
80	53.40	36.12 – 70.68
90	62.31	42.08 – 82.54
100	71.84	48.42 – 95.25
110	81.99	55.14 – 108.84
120	92.76	62.22 – 123.30

### I.3.4. Particularité d'espèce :

Les cervidés présentent une particularité qui est l'os cordis comme chez les Bovidés présence d'un os dans le cœur, ce dernier renforce le cercle fibreux à la naissance de l'aorte, il se forme au court des premiers mois de la vie post natale par ossification enchondrale de l'ébauche cartilagineuse et périosté, qui se résorbe ensuite (Furbeyre, 1983).

Une évolution différentielle de la partie crâniale et septale (Figure 7) résulte que sa taille varie en fonction de l'âge de l'animal (de 8mm à 6 mois jusqu'à 25mm vers 10 ans, puis diminue par la suite).



**Figure7 :** Os du cœur d'un cerf de 7 ans (Furbeyre, 1983)

#### **I.4. Habitat et Distribution :**

Le Daim est principalement représenté dans tous l'Europe ou on le retrouve à l'état libre dans les forêts matures, les plaines arborées, les montagnes basses, et en captivité dans les élevages et les parcs animaliers (Espagne, Belgique et France avec une population globale d'environ 3500 à 4000 têtes) (**Klein, 1984 et Schaal, 2022**).

A l'origine d'introductions humaines anciennes car il est indigène du sud-est du bassin Méditerranéen de la Turquie au sud-est de la France en passant par certaines îles (Rhodes à l'est, Chypre et Sardaigne à l'ouest)(**Chapman, 1997**), de plus beaucoup d'introduction récentes dans plusieurs états en Amérique du nord ( Etats unis et Canada) centrale (Cuba) et du sud ( Argentine, Chili, Pérou) (**Djindjian, 2022**), comme il est illustré dans la ( Figure 8 et 9), en Afrique (Algérie, Tunisie, Afrique du sud, Madagascar, Tasmanie),en Asie (Chine avec un effectif estimé à 500000 et en Inde avec une population totale environ 50000, de plus au Japon les daims sont considérés comme une espèce sacrée et protégée avec une population estimée environ 200000 et en Corée du sud sont aussi protégés estimée à environ 30000 individus) et en Océanie (Australie et en Nouvelle –Zélande) (**Asher, 1985 ; Gosh,1989 et Larousse, 2022**).

La plus grande population en liberté se trouve dans la forêt de l'illwald (Alsace), il est aussi présent dans le nord de Moselle (Sierck les bains).

#### **I.5. Statut :**

Espèce élevée en parc, donc relativement protégée mais a une préoccupation mineur, et au même temps très menacée dans certaines régions de son aires de répartition à cause de l'activité humaine, par l'utilisation des terres en raison de l'urbanisation et l'agriculture donc la perte de leurs habitat naturelle et le manque de la disponibilité des ressources alimentaires ce qui conduit à une diminution de leur population et l'impact de la chasse incontrôlée et le braconnage illégale avec des armes à feu modernes pour le commerce de leur bois et viandes, en plus des prédateurs principalement le coyote, le loup gris, renards, lynx roux et l'ours (**Classens, 2021**).

Les changements climatiques ont aussi un effet significatif sur l'habitat des daims par le réchauffement climatique et la mue des saisons de reproduction ce qui affecte la dynamique des populations (**Vandenberg, 2021**).

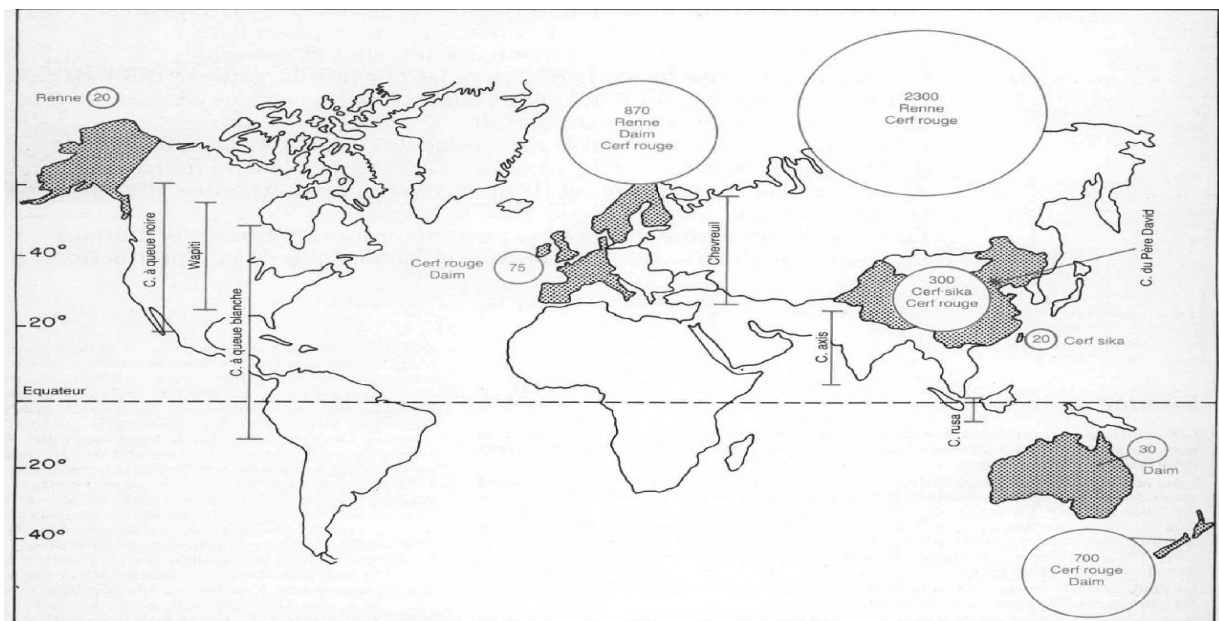
## Chapitre 1 : Présentation générale du cerf daim (*Dama dama*) dans le contexte des autres cervidés

L'espérance de vie à l'état sauvage est approximativement de 16 ans, mais s'il vit dans de bonnes conditions en captivité peut atteindre l'âge de 25 ans (**Goeffon, 2024**).



**Figure 8** : Répartition géographique du Daim dans le monde (**Anonyme3, 2023**)

1 indigène, 2 probablement indigène, 3 introduction humaines anciennes, 4 introduction humaines récentes.



**Figure9** : Grandes régions d'élevage de cervidés et principales espèces élevées (en milliers de têtes, d'après **Chardonnet 1983**). Les barres verticales représentent les plages de latitudes où vivent les espèces évoquées dans l'article (**Lincoln, 1985**)

## **I.6. Comportement :**

Le daim est actif tout au long de la journée, mais il adapte son comportement en fonction de la présence humaine. Dans les zones où la perturbation humaine est élevée, il tend à être plus actif la nuit. Pour la plupart de l’année, les daims des deux sexes vivent séparément, ne se réunissant que pendant la période de rut (**Anonyme6, 2024**).

Les hardes (Figure10) sont composées d’une dizaine de daines et de faons (Tableau5)qui sont distinctes des groupes de mâles, ces derniers vivent seuls ou en petits groupes (**Anonyme6, 2024**). Contrairement au Cerf élaphe, les mâles daims brament de manière moins impressionnante. Après la mise bas, les jeunes daims peuvent rester avec leur mère jusqu’à l’âge de 20 mois pour les mâles (**Thomas, 2015**).

**Tableau 5 : Diverses appellations du daim au cours du cycle biologique (Thomas, 2015)**

<b>Sexe</b>	<b>0-6mois</b>	<b>6mois à 1an</b>	<b>1-2 ans</b>	<b>Supérieure à 2 ans</b>
<b>Mâle</b>	Faon	Hère	Daguet	Daim
<b>Femelle</b>	Faon	Faon	Daine	Daine

Le daim est un cervidé nerveux et curieux, contrairement au cerf élaphe qui est grégaire et sédentaire.

À l’état sauvage, le daim a une grande capacité à s’adapter à différents milieux de plaine (milieux arbustifs, prairies et zones pâturées). Il préfère les endroits où il y a à la fois des forêts et des espaces ouverts, mais il peut s’adapter dans des zones humides.



## **Chapitre 1 :       Présentation générale du cerf daim (Dama dama) dans le contexte des autres cervidés**

Le daim est principalement herbivore, son régime alimentaire est constitué d'herbes, de bourgeons, de feuilles, de pousses, de racines et pendant l'automne, il peut même manger graines et les glands (**Thomas, 2015**).



**Figure 10 : Harde de femelles et de jeunes (Anonyme7, 2024)**

C'est un animal qui peut tout autant être diurne que nocturne, seulement on note deux pics d'activité, à l'aube et au crépuscule, sa journée passe entre des périodes de repas, de rumination et de repos. Peu importe la saison, la première phase d'alimentation se termine environ deux heures après le lever du soleil. En revanche, la seconde phase varie selon la saison. En automne, elle commence généralement deux heures avant le coucher du soleil, par contre durant l'été l'activité du cerf se déroule la nuit, les journées sont consacrées seulement au repos à l'abri de la chaleur et des insectes. En hiver, les daims choisissent la journée pour faire leurs activités, surtout s'ils peuvent profiter du soleil pour se réchauffer. Au début du printemps, ils se nourrissent pendant plusieurs heures à partir de l'après-midi pour le gain d'énergie perdue durant l'hiver. Le sommeil du daim est très court, il est seulement une heure par jour environ durant le printemps et l'été, tandis qu'en automne et en hiver, par temps ensoleillé, il peut dormir jusqu'à deux heures. Dans un groupe, tous les individus ne dorment pas en même temps, ils y'a certains veillent pendant que les autres se reposent (**Dehamnia, 2020**).

### **I.7. Indices de présence :**

Le daim est un animal discret, dont la présence est principalement détectée grâce à des indices indirects (**Dehamnia, 2020**).

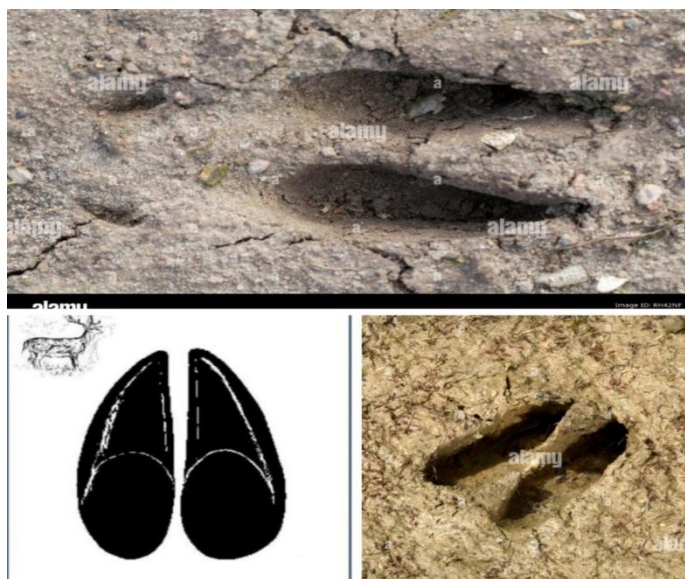
-Les empreintes, reconnaissables à leur forme allongée et à leur taille variable selon le sexe (plus larges chez le mâle) (Figure11), constituent un indicateur fiable.

-Les excréments (ou “fumées”), de forme cylindrique, permettent également de différencier les mâles (extrémité pointue) des femelles (extrémité arrondie) (Figure12) (**Anonyme6, 2024**).

-L’abroutissement des jeunes pousses ligneuses et l’écorçage des arbres (entre 80 et 150 cm de hauteur) témoignent de son activité alimentaire.

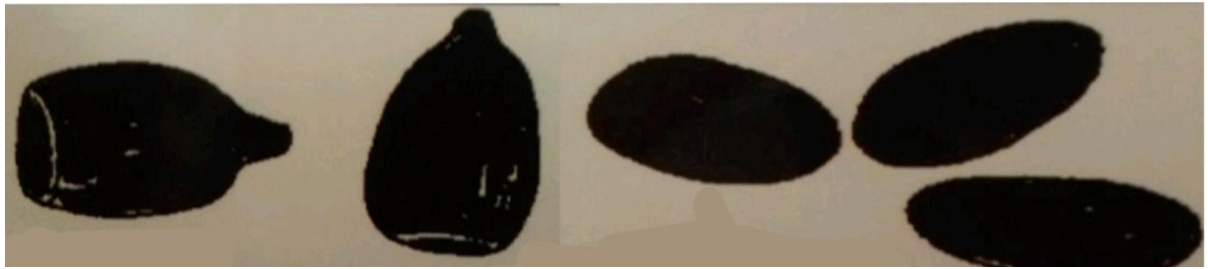
-Les coulées, sentiers rectilignes formés par ses déplacements répétés, ainsi que les reposées (zones de couchage), confirment son passage.

Pendant la période de reproduction, les mâles marquent leur territoire par des frottis (frottement des bois contre les arbres) et des vocalisations appelées raires. Bien que moins fréquents, d’autres indices comme les bois tombés(en fin d’hiver), les souilles (bains de boue) ou les touffes de poils (après la mue) peuvent également être observés. En revanche, les odeurs et certains comportements sonores restent difficiles à utiliser comme preuves tangibles en dehors de la saison du rut (**Dehamnia, 2020**).



**Figure11 : Empreintes du daim (Anonyme8, 2024)**





**Figure12 :** Excréments de mâle, présentant une extrémité pointue (à gauche) et excréments de femelle ovales (à droite) (**Dehamnia, 2020**)

Quant à la détection de leur présence, le cerf est un animal discret et difficile à observer directement. Pour en repérer un dans un habitat, il faut se fier à des indices tels que les empreintes, les excréments, l'écorçage ou les frottis (**Dehamnia, 2020**).

### **I.8. Reproduction :**

Comme de nombreux mammifères originaires des zones tempérées la plupart des cervidés présentent un caractère très saisonnier de leur fonction de reproduction qui se traduit par l'alternance entre des périodes d'activité et d'inactivité sexuelle (tableau 6) dictée par les rythmes photopériodiques (variation de la durée du jour et de la nuit) a période du rut ainsi que le maximum de fertilité sont généralement observés en automne (mi-octobre mi-novembre ) (**Gosch, 1989**) pendant les jours courts et sur une très courte période (**Lincoln, 1971 et Lincoln ,1998** ).

Notre étude comportera sur la reproduction du cerf daim qui est une espèce poly estrienne saisonnière

**Tableau6 :** Les différents paramètres de reproduction chez les cerfs

<b>Cervidés</b>	<b>Daim</b>	<b>Daim mesopotamica</b>	<b>Cerf élaphe</b>	<b>Chevreuril</b>	<b>Renne</b>
<b>Puberté</b>	entre 12 et 16 mois pour	1an et demi	14 mois		

**Chapitre 1 :**           Présentation générale du cerf daim (Dama dama) dans le contexte des autres cervidés

	les deux sexes				
<b>Période du rut</b>	3 à 4 mois Entre mi-octobre et mi-novembre	Entre juillet et octobre	automne 4-5mois	juillet août 1 mois	septembre octobre 6mois
<b>Longueur du cycle œstral</b>	21-23J		18-21j		13-33j
<b>Durée œstrus</b>	12-24 h		12-48 h		24-30h
<b>Durée de gestation</b>	229-234J	32 semaines	223-227j	150j +150j de diapause embryonnaire	240j
<b>Prolificité</b>	1			2	1
<b>Référence</b>	(Vos, 1982) (Gosh, 1989) (Blaxter, 1988) (Hamilton, 1980) (Fisher, 1985 , 1987, 1999)	(Anonyme11)	(Arman, 1974) (Kelly, 1985) (Ascher, 2000)	(Chapman, 1974) (Mann, 1966) (Aitken, 1974) (Flint, 1994) (Sempere, 1992) (Lambert et al., 2001)	(Ropstad, 2000)

# **II. CHAPITRE 2 :**

## **Rappels sur**

### **l'anatomophysiologie**

#### **sexuelle**

**II.1. Mâle :****II.1.1. Anatomie de l'appareil reproducteur mâle :**

L'appareil reproducteur du mâle s'apparente fortement à celui de nos ongulés ruminants. Il existe des différences dans certains éléments anatomiques.

**II.1.1.1. Testicule :**

Les testicules en position inguinale entre les cuisses sont de forme ovoïde. Le scrotum constitué de peau et dartos avec un grand développement du muscle dartos, le fascia spermatique externe était formé d'une couche de tissu conjonctif lâche du scrotum pour faciliter la mobilité des enveloppes profondes. Le muscle crémaster situé en position dorso caudale par rapport au testicule, s'étend jusqu'au niveau de la queue de l'épididyme et se divisait en 3 faisceaux de fibre dans sa partie distale. Ce muscle s'insère enfin dans le fascia spermatique interne ce fascia est plus épais que la structure externe et est intimement liée à la couche pariétale de la tunique vaginale (Figure 13)

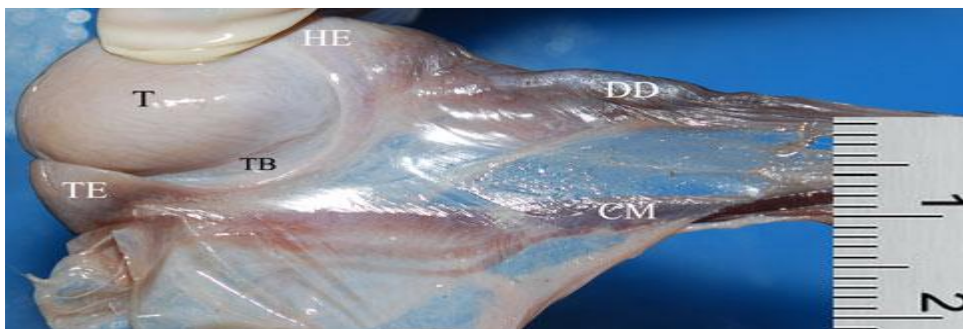
**Epididymes :** les deux mesurent la même longueur, le méso épididyme est très étroit et la bourse testiculaire très petite mais permet l'entrée d'une sonde entre le corps de l'épididyme et la bourse testiculaire et le bord épididymaire des testicules, la tête de l'épididyme étant attaché à l'extrémité crânienne des testicules, le corps de l'épididyme se situe latéralement et caudalement, la queue ventrale a une partie caudale attachée à l'extrémité caudale des testicules et une partie caudale libre allongée se dirigeant dans la partie dorso médiale.

**Le canal déférent :** naît de la queue épididymaire caudale fixée et situé caudo médialement par rapport la queue épididymaire et situé caudo médialement aux testicules et il présente sur leur partie extra pelvienne une portion initiale et funiculaire qui accompagnent les vaisseaux testiculaires formant le cordon spermatique, ce dernier est entouré d'enveloppes qui subsiste encore sur testicules et épididyme en pénétrant dans l'abdomen par le canal inguinal, il est séparé des autres éléments constituant le cordon spermatique tourné caudalement et dirigé vers la cavité pelvienne les deux canaux déférents sont réunis par le pli génital contenant les vaisseaux sanguins.

**Prépuce :** c'est un simple pli de peau formé de 2 couches, l'une externe et l'autre interne (Figure 14) qui se rejoignent l'autre sur le bord de l'ostium préputial, la couche interne se reflète sur le pénis au fond de la cavité préputiale. Formant le fornix préputial. La partie distale de ce reflet qui au repos occupe la cavité préputiale, la couche externe formée uniquement par la peau avec peu de différence avec les régions voisines notamment avec le scrotum. La couche interne est un peu modifiée plus fine que l'extérieur et dépourvue de poils

Lorsque le pénis fait saillie, la couche interne recouvre la partie saillante, le tégument du pénis de sa partie libre est bien différencié de la couche interne du prépuce qui recouvre le corps du plus caudalement le corps du pénis, entre ses deux couches, il ya un plan de joint très lâche, conformé par les vaisseaux et la peau très lâche conformé par les vaisseaux, les nerfs, terminaisons des muscles préputiaux, ces muscles sont tous les deux dépendants du muscle cutanée du tronc de chaque côté il y'a un muscle préputial crânien qui prenait naissance sur la région xiphoïde et un muscle préputial caudal nait près de l'anneau inguinal superficiel caudal et se dirige vers l'ostium préputial.

Les vaisseaux sanguins du prépuce se situent entre les deux feuilles, les artères sortent de l'artère épigastrique superficielle caudale et satellites des veines



**Figure 13 :** photo représentant l'anatomie du testicule (Perez, 2013)

(T) testicule ; (DD) canal déférent ; (TB) bourse testiculaire ; (TE) queue de l'épididyme ;(HE) tête de l'épididyme ;(CM) muscle crémaster

### II.1.1.2. Pénis :

Le pénis de nature fibroblastique sans flexion sigmoïde contrairement aux ruminants qui permet à l'animal lors de sa disparition au moment de l'érection l'allongement de l'organe avec une albuginée épaisse qui détache les travées qui subdivisaient les corps érectiles

La racine du pénis insérée dans l'arc ischiatique par 2 petits piliers du pénis entourés par le muscle ischio caverneux ce muscle étant rouge foncé (Figure 14) prennent naissance sur arc ischiatique et tubérosité et se terminent sur l'albuginée des corps caverneux

L'urètre pénien ou extra pelvien entouré du corps spongieux composé de tissu érectile qui se gonfle à la racine du pénis recouvert par le muscle bulbo spongieux, les côtés de ce muscle et partie médiale des muscles ischio caverneux qui entrent en contact avec le bulbe du pénis qui sont recouverts d'une aponévrose blanc nacré et sont planiformes.

Le muscle rétracteur du pénis est rose et très long prend naissance la surface ventrale des deuxièmes et troisièmes vertèbres coccygiennes et passe près de l'anus et parallèle à l'autre muscle par la face ventrale du pénis se termine dans la partie distale du pénis près du gland, qui est très rudimentaire couvre la partie distale du pénis (Figure 15). La partie libre du pénis nettement incurvée ventralement et latéralement vers la droite



**Figure 14 :** vue ventrale de la racine du pénis et partie proximale du corps du pénis

(SU) sillon urétral ; (IC) muscle ischio caverneux ; (BE) muscle bulbo spongieux ;(flèche) muscle rétracteur du pénis **(Perez, 2013)**



**Figure 15 :** vue ventrale de la partie distale du pénis **(Perez, 2013)**

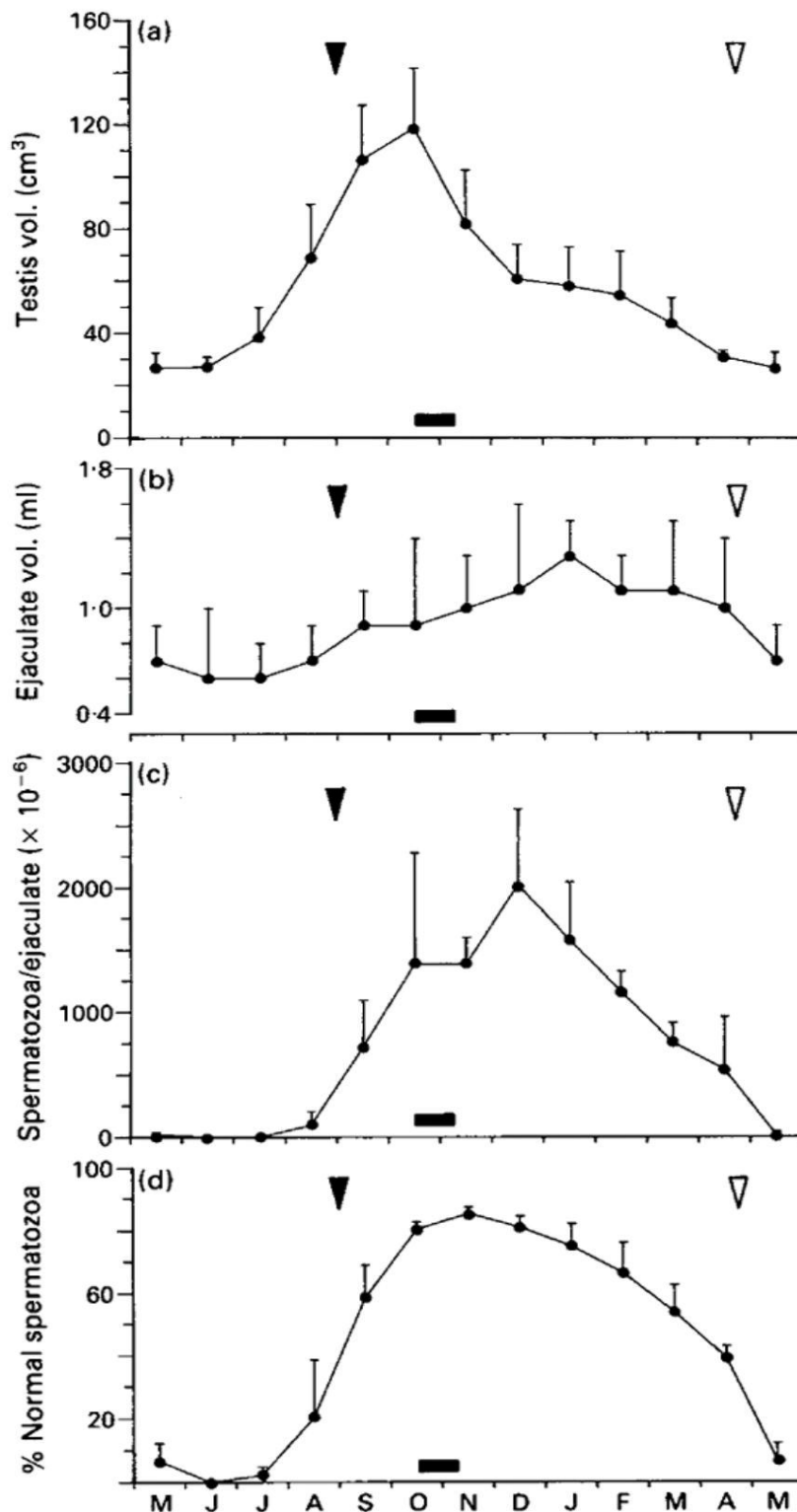
(G) gland ; (PIL) couche interne du prépuce ; (RP) muscle rétracteur du pénis

### **II.1.2. Physiologie de l'appareil reproducteur mâle :**

#### **II.1.2.1. La spermatogenèse :**

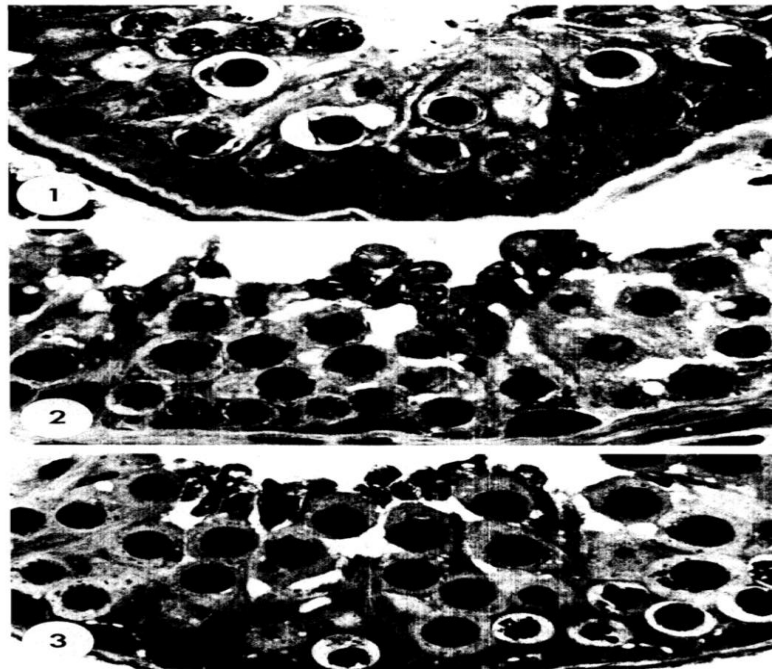
La spermatogenèse est caractérisée par une prolifération et une différenciation continue des cellules, conduisant à la production des spermatozoïdes à partir des cellules souches **(Roelants, 2002)**.

