

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique

**Université Saad Dahlab-Blida -1-
Faculté des sciences de la nature et de la vie
Département de biologie des populations organiques
Option : Biologie et physiologie de la reproduction**



Mémoire de de fin d'études en vue de l'obtention du Diplôme de MASTER
Sous le Thème

**Contribution à l'étude comportementale et physiologique de la reproduction
chez le fennec (*vulpes zerda*) en captivité**

Soutenu le : 03/10/2020

Présenté par :

KEMIHA YOUSRA

Devant le Jury composé de :

Président	BESSAAD. A	MCA	USDB (Blida 1)
Examineur	KHELEFF. D	Professeur	ENSV (Alger)
Promoteur	KAIDI. R	Professeur	USDB (Blida 1)
Co promoteur	IGUEROUADA.M	Professeur	UAMB (Bejaia)

Année universitaire 2019 / 2020

REMERCIEMENTS

Je veux adresser mes plus vifs remerciements à toute personne qui m'a aidé de

Près ou de loin à réaliser ce travail.

Mes sincères respects à mon promoteur **Pr KAIDL.R** pour son professionnalisme et sa disponibilité permanente au cours de ces mois

Je remercie également mon Co-promoteur **Pr IGUEOUADA.M** qui a parfaitement dirigé mon travail avec une grande efficacité

Mes sincères remerciements s'adressent aux membres de jury qui ont bien voulu accepter de lire et juger ce travail :

Mr BESSAAD. A

Maitre de conférences « A » à l'université de Blida -1- qui nous a fait l'honneur de présider notre jury de thèse

Pr KHELEFF. D

Professeur à l'école nationale supérieure vétérinaire en qualité d'examineur, trouve ici ma
Profonde gratitude

Je remercie également le propriétaire du zoo d'Oran le Docteur Vétérinaire HADJ

AISSA MAHFOUD

Merci à **Mr KALLEM** maître de conférences « B » à l'université de Blida

A **Mr IBOUD MOHAMED TAKI EDDINE** Doctorant en écologie animale à l'université de Tlemcen

A **Mr GUEDIOURA. M** Maitre de conférences « B » à l'université de Blida

Merci au Docteur Vétérinaire Sédira Bachir

Un grand merci à mes chers parents **KEMIHA KAMEL** et **BOUZIANE**

Nacera qui m'ont toujours encouragé et aidé ainsi qu'à ma sœur

Dr KEMIHA LOUBNA et mon frère **KEMIHA FAROUK**

Résumé

Dans le cadre de ce travail, nous avons essayé d'approcher la reproduction des fennecs (*Vulpes Zerda*), nous avons effectué une partie au parc animalier Bordj Blida Al-Aouana à Jijel et une autre partie au parc zoologique Arche de Noé à Oran.

Nous avons constaté un accouplement le 17 avril suivi d'une gestation confirmée par échographie et une mise bas en mois de juin 2020. C'est la troisième gestation de cette espèce enregistrée au zoo d'Oran après changement d'habitat et conditions d'élevage en 2015. Contrairement au zoo de Jijel où l'espèce ne s'est jamais reproduit. Des modifications au niveau de l'enclos actuel qui regroupe ce couple fennec sont nécessaires.

Nous avons réalisé aussi des dosages hormonaux et des frottis vaginaux au niveau du zoo de Jijel pour suivre les chaleurs dans le but de définir les différents stades du cycle œstral de la femelle.

Nous avons constaté qu'en mois d'aout il n'y a aucune activité ovarienne c'est un anœstrus profond de l'espèce, l'activité ovarienne ne reprendra qu'aux alentours de la période de février- Mars qui semble être le départ du processus de développement ovarien et testiculaire.

Mots clés : Fennec, reproduction, échographie, dosage hormonal, frottis vaginal, activité ovarienne.