Comme la taille des testicules augmente vers le rut, il y a une augmentation concomitante de leurs activités (Figure 16), de sorte qu'au début du rut, un grand nombre de spermatozoïdes viables sont présents dans les éjaculats. Les testicules restent actifs tout au long de l'hiver, sécrétant des niveaux modestes de testostérone et produisant un grand nombre de spermatozoïdes. La spermatogenèse est complètement arrêtée au début de l'été pour une période d'environ deux mois, puis elle reprend progressivement vers la fin de l'été (Figure 17) **(Smith, 2010)**.



**Figure 16** : Profils généraux annuels : (a) du volume testiculaire, (b) du volume de l'éjaculat, (c) de la densité des spermatozoïdes et (d) du pourcentage de spermatozoïdes normaux. Les barres indiquent les périodes de reproduction ; les pointes de flèches pleines indiquent la perte de velours, les pointes de flèches ouvertes indiquent la pousse des bois (**Gosch, 1989**).





**Figure17 :** Micrographies des tubules séminifères en fonction des différentes périodes d'activité sexuelle

- 1- Cordon testiculaire pendant la période de repos. Il montre deux générations de spermatocytes 1, la plupart en dégénérescence. Noter la lame basale épaissie
- 2- Tubule séminifère en début de période de reproduction. Il présente une activité spermatogène moyenne
- 3- Tubule séminifère en pleine période de rut. On note la régularité du cycle et le nombre normal et l'intégrité des cellules spermatogénèse (Wishart, 1988).

#### **II.1.2.2. Les étapes de la spermatogénèse :**

La physiologie de la reproduction chez le cerf daim se rapproche de celle du bédier (Comizzoli, 2005). Chez ces deux espèces, l'activité sexuelle atteint son maximum pendant la période de rut (figure 18) alors qu'elle est au minimum lors du repos (figure 19) (West, 1976).

La spermatogénèse se déroule en plusieurs étapes :

##### **II.1.2.2.1. Phase de multiplication :**

Ça concerne les spermatogonies (cellules souches ( $2n$ )) situées à la périphérie des tubes séminifères qui vont se diviser par mitose. Cela permet à la fois le maintien du stock de spermatogonies et la production de deux spermatocytes primaires ( $2n$ ).

**II.1.2.2.2. Phase de maturation :**

Où les spermatocytes primaires ( $2n$ ) subissent deux divisions de méiose.

Première division : Un spermatocyte I se divise en deux spermatocytes II ( $n$ ).

Deuxième division : Chaque spermatocyte II se divise à son tour en deux spermatides ( $n$ ).

Pour aboutir à la formation de quatre spermatides à la fin de la méiose.

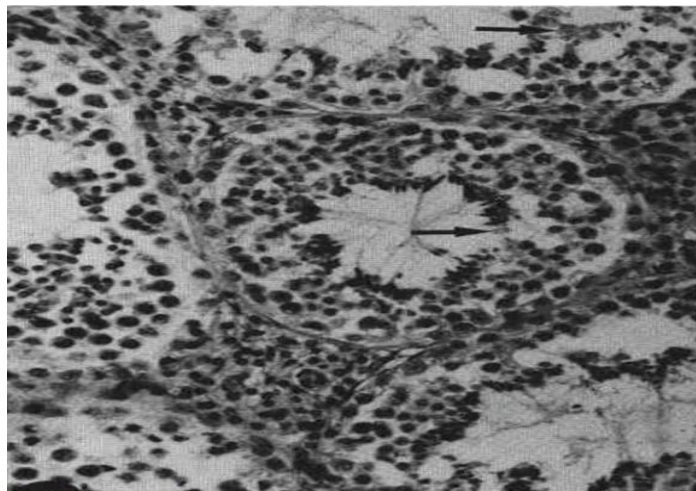
**II.1.2.2.3. Phase de différenciation (spermiogénèse) :**

C'est la transformation des spermatides en spermatozoïdes. Ce processus de différenciation implique :

La formation de l'acrosome, qui contient des enzymes nécessaires à la fécondation.

Le développement du flagelle, qui permet la mobilité du spermatozoïde.

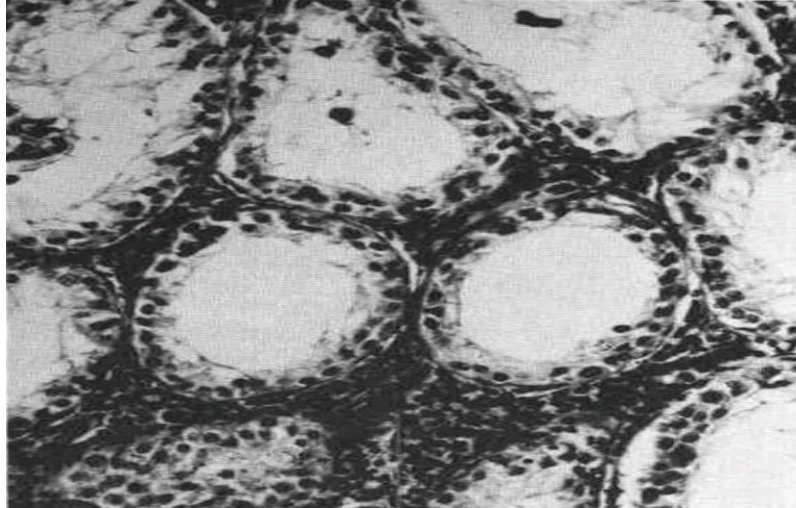
Une fois leur maturation terminée, les spermatozoïdes sont libérés dans la lumière du tube séminifère (Semmane, 2019).



**Figure 18 :** Photomicrographie du testicule d'un mâle adulte en pleine période de rut

Les tubules séminifères présentent tous les stades de la spermatogenèse. Des spermatozoïdes entièrement formés sont libérés dans la lumière des tubules et des corps résiduels sont fréquents (flèches). Les cellules interstitielles (en haut à droite et au centre à gauche) sont élargies et de nombreux noyaux sont plus gros. Le cytoplasme de certaines cellules interstitielles contient une

vacuole où des gouttelettes de lipides ont été dissoutes pendant la préparation de la coupe. Il s'agit de la période d'activité maximale (**West, 1976**)



**Figure 19 :** Photomicrographie du testicule d'un mâle adulte durant la période de repos où l'activité spermatogénique est minimale et les cellules interstitielles (en bas au centre) semblent également inactives (**West, 1976**)

### **II.1.2.3. Le contrôle hormonal de la spermatogenèse :**

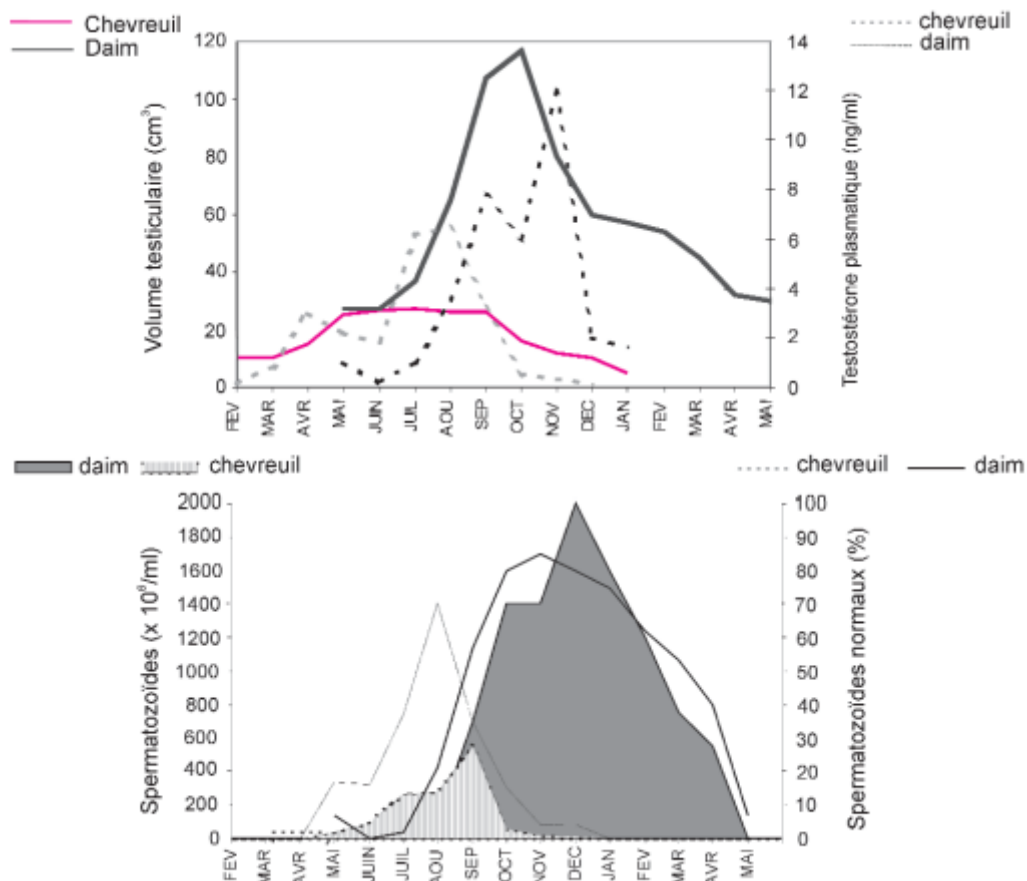
Les variations de la fonction exocrine testiculaire donc la spermatogenèse sont sous la dépendance des hormones hypophysaires FSH et LH et donc eux même contrôlées par le système hypothalamique et le système nerveux central, il est de même pour la fonction endocrine

Différentes études ont abordé les variations saisonnières des hormones hypophysogonadique chez plusieurs espèces de cervidés

Chez le daim, des différences notables de concentration et de pulsatilité de LH peuvent être observées au cours de l'année et plus particulièrement durant la transition de la phase d'inactivité vers la phase d'activité sexuelle (**Asher, 1989 et Asher, 1991**) et qui par conséquence a un impact sur la pulsatilité de la testostérone. Les niveaux de LH sont très faibles du mois de décembre au mois de juin et élevés de juillet à octobre. La pulsatilité de LH augmente de 0-2 pulses / 24 h à environ 5-7 pulses / 24 h entre les mois de juillet et août. En septembre et octobre, bien que la pulsatilité de LH diminue (0-1 pulse par 24 h) les concentrations restent élevées et les niveaux de testostérone sont alors fortement augmentés. Chez le mâle castré, la sécrétion

pulsatile de LH est également plus élevée durant la transition vers la phase d'activité sexuelle. Les concentrations et la pulsativité de LH observées chez les mâles castrés sont toujours plus élevées que chez les mâles entiers. Les modifications de sécrétions d'hormones gonadotropes semblent influencées par la saison sexuelle de façon dépendante des stéroïdes testiculaires (Figure 20).

**Figure 20 :** Comparaison de l'influence de la durée du jour sur du volume testiculaire et la



testostérone plasmatique et la quantité de spermatozoïde chez le daim d'Europe et le chevreuil (Asher, 1989 et Gosch, 2003)

#### II.1.2.4. Les caractéristiques de la semence du Daim :

Des études menées sur le sperme du Daim par microscope confocale n'ont pas permis de montrer de différence significative entre celui-ci et celui des artiodactyles (Gosch, 1989) de plus la composition du plasma séminal qui est également semblable à celle des ongulés (fructose, alanine, acide citrique, transaminase glutamique oxaloacétique, Amin transférase, hyaluronidase...) (Bierschwal, 1970).

Les principales caractéristiques de la semence des cervidés se reportent sur la morphologie la taille des spermatozoïdes et le volume, la concentration de l'éjaculat.

La tête du spermatozoïde présente deux renflements plats surmontés d'une arête avec une longueur qui atteint  $8.2 \pm 0.3$  microns et celle du renflement maximal  $4.4 \pm 0.2$  microns et à sa base  $1.9 \pm 0.2$  microns en total  $13.7 \pm 0.3$ , un petit segment sépare la tête de la queue qui est aussi subdivisée en pièce terminale qui mesure  $42.6 \pm 0.9$  microns, le diamètre de la queue mesure en moyen de  $0.5 \pm 0.1$  microns et sa longueurs  $2.7 \pm 0.6$  microns et la longueur total du spermatozoïdes du Daim  $67.2 \pm 1.2$  microns (Asher, 1990).

Le volume de l'éjaculat du Daim comme il le montre le tableau 7 est environ 1.5 ml et sa concentration a approximativement  $4 \times 10$  (Asher, 1990).

Tableau7 : Volume et concentration du sperme de diverses espèces de cervidés et du bouc

Espèce	Volume (ml)	Concentration (spz/ml)	Auteur(s)
Cerf à queue blanche	0.5 à 1.75	60 à $2085 \times 10^3$	Bierschwal <i>et al.</i> , 1970
Cerf à queue noire		100 à $700 \times 10^6$	West et Nordan, 1976
Cerf élaphe	1 à 2	$0.24$ à $1.18 \times 10^9$	Strzezek <i>et al.</i> , 1985
Orignal	1 à 2.5	$0.85$ à $2.85 \times 10^6$	Kryzwinsky <i>et al.</i> , 1987
Cerf axis	0.2 à 0.8	$44$ à $419 \times 10^7$	Haigh <i>et al.</i> , 1993
Cerf d'Eld	0.7 à 3.49	$2.67$ à $16.32 \times 10^8$	Monfort <i>et al.</i> , 1993
Cerf du Père David	3 à 8	$420$ à $950 \times 10^6$	Asher <i>et al.</i> , 1988b
Daim	0.6 à 1.3 ml	$1.7$ à $4.4 \times 10^9$	Asher <i>et al.</i> , 1990
Bouc race alpine	1.27	$3.61 \times 10^9$	Karagiannidis <i>et al.</i> , 2000
Bouc race Saanen	1.15	$3.63 \times 10^9$	

Spz/ml : spermatozoïdes par millilitre

## II.1.2.5. Les caractéristiques et la régulation hormonale des bois :

### II.1.2.5.1. Importance :

Les bois représente un caractère sexuelle secondaire déterminent une importante partie dans la place hiérarchique d'un cerf donc ses chances de reproduction, même si c'est un mâle dominant et il a perdu ses bois (décoiffé) il perd aussi son rang et son harem (Lincoln, 1992)et plusils arborent de beaux trophées auront un avantage sélectif d'ailleurs les cervidés de grandes taille

sont souvent grégaire plus les bois seront plus long et de masse relativement importante ce que leur confère un avantage reproductif au sein du groupe.

Leur rôle primordial est de prendre défense du harem durant les combats rituels du rut, mais moins contre les prédateurs (**Clutton-Brock, 1982**) certains considère que les bois évoluent pour permettre la diffusion de phéromones.

#### **II.1.2.5.2. Le développement des pivots et des premiers bois :**

In utero des pivots primordiaux se différencient entre 55 et 150 jours de gestation (**Li, 2001**), et après la naissance ils vont se développer par ossification membraneuse, à partir du périoste de l'os frontal (**Suttie, 2001**).

La croissance des pivots commence vers 7 mois, sous l'influence de la testostérone lorsque le faon mâle atteint un poids critique (**Li, 2001**) et la peau qui les recouvre subit des modifications histologiques concomitantes, pour former le velours (**Lavergne, 2021**) (Figure 21) qui est caractérisée par l'absence de muscle arrecteur du poil et de glandes sudoripares, et la présence de beaucoup de glandes sébacées. Ce dernier, apporte aux bois en relais avec le pivot, l'irrigation sanguine qui permettra leur croissance et l'innervation sensitive (**Begin, 1990**).



**Figure 21 : Velours sur les bois d'un cervidé (Lavergne, 2021)**



### II.1.2.5.3. Minéralisation des bois :

En fin de croissance des bois une minéralisation massive sous l'influence de la testostérone aboutit à la formation sur la couronne externe des bois une corticale d'os compact lamellaire très solide, et d'os spongieux au centre (Suittie, 1994), durant cette étape le cerf doit mobiliser rapidement une grande quantité de minéraux, qu'il va puiser de son alimentation et de ses réserves squelettiques (Baxter, 1999), et suite à l'augmentation de la concentration de la testostérone sanguine, les vaisseaux vont cesser d'irriguer le velours qui va se nécroser et se dessécher (Figure 22 et 23) ou le cerf va s'en débarrasser en le frottant contre les végétaux. (Goss, 1983)



Figure 22 : Frayure d'un cerf Daim (Kruch, 2021)

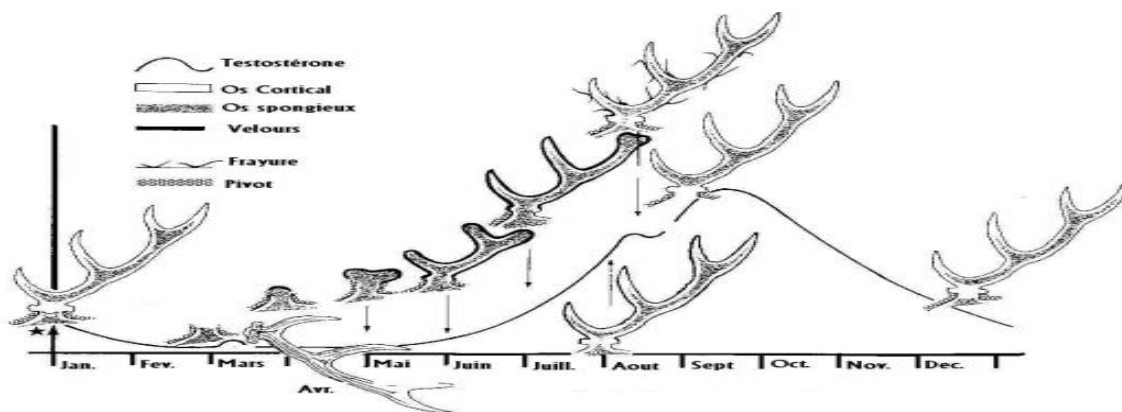


Figure 23 : Testostérone et croissance des bois (Bubenick, 1989)

#### II.1.2.5.4. Régulation de la croissance des bois :

Des mécanismes de régulation sont impliqués dans le contrôle de la croissance des bois tel que l'innervation qui ne semble pas avoir un effet direct sur leur croissance, mais elle joue un rôle dans le déterminisme de leur taille et de leur forme, sans que l'on connaisse le mécanisme exact.

Bien que le mécanisme essentiel de régulation est le système hormonal décrit par (**Littlejohn, 1999**), que la testostérone contrôlée par l'axe hypothalamo-hypophysaire (GnRH : gonadolibérine, LH : hormone lutéinisante), ne provoque pas directement la croissance de cellule extraites de pivots ou de bois en croissance, mais ce sont les facteurs de croissances sanguins [Insuline-like Growth factor (IGF) I et II] agissant comme des hormones par voie locale et humorale pour stimuler la croissance et l'ossification (**Bubenik, 1986**).

La formation de nouveaux bois, hors saison de reproduction lorsque le taux de testostérone est bas, il remonte pendant le rut, ou ils arrêtent leur croissance, se minéralisent, et les velours frayent, et en fin de saison de reproduction quand la concentration sanguine de testostérone baisse, l'activité ostéo-calciqie devient importante et un sillon disjoncteur se dessine sous la meule, les deux bois vont alors se fracturer à ce niveau (Figure 24).



**Figure 24 : Blessures aux pivots après chute des bois (Kruch, 2021)**

Une étude d'hypothèses a été faite sur des mâles sains qui ayant des bois réguliers et qui ont étaient castrés pour montrer la relation entre les organes génitaux et les bois.

Si un faon mâle castrés, il s'avéré qu'il n'aura jamais de bois, d'autre part la castration d'un daim qui a ses bois il les a gardés dans l'état ou ils étaient lors de l'opération, et ils s'useront peu à peu et finiront par tomber, mais cet animal ne fera plus de nouvelle tête. De même si on castre un



animal de velours, le bois augmentera de volume en prenant des formes imprévues mais il reste recouvert de velours.

La castration unilatérale supprime ou diminue considérablement la croissance du bois du côté lésé, parfois de l'autre côté, ce qui confirme qu'il y a une relation directe entre les organes génitaux et la croissance de la coiffe et le fait que les mâles soient sexuellement impuissants après la chute des bois le confirme aussi.

D'autres hormones sont impliquées comme les hormones thyroïdiennes, parathyroïdiennes et calcitonine qui ont un rôle dans l'équilibre calcique durant la minéralisation de plus l'effet de la prolactine quand elle est bloquée par l'ergo bromocriptine (CB 154) elle engendre une augmentation du taux de testostérone et une minéralisation précoce des bois par conséquent leur croissance sera réduite (**Suittie, 1994**).

## **II.2. Femelle :**

### **II.2.1. Anatomie de l'appareil reproducteur femelle :**

#### **II.2.1.1. Les ovaires :**

L'anatomie des ovaires (figure 25 et 26) est semblable à celle des petits ruminants (**Comizzoli, 2005**).

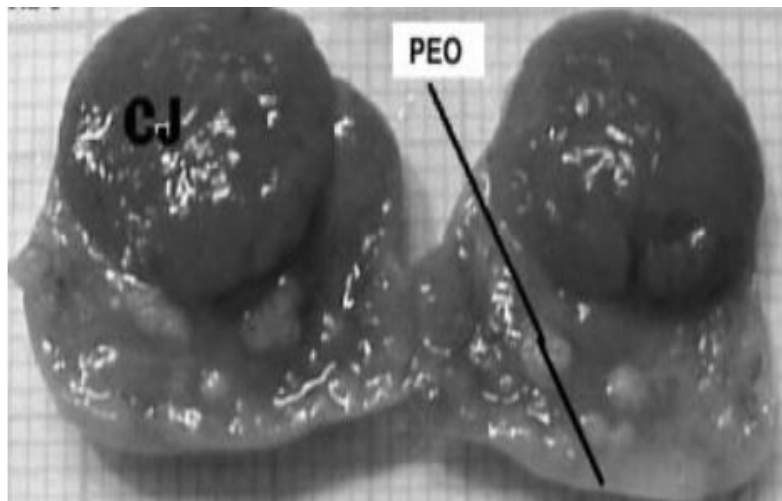
Les ovaires sont des organes pairs (Figure 27) situés dans la partie inférieure de la cavité abdominale, ils assurent deux fonctions, exocrine (ovogenèse) et endocrine (production d'hormones).

L'ovaire est revêtu d'un épithélium formé de cellules plates ou cubiques sous laquelle se présente une structure composée de deux zones distinctes. La corticale constituée d'un tissu conjonctif, le stroma ovarien qui se densifie sous l'épithélium pour former l'albuginée. C'est dans cette couche que se trouve les follicules de différents stades et les corps jaunes.

La zone médullaire, située au centre de l'ovaire, assure la pénétration et la ramification des nerfs, vaisseaux sanguins et lymphatiques (**Hireche, 2019**).

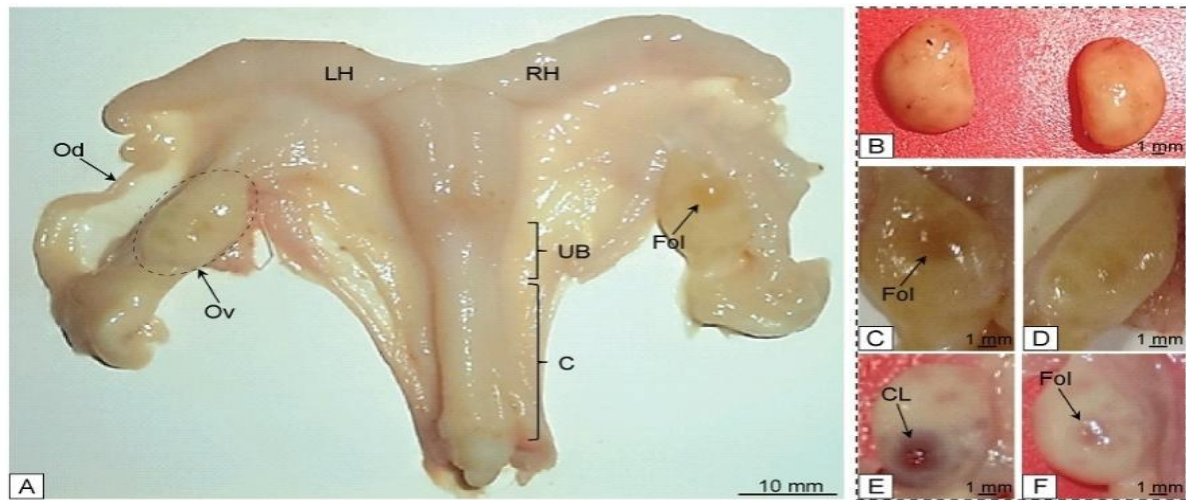


**Figure 25 :** Vue de l'ovaire, par endoscopie, au cours de la ponction de follicule chez la biche du Sika du Japon (Yann, 2008)



**Figure 26 :** Corps jaune présent sur l'ovaire gauche d'une femelle du cerf élaphe âgée de 1 an.  
Prélèvement effectué en décembre, Famenne Belge.

CJ : Corps jaune ; PEO : Paroi externe de l'ovaire (Drion, 2003)



**Figure 27 :** Caractéristiques de l'appareil reproducteur d'une femelle.

Appareil reproducteur des faons illustrant : l'ovaire (Ov), l'oviducte (Od), les cornes utérines gauche et droite (LH et RH, respectivement), le corps utérin (UB), le col de l'utérus (C) et le grand follicule Antal (Fol) ;

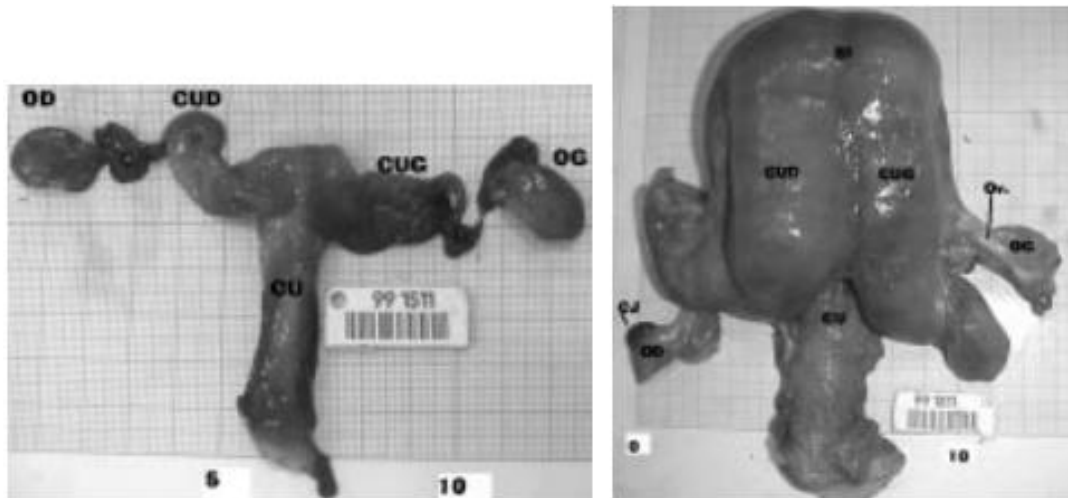
Ovaires d'un jeune faon avec une très faible activité du follicule Antal ;

(C et D) ovaires d'un faon avec présence d'un follicule Antal mature ;

(E et F) ovaires d'une femelle adulte avec présence du corps jaune (CL) et de Follicule (Gastal, 2017).

### II.2.1.2. L'utérus :

L'utérus est de type bicorne semblable à celui des bovidés (Figure 28) dans la cavité abdominale comme un organe charnu, séparé du vagin par le col utérin, le vagin est prolongé par le vestibule vulvaire et la vulve, relié en haut aux cornes utérines et c'est le lieu de gestation (Comizzoli, 2005).



**Figure 28 :** A gauche vue ventrale d'un tractus génital femelle du cerf élaphe de 1 an. Prélèvement mi-novembre, Hautes-Fagnes (Belgique). Et à droite vue ventrale d'un utérus gestant prélevé fin novembre sur une biche de 9 ans du cerf élaphe pesant 56 kilos, Hautes-Fagnes (Belgique) (Comizolli, 2021).

OD et OG : Ovaires droit et gauche ; CUD et CUG : Cornes utérines droite et gauche ; CU : Corps utérin ; CJ : corps jaune ; Ov : Oviducte ; SI : Sillon intercornual.

### II.2.1.3. Le placenta :

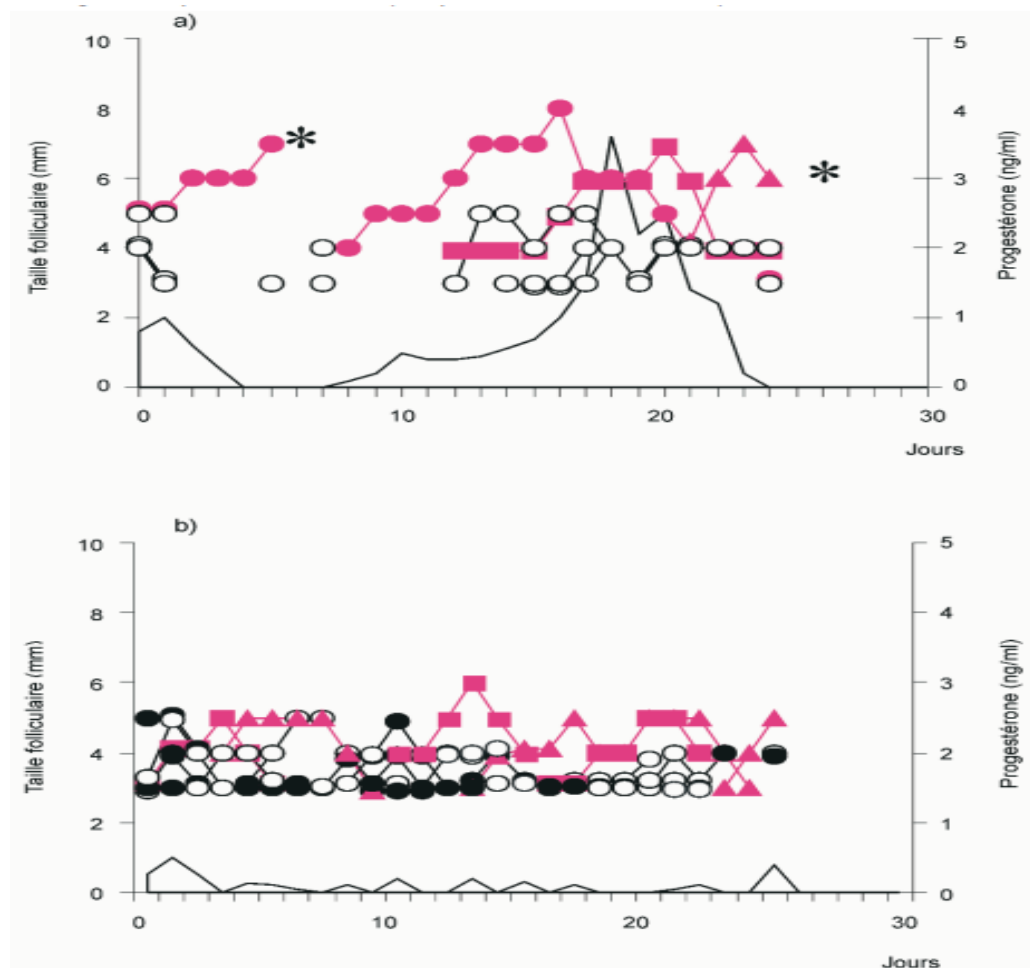
La placentation chez les cervidés est de type conjonctivo-choriale et oligo cotylédonaire puisque selon les espèces, le nombre moyen de cotylédons par placenta se situe entre 4 et 7 (chez l'espèce élaphe) (Asher, 1991, 1989).

## II.2.2. Physiologie de l'appareil reproducteur femelle :

### II.2.2.1. La folliculogénèse :

De nombreuses espèces de cervidés sont mono-ovulantes, c'est-à-dire que pendant le cycle œstral, un seul follicule dominant parvient à l'ovulation, et la dynamique de la croissance folliculaire semble similaire entre la daine et la biche élaphe (Asher, 1999).

Une étude sur la croissance folliculaire par suivie échographique chez la biche élaphe proposée par Asher et d'autres collaborateurs dans l'année 2000, montre qu'en saison sexuelle, la taille moyenne de la population de follicule varie quotidiennement au cours du cycle, mais par contre le nombre total de follicules de plus de 3mm de diamètre ne variait que de façon discrète (1,8 à 3,4 mm) et à montrer également que sur une durée de cycle d'environ 19 jours, une à trois vagues d'émergence et de disparition d'un plus gros follicule (1 à 3 follicules dominants en croissance selon les animaux) et suite à la régression ou ovulation de cet unique gros follicule, de nouveaux follicule émergent alors, suggérant un effet dit de « dominance » de ce follicule et en début de cycle des petits follicules (3 mm de diamètre) sont présents après la disparition (ovulation) du précédent follicule dominant (Asher, 1997)(Figure 29).



**Figure 29** : Profils de croissance folliculaire déterminés par suivie échographique des follicules dominants (carrés, triangles et cercles en rose) ou subordonnés (cercles en noir et blanc) en niveau de progestérone chez une biche élaphe durant le mois de décembre (a) et mai (b).

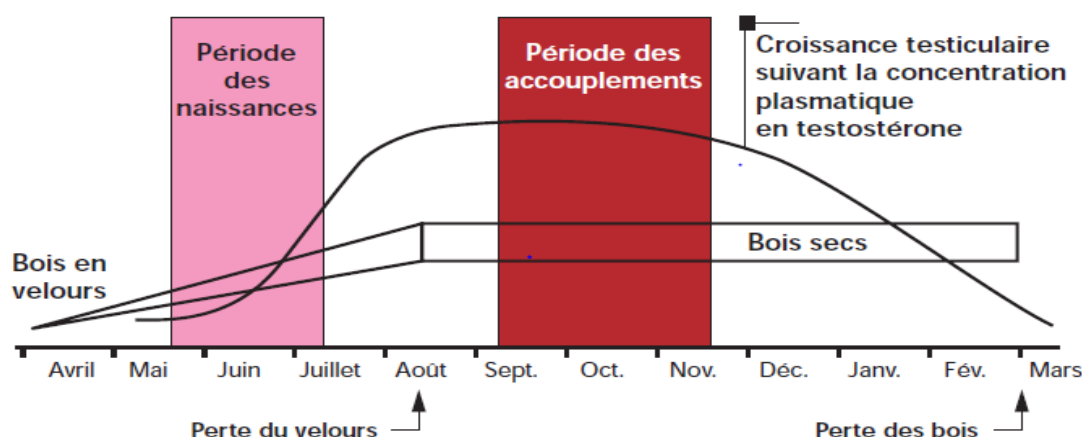
Désigne la rupture folliculaire (Asher, 1997)

### II.2.2.2. Contrôle hormonal de la folliculogénèse :

Les principales hormones impliquées dans le contrôle de la folliculogénèse sont LH et FSH similaires au ovins et caprins, ils sont responsable de la sécrétion d'œstradiol par les plus gros follicules, de plus FSH est sécrétée de façon continue à différentes valeurs durant le cycle, elle entraîne l'apparition de récepteurs à LH sur la membrane des cellules folliculaires et rend ceux-ci sensible aux pulses endogènes de LH et leur fréquences de libération sont déterminées par la GnRH (Baril, 1993).

### II.2.2.3. Caractérisations du cycle de reproduction :

Du fait que le cerf daim est considéré comme une espèce saisonnière son cycle de reproduction est différent en raison du repos sexuel allant de février jusqu'octobre qui est caractérisée par un anoestrus saisonnier associé à une absence d'ovulation et de l'activité sexuelle proprement dite cycle œstral chez le daim (Figure 30).



**Figure 30** : graphe représentant la répartition de la saison de reproduction chez le daim (Comizzoli, 2005)

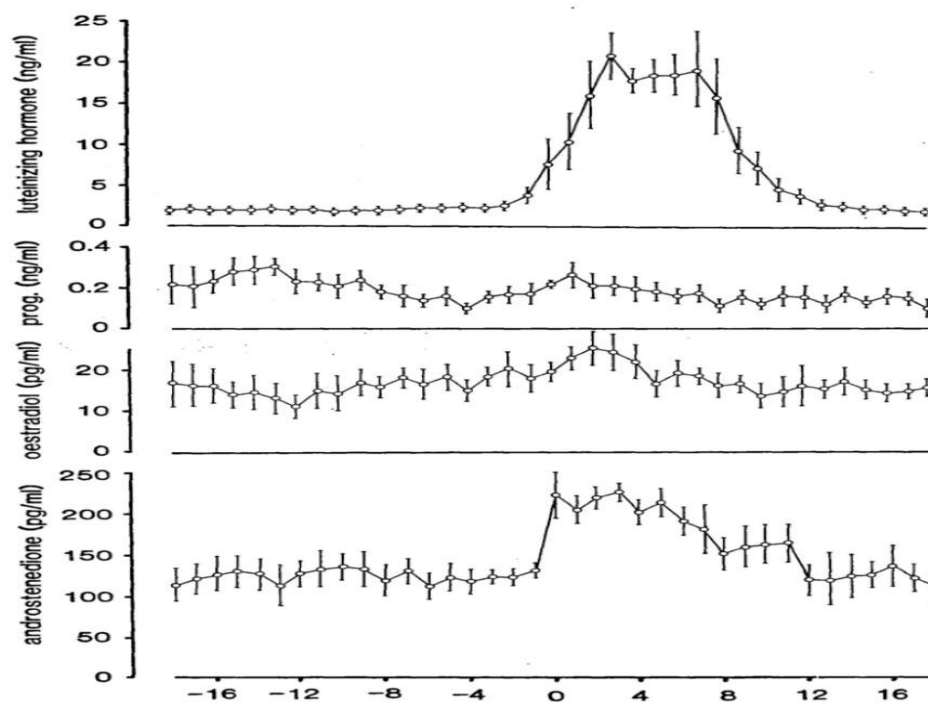
La daine présente des cycles quelque peu plus longs par rapport aux autres espèces (22,4 jours). La durée de la saison sexuelle est influencée par l'âge des femelles et peut varier de (65 à 135 jours) (Asher, 1985) ce qui correspond à 3 ou 6 cycles par femelle, sont des espèces poly-oestriennes (Mulley, 1992), par contre le nombre de cycles présentés par femelle diminue avec l'augmentation de l'âge (Drion, 2003).

**II.2.2.3.1. Période d'activité sexuelle :**

Les variations hormonales au cours du cycle ont été bien caractérisées chez la femelle du daim et sont similaires à ce qui peut être observé chez la brebis (**Asher, 1986, 1988 et 1990**)

Le cycle œstral représente l'intervalle entre 2 œstrus consécutifs et peut être caractérisé par la succession d'une phase folliculaire qui correspond au recrutement des follicules jusqu'à l'ovulation et d'une phase lutéale qui débute après l'ovulation jusqu'à la régression du Corps jaune.

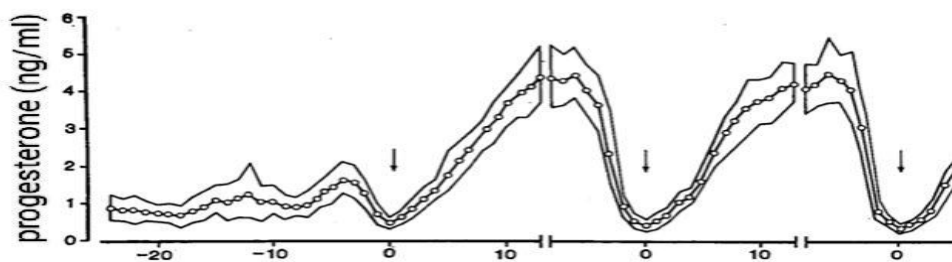
la phase folliculaire fait suite à la chute des concentrations de progestérone et est associée à une reprise de croissance folliculaire ceci se traduit par une élévation des niveaux d'œstradiol plasmatiques qui précède le moment de l'œstrus qui est noté de 25pg/ml (Figure 31) (**Plotka, 1998**) ceci n'est pas significative parce que les valeurs maximales semblent atteintes 2 heures après ce dernier (**Asher, 1986, 1988 et 1990**) par conséquent le pic pré ovulatoire de la LH survient 4 heures après le début de la manifestation de l'œstrus et atteint 20ng/ml (**Asher, 1986, 1988 et 1990**) et l'ovulation survient 24 heures après le début du pic de LH. Il a été constaté qu'avant le premier œstrus de la saison il y'avait des ovulations dites silencieuses non associées à un comportement d'œstrus ce qui va provoquer un cycle court donc une phase lutéale de courte durée (8-10 jours) (**Thomas, 1975 ; Asher, 1985 et Curlewis, 1988**). Il est à noter que chez la daine une forte augmentation d'androsténone peut être observée au moment de l'œstrus reflétant probablement l'intensification de la stéroïdogénèse folliculaire sous l'effet de la LH (**Asher, 1986, 1988 et 1990**), ceci dit cette phase folliculaire est caractérisée par l'apparition des signes typiques des chaleurs qui se définit par l'ensemble des modifications physiologiques et comportementales qui précède et accompagne l'ovulation ceci correspond à une courte durée quelques heures pendant laquelle la femelle est fertile et accepte l'accouplement. Chez la femelle ces signes extérieurs consistent en une sécrétion de mucus odorant au niveau de la vulve mais elles sont difficilement visibles (**Guinness, 1971**) donc le meilleur indicateur demeure lors de la présentation du mâle.



**Figure 31 :** Les taux sériques d'hormone lutéinisante, de progestérone, d'œstradiol et d'androstènedione autour du début de l'œstrus (heure 0) chez les daines (**William, 1986**)

Pour la phase lutéale quant à elle, débute après la rupture folliculaire et est associée à une élévation de la progestérone (Figure 32) (entre 3 et 10 ng/ml), il est bien établi que chez la plupart des ruminants que les sécrétions endogènes de prostaglandines produites essentiellement par l'utérus qui sont responsables de la lutéolyse en fin de cycle non fécond et le taux de progestérone s'effondre à moins de 0,05 ng/ml, du 15 au 18<sup>ème</sup> jour du cycle (**Drion, 2003**), ceci a pu être confirmé chez la daine puisque l'hystérectomie réalisée au 13<sup>ème</sup> jour du cycle abolit la cyclicité (**Asher, 1988**)





**Figure 32** : Profil de la progestérone sérique pendant la saison de reproduction chez les daines (Dama dama) (William, 1986)

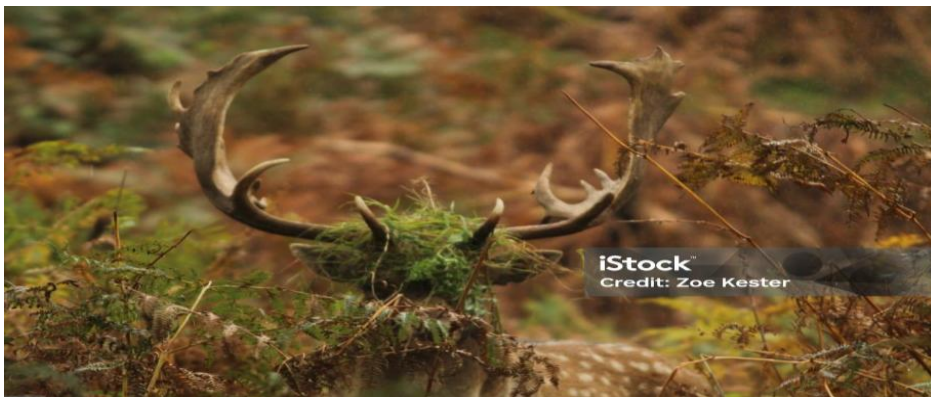
#### II.2.2.3.2. Les étapes proprement dites du rut :

Au début du mois de septembre les hardes de mâles se séparent et se rendent aux emplacements de rut dans une clairière forestière un lieu ouvert dans une zone boisée là où la lumière du soleil arrive jusqu'au sol et c'est jusqu'à fin septembre mi-octobre que l'intensité du rut est à son point culminant puis diminue progressivement, c'est toujours pendant les nuits froides et sèches avec peu de gelée que le rut est le plus intense car pour que les testicules remplissent largement leur fonction ils ont besoin de se trouver dans une température inférieure à celle des organes du corps. Le larynx s'étant développe dès le début du rut le daim raire et c'est cette brame qui annonce réellement la fin de l'été et le début de l'automne et c'est à cet époque aussi que les glandes infra orbitales secrètent un liquide jaune, cireux, et d'odeur musquée dont le rôle n'a pas encore été élucidé dans les manifestations sexuelles contrairement à celui de la zone glandulaire située à la base de la queue, ce sont des émanations que l'on perçoit aux endroits où le rut a lieu et c'est aussi la raison pour laquelle un cerf qui passe après l'autre le fait toujours le nez haut. Les mâles sortent de la forêt en fin d'après-midi pour se diriger vers ces emplacements allant tout d'abord vers l'endroit où ils ont l'habitude de se vautrer dans la souille. Le cerf soulève la terre avec ses bois en s'excitant de plus en plus. Son pénis rentre en érection et émet des petits jets de sperme ou d'urine et se roule dans l'eau et la boue lorsque un homme ou bien un animal de grande taille s'approchent le daim va s'enfuir directement mais par contre si une biche s'approche il pousse vers l'emplacement du rut les mâles plus faibles sont aussitôt chassés. En plus du comportement et de l'odeur, les bis de l'intrus semblent jouer un rôle dans le déclenchement de la réaction. 2 mâles dominants comme on dit les maitres des places s'approchent de même force (Figure 33) ils raient à tour de rôle avec intensité. Puis celui qui se trouve dans son territoire choisit un arbuste

qu'il frappe violement avec ses bois (Figure 34). Si aucun ne cède le combat commence avec une rare violence jusqu'à la fuite d'un des deux mais rarement d'une certaine violence qui peut aboutir à la mort. Et c'est seule la daine en chaleur qui tolère un contact de la part du mâle. Pendant cette phase et seulement que le mâle et la femelle se lèchent mutuellement. La biche en chaleur porte la queue légèrement relevée. La saillie a lieu rarement à la première monte et souvent le cerf effectue plusieurs sauts avant de la réaliser (Figure 35). Il est à noter aussi que pendant le rut le male peut féconder jusqu'à 100 femelles et que les cerfs les plus âgés sont en rut les premiers.



**Figure33** : photo représentant 2 daims se battant l'un contre l'autre durant le rut (**Rocek, 2019**)



**Figure 34** : photo représentant une coiffure insolite chez le daim une des étapes durant la brame (**Kester, 2020**).



**Figure 35 : Daim qui chevauche une Daine (Science photo library)**

#### **II.2.2.3.3. Période de repos sexuel :**

Les observations faites en dehors de la saison sexuelle chez la femelle ont confirmé des variations du nombre total de follicules observés sur l'ovaire.

Des pics d'apparition et de disparition de follicules suggèrent une vague de croissance folliculaire tous les 7 jours associés à l'émergence d'un follicule dominant. En comparaison, avec ce qui peut être observé en saison sexuelle, le nombre Total de follicules n'est pas diminué durant l'anoestrus. Par contre, traduisant certainement les modifications des niveaux d'hormones gonadotropes, la durée de vie, la taille moyenne ainsi que la taille maximale est atteinte par ces follicules sont sensiblement Inférieures aux observations faites pendant la saison sexuelle (Asher, 1997 et Macorkell, 2004)

#### **II.2.2.4. Gestation et développement embryonnaire :**

##### **II.2.2.4.1. Développement embryonnaire :**

Le développement embryonnaire pré implantatoire a lieu dans l'oviducte, le stade blastocyste se retrouvent ensuite dans l'utérus, leur développement est proche aux autres ruminants, l'expansion du trophoblaste commence dès le 14<sup>ème</sup> jour à ce moment l'embryon mesure 25 cm son opposition à surface de l'endomètre a lieu entre 27et 34 jour, adhésion quand a elle se fait entre 34 et 41 jours, l'implantation a lieu 42j après la fécondation c'est-à-dire une implantation tardive (Figure 36).

La progestérone d'origine lutéale est fondamentale pour maintien de la gestation pendant 75 premiers jours de gestation et le corps jaune demeure réfractaire aux prostaglandines endogène

durant cette période, en outre la présence des interférons et leur libération par le trophoblaste ont été mise en évidence lors de l'action antilutéolytiques, et de plus l'effet du placenta qui est de type syndesmochorialoligo-cotylédonaire ( placenta conjonctivo chorial ).

Les taux de progestérone plasmatiques restent relativement constants durant l'intégralité de gestation (Figure 37).

Chez les cerfs comme chez les ruminants la concentration sanguine des PAG (protéines associées à la gestation) et PSPB (protéines spécifiques à la gestation) augmentent considérablement dès le début de la gestation (**Comizolli, 2021**).

Les protéines associées à la gestation sont classées en deux catégories selon leur présence exclusive chez les femelles gestantes ou s'étendant aux mâles ou aux femelles non gestantes

Dans un premier cas elles sont dites spécifiques de gestation PSB car strictement d'origine placentaire par ex : pspb dans le second associées à la gestation PAG car leur existence n'est pas limitée à celles-ci et qu'elles se retrouvent également dans les gonades Mâles et femelles ainsi chez nos ruminants domestiques les PAG voient leur concentration considérablement élevées au cours de cette dernière, des protéines qui répondent à ces critères ont été décrits dans un grand nombre d'espèces ainsi le cerf daim.

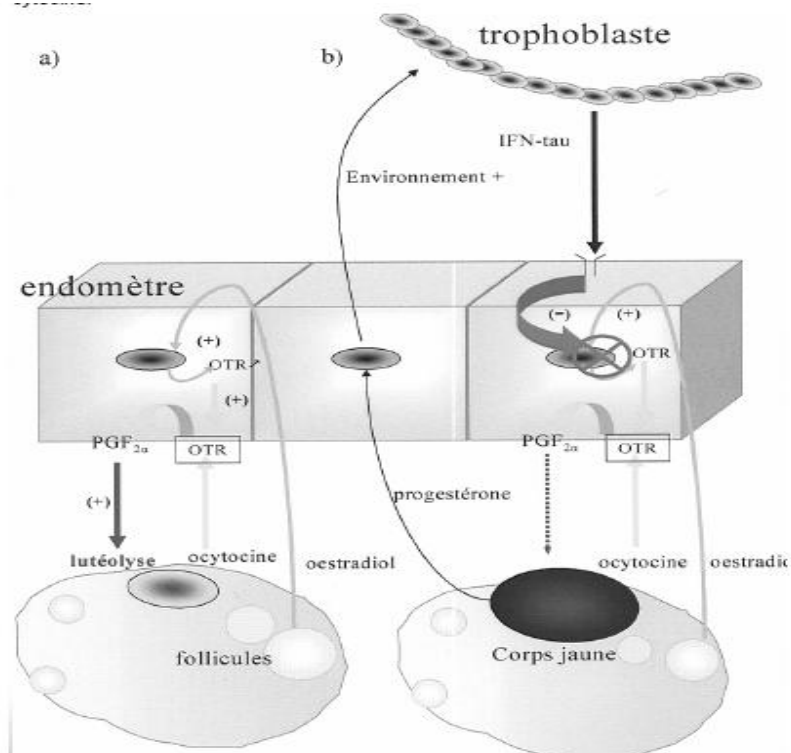
Ces 2 sont secrétées dans le sang maternel dès le début de gestation de ce fait leur dosage peut être utilisé pour le diagnostic de gestation et mortalité embryonnaire (**Drion, 2003**)



**Figure36 :**Schéma représentant le fœtus et les enveloppes fœtales effectué chez une biche

*Cervus elaphus*(**Drion, 2003**)

C : caroncules trophoblastiques f : fœtus vo : vaisseaux ombilicaux T : trophoblaste



**Figure37** : Schéma représentant la régulation hormonale de l'utérus par l'endomètre en absence (a) et en présence (b) du signal embryonnaire chez la biche élaphe (**locatelli, 2005**).

#### II.2.2.4.2. Diagnostic de gestation par ultrasons :

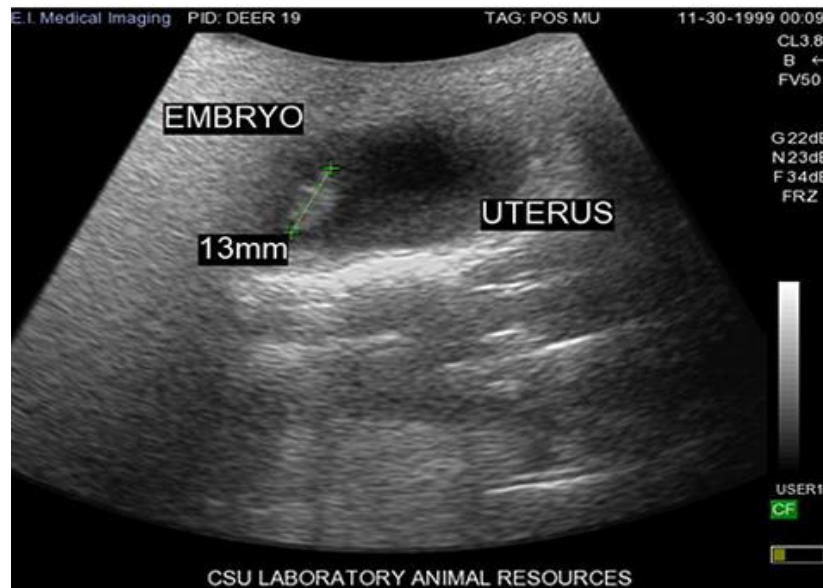
L'échographie est un outil d'imagerie précieux pour diagnostiquer la gestation et suivre son évolution chez plusieurs espèces comme les cervidés ou le diagnostic précoce de gestation peut être établie à partir dès le 35ème jour suivant l'accouplement (**Mulley, 1987**).