ملخص

من خلال هذا العمل، حاولنا دراسة تكاثر وتزاوج الفنك (Vulpes Zerda) حيث قمنا بجزء من العمل بحديقة الحيوانات برج البلدية العوانة بجيجل وجزء آخر بحديقة الحيوانات سفينة نوح بوهران، لاحظنا تزاوجًا في 17 أبريل تبعه حمل أكدته الموجات فوق الصوتية وسجلنا ولادة في يونيو 2020. هذا هو الحمل الثالث المسجل لهذا النوع في حديقة حيوانات وهران بعد تغيير ملجئها وظروف معيشتها عام 2015، على عكس حديقة حيوانات جيجل حيث ان الافناك لم تتكاثر بها مطلقًا. فمن الضروري إجراء تعديلات على ملجئها الحالي.

كما قمنا بإجراء تحاليل الهرمونات الجنسية واخذ عينات خلايا المهبل لأنثى الفنك بحديقة حيوانات جيجل من أجل تحديد فترة الإباضة للفنك. لاحظنا في شهر أغسطس عدم وجود نشاط للمبايض ولن يستأنف النشاط حتى فبراير- مارس.

الكلمات المفتاحية: فنك ، تكاثر، موجات فوق صوتية، تحاليل الهرمونات الجنسية، عينات خلايا المهبل، نشاط المبايض.

summary

As part of this work, we tried to approach the reproduction of the fennecs (*Vulpes Zerda*), we performed a part at the animal park Bordj Blida Al- Aouana Jijel and another part at the Noah's Ark zoological Park in Oran.

We observed a mating on April 17 followed by a gestation confirmed by ultrasound and a birth in June 2020. This is the third gestation of this species recorded at the Oran zoo after change of habitat and conditions of farms in 2015. Unlike the Jijel zoo where the species has never reproduced. Changes to the current enclosure that brings together this fennec couple is necessary.

We also carried out hormonal assays and vaginal smears at the Jijel zoo to follow the heat in order to define the different stages of the estrus cycle of the female.

We noticed in August that there is no ovarian activity it is a deep anestrus of the species, the activity will not resume until around the period of February-March which seems to be the start of the ovarian and testicular development process.

Keywords : Fennec, reproduction, ultrasound, hormone assay, vaginal smear, heat.

Chapitre I : Généralités sur les Fennec (Vulpes Zerda)

1. Systématique	02
1.1. Un canidé	02
1.2. L'unique espèce de son groupe	02
2. Description générale	02
3. Répartition et statut	03
3.1. Distribution géographique et population	03
3.1.1. Répartition géographique.....	03
3.1.2. Population.....	04
3.2. Statut.....	04
4. Régime alimentaire	05
5. Comportement vis-à-vis de l'homme	05
5.1. En milieu naturel.....	05
5.2. En captivité	05
6. Maladies infectieuses	06
6.1. La rage	06
6.2. La maladie de carré	06
6.3. Autres.....	06

Chapitre II : Etude bibliographique de la physiologie sexuelle du fennec

1. Rappels anatomiques et histologiques de l'appareil reproducteur canin	08
1.1. Anatomie et histologie de l'appareil reproducteur femelle.....	08
1.1.1. Anatomie de l'appareil reproducteur femelle.....	08
1.1.2. Histologie de l'appareil reproducteur femelle	09
1.2. Anatomie de l'appareil reproducteur male.....	09
1.2.1. Anatomie de l'appareil reproducteur male	09
1.2.2. Histologie de l'appareil reproducteur male.....	11
2. La gamétogenèse	12
2.1. La folliculogenese	12
2.2. La spermatogénèse	15

3. Présentation du cycle œstral.....	17
3.1. Pro-œstrus	18
3.2. Œstrus.....	18
3.3. Metoestrus ou (dioestrus)	18
3.4. Anoestrus.....	18
4. Endocrinologie au cours du cycle œstral.....	19
4.1. Endocrinologie de la femelle	19
4.1.1. Stéroïdogénese.....	19
4.1.2. Régularisation neurohormonale	20
4.1.3. Variations du profil hormonal	21
4.2. Endocrinologie du male	23
4.2.1. Stéroïdogénese	23
4.2.2. Régularisation neurohormonale.....	24
5. La cytologie vaginale.....	24
5.1. Types de cellules	24
5.1.1. Les cellules de l'épithélium vaginal.....	24
5.1.2. Autres cellules issues de l'épithélium Vaginal.....	24
5.1.3. Autres cellules	25
5.2. Les variations de la cytologie vaginale au cours du cycle œstral.....	25
5.2.1. Pendant le proestrus.....	25
5.2.2. Pendant l'œstrus	25
5.2.3. Pendant le métoestrus	25
5.2.4. Pendant l'anoestrus	26
6. Rapprochement sexuel.....	26
7. Gestation , mise bas et élevage des petits	27
7.1. Gestation et mise bas.....	27
7.2. Elevage des jeunes.....	27