Au début de gestation les signes de grossesse peuvent être détectés dans la partie caudale de l'abdomen, près des glandes mammaires comme une petite poche de liquide dans la lumière utérine hypoéchogène à anéchogène (Figure 38 et 39) et à mesure que le fœtus grandit et que l'utérus se distend (Figure 40) pour occuper une position plus crânienne dans l'abdomen et l'embryon apparait sous la forme d'une structure hyperéchogène, ovoïde à amorphe plus la présence des placentomes(P).

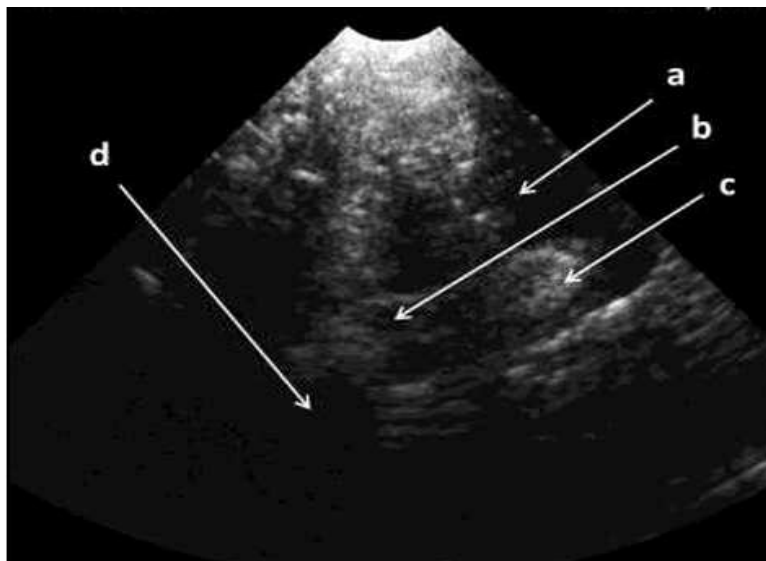
Les mesures fœtales peuvent être utilisées pour établir des lignes directrices de référence pour estimer l'âge gestationnel (**Lenz, 1993**) comme la longueur crânio-caudale (SCRAL), la hauteur au garrot (HL) et la circonférence thoracique (CD) (Figure 41), cependant la minéralisation du



squelette et les mouvements cardiaques du fœtus semblent être détectés environ 8 semaines après l'accouplement.

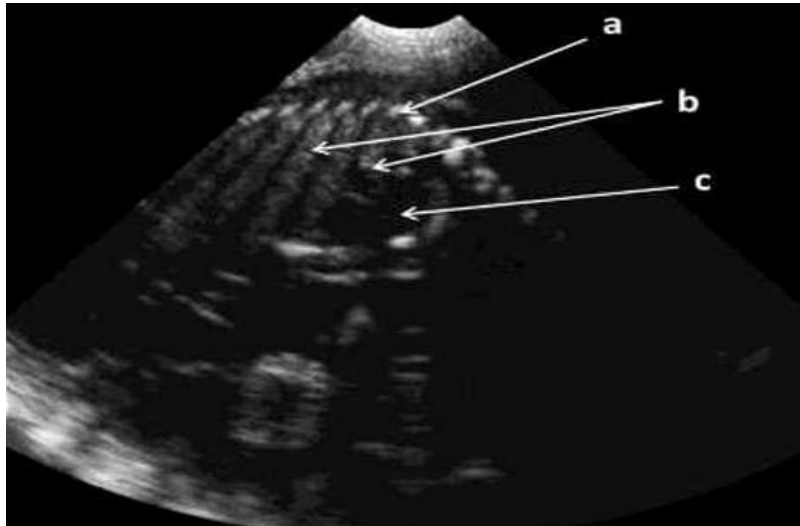


**Figure 38 :** Image échographique montrant une grossesse précoce chez une biche Muntjac de Reeves (Kelly D. Walton<sup>1</sup>, 2014).



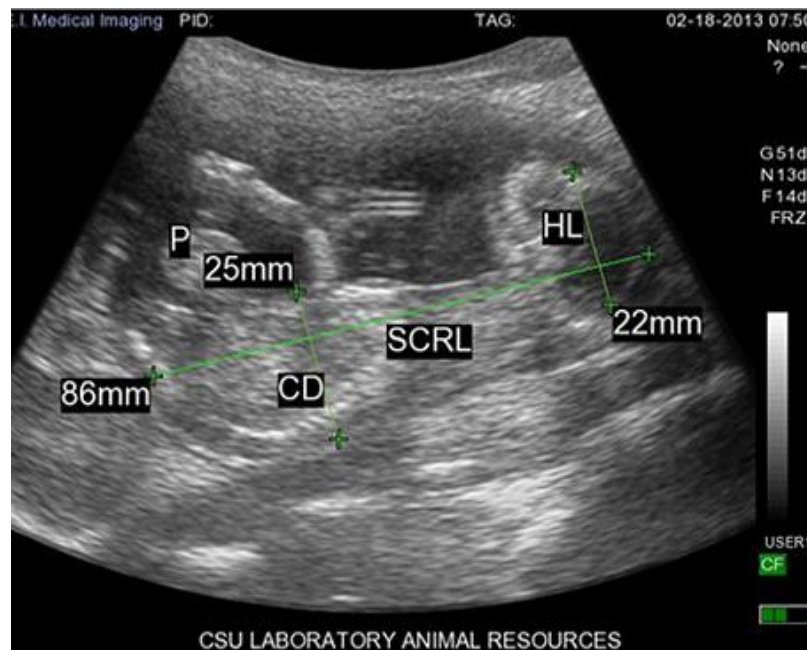
**Figure 39 :** Image échographique au tour de 35 jours de gestation chez une daine (Cilulko-Dolega, 2013)

(a : sac vitellin, b : pli endométrial, c : placentomes, d : embryon)



**Figure 40 :** Image échographique au tour de 90 jours de gestation chez une daine (Cilulko-Dolega, 2013)

(a: corde spinale, b : côtes, c : cœur)



**Figure41 :** Image échographique de la même gestation que celle illustrée à la figure précédente à 91 jours après la présentation de la biche au mâle (Kelly D. Walton1, 2014)

Il a également été décrit que pendant la gestation les daines subissent un développement de leur glandes mammaires qui subissent des modifications histologiques pour se préparer à lactogénèse (McLeod, 1992)

### **II.2.2.5. Parturition et sevrage :**

#### **II.2.2.5.1. Parturition :**

Comme chez la brebis, il existe un inversement du rapport œstrogènes / progestérones en fin de gestation. En élevage la plupart des mises bas sont regroupées sur 1 mois plutôt au début de l'été chez la daine elle met bas généralement à un seul faon par an et les naissances gémellaires sont rares, le jeune est expulsé en une à trois heures, avec ou sans les enveloppes fœtales que la mère ingère dans la plupart des cas, le faon de la daine fait en moyenne 5 kg (**Comizolli, 2021**)

La naissance se déroule généralement sans problème dans le cas des femelles qui en sont à leur première mise bas une surveillance discrète de la part de l'éleveur suffit habituellement à détecter le problème

Certains signes précurseurs permettent de repérer une femelle qui s'apprête à mettre bas : congestion de la vulve agitation le long des clôtures et diminution de l'appétit, dans les dernières heures précédant la mise bas et contractions abdominales utérines précédant la naissance elle-même de 19 à 350 minutes, la femelle s'isole des autres animaux pendant au moins 48 heures préférant les sites comportant de haut herbage et de grands arbres s'ils sont disponibles

Durant la première semaine de vie du faon, le faon reste couché bien abrité il n'intègre le troupeau qu'à l'âge de 10 jours, s'il n'y a pas d'abri naturel il faut prévoir des abris de faon à fournir l'ombre et à protéger les faons contre la déshydratation

#### **II.2.2.5.2. Sevrage :**

En règle générale dans la nature le faon sera nourri par sa mère jusqu'à l'âge de 8 mois contrairement à l'élevage à 3 mois par une séparation graduelle, par laquelle les petits sont placés dans un enclos adjacent semble donner de meilleurs résultats qu'une séparation complète.

Donc en temps normal le sevrage se fait au mois de septembre 2 à 3 semaines avant l'accouplement de façon à permettre aux femelles de bien récupérer avant l'hiver et d'avoir un œstrus au début d'octobre, le sevrage hâtif permet ainsi d'accroître la productivité du troupeau en favorisant une saillie plus précoce et un taux de fécondation plus élevée au premier œstrus, cela permet aussi de devancer les naissances au printemps, si on effectue le sevrage plus tard ( fin septembre ) l'œstrus est retardée d'environ 10 jours et on retarde ainsi les naissances, il semble toutefois qu'une femelle très bien nourrie puisse concevoir presque aussitôt après le sevrage, il est donc possible d'envisager un sevrage tardif dans ce cas (**Mulley, 1992**)



# **III. CHAPITRE 3 :**

## **Les facteurs qui influencent la fonction de reproduction**

### III.1. Effet de la saison sur les performances reproductives :

#### III.1.1. Photopériode et activité de reproduction :

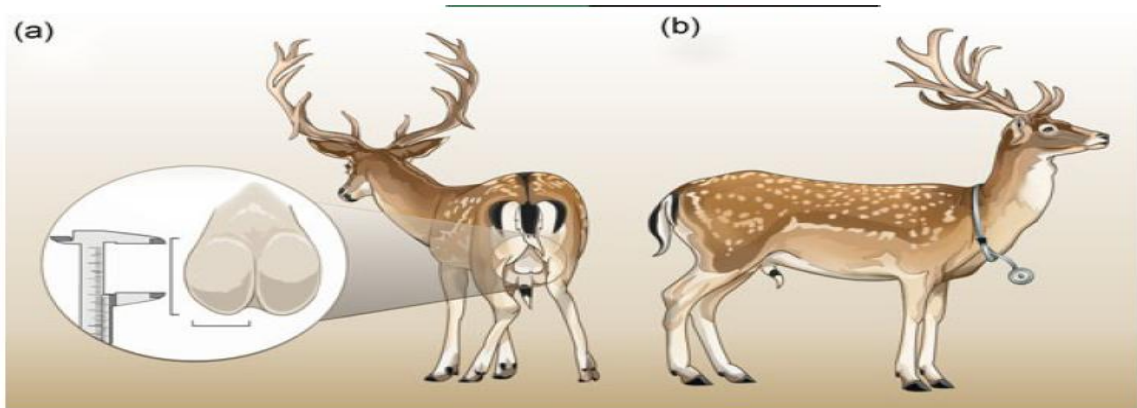
La photopériode et ses variations jouent un rôle central dans l'activité reproductrice du cerf daim (*Dama dama*) sous les latitudes moyennes et élevées. Dans ces régions, la reproduction se déroule généralement en automne ou en hiver, ce qui permet aux naissances de coïncider avec des périodes climatiques favorables. Chez les petits ruminants des mêmes latitudes, la photopériode constitue le principal régulateur de l'activité de reproduction. Ce mécanisme repose sur la transformation de l'information photopériodique en un signal hormonal : la mélatonine, sécrétée par la glande pinéale pendant la nuit. La durée de cette sécrétion nocturne permet aux animaux de mesurer le temps (Karsh, 1984). Chez les cervidés, un processus similaire a été évoqué dans le cas des ovins (Bubenik, 1986), il a été suggéré que les moments spécifiques de sécrétion de la mélatonine pourraient être plus déterminants que la durée du jour elle-même (Thimonier, 1988), même bien que cette hypothèse n'ait pas été vérifiée chez les cervidés.

##### III.1.1.1. Effet de la photopériode sur le volume testiculaire et la circonférence du cou :

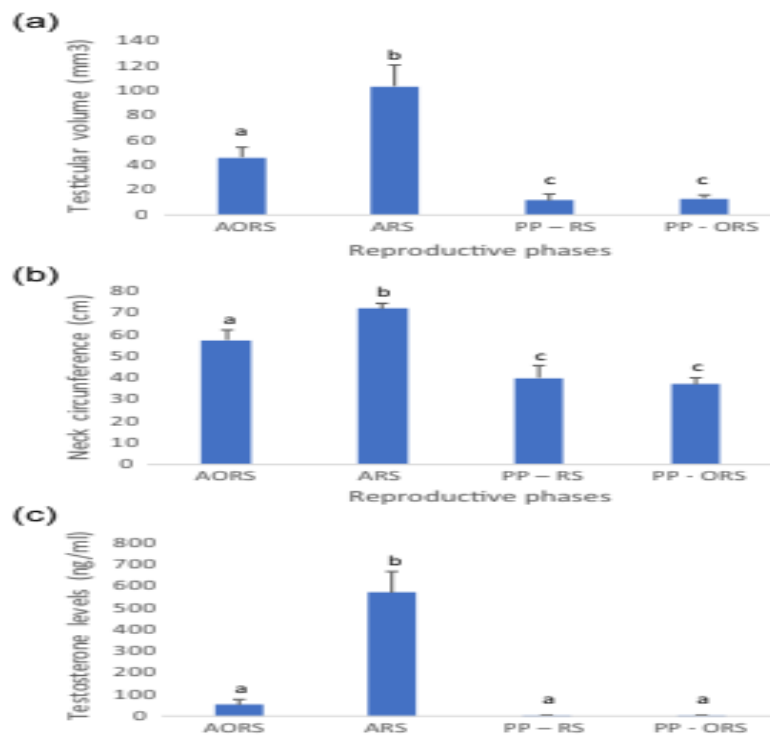
Des études menées sur des cerfs rouges exposés à des rythmes photopériodiques simulant sur six mois les variations annuelles de lumière démontrent l'existence de deux phases : une période de croissance et une période de régression testiculaire. Les testicules atteignent leur volume maximal durant les jours les plus courts et leur plus faible volume pendant les jours les plus longs (Pollock, 1975). Chez le cerf daim, ces variations sont associées à des fluctuations des hormones hypophysaires et à l'activité androgénique des testicules, lesquelles influencent directement les caractéristiques sexuelles secondaires. Ces dernières comprennent notamment le cycle de croissance des bois, le diamètre et poids testiculaire, ainsi que le développement musculaire du cou (Duarte, 2014). Par conséquent, des modifications de la circonférence du cou sont également observées.

Une étude spécifique a été réalisée sur des cerfs daims (*Dama dama*) tranquilisés. Elle comprenait des prélèvements sanguins au niveau de la veine jugulaire afin d'évaluer les concentrations sériques de testostérone (Figure 43). Parallèlement, des mesures

morphométriques ont été effectuées. La longueur et la largeur des testicules ont été évaluées à l'aide d'un pied à coulisse, tandis que la circonférence du cou a été mesurée à la base de celui-ci, au niveau du thorax, à l'aide d'un mètre ruban (Figure 42).



**Figure 42 :** Schéma représentant l'évaluation du volume testiculaire (a) et de la morphométrie Du cou (b) chez le daim (Busana, 2019)



**Figure 43 :** Graphe représentant les résultats des concentrations de testostérone et mesure de la circonférence du cou et le volume testiculaire (Busana, 2019)

AORS : adulte en dehors de la saison de reproduction

ARS adulte au cours de la saison

PP : pré pubères âgé de 8 mois

Ces changements testiculaires résultent de l'activité spermatogénique, aucune production de cellules germinales différenciées (spermatocytes et spermatides) n'est décelable en hors saison de reproduction et les premières dégénérescences et signes d'involution apparaissent d'où la diminution des poids des testicules (Tableau 8) et l'arrêt de la production de sperme, révélé par l'absence de spermatozoïdes dans la tête de l'épididyme et aussi les cellules de Leydig suivent également un cycle annuel d'où la chute de la production de testostérone, en revanche elles sont élevées pendant la saison ou on observe un poids maximal des testicules (**Mann, 1996**).

**Tableau 8 :** Caractéristiques testiculaires chez quelques cervidés des latitudes moyennes et élevées

Espèce	Poids d'un testicule (g)				Référence
	Minimum		Maximum		
	Période	Poids	Période	Poids	
Cerf rouge	Mai-Juin	20	Sept.	85	Lincoln 1971
Daim	Mai-Juin	10	Oct.-Nov.	65	Chaplin et White 1972
Cerf de Virginie	Mai-Juin	10	Oct.-Nov.	45	Mirarchi <i>et al</i> 1977
Chevreuril	Déc.-Janv.	3 à 4	Juil.-Août	25	{ Short et Mann 1966 Bramley 1970 Sempéré 1982

Dans les différentes espèces, les mâles sont infertiles lorsque le poids des testicules représente moins de 25% que celui observé dans la période de rut (**Lincoln, 1985**).

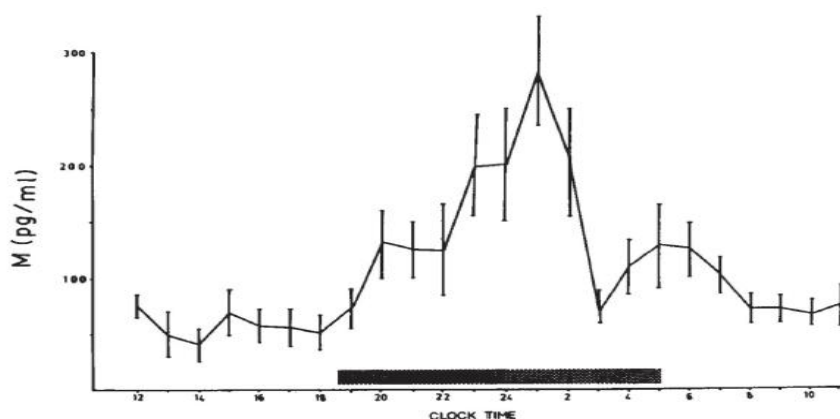
Il a été déclaré aussi que les régimes photopériodiques modifient également l'ingestion volontaire, le cycle des bois et du pelage et l'environnement hormonal, les variations de la prolactinémie suivent celles de la durée de la photopériode claire et celles de la testostérone sont semblables à celles des volumes testiculaires.

### III.1.1.2. Effets de la photopériode sur le cycle des bois :

Les recherches pionnières de Zbigniew Jaczewski au début des années 1950 ont mis en évidence que le cycle des bois du cerf boréal est principalement régulé par la photopériode, (**Jaczewski, 1952**) celle-ci constitue un facteur clé dans la régulation de la reproduction des cervidés. La synchronisation annuelle de ce cycle repose sur une cascade d'événements hormonaux, où la variation annuelle de la lumière agit comme le principal "zeitgeber" ce principe se définit comme étant un indice environnementale qui module la période et la phase des rythmes

circadiens endogènes, un zeitgeber permet donc à un organisme d'ajuster son horloge biologique interne aux cycles environnementaux déterminant le calendrier reproductif des mammifères (Reiter, 1980)

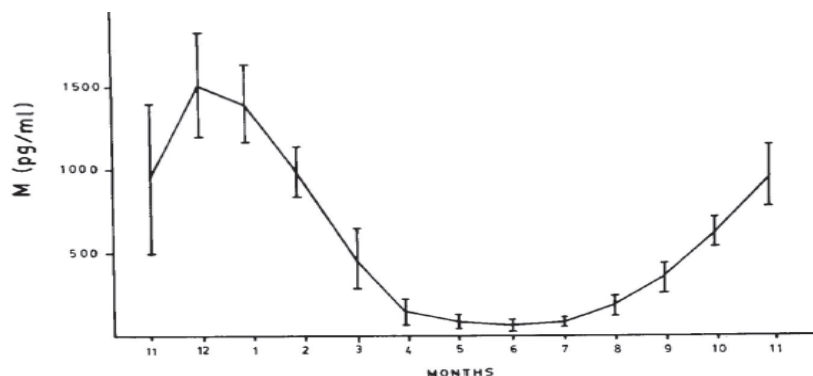
La lumière, perçue par la rétine, transmet un signal à la glande pinéale, qui agit comme un transducteur neuroendocrinien. Elle convertit l'énergie lumineuse en un signal chimique, la mélatonine. Cette hormone, dont les niveaux sont faibles durant la journée et augmentent avec l'obscurité (Reiter, 1980) joue un rôle central dans le contrôle des rythmes biologiques. La variation circadienne des taux de mélatonine dans le plasma des cerfs mâles, par exemple en septembre (Smith, 1987), comme le montre la (Figure 44)



**Figure 44 :** Variation circadienne de la mélatonine dans le plasma de cerfs mâles à queue blanche au cours du mois de septembre. La barre horizontale indique la période nocturne (Smith, 1987)

### III.1.1.3. Influence des variations saisonnières de la lumière :

La production quotidienne de mélatonine dépend de la durée de la nuit, qui varie au fil des saisons. Cette hormone reflète ainsi les variations saisonnières de la photopériode, avec des concentrations maximales observées en novembre (Smith, 1987). En plus de réguler les rythmes biologiques, la glande pinéale fonctionne comme une horloge et un calendrier interne, reliant la durée de la nuit aux processus physiologiques des cervidés (Figure 45).



**Figure 45 :** Variation annuelle des concentrations maximales de mélatonine à minuit dans le plasma des cerfs à queue blanche mâles (Smith, 1987)

#### III.1.1.4. Manipulations hormonales et impacts saisonniers :

La diminution des niveaux de mélatonine au printemps permet une augmentation des concentrations de prolactine, modifiant ainsi divers processus reproductifs et physiologiques. L'administration expérimentale de mélatonine au printemps, avant la tombée naturelle de la nuit, peut provoquer un décalage saisonnier. Par exemple, les bois des cerfs traités deviennent polis dès juillet au lieu de septembre, leur pelage d'hiver apparaît précocement, et leur comportement devient plus agressif (Bubenik, 1986) (Figure 46).



**Figure 46 :** Cerfs de Virginie témoins (à gauche) et traités à la mélatonine (à droite). Notez les bois polis et le pelage d'hiver du cerf traité à la mélatonine au printemps. Le pelage d'hiver chez le cerf traité à la mélatonine au printemps.

En conclusion, le cycle des bois chez les cerfs est synchronisé avec leur cycle reproductif, lequel, chez les cervidés boréaux du Canada, est principalement régulé par la photopériode. La

testostérone et l'œstradiol jouent ainsi des rôles essentiels dans la formation et la minéralisation des os de la ramure.

### **III.1.1.5. Stimulation de la reproduction par la mélatonine et les jours courts :**

Il est possible de stimuler l'activité sexuelle en dehors des périodes naturelles de reproduction en utilisant la mélatonine ou en exposant les animaux à des jours courts. Chez les biches, l'administration de mélatonine peut avancer l'âge de la puberté à 14 mois lorsqu'elle est donnée sur une période d'un mois. Pour les biches gestantes, des implants de mélatonine administrés à partir de 80 jours avant la mise bas permettent d'anticiper la saison de reproduction suivante. De plus, un apport quotidien de 5 mg de mélatonine par voie orale, administré pendant les jours longs sur 16 mois consécutifs, peut induire une activité sexuelle continue pendant plus d'un an chez les biches adultes. Chez les mâles, une exposition à des jours courts (8 heures de lumière par jour) favorise la production de semence au printemps.

### **III.1.2. Effet du climat les performances reproductives :**

Le climat joue un rôle essentiel dans la reproduction des daims, notamment à travers la température et la disponibilité des ressources alimentaires, qui influencent leur cycle reproductif (Tajchman, 2022).

En conséquence, les saisons de mise bas ont tendance à se modifier, d'abord la période de naissance des jeunes se situe habituellement entre la fin mai et la fin juin. Cependant, le nombre de faons nés en dehors des aires de répartition indiquées semble augmenter, avec non seulement un plus grand nombre qui est né plus tôt en début mai, mais aussi des rapports plus fréquents sur les faons nés tardivement, en automne.

Cela est expliqué par l'allongement de la période au cours de laquelle les comportements d'accouplement actifs sont observés, qui semble également commencer plus tôt et se terminer plus tard.

Ces observations d'un rut prolongé chez les daims indiquent que la date de début du rut a avancé en moyenne d'environ 2 semaines et la date de fin du rut a également été retardée d'une quantité similaire. Cela s'est traduit par plusieurs enregistrements de comportements d'accouplement très tardifs chez des daims qui sont en train de bramer et de monter des femelles, non seulement

en janvier et février, mais aussi au début du mois de mars (lorsque d'autres populations dans d'autres régions ont déjà fait tomber leurs bois, ce qui tend à être déclenché par la chute de la testostérone chez les mâles, qui atteint son niveau le plus bas de l'année).

Ces variations sont dues aux changements climatiques, notamment à l'augmentation des températures et la modification des conditions environnementales (**Anonyme9, 2024**). En effet, les températures plus douces en hiver permettent aux femelles de maintenir une meilleure condition physique, ce qui favorise une reproduction prolongée, donc la période de rut a tendance à se prolonger ce qui fait, elle commence plus tôt et se termine plus tard qu'auparavant. Ce qui nous donne après une naissance tardive de faons (**Asher, 1996**).

Ajoutant à cela que la période de la croissance de l'herbe, qui constitue la principale source de nourriture pour les daims, s'étend maintenant plus longtemps, grâce à des hivers moins froids. Cela permet aux daims d'entrer en œstrus dans de meilleures conditions physiques qu'auparavant.

Ceci explique pourquoi certaines femelles qui, autrefois n'auraient pas atteint une condition corporelle suffisante pour se reproduire avant l'hiver, peuvent maintenant continuer à prendre du poids en novembre et décembre. Cela leur permet de se reproduire plus tard dans la saison. Ce phénomène explique également pourquoi on observe davantage d'activités de reproduction après la fin de l'année chez les daims dans certaines régions (**Anonyme9, 2024**).

Ce changement a des conséquences sur la reproduction, car une meilleure condition physique permet aux femelles primipares de concevoir et de mettre bas à des dates plus tardives (**Asher, 1986**).

Le daim, en tant qu'espèce tempérée, possède une saison de reproduction adaptée à son environnement d'origine, où la saison de rut et la période de mise-bas sont synchronisées avec les variations climatiques et la disponibilité alimentaire (**Chapman, 1975**). Cependant, lors de l'introduction du daim en Nouvelle-Zélande, bien que le climat soit plus modéré et les pâturages disponibles toute l'année, l'adaptation du daim aux nouvelles conditions a conduit à des changements dans la saison de reproduction, où cette dernière commence vers le 15 avril et se termine vers le 10 mai. Les périodes de mise-bas aura lieu en mois de décembre (**Anonyme10, 2024**). Certes ces changements saisonniers de température, de précipitations et de disponibilité de nourriture peuvent influencer la survie des jeunes animaux et déterminer donc indirectement



le moment des naissances. Cependant, ces facteurs ne sont pas nécessairement les signaux utilisés par les animaux pour réguler leurs cycles de reproduction. Étant donné l'importance de synchroniser précisément la période de reproduction par la photopériode (**Asher, 1986**).

### **III.2. Effet du stress sur les performances reproductrices :**

Le stress peut altérer les performances reproductrices des mâles. Pour limiter cet effet, il est recommandé que les manipulations ou les transports soient effectués au moins 6 à 8 semaines avant la saison des accouplements. De plus, les perturbations extérieures peuvent interrompre les rituels d'accouplement entre mâles et femelles et risques de réveiller certaines pathologies latentes. Durant la période de mise bas, il est crucial d'éviter tout facteur de stress chez les femelles, comme les manipulations du troupeau, les changements d'enclos ou la présence de personnes étrangères. Une femelle dérangée durant la préparation à la mise bas peut chercher un autre site. Si elle est perturbée dans les 24 heures suivant la naissance, une période clé pour établir le lien mère-jeune, elle risque de rejeter ou d'abandonner son faon (**Kerckerinck, 1987**).

### **III.3. Effet de l'alimentation et du poids sur les performances reproductives**

La nutrition est l'un des principaux facteurs impliqués dans le développement sexuel du bétail (**Robinson, 2006**), les cervidés présentent des variations dans leur appétit qui sont plus accentuées chez le mâle, il dépend essentiellement de la saison où il est minimal pendant le rut et maximal en dehors de la saison de reproduction, ce qui leur permet de reconditionner leurs réserves énergétiques pour se préparer au rut prochain, et ces variations peuvent résulter d'un déficit ou excès des métabolites qui se répercute sur les performances de reproduction.

#### **III.3.1. Chez le mâle :**

L'alimentation joue un rôle important sur l'initiation de la croissance des pivots qui se produit à partir d'un poids corporel seuil, la vitesse de développement et le poids des bois qui est significativement corrélé au gain de poids de l'animal (**Blaxter, 1988**) ou quand les cerfs sont sous-alimentés essentiellement en matière énergétique, azoté et minérale surtout si des régimes pauvres en calcium et phosphore, on observe une diminution dans la densité et la structure de l'os avec une vitesse de croissance plus ralentie (**Hyvarinen, 1977**).

Une nutrition riche en protéines et en acides aminés affectant la production d'hormone stéroïdes et peptidiques nécessaire pour la production des bois de qualité (**Bartos, 2012**) surtout si elle est prise en compte dès le stade prénatal ce qui va accélérer l'initiation de la croissance des bois et pouvoir rentrer en reproduction (**Dryden, 2016**), ce qui peut influencer la hiérarchie en terme d'accès à des ressources supplémentaires et réduisant leur bilan énergétique négatif (**Ros-Santaella, 2019**). Une étude a été faite sur des faons de cerfs élaphe allaités au lait riche en protéines en également montré un poids de pointe plus élevé (**Gomez, 2006**), car les acides aminés soutiennent la matrice cartilagineuse par la production de collagène et de l'IGF-1 et la parathormone.

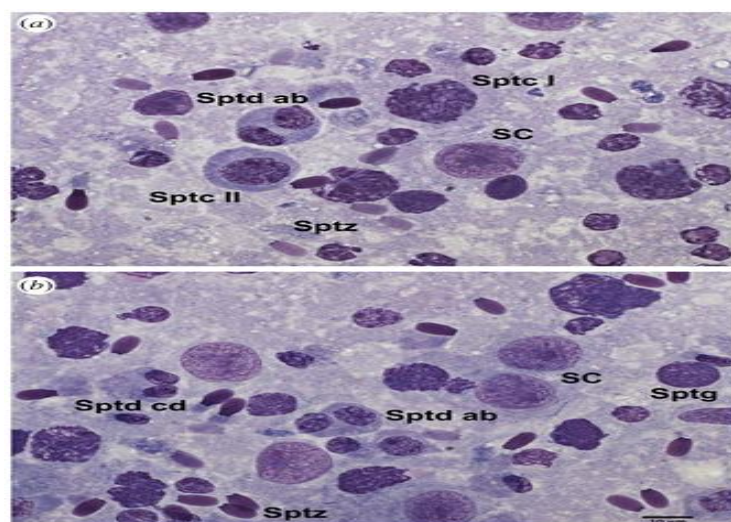
Les régimes riches en énergie augmentent la libido, la taille des testicules, le diamètre des testicules et celui des tubes séminifères et la production de spermatozoïdes (**Martin, 2010 et Guan, 2016**), de même, chez le jeune mâle, un apport nutritionnel élevé favorise un début de puberté plus précoce.

Plusieurs études indiquent qu'une nutrition améliorée en début de vie augmente la masse corporelle, la masse des testicules, les niveaux de testostérone et les réserves des spermatozoïdes épididymaires car les régimes riches en énergie peuvent accélérer le début de la spermatogénèse (**Brito, 2007 et Zhao, 2017**).

Une étude a été faite sur 32 daims, dans le but d'étudier l'effet de la supplémentation alimentaire riche en énergie administrée avant la rentrée en saison de rut sur les paramètres et performances de reproduction, le régime alimentaire des daims a été complété par du grain d'orge qui a une teneur élevée en protéines et acides aminés surtout (lysine, tryptophane), la lysine est impliquée dans l'acétylation de Lys exercent des effets positifs sur la spermatogénèse (**Nikkhah, 2012**), et (cystéine, méthionine) contenant du soufre, sont également importants dans le processus de méthylation au début de la spermatogénèse (**Menezo, 2020**) plus la qualité du sperme et la fertilité (**Dong, 2016**), et aussi l'arginine qui est un élément constitutif de la nucléoprotéine dans les spermatozoïdes pendant la spermatogénèse et améliore la fonctionnalité, la vitalité, la vitesse et la mobilité des spermatozoïdes (**Hegazy, 2021**) et les résultats ont montré que l'augmentation des protéines et de l'azote induisent l'augmentation de la taille et le nombre de mitochondries dans les hépatocytes. De ce fait une augmentation des enzymes mitochondriales liées au métabolisme des spermatozoïdes (**Chauvin, 2012**), qui peut favoriser l'élargissement de la pièce médiane du spermatozoïde qui englobe la mitochondrie ce qui

favorise la motilité et qui est associé à des niveau de testostérone plus élevé (Immler, 2010), ainsi, de nombreuses donnés montrent que la restriction de l'apport en nutriments affecte négativement la fonction reproductive masculine, tant que chez les invertébrés que chez les vertébrés (Valle, 2015).

La cytologie testiculaire a aussi permis de voir l'augmentation des cellules de Leyding et Sertoli (Figure 47) qui phagocytent les cellules germinales apoptosées et dégénératives ce qui favorise l'obtention d'un sperme de bonne qualité avec diminution de l'incidence des déformations morphologiques (Figure 48) et avec une concentration plus élevée (Hess, 2004 et Nakanishi, 2004).



**Figure 47 :** Cellules germinales testiculaires et cellules de sertoli des daims d'un an(Zhao, 2017).

(a,b)SC : cellule de sertoli.Sptg : spermatogonie.Sptc I : spermatocyte primaire.Sptc II : spermatocyte secondaire.Sptd ab : spermatide ronde.Spted cd : spermatide allongée.Sptz : spermatozoïde.



**Figure 48 :** Spermatozoïdes de daim (morphologie normale)(Zhang, 2016).

Les daims sont très sensibles aux intoxications au cuivre qui se manifeste par des troubles neurologiques qui se répercute sur leur reproduction, ils ont de faibles besoins en cuivre c'est pour ça ils ne doivent pas manger les aliments ou minéraux pour cervidés qui sont riches en cuivre, mais plutôt favoriser ceux des ovins.

### **III.3.2. Chez la femelle :**

Le poids de la daine varie aussi selon les saisons, il augmente pendant l'été, car il coïncide avec une augmentation des besoins énergétiques et azotés à cause de la lactation, donc elle augmente l'ingestion de la matière sèche, le gain de poids avant la saison du rut procure un bon état de chair est une condition essentielle au succès de la reproduction, car une alimentation équilibrée en énergie, protéine et lipides favorise la production des hormones stéroïdiens qui régule cette fonction, et évite que les femelles tombent dans un bilan énergétique négatif ou la sécrétion de la LH va être affectée, causant un retard dans l'apparition des chaleurs, ou des chaleurs silencieuses, un retard d'ovulation, une diminution du taux d'ovulation, et une restriction alimentaire retarde la reprise de l'activité sexuelle en période post-partum (**Robinson, 2018**).

Une daine maigre, pesant moins de 80% de son poids adulte, aura des chances minimales à concevoir, par contre, une daine avec un bon état de chair pesant 90% et plus de son poids normal à l'automne, aura 95% des chances à devenir gestante d'où l'augmentation de la fertilité.

Les daines perdent du poids pendant le rut à cause de la baisse d'appétit et leur poids à la saillie influence aussi le poids du faon à la naissance, qui est moins influencé par les saisons que les adultes, sa croissance diminue au sevrage et l'hiver qui suit, puis elle augmente au printemps.

Une réduction importante du niveau alimentaire pendant la fin de la gestation car le fœtus prend presque la totalité de la cavité abdominale ce qui comprime le rumen, entraîne une perte de poids vif de 10 kg environ ou (12% du poids vif) peut avoir des conséquences défavorables comme la mortalité fœtale, ou un faible poids à la naissance avec un faible état de chair de la mère qui va se répercuter sur sa lactation (**Hamilton, 1985**).

**III.3.3. Effet de l'alimentation sur la lactation et le poids des faons :**

La daine produit un lait très riche en matière sèche et minéraux, il contient trois fois plus de lipides et protéines que celui de la vaches ce qui la rend plus exposé aux carences nutritionnelles, une étude a été faite sur 17 biches dans le but de connaître la relation entre l'alimentation et la production de lait (**Loudon, 1985**), elles étaient élevées sur deux environnements différents qui sont une prairie naturelle de colline d'Ecosse et une prairie productive et ils ont pesé le poids des faons avant et après chaque tétée.

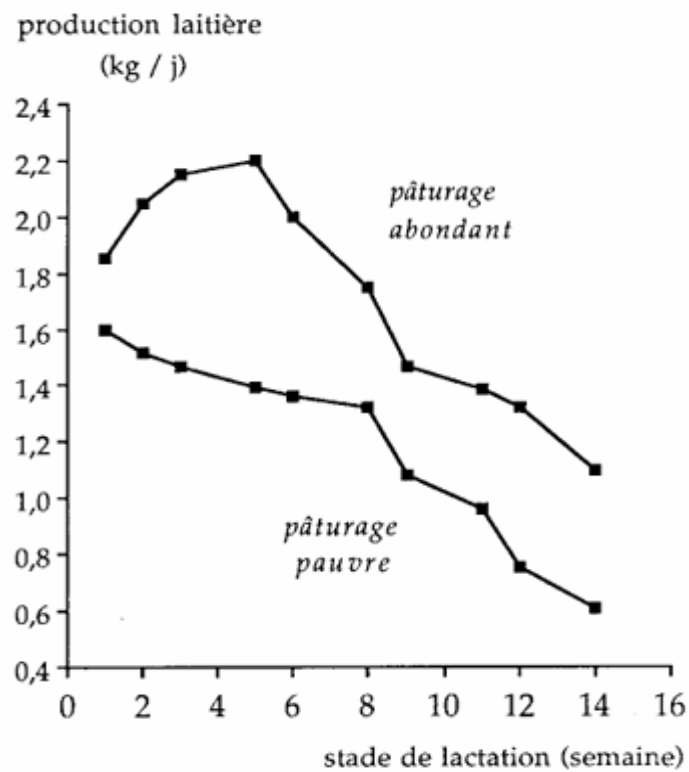
Les résultats ont montré que la production de lait au cours des 100 premiers jours de lactation s'est élevée respectivement à 121 et 172 litres pour les deux lots dont 60% pendant les 50 premiers jours dans les deux cas (Figure 49).

Sur la courbe de lactation pour les biches élevées sur collines il n'y a pas eu un pic de lactation, leur production est maximum à 1,6 litre dès les premières semaines, tant dit que les femelles élevées sur prairie améliorée, le pic de lactation apparaît vers la 5ème semaine et atteint 2,2L/jour.

Le gain de poids des faons allaités par les biches de la colline naturelle était de 257gr/j et ceux de la prairie améliorée était de 324 à 369g/jour.

Une autre étude sur 6 biches nourries à volonté en bâtiment, un pic de production de 1400 à 2000 g/jour, 6 à 36 jours après la mise bas et une production de 140 à 180 litres de lait en 150 jours (**Arman, 1976**).

La supplémentation de l'alimentation des femelles en protéines pour produire un lait riche en méthionine, lysine et arginine qui soutienne la croissance du jeune et augmente leur taux de survie. Quand les ressources nutritionnelles sont limitées et la quantité de lait produite diminue elle affecte l'immunité et la croissance des faons (Figure 50) (**Zhang, 2016**).



**Figure 49 :** Courbe de lactation de biches selon la qualité du pâturage (Loudon, 1985).



**Figure 50 :** Une biche en période de lactation entrain d'allaitée ces faons (Santerre, 2013).

**III.4. Effet de la lactation et l'allaitement sur les performances reproductives**

De façon générale, la lactation a un effet inhibiteur sur la reprise de l'activité sexuelle post-partum, la première chaleur est généralement plus tardive chez les biches allaitantes que les taries, on note en moyenne une différence de 10 jours, ces effets sont plus importants en contre-saison qu'en saison sexuelle.

L'effet négatif de la tétée serait associé à l'élévation de l'hormone prolactine qui inhiberait la sécrétion de la LH, et donc l'inhibition de la croissance terminale du follicule et la capacité stéroïdogénique des cellules folliculaires et par conséquent diminution du taux d'ovulation, ce qui explique que les biches qui allaitent sont les plus difficiles à féconder car il y a une superposition de l'anœstrus post-partum avec l'anœstrus saisonnier auxquels s'ajoutent souvent les effets négatifs de l'anœstrus de lactation (**Pope, 2018**).

Une étude a montré que l'augmentation de la prolactinémie pouvait modifier le développement de l'utérus et les sécrétions endométriales, ainsi pendant la lactation, l'environnement utérin serait défavorable à la migration et donc à la fertilisation des gamètes.

# **IV. Partie Expérimentale**



Partie expérimentale :

L'étude des paramètres de reproduction chez les Cerfs Daims s'avère fondamentale et indispensable pour comprendre leur dynamique populationnelle, l'adaptation aux différents écosystèmes et la capacité à persister face aux contraintes environnementales.

Cette partie expérimentale décrit les méthodologies employées pour étudier les mécanismes reproductifs, et dans le cadre de ce travail de recherche, différents matériaux, instruments et équipements ont été mobilisés pour réaliser des examens et analyses.

Les différentes expériences de l'étude ont été réalisées dans le parc zoologique du jardin d'essais à HAMMA/ ALGER et au sein du laboratoire pédagogique de pathologies de reproduction animales à l'école nationale supérieure vétérinaire d'Alger.

L'espèce Daim n'est pas autochtone de l'Algérie, et la clef de la réussite de son élevage en captivité dans ce pays est basée sur la maîtrise de sa reproduction qui est saisonnière et ce changement d'habitat pourrait influencer cette fonction vitale par différents paramètres, essentiellement extrinsèques qui sont liés à l'environnement et intrinsèques qui sont les facteurs biologiques et physiologiques liés à l'animal lui-même.

Les paramètres de reproduction du cerf daim élevé en captivité en Algérie sont-ils influencés par les variations des facteurs extrinsèques (saison, photopériode, climat, alimentation, stress captif) ?

#### **IV.1. Objectif de l'étude :**

L'objectif vise à avoir le profil hormonal des cerfs daim du parc zoologique du jardin d'essais, pour déterminer si leurs paramètres de reproduction changent lorsqu'ils subissent des variations des facteurs extrinsèques.

#### **IV.2. Les différentes étapes de l'étude :**

L'étude a été faite sur deux ans consécutifs pendant la saison et hors saison de reproduction en (2023/2024) et (2024/2025) et a comportée :

- 1 Diagnostic de gestation par échographie.
- 2 Mensuration du cou et la circonférence scrotale.

Partie expérimentale :

3 Prélèvements sanguins pour dosage hormonal (œstrogène et progestérone) chez les femelles et testostérone chez les mâles.

#### IV.3. Présentation du matériel animal daim du jardin d'essai :

Le cheptel daim présent au jardin d'essai est arboré généralement sous forme de couple ou mâle seul dans chaque enclos au niveau du secteur herbivore (Tableau 9)

Il faut noter que ce jardin d'essai procède très souvent au changement et substitution avec le zoo de BENAKNOUN et d'autres wilayas dans le but d'éviter les problèmes de consanguinité

Ce dernier est présenté sous forme de tableau:

**Tableau 9** : La répartition des mâles et des femelles au sein du jardin d'Essai

❖ Mâles	❖ Femelles
11 et un faon	6



**Figure 51** : image prise en 2025 d'un couple de cerf daim en hors saison de reproduction  
(personnelle, 2025)

Partie expérimentale :

#### **IV.4. Matériels et méthodes :**

##### **IV.4.1. Contention des animaux :**

##### **IV.4.1.1. Matériels de contention :**

-Gants de protection

-Bandes oculaires en tissu



**Figure52 : Matériels de contention employés (personnelle, 2025)**

##### **IV.4.1.2. Méthode :**

La contention des animaux a été réalisée manuellement par des animaliers équipés de gants de protection. Afin de minimiser le stress lors des manipulations, un bandage oculaire a été appliqué. Les sujets ont été positionnés en fonction du type d'intervention à réaliser en décubitus latéral pour les prélèvements sanguins et en décubitus dorsal ou position assise pour l'examen échographique



**Figure53 : Exemple de contention manuelle chez un cerf daim (Photo personnelle, 2025)**

Partie expérimentale :

#### IV.4.2. Échographie :

##### IV.4.2.1. Matériels utilisés pour l'échographie :

-Échographe portable

-Sonde sectorielle

-Gel échographique



**Figure 54 :** Matériel utilisé pour échographie (personnelle, 2025).



**Figure 55 :** Echographe portable (personnelle, 2025).

Partie expérimentale :

#### **IV.4.2.2. Méthode :**

Les animaux ont été préalablement placés en décubitus dorsal pour optimiser l'accès à la région utérine. Après application de gel échographique et avec une sonde sectorielle à une fréquence de 3,5 MHz pour réaliser un balayage en région abdominale caudale près des glandes mammaires. L'examen a permis d'identifier les signes échographiques caractéristiques d'une gestation :

- les Cotylédons : Structures placentaires hyperéchogènes en forme de disques.
- les Structures fœtales : Visualisation de la cage thoracique et de la cavité cardiaques, la tête les membres etc. ....Du fœtus.
- Le liquide amniotique : Zone anéchogène entourant le fœtus



**Figure 56** : Image illustrant l'application de l'échographie (personnelle, 2025)

#### **IV.4.3. Mensurations encolure et circonférence scrotales :**

##### **IV.4.3.1. Matériels utilisés pour la mensuration :**

- Ruban mètre.

##### **IV.4.3.2. Méthode :**

Les mâles sont préalablement placés en décubitus latérale, ensuite on fait passer le ruban mètre au niveau de la région la plus large de l'encolure et on prend note du résultat.

Partie expérimentale :

La même méthode se produit pour les bourses testiculaires ou on mesure leurs longueurs largeurs et hauteurs pour pouvoir après calculer le volume testiculaire.

#### IV.4.4. Prélèvements sanguins :

##### IV.4.4.1. Matériels de terrain :

- Garrot
- Gants latex jetables
- Antiseptique (alcool à 70°)
- Coton
- Lame de bistouri
- Aiguilles stériles (18G)
- Seringues (5 ml et 10 ml)
- Tubes de prélèvement (secs et héparines) et porte –tubes
- Sac isotherme avec pains de glace
- Marqueur indélébile pour identifier les tubes de prélèvements



Figure57 : Dispositifs employés lors du prélèvement sanguin (personnelle, 2025)



Partie expérimentale :

#### IV.4.4.2. Méthode :

Le prélèvement sanguin est réalisé par ponction de la veine saphène. Après préparation de la zone (rasage et désinfection à l'alcool à 70°), et pose d'un garrot 5-10 cm en amont. Une aiguille stérile 18G et une seringue de 5 ou 10 ml permettent de recueillir environ 8 ml de sang total par animal, répartis entre tubes secs et héparines préalablement identifiés. Les tubes héparines sont homogénéisés par quelques rotations manuelles douces, puis tous les échantillons sont placés verticalement dans un porte-tube. Le transport vers le laboratoire s'effectue dans un sac isotherme contenant des pains de glaces pour assurer une température adéquate dans les 24heures.



**Figure58** : Illustration du prélèvement sanguin chez le cerf daim et exemple d'échantillon collecté (personnelle, 2024)

Partie expérimentale :

#### IV.4.4.3. Matériels de laboratoire :

- Centrifugeuse (réglée à 3000 tr/min, 15min)
- Micropipettes (1000  $\mu$ l)
- Embouts de pipettes bleus pour les micropipettes
- Eppendorf (2ml)
- Congélateur
- Automate AIA360
- Cupules
- Eau distillée



**Figure59** : Equipements de laboratoire employés durant les analyses (personnelle, 2024).



Partie expérimentale :

#### IV.4.4.4. Méthode :

Les échantillons sanguins ont ensuite été centrifugés à 3000 tr/min pendant 15 minutes au laboratoire, le sérum et le plasma ont été prélevés à l'aide d'une micropipette (1000  $\mu$ l). Chaque échantillon a été transféré dans un Eppendorf préalablement étiqueté avec :

- Le code unique de l'animal
- La date de prélèvement (saison ou hors saison)
- La nature de l'échantillon (sérum/plasma)

Les tubes ont été immédiatement placés en congélation à -20°C dans un porte-tubes.



**Figure60** : Pipetage du plasma dans un tube Eppendorf identifié après centrifugation  
(personnelle, 2024)

Partie expérimentale :

#### IV.4.4.5. Analyse des prélèvements de la décongélation jusqu'aux résultats :

- Principe de l'automate AIA360 :

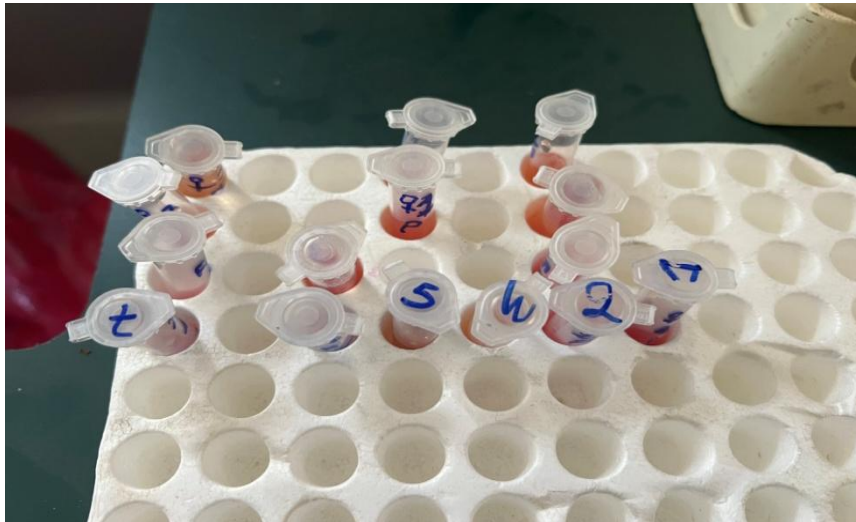
AIA 360 L'immuno-analyseur enzymatique a pour principe d'analyser des segments spécifiques tels que les paramètres de reproduction notre sujet principal etc. ... en utilisant la méthode de fluorescence cinétique par chimioluminescence avec un formant innovant de réactifs prêts à l'emploi (AIA-PACK) et

Il offre tout avantage d'automatisation haut de gamme dans un format de paillasse compact (Figure 61)



**Figure61** : Automate AIA360 et ses différents compartiments. (Bioscience, 2010)

a. Étapes à suivre : Décongeler les prélèvements jusqu'à température ambiante avant toute manipulation (Figure 62)



**Figure 62 :** Photo représentant les Eppendorf à analyser (personnelle, 2024)

**b.** Numéroté les cupules et les remplir de sérum ou de plasma

**c.** Programmation et calibrage de l'automate

.Allumer l'automate AIA360 et préparer les 3compartiments situés sur sa droite

1 Wash : mélanger 40 ml de Wash avec 1 l d'eau distillée dans un b cher secouer et laisser au Repos pendant 15 mn

2 diluent : mélanger 10 ml de diluent avec 500 ml d'eau distillée dans un b cher secouer et laisser au repos pendant 15 mn

3 vider la bouteille de wast pour éviter tout message d'erreur lors des résultats

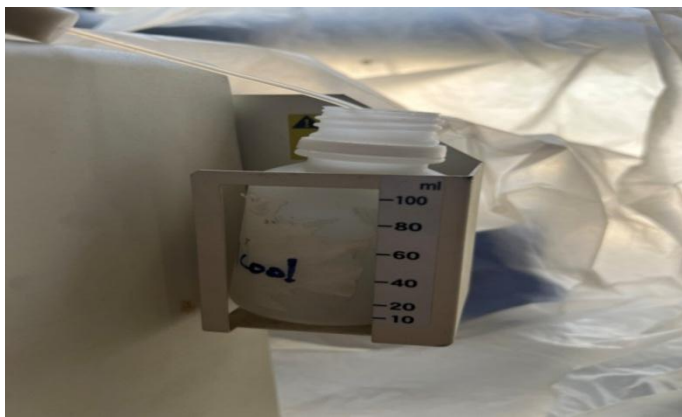
Une fois les 15 minutes  coul es on remplit chaque bouteille tout en évitant que les bulles

D'air se forment et montent en haut (Figure 63).

Partie expérimentale :



**Figure 63** : Compartiment indiquant le calibrage de l'automate une fois allumé (**personnelle, 2025**)



**Figure 64** : Compartiment de dépôt de l'alcool ou du substrat (**personnelle, 2025**)

.D'identifier la date d'utilisation en vue de sa viabilité de 6 mois et il faut noter que pour chaque essai 2ml de substrat est consommé (Figure 64)

- Après avoir tout préparé on clique sur le bouton

1 operator ;

On met la quantité du substrat présente

2 spéciaux menus

3 maintenant :

Ici on procède à l'amorçage qui est facultatif sauf dans le cas où on a mis un nouveau Wash et diluent

3 fois pour le prime simple diluent

Partie expérimentale :

5 fois pour le Wash primer

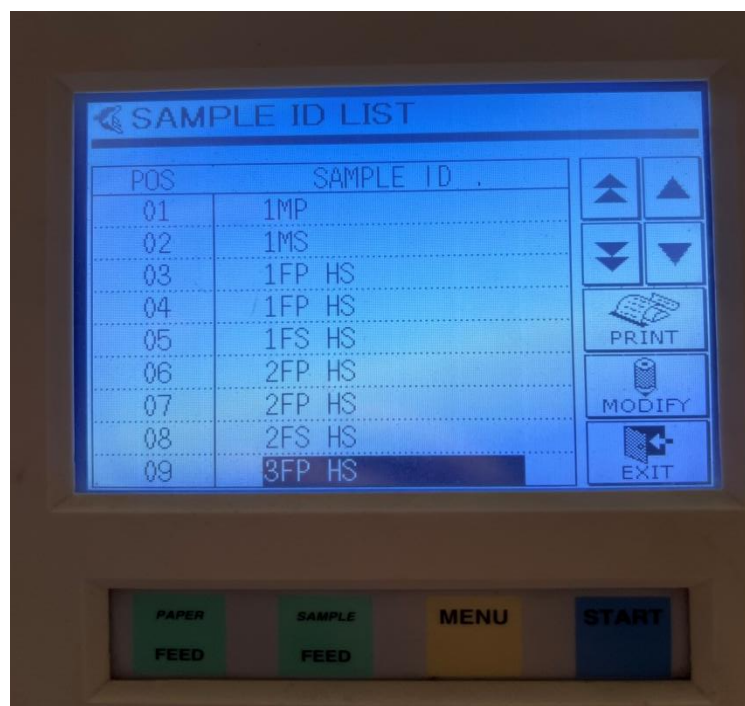
4 exit :

5menus :

6 assay monitor :

7 simple idea :

Ici on identifie dans chaque ligne correspondante pour chaque prélèvement voulu analyser (Figure 65)



**Figure65 :** Ecran représentant identification des échantillons à analyser (personnelle, 2025)

8 :On place chaque cupule dans son godet et pareil pour le réactif dans chaque godet et il y a 25 godets en tout donc 25 faut savoir qu'il vérifie automatiquement si le godet de réactif correspond au test requis (Figure 66)

Progestérone : PR-3(57), 3. (90)

Testostérone : TES (97)

Partie expérimentale :

Œstrogène : IE2 (b6 116)



**Figure66 :** Compartiment d'analyse des cupules d'échantillon associées au godet de réactifs  
(personnelle, 2025)

#### 9 : Start

Le 1<sup>er</sup> premier résultat s'affiche à peu près après 20 mn et entre chaque résultat 90 Secondes. (Figure 67)

Partie expérimentale :



OP: RYSMAIM 25/04/14 15:41  
SampleID: 1MS  
Samp. Pos: 2  
Analyte: #TES Lot: 97 : 2  
Result: 0.01 ng/mL  
Flag: :  
ERROR: 1013 25/04/14 15:43  
ASTM RECEIVE TIMEOUT

OP: RYSMAIM 25/04/14 15:43  
SampleID: 1FP HS  
Samp. Pos: 3  
Analyte: #PR-3 Lot: 90 : 3  
Result: 6.90 ng/ml  
Flag: :  
ERROR: 1013 25/04/14 15:45  
ASTM RECEIVE TIMEOUT

OP: RYSMAIM 25/04/14 15:44  
SampleID: 1FP HS  
Samp. Pos: 4  
Analyte: #iE2 Lot: 116: 4  
Result: :<L  
Flag: :<L  
ERROR: 1013 25/04/14 15:46  
ASTM RECEIVE TIMEOUT

**Figure67** : Feuille de résultats du dosage hormonal généré par l'automate (personnelle, 2025)

#### IV.4.5. Analyse statistique des résultats :

Pour les analyses recueillies dans le cadre de cette étude, une analyse statistique descriptive a été utilisée, et des variables continues ont été présentées comme moyennes et écart types,, tandis que les variables catégoriques étaient des fréquences absolues et des fréquences en pourcentage

Ceci a permis d'analyser des différences entre groupes (par mois , sexe , prélèvement ) sous forme d'histogramme montrant l'évolution des données par exemple (en octobre , décembre ) a travers des tests statistiques (test de student) , comparer les moyennes entre deux groupes différents

Pour analyser le taux des hormones enregistrées que les 4mois de suivi un modèle de courbe avec marques de données



Partie expérimentale :

## IV.5. Interprétations et discussions des résultats :

### IV.5.1. Diagnostic de gestation par échographie :

L'examen a été réalisé pendant les deux années :

- En Mars 2024 : parmi 3 femelles on n'a eu qu'une seule gestation.
- En Avril 2025 : les 3 femelles étaient toutes gestantes.



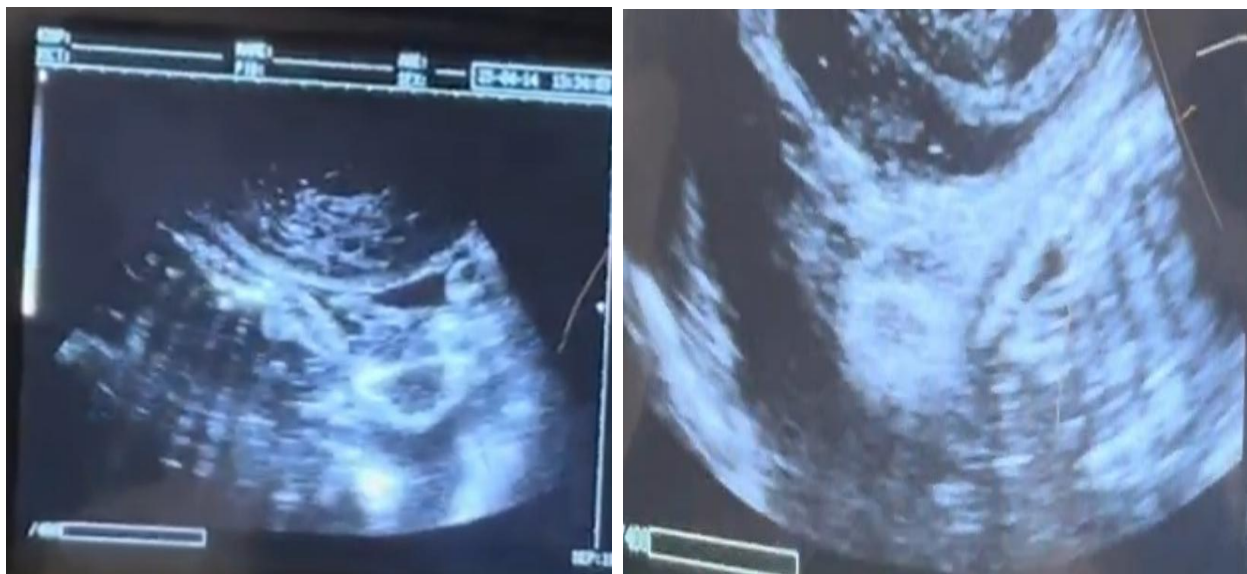
**Figure 68 :** Images échographiques des cotylédons et cordon ombilical (personnelle, 2024)



## Partie expérimentale :

L'échographie a été réalisée sur des daines non sédattées à l'aide d'une sonde sectorielle par voie transabdominale d'où la nécessité de diminuer la fréquence à 3.5 MHz pour pouvoir atteindre la profondeur des structures recherchées et les visualiser.

On observe dans la Figure 68 des images d'aspect hétérogène, de coupe transversale montrant les cotylédons qui apparaissent comme des structures rondes hypoéchogènes et le cordon ombilical qui apparaît comme une structure tubulaire hypoéchogène, les liquides fœtaux anéchogènes et des zones échogènes des tissus voisins.



**Figure 69 :** Images échographiques de la cage thoracique du fœtus (personnelle, 2025).



**Figure 70 :** Image échographique des cotylédons (personnelle, 2025).

## Partie expérimentale :

L'échographie a été réalisé sur des daines non sédattées à l'aide d'une sonde sectorielle par la voie transabdominale d'où la nécessité de diminuer la fréquence à 3.5 MHz pour pouvoir atteindre la profondeur des structures recherchés et les visualiser.

On observe dans la Figure 69 deux images d'aspect hétérogène, de coupe longitudinale montrant la cage thoracique du fœtus (côtes et vertèbres hyperéchogènes, l'aorte et les cavités cardiaques anéchogène à l'intérieur), du liquide amniotique tout autour anéchogène, un utérus dilaté avec paroi fine hypoéchogènes.

On observe dans la Figure 70 une image d'aspect hétérogène, de coupe transversale montrant les placentomes qui apparaissent comme des structures rondes à paroi épaisse hyperéchogènes et contenu anéchogène, des structures osseuses hyperéchogènes du fœtus et présence du liquide anéchogène ou baigne le fœtus, et le cordon ombilical qui apparaît comme une structure tubulaire hypoéchogènes.

Pendant les diagnostics de gestation par échographie on a remarqué que les femelles gestantes avaient les glandes mammaires plus développées (Figure 71) par rapport à la femelle non gestante (McLeod, 1992).



**Figure 71 :** Image montrant la glande mammaire chez une daine gestante (personnelle, 2025)

L'utilisation des ultrasons dans notre étude a permis de réaliser des diagnostics de gestations précoces ou il peut être établi à partir de 35 jours de gestations où nous avons observé les

Partie expérimentale :

cotylédons, les liquides fœtaux et cordon ombilical (Mulley, 1987), et aux environs de 90 jours de gestation pour mieux visualiser les structures osseuses et quelques organes du fœtus comme le cœur pour observer sa vitalité(Cilulko-Dolega, 2013) et (Kelly D. Walton1, 2014)

L'observation du développement des glandes mammaires dans la Figure 75 chez les daines en saison de reproduction peut être utilisée comme un signe de gestation que nous devons confirmer par un dosage hormonal ou un examen échographique (Mcleod, 1992).

#### IV.5.2. Mensuration encolure et circonférence scrotale :

L'examen a été réalisé sur quatre mâles adultes et un faon de 8 mois d'âge.



**Figure 72 :** Images illustrant les testicules des daims adultes pendant la saison de reproduction (à gauche) et hors saison de reproduction (à droite) (personnelle, 2025).

Les résultats obtenus sont mentionnés (tableau 10)

**Tableau 10 :** Les résultats des mensurations obtenus en Avril 2025 (hors saison de reproduction).

Mâle	Volume des testicules (cm <sup>3</sup> )	Circonférence du cou (cm)
1(faon)	15.40	30
2	23.45	40
3	23.32	39.6
4	24	41.2
5	23.60	39.4

Partie expérimentale :

#### IV.5.2.1. Méthode de calcul du volume testiculaire :

Formule de l'ellipsoïde : Le testicule a une forme approximativement d'un ellipsoïde, donc son volume peut être estimé par la formule :  $V = \frac{4}{3} \times \pi \times (L/2 \times l/2 \times H/2)$  (Sakamoto, 2007).

Longueur (L) : distance entre pôle supérieur et inférieur du testicule.

Largeur (l) : distance transversale maximale.

Hauteur (H) : épaisseur antéropostérieure.

Exemple du mâle 2 :  $V = \frac{4}{3} \times \pi \times (7/2 \times 3.25/2 \times 2/2)$  donc le résultat est  $V = 23.45 \text{ cm}^3$ .

Au niveau de la Figure 72 on observe que lorsque le cerf daim est en saison de reproduction, il y a une hypertrophie des testicules et en hors saison de reproduction, il y a une atrophie testiculaire.

Cette hypertrophie est liée au taux élevé de testostérone ce qui influe la fonction de la spermatogénèse qui devient très active donc le testicule prend du volume, tandis qu'en hors saison de reproduction les taux de testostérone sont bas ce qui va se répercuter sur la spermatogénèse qui diminue et s'arrête par la suite jusqu'à la saison prochaine.

Les résultats de mensuration du cou et des testicules du tableau 10 montrent que chez le faon de 8 mois d'âge qui n'a pas encore accompli sa croissance, les valeurs sont plus faibles que celles des adultes qui sont rapprochées.

On remarque une similarité lorsque on compare les résultats de **Asher(1989)** et le changement de conformation des testicules pendant et hors la saison de reproduction à nos résultats mentionnées dans la Figure 72.

-La comparaison de nos résultats concernant les mensurations obtenus en Avril 2025 (hors saison de reproduction) du Tableau 10 avec ceux de **Asher(1989)** : montre que les valeurs étaient approximativement proches avec  $23 \text{ cm}^3$  pour les adultes, dans l'étude de **Asher(1989)** et de  $30 \text{ cm}^3$  dans notre étude avec une légère variation.

-Nos résultats sont très comparables à ceux de **Busana(2019)** concernant la circonférence du cou :

Partie expérimentale :

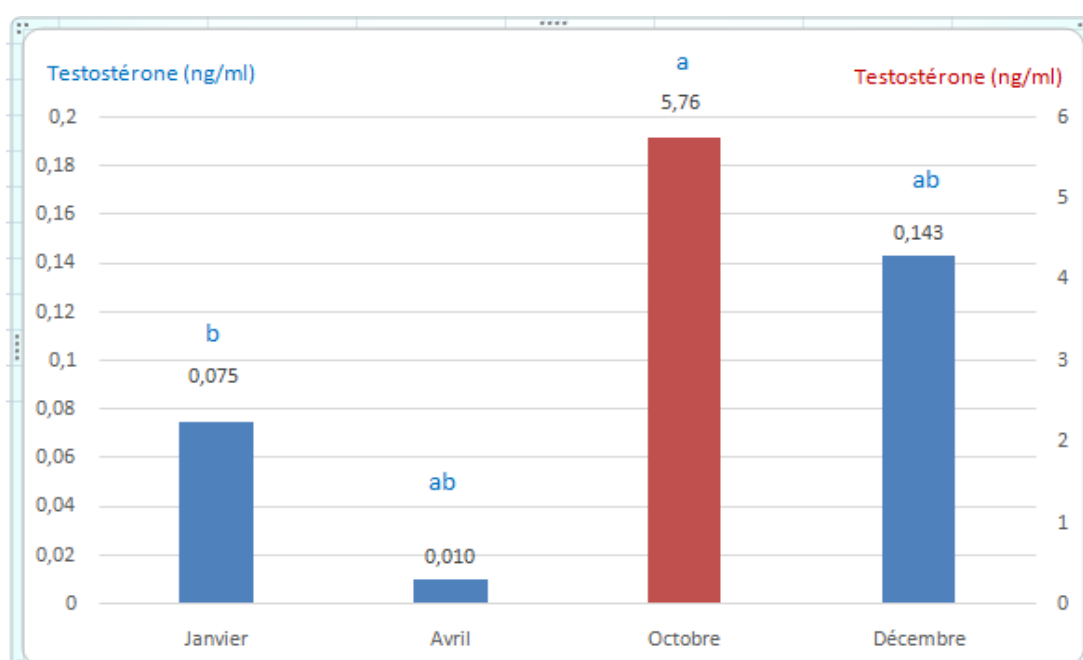
\* chez le faon en hors saison avec 30 cm contre 35 cm respectivement. Tandis que pour les adultes en hors saison nous avons enregistré une taille de 40 cm contre 55 cm. On remarque que les résultats sont presque similaires avec une légère variation.

Pour conclure, pendant la saison de reproduction lorsque le taux de testostérone est élevé, engendre une augmentation du volume testiculaire et la circonférence du cou et à la fin de cette dernière en hors saison le taux de testostérone diminue fortement et s'accompagne de la diminution de la circonférence du cou et du volume testiculaire qui apparaît par l'atrophie de cette gonade.

### IV.5.3. Dosage hormonal :

#### IV.5.3.1. La testostérone :

Les résultats ont montré des variations significatives selon les mois, traduisant une fluctuation hormonale liée à la saisonnalité. Les valeurs moyennes obtenues sont présentées dans le graphique ci-dessous (Figure 73). Ces résultats sont considérés comme satisfaisants.



**Figure 73 :** Concentration de la testostérone calculée aux mois de janvier, avril, octobre et décembre chez les daims d'Europe qui ont fait partie de notre étude.

## Partie expérimentale :

-Les résultats ont montré des différences dans la concentration de la testostérone en dépend des saisons.

On a remarqué qu'au mois de janvier on a une concentration moyenne de **0,075ng/ml** et au mois d'avril on note une valeur de **0,010ng/ml** ce qui représente la saison de repos sexuel là où les concentrations de testostérone sont censés être très faible.

Pour le mois d'octobre on note un pic assez remarquable atteignant une valeur de **5,76ng/ml** ce qui représente la saison de rut du daim et une valeur maximale de testostérone.

Pour le mois de décembre on note une concentration moyenne de **0,143ng/ml** et donc une chute de cette concentration pour le début d'une phase de repos sexuel.

L'analyse statistique réalisée (Tableau 11) par test de Student a permis d'évaluer les différences des valeurs de testostérone enregistrées entre les différents mois d'étude voici ce qu'on peut en conclure :

**Tableau 11 :** Comparaison statistique des concentrations moyennes en testostérone entre les différents mois chez les cerfs daims d'Europe du jardin d'Essai.

Mois d'étude	P
Janvier / Octobre	0,0006
Janvier / Décembre	0,0737
Janvier / Avril	0,1653
Octobre / Décembre	0,0567
Octobre /Avril	0,1652
Décembre / Avril	0,0590

### \* Janvier / Octobre :

On note une différence hautement significative ( $p=0,0006$ ) : la concentration en testostérone est significativement plus élevée en octobre qu'en janvier ceci démontre la variabilité de concentration de la testostérone dans le cas de la saison de rut (octobre) et en dehors de la saison de reproduction (janvier).

Partie expérimentale :

**\* Janvier / Décembre :**

On constate qu'il n'y a pas de différence significative ( $p=0,0737$ ) ceci s'explique par le fait qu'au mois de décembre on commence à avoir une diminution en concentration de testostérone atteignant une valeur très minime au mois de janvier indiquant ainsi la saison de repos sexuel.

**\* Octobre / Décembre :**

Le taux de testostérone tend à être plus élevé en octobre qu'en décembre, mais la différence reste à la limite du seuil de signification de 0,05 ( $P=0,0567$ )

**\* Octobre / Avril :**

L'analyse statistique n'a pas montré une différence significative avec ( $p=0,1652$ )

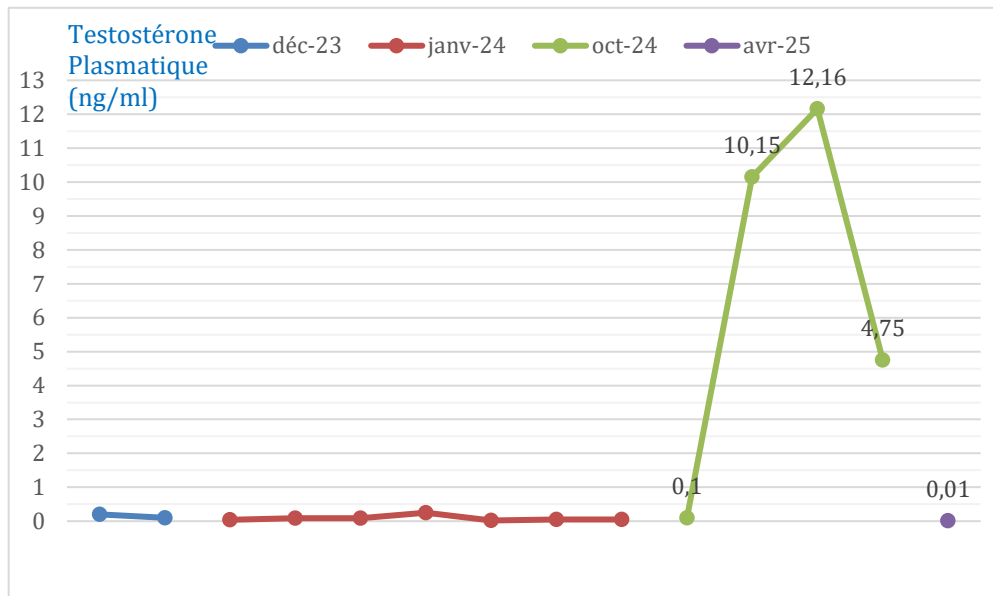
**\* Décembre / Avril :**

L'analyse statistique montre une tendance à la signification avec ( $p=0,059$ )

Dans cette phase de notre étude nous avons obtenus les résultats relatifs à la concentration en testostérone plasmatique c'est à dire en utilisant cette fois des tubes héparines pour le prélèvement des échantillons. Cette démarche vise à évaluer l'impact de la méthode de prélèvement sur les résultats obtenus, en comparant l'efficacité de 2 approches : la mesure de la testostérone sérique, plasmatique, l'objectif est de déterminer laquelle de ces méthodes fournit les données les plus fiables et représentatives.

Voici les résultats ci-dessous (Figure 74)

## Partie expérimentale :



**Figure 74:** Taux de testostérone plasmatique chez les cerfs daims d'Europe qui ont fait partie de notre étude

### \*Décembre 2023/Janvier 2024 :

Des Taux bas de testostérone ont été enregistrés avec un intervalle de **[0.2-0.25ng/ml]** et ces niveaux bas correspondent à la phase post rut car la saison de rut correspond à la saison d'automne mi-octobre mi-novembre ceci a été rapporté par les études de **Gosch (1989)**. Après cette période la testostérone chute brutalement ceci coïncide avec la chute des bois au mois de février et aussi la rétraction des testicules, l'activité testiculaire cesse et les hormones chutent à un nadir hivernal physiologique.

### \*Octobre 2024 :

Pour les taux de testostérone enregistrés en Octobre les valeurs sont comprises entre **[0,1-12,6ng/ml]**

Ce pic correspond au période où les mâles sont les plus actifs sexuellement, territoriaux et agressifs



## Partie expérimentale :

Cette valeur élevée, observée chez le mâle 2 est typique de la pleine saison de reproduction, elle est également cohérente avec celle enregistrée chez le mâle 1 (10,15ng/ml). Ces 2 cerfs ont en commun la présence d'une femelle avec laquelle ils cohabitent ce qui pourrait expliquer leurs taux élevés d'une part à cause de la saison et d'autre part en raison de la stimulation constante liée à la présence de la femelle

On constate également que le mâle 3 présente un taux de testostérone de 4,75ng/ml au cours du même mois ce qui montre des niveaux plus faibles comparés aux 2 premiers sujets

En revanche le mâle numéro 4 maintenu seul présente une valeur nettement très basse de testostérone qui coïncide avec des valeurs de testostérone comparable à celles relevées hors saison de reproduction.

### **\*Avril 2025 :**

Concernant les taux de testostérone enregistrés au mois d'avril, les résultats montrent une valeur de 0,01ng/ml ce qui correspond à la phase printanière où les testicules sont encore au repos les mâles sont généralement en phase de repos sexuel et la testostérone reste basse jusqu'à l'été.

En comparant nos résultats et les recherches menées dans la littérature (**Gosch, 1989**), montrant des variations saisonnières du volume testiculaire (cm<sup>3</sup>) et de la testostérone plasmatique chez le cerf daim d'Europe (courbe grise) comparé au chevreuil (courbe rose et pointillées), nos résultats sont très cohérents.

Les résultats obtenus dans notre étude menée sur les cerfs daims (*Dama dama*) élevés en captivité en Algérie montrent une variation saisonnière modérée de la concentration plasmatique de testostérone avec un pic hormonal, atteint au mois d'octobre (= 12,16ng/ml mâle du couple 2). Cette tendance générale est cohérente avec celle décrite dans la littérature européenne (**Gosch, 1989**) où le pic de testostérone est observé en début d'automne au mois de novembre (= 12ng/ml).

Toutefois, ce changement de pic nous a mené à émettre plusieurs hypothèses qui peuvent expliquer les facteurs influençant ce taux de testostérone ces dernières sont élucidées :

## Partie expérimentale :

1. En premier lieu dans la littérature européenne, les cerfs daims évoluent généralement dans un climat tempéré, caractérisé par une photopériode nettement contrastée entre l'hiver et l'été. Cette variation saisonnière de la lumière constitue un signal synchronisateur majeur pour le fonctionnement du système reproducteur. Ce contexte favorisait une saisonnalité reproductive très accentuée, comme en témoigne une testostéronémie atteignant ~12-13ng/ml en novembre (**Gosch, 1989**). Dans le cadre de notre étude, les sujets évoluent dans un climat méditerranéen semi-aride à latitude comparable mais soumis à la même photopériode. Toutefois, les températures estivales fréquemment >40° C, peuvent exercer un stress thermique susceptible d'altérer la spermatogenèse et la stéroïdogénèse, entraînant ainsi une baisse de l'activité reproductive et de la libido des mâles reproducteurs

2. D'après les recherches de (**Gosch, 1989**) les cerfs daims étaient maintenus dans des enclos extensifs sous captivité semi naturelle, dans le cadre de notre étude, les sujets étaient maintenus quant à eux en captivité donc aucun accès à l'extérieur. Cette contrainte environnementale est susceptible de réduire l'intensité de l'activité testiculaire à cause du stress chronique due à l'enfermement et donc augmentation de cortisol hormone fortement inhibant de la production de testostérone, comme l'indiquent les valeurs plus faibles (6-8ng/ml au pic) observées dans notre étude Par ailleurs, les conditions de captivité en Algérie impliquent une alimentation standardisée toute l'année et une diminution des stimuli environnementaux naturels, notamment l'absence de compétition sexuelle marquée(**Braza, 2004**), ce qui peut atténuer l'expression hormonale saisonnière et donc provoquer un repos du système hormonal et cette observation a été renforcée par la comparaison avec le mâle4, maintenu seul sans femelle, et le mâle 2, hébergé en couple. Le mâle 4 isolé, présentait des concentrations très faibles de testostérone, atteignant seulement 0,1ng/ml en pleine saison de reproduction alors que cette valeur est censé être observée au repos sexuel, tandis que le mâle 2 atteignait un taux de 12,16ng/ml ces résultats suggèrent que la présence d'une femelle réceptive c'est à dire stimulation visuelle et olfactive (via leur phéromones, comportements et vocalisations) déclenche une réponse hormonale du mâle, traduisant une expression plus marquée de la libido cela active l'axe hypothalamo-hypophyso gonadique boostant la testostérone, contrairement au mâle isolé dont la solitude pourrait expliquer la faible activité endocrine ou bien un taux anormalement bas de testostérone d'origine pathologique mais cette hypothèse est retirée du fait de la minéralisation des bois qui a été observé chez le mâle solo 4 qui est essentiellement assuré par la testostérone , une autre hypothèse peut être ajouté du fait que ce mâle, qui a peut-être été séparé d'une femelle avec

## Partie expérimentale :

laquelle il vivait auparavant, pourrait subir un dérèglement hormonal et donc après avoir eu un pic, ce dérèglement a provoqué une chute brutale de la testostérone

3. Par ailleurs, le mâle qui a été placé dans des conditions de cohabitation avec une femelle allaitante et son faon a présenté une concentration de testostérone très basse enregistrée en octobre (4,75ng/ml)

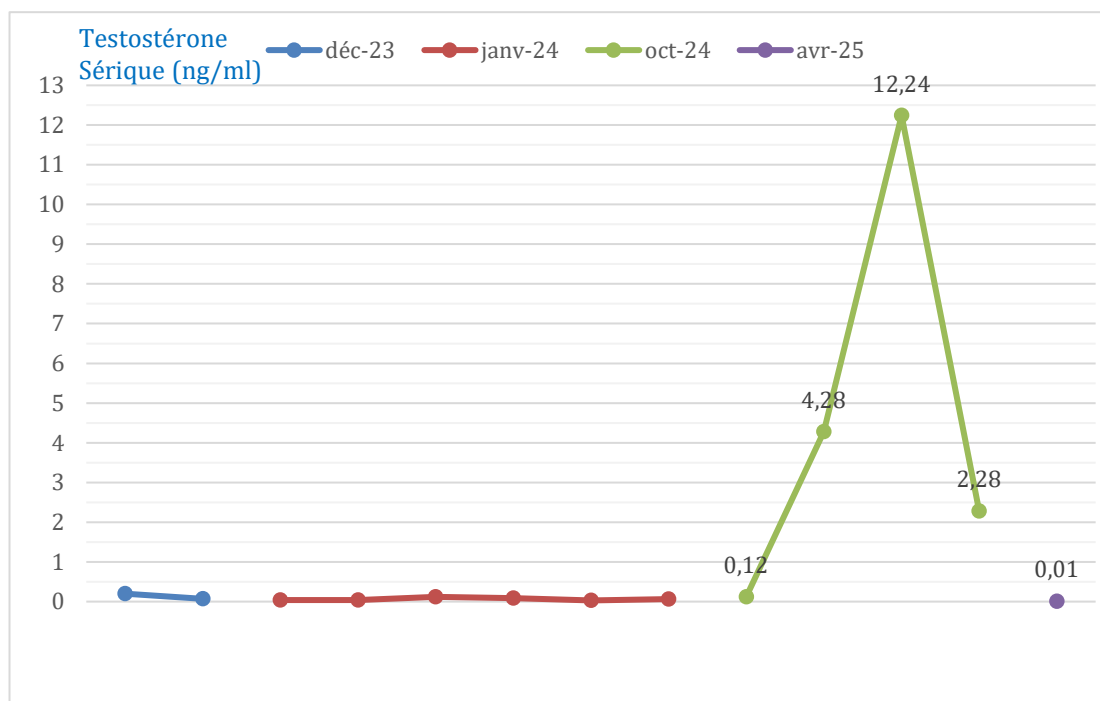
Cela coïncide avec la période de transition post allaitement, c'est-à-dire le sevrage du petit, qui survient généralement vers l'âge de 3 mois pour préparer à nouveau la femelle pour la prochaine saison de reproduction au mois d'octobre. Etant donné que la naissance a eu lieu en août 2024, le sevrage intervient donc environ octobre mais malgré que le zoo n'a pas assuré ce sevrage à l'âge de 3 mois

A ce moment –là, la femelle a repris son activité cycle (réveil ovarien), par conséquent, cela a entraîné un début de remontée progressive de la concentration de testostérone chez le mâle en réponse à cette transition physiologique

Ces différences soulignent l'importance des facteurs climatiques, photopériodiques et zootechniques dans la régulation endocrinienne saisonnière chez les cervidés, même lorsque les cycles biologiques sont conservés. Elles confirment que, bien que le rythme saisonnier endogène du cerf daim soit conservé, son expression est modulée par l'environnement local et les conditions de captivité

Dans cette phase de notre étude nous avons obtenu les résultats relatifs à la concentration en testostérone sériques, ces résultats sont présentés dans le graphique ci-dessous (Figure 75)

## Partie expérimentale :



**Figure 75** : taux de testostérone sérique chez les cerfs daims d'Europe qui ont fait partie de notre étude

### **\*Décembre 2023/Janvier 2024**

Des taux bas de testostérone ont été enregistrés avec un intervalle de [0,03-0,2ng/ml]

Cela correspond à la période d'anœstrus saisonnier ceci dit des concentrations assez basses dites physiologiques correspondantes aux mâles, ceci est suivi par la chute des bois au mois de février et à la rétraction testiculaire

### **\*Octobre 2024**

Pour les taux de testostérone enregistrés au mois d'octobre, les résultats montrent des valeurs allant de [0,12 à 12,24ng/ml]

Avec un enregistrement chez le mâle2 d'un taux de 12,24ng/ml représentant ainsi le pic qui correspond au moment où les mâles sont les plus actifs sexuellement par conséquent ce résultat reste cohérent avec le plasma contrairement au mâle1 présentant un taux de testostérone de

Partie expérimentale :

4,28ng/ml non cohérent au plasma, cela pourrait s'expliquer par le fait que ce dernier peut contenir des protéines de coagulation ainsi fausser les résultats.

On remarque que chez le mâle 3 le taux de testostérone enregistré est de 2,28ng/ml. Une différence moyennement significative par rapport à la testostérone plasmatique.

En revanche le mâle vivant seul enregistre un taux de 0,12ng/ml cohérent au plasma en pleine période de reproduction cela pourrait s'expliquer par l'absence de femelle dont le rôle est la stimulation hormonale de testostérone chez ce dernier

#### \* Avril 2025

Concernant les taux de testostérone enregistrés au mois d'avril, les résultats montrent un retour à 0,01ng/ml, ce qui correspond à un repos sexuel.

En comparant nos résultats avec ceux de **Busana (2019)**, montrant des variations saisonnières de la concentration sérique chez le cerf daim d'Europe élevé à São polo nos résultats semblent être différents.

Chez les cervidés, la reproduction est un processus saisonnier étroitement régulé par des facteurs environnementaux, tels que la photopériode, le climat et les conditions de captivité. Ces paramètres influencent directement l'axe hypothalamo-hypophyso-gonadique, dont la testostérone constitue un marqueur clé de l'activité reproductive chez le mâle. Le cerf daim d'Europe (*Dama dama*), espèce saisonnièrement poly-œstrienne, est particulièrement sensible à ces variations.

Dans ce contexte notre étude s'est penchée sur la variation des concentrations sériques de testostérone chez des mâles adultes élevés en captivité stricte en Algérie, soumis à un climat méditerranéen. Les dosages ont été réalisés à quatre moments de l'année : en décembre 2023 (0,2ng/ml), janvier 2024(0,12ng/ml), octobre 2024(pic à 12,24ng/ml), et avril 2025 (chute à 0,01ng/ml). Ce profil témoigne d'une très forte augmentation de la testostérone en automne (octobre), traduisant clairement l'entrée en saison de reproduction suivie d'une baisse brutale en hiver et au printemps, correspond à la période de repos sexuel.

Afin de mieux comprendre l'influence du climat et du mode d'élevage sur cette dynamique hormonale, nous avons comparé nos résultats à ceux obtenus dans une étude réalisée au Brésil, à São Paulo, sur la même espèce élevée en semi-liberté. Dans cette étude, les concentrations de

## Partie expérimentale :

testostérone ont atteint des valeurs beaucoup plus élevées avec un pic de près de 570ng/ml chez les mâles en pleine saison de reproduction (ARS), contre environ 50ng/ml en dehors de cette période (AORS), ces niveaux très supérieurs aux nôtres peuvent s'expliquer par plusieurs facteurs.

1 - D'abord , le climat tropical brésilien situé dans l'hémisphère sud , avec des journées plus longues et plus stables on dit que c'est l'été austral (austral c'est relatif au sud ) , les journées sont longues en décembre à février ou la photopériode est maximale cette dernière correspond à notre saison dite hiver de l'hémisphère nord , il fait chaud et c'est souvent la saison des pluies dans plusieurs régions tropicales c'est un facteur majeur qui explique les différences saisonnières dans la reproduction où la concentration hormonale comme la testostérone, peut induire une photo stimulation plus marquée favorisant une activation endocrinienne plus intense

C'est à dire que la période des accouplements de cette espèce est concentrée sur les mois de juin à août (hiver austral) qui correspond à l'hiver dans l'hémisphère sud , c'est-à-dire l'opposé des saisons de l'hémisphère nord à cause de l'inversion des saisons , afin que les naissances puissent avoir lieu pendant l'été période plus favorable à la survie des faons cette adaptation et cette modulation neuroendocrine peuvent être directement liées à allongement des jours entre décembre et février (à l'opposé des climats tempérés )

2- En second lieu, les animaux de **São Paulo** évoluent en semi-liberté exposés à la lumière naturelle en journée et donc augmente les stimuli sociaux et environnementaux, la compétition entre les mâles et donc des valeurs beaucoup plus importantes, contrairement aux daims élevés en captivité dans notre pays

3 – En plus du climat tropical qui est caractérisé par 2 saisons une saison d'hiver doux et été chaud et aussi par une forêt très riche en arbre et bien fournie qui couvre la forêt toute entière et donc lui procure plus d'obscurité un élément assez décisive dans la reproduction et ceci augmente la compétition entre les mâles par conséquent une augmentation assez marquée en testostérone chez ces sujets, contrairement aux notre confinés en captivité stricte ,avec une exposition lumineuse potentiellement réduite et moins naturelle.

4- Les méthodes de dosage différent : nous avons utilisé un automate d'analyse biochimique méthode très sensible avec un taux très réduit d'erreurs analytiques (détecte même des

Partie expérimentale :

concentrations minimales de testostérone), alors que l'étude brésilienne a utilisé un kit ELISA commercial (test Coat A) , reconnu pour sa haute sensibilité.

Il est important de souligner que les résultats de l'analyse de la testostérone plasmatique et sérique se sont révélés cohérents et similaires. Cela met en évidence un point essentiel par rapport au type de prélèvements (héparines ou secs) selon la disponibilité.

Ainsi notre étude met en évidence une variation saisonnière nette mais quantitativement plus faible de la testostérone, influencée à la fois par le climat méditerranéen, le mode de captivité strict et les conditions techniques d'analyse. Cette comparaison souligne l'importance d'adapter les pratiques d'élevage et les interprétations endocriniennes au contexte écologique et méthodologique propre à chaque région

Pour conclure :

-En **Algérie**, les cerfs daims d'Europe conservent un rythme saisonnier marqué, lié à la photopériode et au climat méditerranéen. La concentration plasmatique de testostérone suit un schéma reproductif typique avec un pic automnal, correspondant à la période de rut

-Au **Brésil**, le climat tropical perturbe le cycle naturel du daim européen. La faible variation de la lumière du jour et la stabilité climatique et l'inversion des saisons avec l'hémisphère nord (Europe et Algérie) entraînent une intensification de l'amplitude hormonale, voire un changement radical de la saison de reproduction ce qui confirme que les facteurs extrinsèques jouent un rôle majeur c'est à dire influencent les paramètres de reproduction.

#### **IV.5.3.2. Les Œstrogènes :**

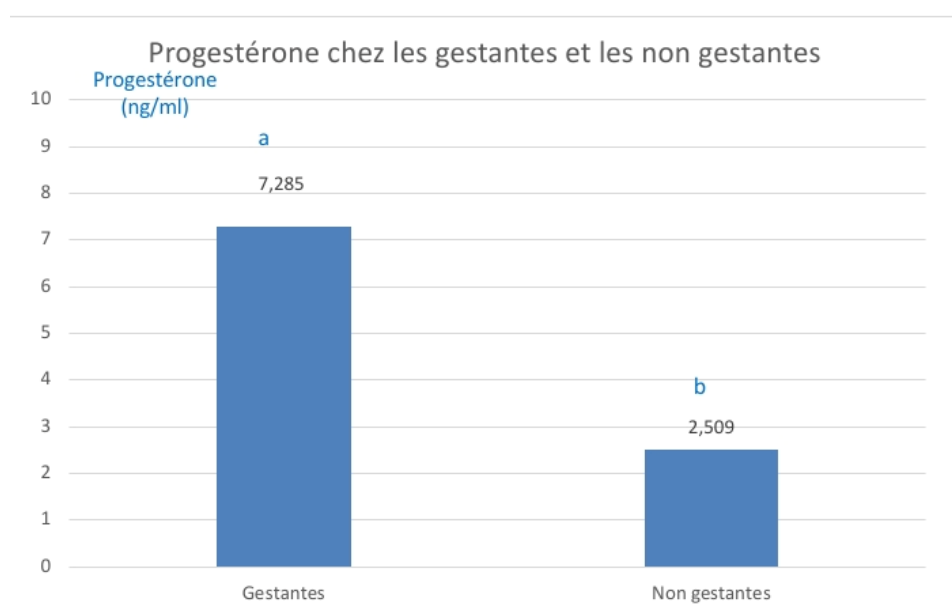
Les résultats d'analyses des prélèvements sanguins pour la recherche des œstrogènes ont montré une valeur commune à tous les prélèvements à savoir < 25pg /ml. En comparant nos résultats avec les recherches de la littérature, ces derniers ont prouvé que la concentration en œstradiol au moment de l'œstrus c'est-à-dire au pic de LH représentait une valeur de 25pg/ml 1 à 4 heures après le début de comportement d'œstrus ceci confirme qu'aucune des femelles analysées n'était au moment de l'ovulation c'est à dire le pic de LH (**Comizzoli, 2005**)

Partie expérimentale :

Afin de pousser nos recherches et donc déterminer la phase du cycle de la femelle à travers les concentrations d'œstrogènes et déterminer s'il y a une différence représentative entre la phase lutéale de la saison de reproduction et hors saison là où les concentrations de toutes les hormones sexuelles sont au nadir, ainsi en raison du fait que l'automate ne calcule pas les valeurs inférieures à 25pg/ml, il ne nous a pas été possible de déterminer ces valeurs.

#### IV.5.3.3. La progestérone :

La figure 76 présente les concentrations moyennes de progestérone mesurées chez les femelles gestantes et non gestantes sur l'ensemble des périodes de prélèvement couvertes par cette étude. Elle est accompagnée d'un tableau récapitulatif (Tableau 13) indiquant les effectifs, les moyennes, ainsi que le seuil de signification observé entre les deux groupes.



**Figure 76 :** Concentration de la progestérone calculée chez les femelles (Dama dama) gestantes et non gestantes élevées en captivité au niveau du jardin d'essais

**Tableau 12 :** Analyse statistique des concentrations moyennes de la progestérone calculée chez les femelles (Dama dama) gestantes et non gestantes élevées en captivité au niveau du jardin d'essais



Partie expérimentale :

	Nombre d'échantillon	Moyenne	P
<b>Gestantes</b>	10	7,285	< 0,0001
<b>Non gestantes</b>	8	2,509	

Une comparaison entre les femelles gestantes et non gestantes montre une différence très significative sur le plan statistique ( $P < 0.0001$ ), bien inférieure au seuil de 0,05 ce qui confirme que les taux de progestérone permettent de distinguer ces deux groupes.

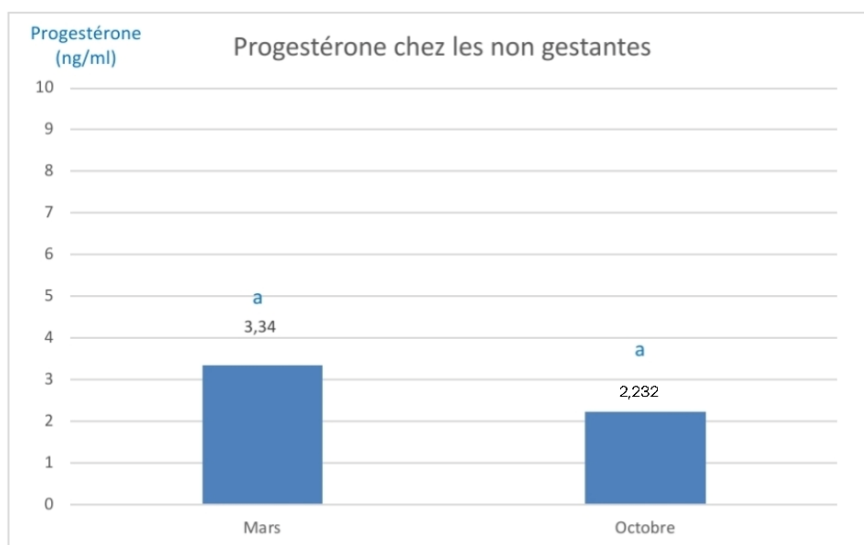
En effet, les femelles gestantes présentent une moyenne de 7,285ng/ml, ce qui correspond à un taux élevé, assurant le maintien de la gestation. Ce résultat est cohérent avec les données de la littérature, comme l'ont rapporté **Asher (1996)** avec des taux supérieurs à 6ng/ml chez des femelles gestantes, et **Curlewis (1992)** qui indique des concentrations progestatives variables entre 4 et 8ng/ml pendant la gestation.

En comparaison, les femelles non gestantes présentent un taux moyen plus bas (2,509ng/ml), mais encore relativement élevé ce qui suggère qu'elles se trouvent probablement en phase lutéale. Ces valeurs rejoignent celles de **Plotka(1977)** qui a observé des taux de 1 à 5ng/ml chez des femelles en phase lutéale, et de **Shipka(2007)** qui note des niveaux autour de 2 à 3ng/ml au cours du cycle œstral. Toutefois, nos résultats sont légèrement supérieurs à ceux d'**Asher (1996)**, qui a rapporté une moyenne de 1,8ng/ml chez des femelles non gestantes en captivité en Europe. Cette différence peut être liée à plusieurs facteurs spécifiques à notre étude, tels que la température ambiante, la durée d'ensoleillement, l'alimentation ou les conditions de captivité qui influencent fortement les espèces à cycle reproductif saisonnier comme le daim. Dans l'ensemble, nos résultats confirment que la progestérone reste un indicateur hormonal fiable pour différencier les femelles gestantes des non gestantes.

La figure 77 illustre les concentrations moyennes de progestérone chez les femelles non gestantes mesurées lors des prélèvements effectués en mars et en octobre.

Un tableau associé (Tableau 14) précise les effectifs, les moyennes, ainsi que le seuil de signification entre les deux périodes.

## Partie expérimentale :



**Figure 77 :** Concentration de la progestérone calculée aux mois de mars et octobre chez les femelles non gestantes (*Dama dama*) élevées en captivité au niveau du jardin d'essais

**Tableau 13 :** Analyse statistique des concentrations moyennes de la progestérone calculée aux mois de mars et octobre chez les femelles non gestantes (*Dama dama*) élevées en captivité au niveau du jardin d'essais

Mois	Nombres d'échantillons	Moyenne	P
Mars	1	3,34	0,5148
Octobre	6	2,232	

Les résultats montrent une moyenne de 3,34ng/ml de progestérone en mars contre 2,232ng/ml en octobre, mais cette différence n'est pas significative ( $P = 0,5148$ ), ce qui s'explique probablement par la variabilité individuelle ou le faible effectif.

La valeur d'octobre reste cohérente avec la reprise d'activité ovarienne en période de rut (mi-octobre à mi-novembre), où certaines femelles même sans fécondation peuvent entrer en phase lutéale avec un corps jaune actif sécrétant de la progestérone, comme le suggèrent nos résultats et ceux d'**Asher (1997)** qui rapporte des taux de 2 à 4ng/ml durant cette phase.

## Partie expérimentale :

En revanche, la concentration observée en mars chez une femelle non gestante (3,34ng/ml) est anormalement élevée pour cette période car selon **Wilson (2007)** les femelles non gestantes présentent généralement des taux très bas à la fin de l'hiver marqué par une baisse naturelle de l'activité ovarienne. Cette valeur inhabituelle pourrait refléter un processus de résorption embryonnaire récente avec persistance du corps jaune maintenant temporairement la sécrétion de progestérone comme dans le cas rapporté par **Wilson** où une femelle présentait 1,94ng/ml en janvier après une interruption gestationnelle. Dans notre cas, la concentration étant encore plus élevée, il est possible que la perte soit survenue plus tardivement expliquant le maintien hormonal. Cette hypothèse est d'autant plus probable qu'une échographie réalisée le jour du prélèvement a confirmé l'absence de gestation. Enfin, bien que des facteurs liés à la captivité (alimentation, photopériode, stress) puissent influencer les profils hormonaux. Ils ne semblent pas expliquer cette valeur isolée surtout que la littérature (**Plotka, 1977 ; Asher, 1997 ; Shipka, 2007**) souligne une nette baisse de l'activité ovarienne au printemps même en conditions contrôlées. Ainsi, il ne s'agirait pas d'un cycle œstral tardif mais bien d'un phénomène lié à une gestation interrompue récemment.

La figure 78 montre les taux de progestérone mesurés dans le sérum chez les femelles gestantes et non gestantes, aux différentes périodes de prélèvement réalisées au cours de l'étude.

Elle permet d'apprécier les variations hormonales en fonction du statut reproductif et de la période.



**Figure 78 :** Taux de progestérone sérique chez les femelles (Dama dama) élevées en captivité au niveau du jardin d'essais

## Partie expérimentale :

Les variations des concentrations sériques de progestérone observées au cours des trois périodes de prélèvement (octobre, décembre et avril) reflètent le cycle reproductif saisonnier des daims (*Dama dama*) captifs au Jardin d'Essai d'Alger.

**En octobre**, chez les femelles non gestantes, les concentrations observées étaient de 0,24, 1,58 et 4,88ng/ml traduisant des phases différentes du cycle œstral, certaines femelles étaient probablement en phase folliculaire (valeurs basses) tandis que d'autres étaient en phase lutéale (valeurs plus élevées). Ces données concordent avec les résultats de **Curlewis (1988)** et **Asher (1996)**, qui rapportent des concentrations comprises entre 2 et 4,8ng/ml en phase lutéale ainsi qu'avec **Plotka (1977)**, **Willard (1998)** et **Shipka (2007)**, qui évoquent des taux pouvant aller jusqu'à 6ng/ml durant la phase lutéale.

**En décembre**, une femelle gestante a présenté un taux de 9,56ng/ml, indiquant une forte activité lutéale caractéristique d'une gestation bien établie. Cette valeur s'inscrit dans les plages de 5 à 10ng/ml rapportées chez des femelles gestantes par **Curlewis (1992)** et **Asher (1996)**

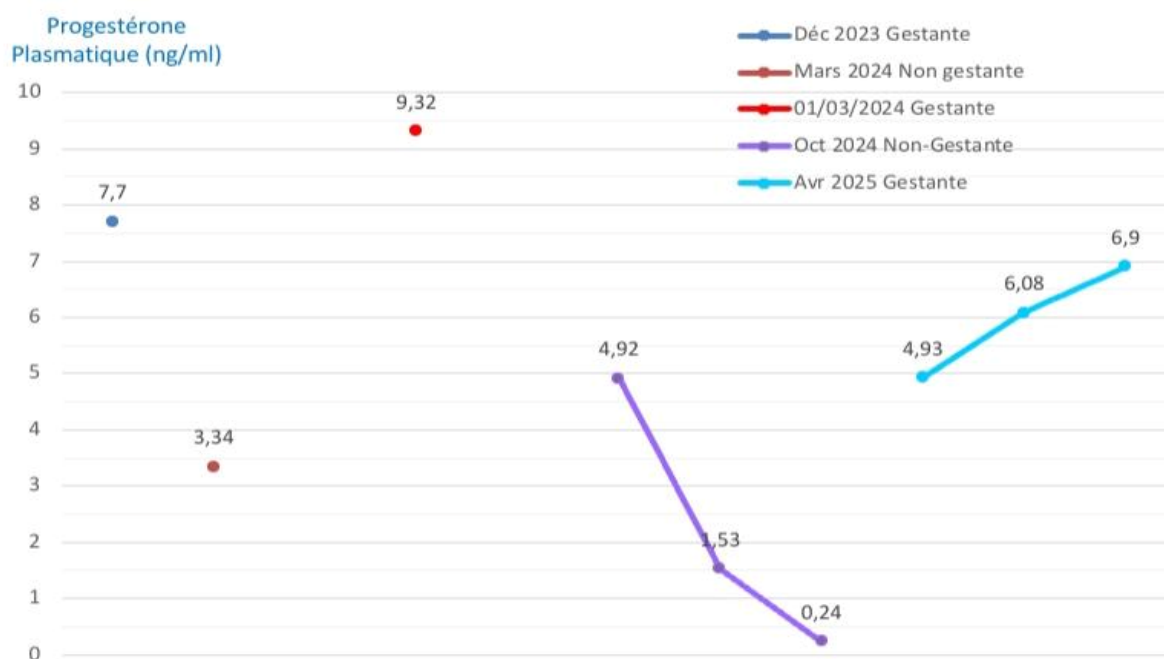
**En avril**, trois femelles gestantes affichaient respectivement 5,07, 6,01 et 7,96ng/ml, ce qui confirme leur état gestatif. Bien que ces concentrations soient inférieures à celle enregistrée en décembre elles sont compatibles avec un stade avancé de gestation. Cette légère baisse pourrait refléter l'approche de la mise bas, période durant laquelle la progestérone diminue progressivement en lien avec la régression fonctionnelle du corps jaune comme cela a été observé chez d'autres espèces de cervidés (**Plotka, 1977 ; Asher, 1996**). Cependant, l'absence d'une chute marquée suggère que les femelles n'étaient pas encore à terme. Dans l'ensemble, ces résultats montrent que la mesure de la progestérone sérique constitue un outil fiable pour évaluer le statut reproductif et permet de distinguer la gestation des phases du cycle œstral, voire prédire la période de mise bas.

Ces résultats montrent clairement que la mesure du taux de progestérone sérique est une méthode valable pour déterminer le statut reproductif d'une femelle, en particulier dans les situations où les examens échographiques ne sont pas toujours réalisables, et de différencier la gestation du cycle œstral. Cette étude montre à quel point cette technique peut être utile poursuivre la gestation jusqu'à ses stades les plus avancés et même pour prédire la date des mises bas.

Partie expérimentale :

La figure 79 présente les taux de progestérone mesurés dans le plasma chez les femelles gestantes et non gestantes, au fil des différentes périodes de prélèvement de l'étude.

Cette représentation permet d'analyser les profils hormonaux à partir des échantillons plasmatiques en lien avec le statut reproductif.



**Figure 79 :** Taux de progestérone plasmatique chez les femelles (Dama dama) élevées en captivité au niveau du jardin d'essais

Les concentrations plasmatiques de progestérone mesurées chez les femelles (Dama dama) au Jardin d'Essai d'Alger reflètent fidèlement leur statut reproductif, qu'il s'agisse d'un cycle œstral ou d'une gestation et s'accordent avec les profils sériques.

**En octobre**, chez les femelles non gestantes les valeurs plasmatiques variaient fortement (4,92, 1,53 et 0,24ng/ml) traduisant la coexistence de différentes phases du cycle œstral au sein du groupe, la valeur la plus élevée indique une phase lutéale cohérente avec les fourchettes de 2 à 4ng/ml rapportées par **Curlewis (1988)** et **Asher (1996)**, tandis que les valeurs plus basses reflètent une phase folliculaire ce qui rejoint les observations de **Plotka (1977)** et **Shipka (2007)**, qui évoquent des taux allant de 0 à 6ng/ml chez des femelles non gestantes.

**En décembre**, une femelle gestante présentait un taux plasmatique de 7,7ng/ml compatible avec l'intervalle de 5 à 10ng/ml rapporté par **Curlewis (1992)** et **Asher (1996)** confirmant une gestation bien établie. Le même jour, le dosage sérique réalisé sur cette femelle montrait une

Partie expérimentale :

concentration plus élevée (9,56ng/ml) ce qui s'explique par des différences biochimiques entre sérum et plasma, lors de la coagulation des hormones liées aux protéines sont libérées, augmentant la concentration hormonale dans le sérum (**Hoffman, 1979 ; Niswender, 1994**).

**En mars**, une autre femelle gestante affichait un taux élevé de 9,32ng/ml caractéristique d'un stade avancé de gestation tandis qu'une femelle non gestante présentait 3,34ng/ml, un taux anormalement élevé hors saison de rut qui pourrait être lié à une résorption embryonnaire récente avec maintien temporaire du corps jaune comme cela a été observé chez le cerf axis(**Ascher, 2000**).

**En avril**, chez les femelles gestantes les concentrations variaient entre 4,93, 6,08 et 6ng/ml, indiquant des stades gestatifs différents mais compatibles avec les valeurs attendues durant cette phase selon **Plotka (1977)**, **Sempéré (1996)** et **Asher (2000)**. La légère diminution par rapport au mois de mars peut se traduire par une régression du corps jaune à l'approche de la mise bas. Enfin, l'utilisation du plasma comme support d'analyse est couramment documentée chez le cerf élaphe, le chevreuil et le cerf axis (**Schams, 1980 ; Adam, 1985**), car il permet de détecter plus rapidement les variations hormonales en particulier en période de rut.

En conclusion, notre étude met en évidence que la progestérone constitue un indicateur fiable pour évaluer le statut reproductif des femelles cerfs daims. Les concentrations hormonales sont significativement plus élevées chez les femelles gestantes atteignant jusqu'à 9,56ng/ml, ce qui traduit une forte activité du corps jaune essentielle au maintien de la gestation.

À l'inverse, les femelles non gestantes présentent des taux plus faibles bien que parfois relativement élevés notamment en octobre, période correspondant au rut en lien avec une forte activité ovarienne où certaines femelles sont probablement en phase lutéale.

Un cas particulier observé en mars chez une femelle non gestante avec un taux de 3,34ng/ml, pourrait témoigner d'une résorption embryonnaire récente accompagnée d'un maintien transitoire du corps jaune, ce qui expliquerait cette valeur anormalement élevée hors saison de reproduction.

Par ailleurs, les résultats obtenus à partir du sérum et du plasma montrent des profils très proches confirmant la fiabilité des deux supports pour le suivi hormonal, le plasma semble toutefois légèrement plus sensible aux variations rapides, ce qui est particulièrement utile en période de rut.

Partie expérimentale :

Le dosage de la progestérone s'avère ainsi être un outil pertinent non seulement pour confirmer une gestation et mieux comprendre le cycle reproductif saisonnier chez cette espèce, mais aussi pour détecter certains événements tels qu'une perte embryonnaire.

#### **IV.6. Conclusion :**

Cette étude a permis d'approfondir les connaissances sur la reproduction des cerfs daims et d'évaluer l'influence des facteurs environnementaux notamment le changement du climat et la photopériode sur la reproduction de cette espèce.

Les dosages hormonaux (progestérone, œstrogène et testostérone), les examens échographiques, mensuration du cou et la circonférence scrotale ont révélé des variations dans la saison de reproduction par changement de cette dernière chez les deux sexes, de ce fait un décalage dans la période des mises bas par rapport à la bibliographie.

L'étude vise à souligner l'importance d'intégrer des stratégies d'élevage adaptives, telles que la gestion des températures en captivité et l'optimisation du cycle lumineux, pour atténuer l'impact du changement climatique et contribuer à la conservation des daims en Algérie.

## Références bibliographiques :

- Adam, C. L., Moir, C. E., & Atkinson, T. (1985).** Plasma concentrations of progesterone in female red deer (*Cervus elaphus*) during the breeding season, pregnancy and anoestrus. *Journal of Reproduction and Fertility*, 74(2), 631–636.
- Aitken, R. J. (1974).** Some aspects of reproductive physiology in deer proceeding of the new zealand. (Aitken, Éd.) *Society of Animal Production*, 159-165. Consulté le 2024
- Albon, S. D. (1989).** Population dynamics in red deer. *Journal of Animal Ecology*, 58(2), 485-506.
- Anigaido, M. (2024).** Étude hormonale de la reproduction chez les cervidés en captivité. *Revue Nord-Africaine de Biologie Animale*, 12(1), 22-33.
- Anonyme1. (2024, 09 13).** Fdc43. Consulté le 09 28, 2024, sur [fdc43.chasseauvergnerhonealpe](https://www.fdc43.chasseauvergnerhonealpe.com): <https://www.fdc43.chasseauvergnerhonealpe.com>
- Anonyme10. (2024, 12 17).** NZ Deer Farmers Association. Consulté le 01 20, 2025, sur [deernz.org](http://deernz.org): [www.deernz.org](http://www.deernz.org)
- Anonyme11. (s.d.).** Manimal world. Consulté le septembre 29, 2024, sur manimal word: <https://www.manimalworld.net/pages/cervidae/daim-de-perse.html>
- Anonyme2. (2024, 09 20).** Dehondt-desmets.fr. Consulté le 09 28, 2024, sur <https://www.dehondt-desmets.fr/article-daim-qui-es-tu-97674072.html>
- Anonyme3. (2023, 11 05).** Larousse.fr. Consulté le 07 07, 2024, sur larousse: <https://www.larousse.fr/encyclopedie/vie-sauvage/daim>
- Anonyme4. (2024, 09 17).** Chasse38.com. Consulté le 09 28, 2024, sur <https://www.chasse38.com/les-bois-du-cerf/>
- Anonyme5. (2024, 09 14).** Horseinbelgium.com. Consulté le 09 28, 2024, sur [https://www.horseinbelgium.com/faune\\_fr.html](https://www.horseinbelgium.com/faune_fr.html)
- Anonyme6. (2024, 08 05).** Animal.cheloniophilie. Consulté le 09 27, 2024, sur [cheloniophilie.com](https://animal.cheloniophilie.com): <https://animal.cheloniophilie.com>



**Anonyme7. (2024, 09 28).** Bois de cerfs savoie. Récupéré sur Centerblog.net:  
<http://boiddecerfsavoie.centerblog.net>

**Anonyme8. (2024, 04 11).** Alamyimages.fr. Consulté le 09 28, 2024, sur  
<https://www.alamyimages.fr/photos-images/troupeau-de-gazelles.html>

**Anonyme9. (2024).** Consulté le 02 20, 2025, sur The British Deer Society.

**Arman. (1976).** Alimentation des cervidés. (Arman, Éd.) Biology Ecology. Consulté le 2024, sur PubMed.

**Asher G.W., 1985.** Oestrous cycle and breeding season of farmed fallow deer, *Dama dama*. J. Reprod. Fertil., 75, 521-529.

**Asher G.W., Barrell G.K., Adam J.L., Staples L.D., 1988.** Effects of subcutaneous melatonin implants on reproductive seasonality of farmed fallow deer (*Dama dama*). J. Reprod. Fertil., 84, 679-691.

**Asher G.W., Barrell G.K., Peterson A.J., 1986.** Hormonal changes around oestrus of farmed fallow deer, *Dama dama*. J. Reprod. Fertil., 78, 487-496.

**Asher G.W., Fisher M.W., Fennessy P.F. 1996b.** Environmental constraints on reproductive performance of farmed deer. Anim. Reprod. Sci., 42(1-4), 35-44.

**Asher G.W., Fisher M.W., Smith J.F., Jabbour H.N., Morrow C.J., 1990.** Temporal relationship between the onset of oestrus, the preovulatory LH surge and ovulation in farmed fallow deer, *Dama dama*. J. Reprod. Fertil., 89, 761-767.

**Asher G.W., Peterson A.J., 1991.** Pattern of LH and testosterone secretion of adult male fallow deer (*Dama dama*) during the transition into the breeding season. J. Reprod. Fertil., 91, 649-654.

**Asher, G. W. (1985).** Control of reproduction in farmed deer. New Zealand Veterinary Journal, 33(11), 167–170.

**Asher. (1990).** Caractéristiques et maîtrise de la reproduction chez les cervidés, 8.

**Asher. (1991).** Fallow deer: Their history, distribution and biology. (Asher, Éd.) Biology Science, 9. Consulté le 2024

**Asher. (1997).** Fallow deer: Their history, distribution and biology. (Asher, Éd.) Biology Science, 9. Consulté le 2024

**Asher. (1999).** Caractéristiques et maîtrise de la reproduction chez les cervidés. (Asher, Éd.) Biology Science. Consulté le 2024

**Baril. (1993).** Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et caprins. Nouzilly, 37380 Monnaie, France: étude FAO Production et Santé Animales. Consulté le 2025

**Baril, G., Chemineau, P., Cognie, Y., Guérin, Y., Leboeuf, B., Orgeur, P., & Vallet, J.-C. (1993).** Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins (Étude FAO, Production et Santé animales, n° 83). FAO.  
<https://www.fao.org/3/t0121f/t0121f00.htm>

**Bartos. (2012).** Potential benefits of amino acid supplementation for cervid. (Bartos, Éd.) Keaipublishing, 12. Consulté le 2024

**Baxter. (1999).** Le statut du cerf élaphe. (Baxter, Éd.) Toulouse, France. Consulté le 2025

**Begin, D. (1990).** Seasonal reproductive patterns in captive deer. Canadian Journal of Zoology, 68(3), 412-420.

**BECKERS J.F., DRION P.V., GARBAYO J.M., PERENYI Z., ZARROUK A., SULON J., REMY B., SZENCI O (1999).** Pregnancy associated glycoproteins in ruminants: inactive members of the aspartic proteinase family. Acta Vet. Hung., 47, 461-469.

**Bierschwal. (1970, mai 5).** Physiologie de la reproduction et endocrinologie chez les cervidés. Formation continue – article de synthèse. Consulté en mai 2023.

**Bonnet, J.-C. (1991).** Thèse de doctorat vétérinaire. le statut du cerf élaphe dans le département des alpes maritimes, 187p. (J.-C. Bonnet, Éd.) toulouse, école nationale supérieure vétérinaire DE TOULOUSE, france toulouse. Consulté le mars 2025

**Bricard, L. (2021).** Physiologie de la reproduction chez les mammifères sauvages. Presses Universitaires de Lyon.

**Brito. (2007).** Royal Society Open Science. (Brito, Éd.) Consulté le 2025, sur Science Direct.

**Brown. (1991).** HAL Open Science. (Brown, Éd.) Consulté le 2024, sur HAL Science.

**Bubenik G.A., Pomerantz D.K., Schams D., Smith, P.S., 1987.** The role of androstenedione and testosterone in the reproduction and antler growth of a male white-tailed deer. Acta Endocrinol., 114, 147-152.

**Bubenick, A. B. (1989).** Le Cerf : écologie et comportement des populations européennes. Revue d'écologie supplément (Terre et Vie), (0249-7395), 45-52 dans le supplément n°5. Consulté le mai 2025.

**Bubenick. (1989).** The role of androstendione and testosterone in the reproduction and antler growth of male white-tailed deer. (Bubenick, Éd.) Biology Science, 52.

**Bubenik. (1986).** The role of androstendione and testostérone in the reproduction and antler growth of male white-tailed deer. HAL Open Science, 11.

**Chapman. (1991).** HAL Open Science. (Chapman, Éd.) Consulté le janvier 2024, sur HAL Open Science.

- Chapman. (1997).** HAL Open Science. (Chapman, Éd.) Consulté le janvier 2024, sur HAL Open Science.
- Chapman. (2000).** reproduction and physiology of deer. (chapman, Éd.) biology science, 66.
- Chavatte-Palmer, P., Tarrade, A., Rousseau-Ralliard, D., & Dahirel, M. (2021).** Placenta et échanges materno-foetaux chez les ruminants. INRAE Productions Animales, 34(1), 29-44. <https://doi.org/10.20870/productions-animales.2021.34.14629>
- Chauvin. (2012).** Royal Society Open Science. Consulté le 2025, sur PubMed.
- Classens. (2021).** HAL Open Science. (Classens, Éd.) Consulté le 2025, sur ResearchGate.
- Clutton-Brock. (1982).** Le statut du cerf élaphe dans le département des Alpes-Maritimes, 50. Toulouse, École Nationale Supérieure Vétérinaire. Consulté le 2025.
- Comizolli, P. (2021, mai).** Physiologie et maîtrise de la reproduction. (Asher, Éd.) Biology Science, 5. Consulté le 2025
- Comizzoli, P. (2005, mars).** Physiologie et maîtrise de la reproduction. Reproduction des cervidés d'élevage, 6. Consulté le 2025
- Comizzoli P., Mermillod P., Cognie Y., Chai N., Legendre X., Mauge R., 2001.** Successful in vitro production of embryos in the red deer (*Cervus elaphus*) and the sika deer (*Cervus nippon*). Theriogenology, 55, 649-659.
- Cooper Surgical. (2010).** AIA® 360 Brochure [Brochure]. CooperSurgical. <https://fertility.coopersurgical.com/wp-content/uploads/AIA-360-Brochure.pdf> (consulté le 26 juin 2025)
- Curlewis, J. D. (1988).** Effects of photoperiod on the 24-hour melatonin profiles of the Bennett's wallaby (*Macropus rufogriseus rufogriseus*). Journal of Pineal Research, 5(4).
- Curlewis, J. D. (1992).** Seasonality of reproduction in deer: The role of photoperiod and melatonin. Reproduction in Domestic Animals, 27(3), 147–151.
- Curlewis J.D., Loudon A.S., Coleman A.P., 1988.** Oestrous cycles and the breeding season of the Père David's deer hind (*Elaphurus davidianus*). J. Reprod. Fertil., 82, 119–126.
- Dehamnia, S. (2020).** Analyse hormonale chez le daim en climat méditerranéen. Mémoire de Master, École Nationale Supérieure Vétérinaire, Alger.
- Djindjian. (2022).** HAL.science. Récupéré sur PubMed.
- Dong. (2016).** L'effet des acides aminés dans l'alimentation des cervidés. (Dong, Éd.) Royal Society Open Science, 13. Consulté le 2024, sur Science Direct.

**Dryden. (2016).** Potential benefits of amino acid supplementation for cervid performance and nutritional ecology, with special focus on lysine and methionine. (Dryden, Éd.) Keaipublishing, 16. Consulté le 2025

**ECTORS F., BECKERS J.F., BALLMAN P., DERIVAUX J. (1975).** Bovine 17-beta-estradiol during estrous cycle. C.R. Acad. Sci. Hebd. Séances Acad. Sci., 281(17), 1257-1260.

**Fisher, M. W. (1985).** Reproductive performance of red deer in relation to nutrition. New Zealand Journal of Agricultural Research, 28, 207-212.

**Fisher, M. W. (1987).** Oestrous cycle characteristics of red deer (*Cervus elaphus*). Animal Reproduction Science, 13(2), 107-118.

**Fisher, M. W. (1999).** Influence of maternal hormones on fetal development in cervids. Theriogenology, 51(8), 1351-1361.

**Furbeyre. (1983).** Le cerf. (Furbeyre, Éd.) Revue d'écologie. Supplément, 18. Consulté le 2025

**Gastal, M. O. (2017).** Seasonal regulation of ovarian activity in ruminants. Animal Reproduction Science, 187(2), 45-58.

**Goeffon, Corinne. (2024, août 19).** Le Mag des animaux. (Goeffon, Éd.) Consulté le 2024, sur Ouest France.

**Gomez. (2006).** Potential benefits of amino acid supplementation for cervid. (Gomez, Éd.) Keaipublishing, 62. Consulté le 2025

**Gosch. (1989).** Reproduction and fertility.

**Gosch, F. (1989).** Physiologie de la reproduction et endocrinologie chez les cervidés. (Gosch, Éd.) Biology Science, 9. Consulté le 2024

**Goss. (1983).** La reproduction chez les cervidés. (Goss, Éd.) Biology Science(3). Consulté le 2024

**Guan. (2016).** Royal Society Open Science. (Guan, Éd.) Consulté le 2025, sur Science Direct.

**Hamilton, W. J., & Blaxter, K. L. (1980).** Reproduction in farmed red deer. 1. Hinds and stag fertility. Journal of Agricultural Science, Cambridge, 95, 261-273.

**Hamilton. (1985).** High energy diet enhance spermatogenic function follow deer. (Hamilton, Éd.) Royal Open Science. Consulté le 2025, sur Full Free PDF.

**Hegazy. (2021).** Potential benefits of amino acid supplementation for cervid. (Hegazy, Éd.) Keaipublishing, 18. Consulté le 2025

**Hess. (2004).** Alimentation des cervidés. Biology Ecology. Consulté le 2025, sur Science Direct.

**Hireche, S. (2019).** Effet de la photopériode sur la reproduction des cervidés captifs. Revue de Biologie Animale, 14(2), 115-123.

**Hoffman, R. R. (1997).** The cognitive psychology of expertise and the domain of interpreting. Interpreting, 2(1–2), 189–230.

**Hyvarinen. (1977).** HAL Open Science. (Hyvarinen, Éd.) Consulté le 2024, sur PubMed.

**Immler. (2010).** Royal Society Open Science. (Immler, Éd.) Consulté le 2025, sur Science Direct.

**iStock. (2023).** Camouflage de cerf de cerf de cerf de stag [Photographie]. iStock. <https://www.istockphoto.com/fr/photo/camouflage-de-cerf-de-cerf-de-cerf-de-stag-gm1280923651-379104322>

**iStock. (2025).** Deux cerfs en jachère se battant l'un contre l'autre dans la forêt avec l'espace de [Photographie]. iStock. <https://www.istockphoto.com/fr/photo/deux-cerfs-en-jach%C3%A8re-se-battant-lun-contre-lautre-dans-la-for%C3%AAt-avec-lespace-de-gm1164076544-319851845>

**Jaczewski, Z. (1952).** Influence de la durée modifiée de l'éclairage quotidien sur la croissance des bois chez le cerf élaphe (*Cervus elaphus* L.). Acta Physiologica Polonica, supplément 3, 201–203.

**Juneja, Daniel et al. (1989).** INRAe Productions Animales. (Juneja, Éd.) Consulté le 2025, sur ResearchGate.

**Kelly D. Walton<sup>1</sup>, E. M. (2014).** Transabdominal Ultrasound for Pregnancy Diagnosis in Reeves Muntjac Deer. (Kelly, Éd.) Journal of Visualized Experiments, 78. Consulté le avril 2025

**Klein. (1984).** Le statut du cerf élaphe dans le département des Alpes-Maritimes, 120. Toulouse, École Nationale Supérieure Vétérinaire de Toulouse, France. Consulté le 2025

**Klein, D. R. (1991).** Climatic influences on the reproductive cycles of arctic deer. Ecological Applications, 1(3), 275-284.

**Kruch, A. (2021, août).** Parc Animalier de Sainte-Croix. (Kruch, Éd.) Consulté le 2025, sur PubMed.

**Larousse. (2022).** Larousse. Consulté le juin 2024, sur Larousse.

**Lavergne, J. (2021, août).** Parc Animalier de Sainte-Croix. (Lavergne, Éd.) Consulté le 2025, sur Science Direct.

**Lenz. (1993).** A real time ultrasonography for pregnancy diagnosis and foetal ageing in fallow deer. Journal of Visualized Experiments

**Li. (2001).** Le statut du cerf élaphe dans le département des Alpes-Maritimes, 57. Toulouse, École Nationale Supérieure Vétérinaire de Toulouse, France. Consulté le 2025

**Lincoln. (1992).** Le statut du cerf élaphe dans le département des Alpes-Maritimes. École Nationale Supérieure de Toulouse.

**Lincoln. (1982).** Royal Society of New Zealand Bulletin. (Lincoln, Éd.) Seasonal breeding in deer biology of deer production, 6.

**Lincoln. (1985).** Seasonal breeding in deer biology of deer production. Royal Society of New Zealand Bulletin, 165–179. Récupéré sur Seasonal Breeding in Deer.

**Littlejohn. (1999).** HAL Open Science. Consulté le 2024, sur PubMed.

**Littlejohn, R. P. (1999).** Seasonal patterns of reproductive hormones in red deer hinds in New Zealand. New Zealand Journal of Zoology, 26(2), 121-132.

**Locatelli, Y., & Mermillod, P. (2005).** Caractéristiques et maîtrise de la fonction de reproduction chez les cervidés. <https://hal.inrae.fr/hal-02681686>

**Loudon. (1985).** High energy diet enhance spermatogenic function fallow deer. (Loudon, Éd.) Royal Open Science. Consulté le 2025, sur PubMed.

**Martin. (2010, mai).** Royal Society Open Science. (Martin, Éd.) Consulté le 2025, sur Science Direct.

**McLeod BJ, Meikle LM, Fisher MW et coll. (2001).** Variation in antral follicle development during the follicular phase of the oestrous cycle in red deer (Cervus elaphus) hinds. Reproduction, 121:697–705.

**McLeod, B. J. (1992, mai).** Reproductive Physiology of Female Fallow Deer. (McLeod, Éd.) Animal Reproductive Science, 28, 385–396. Doi:10.1016/0378-4320(92)90124

**Menezo. (2020).** Potential benefits of amino acid supplementation for cervid. Keaipublishing. Consulté le 2025

**Muller. (1965).** Le statut du cerf élaphe dans le département des Alpes-Maritimes, 120. (P. Muller, Éd.) France Toulouse, École Nationale Supérieure Vétérinaire. Consulté le juin 2024

**Mulley. (1987).** Pregnancy diagnosis of fallow deer by ultrasonography. Aust. Vet. J. Journal of Visualized Experiments

**Mulley, R. C., English, A. W., Rawlinson, R. J., & Chapple, R. S. (1987).** Pregnancy diagnosis of fallow deer by ultrasonography. Australian Veterinary Journal, 64(8), 257–258. <https://doi.org/10.1111/j.1751-0813.1987.tb09699.x>

**Nakanishi. (2004).** Royal Society Open Science. (Nakanishi, Éd.) Consulté le 2025, sur Science Direct

**Nikkhah. (2012).** Alimentation cervidés. (Nikkhah, Éd.) Alimentation cervidés, 48. Consulté le 2025, sur Science Direct

**Niswender, G. D. (1994).** Luteal function in domestic ruminants: control by prostaglandins, oxytocin and interferons. *Animal Reproduction Science*, 33(1–4), 157–170.

**Pascal, Q. E. (1983).** Reproduction chez les cervidés européens. INRA, Paris.

**Pérez, W., Vázquez, N., & Ungerfeld, R. (2013).** Anatomie macroscopique des organes génitaux masculins du cerf des pampas (*Ozotoceros bezoarticus*, Linnaeus 1758). *Anatomical Science International*, 88(4), 212–220. <https://doi.org/10.1007/s12565-013-0171-4>

**Peyre-Mandras. (1990).** Le statut du cerf élaphe dans le département des Alpes-Maritimes, notice FRBNF37607581, 187. École Nationale Vétérinaire de Toulouse, France Toulouse

**Pizzutto, C. S., Corrêa, S. H. R., Teixeira, R. H. F., Rosenfield, D. A., Jorge Neto, P. N., Barbare, P., Rodríguez, E. G., & Oliveira, C. A. (2019).** Seasonal variations in serum concentrations of testosterone, testicular volume and neck circumference of fallow deer (*Dama dama*) kept ex situ in a tropical region. *Zoo Biology*, 38(4), 355–359. <https://doi.org/10.1002/zoo.21489>

**Plotka, E. D. (1977).** Reproductive steroids in white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*). *Biology of Reproduction*, 17(1), 64–69.

**Pope. (2018).** La reproduction chez les ovins. (Pope, Éd.) Québec, France : Université Laval. Consulté le 2025

**Robinson. (2018).** La reproduction chez les ovins. Québec : Université Laval.

**Robinson, A. (2006).** Royal Society Open Science. (Robinson, Éd.) Consulté le 2024, sur PubMed

**Roelants, G. (2002).** Écophysiologie des cervidés en milieu tempéré. Éditions Faune & Flore, Bruxelles.

**Ros-Santaella. (2019).** Potential benefits of amino acid supplementation for cervid. (Ros-Santaella, Éd.) Keaipublishing, 59. Consulté le 2025

**Sakamoto. (2007, janvier).** Mesure du volume testiculaire : comparaison entre échographie, orchidométrie et méthode par déplacement d'eau. *Urology*, 69(1), 152–157.  
Doi:10.1016/j.urology.2006.09.012

**Santerre, Eric. (2013, mai).** Période de mise bas chez cerf de Virginie – L'importance de ne pas s'approcher du faon, 157. France, Direction de la Protection de la Faune de la Capitale-Nationale de la Chaudière-Appalaches. Consulté le mars 2025

**Schaal. (2022, 01 17).** Hal.science. (Schaal, Éd.) Consulté le mars 2024, sur HAL Open Science : <https://hal.science/hal-03528418>

**Schams, D. (1980).** Hormonal control of corpus luteum function in domestic animals. *Journal of Reproduction and Fertility. Supplement*, 58, 229–240.

**Sempéré, A. (1992).** Le comportement de reproduction chez les cervidés européens. *Gibier Faune Sauvage*, 9, 483–506.

**Sempéré, A. (1996).** La reproduction des cervidés européens. *Revue d'Écologie*, 51, 211-226.

**Semmame, A. (2019).** Étude histologique de la spermatogenèse chez le daim (*Dama dama*) en captivité. *Physiologie Animale et de Reproduction*, 27(1), 33–42

**Smith, J. T. (2010).** Captive breeding and hormone cycles in fallow deer. *Wildlife Biology Journal*, 6(2), 99-108.

**Soltani, R. (2009).** Reproduction et endocrinologie chez les ruminants sauvages d'Algérie. *Revue Vétérinaire Maghrébine*, 25(4), 45-54.

**Suittie. (1994).** Le cerf. (Suttie, Éd.) *Ecology Biology*, 13. Consulté le 2025

**Suttie. (2001).** Le statut du cerf élaphe dans le département des Alpes-Maritimes. Toulouse, École Nationale Supérieure Vétérinaire de Toulouse, France. Consulté le 2025

**Thomas, L. (2015).** Suivi hormonal chez les femelles gestantes en captivité. *Reproduction Animale*, 19(1), 73-81.

**Thierry, B. (2008).** Rythmes saisonniers et reproduction chez les mammifères. CNRS Éditions, Paris.

**Ursing. (1990).** Le statut du cerf élaphe dans le département des Alpes-Maritimes. Scientifique, École Nationale Supérieure Vétérinaire, Toulouse. Consulté le 2025

**Valle. (2015).** Alimentation des cervidés. (Valle, Éd.) *Biology Ecology*, 15. Consulté le 2025, sur ScienceDirect.

**Vandenberg. (2021, mai).** HAL Open Science. Consulté le 2024, sur ResearchGate.

**Vos, J. (1982).** Plasma progesterone concentrations in red deer during pregnancy. *Journal of Reproduction and Fertility*, 66, 161-168.

**West, J. B. (1976).** Photoperiodic regulation of spermatogenesis in European red deer (*Cervus elaphus*). *Journal of Wildlife Reproductive Biology*, 4(2), 97–106.

**Whithead, G. K. (1972).** *Deer of the World: Their Evolution and Behaviour*. Constable & Company Ltd., London.



**Willard, S. T. (2007).** Reproductive endocrinology in wild ungulates: Practical applications in wildlife management. *Journal of Wildlife Reproduction*, 12(3), 201-213.

**Willard ST, Sasser RG, Jaques JT et coll. (1998).** Early pregnancy detection and the hormonal characterization of embryonic-fetal mortality in fallow deer (*Dama dama*). *Theriogenology*, 49:861–869.

**Wilson, D. E. (2000).** Système d'information taxonomique intégré (ITIS). (D. Smithsonian Institution Press (Washington), Éd.) *Common Names of Mammals of the World* (978-1-56098-383-1), xiv+204. Consulté le avril 2024.

**Wilson, R. S., & Threlfall, W. R. (2007).** Reproductive management of fallow deer. In R. S. Youngquist & W. R. Threlfall (Eds.), *Current Therapy in Large Animal Theriogenology* (2<sup>e</sup> éd., pp. 952–965). Saunders Elsevier.

**Wishart, R. A. (1988).** Effects of dietary protein and seasonal variation on spermatogenesis in red deer (*Cervus elaphus*). *Journal of Reproductive Physiology in Mammals*, 12(4), 215–224.

**Yann, X., & Locatelli, Y. (2008).** Procréation assistée chez les cervidés : résultats, limites et perspectives. *Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France*, 161(2), 145–149.

**Zhang. (2016).** High energy diet enhance spermatogenic function in fallow deer. (Zhang, Éd.) *Royal Society Publishing*, 52. Consulté le 2025.

**Zhao. (2017).** *Royal Society Open Science*. (Zhao, Éd.) Consulté le 2025, sur ScienceDirect.