Etude Expérimentale

Chapitre III : Matérielles et Méthodes

1.Caractéristiques générales des zones d'étude	29
1.1.Présentaton du parc animalier Bordj Blida - Al aouana – jijel.....	29
1.1.1. Origine et évolution.....	29
1.1.2. Analyse du milieu abiotique	29
1.1.2.1.Situation géographique	29
1.1.2.2.Climat.....	30
1.1.2.2.1.Parametres climatiques annalysés	30
1.1.2.2.1.1. Précipitations	30
1.1.2.2.1.2. Température.....	31
1.1.2.2.1.3. Synthese climatique	31
1.1.2.2.1.3.1. Diagrame ombrothermique de Gaussen... ..	31
1.1.2.2.1.3.2. Quotient pluiothermique et climagramme d'Emberger.....	31
1.1.2.2.2. Autres parametres climatiques	33
1.1.2.2.2.1. Les gelées.....	33
1.1.2.2.2.2. L'humidité.....	33
1.1.2.2.2.3. Le vent	34
1.1.3. Analyse du milieu biotique	34
1.1.3.1. Diversité floristique	34
1.1.3.2. Diversité faunistique	34
1.2. Présentation du parc animalier Arche de Noé – Oran	35
1.2.1. Origine	35
1.2.2. Analyse du milieu abiotique	35
1.2.2.1. Situation géographique	35
1.2.2.2. Climat	36
1.2.2.2.1. La pluviométrie	36
1.2.2.2.2. La température	38
1.2.2.2.3.le vent.....	38
1.2.3.Analyse du milieu biotique	38

1.2.3.1. Diversité faunistique	38
2.Echantillon Biologique	39
2.1.Présentation de l'animal au zoo de Jijel.....	39
2.1.1.Habitat et nourriture	39
2.2. Présentation de l'animal au zoo d'Oran	40
2.2.1. Habitat et nourriture.....	40
3.Méthodologie de travail	41
3.1.Modifications comportementales	42
3.2. Méthodes paracliniques.....	43
3.2.1. Les dosages hormonaux	43
3.2.1.1. Prélèvement sanguin.....	43
3.2.1.2.La centrifugation	44
3.2.1.3.La réalisation des tests.....	44
3.2.2. Examen de l'épithélium vaginal.....	46
3.2.2.1. La technique	46
3.2.2.1.1. Le prélèvement.....	46
3.2.2.1.1.1. Ecouvionnage	46
3.2.2.1.1.2. Spatule d'ayre.....	46
3.2.2.1.2.Fixation du prélèvement	47
3.2.2.1.3. Coloration par méthode de papanicolaou.....	47
3.2.2.1.4. L'observation microscopique.....	49
3.2.3. Echographie	49

Chapitre IV : Résultats et Discussion

1.Résultats.....	51
1.1. Dosage hormonal	51
1.2. Cytologie vaginale	52
1.3. Echographie.....	53
2. Discussion	55
Conclusion	57

Liste de tableaux

Tableau 01 : Précipitations moyennes mensuelles (mm) enregistrées à Achouat (wilaya de Jijel) de 1998 à 2018.....	31
Tableau 02 : Températures moyennes mensuelles (°C) enregistrées à Jijel sur une période d'observation de vingt ans allant de 1998 à 2018.....	31
Tableau 03 : Humidité moyennes mensuelles (%) enregistrées à Jijel sur une période d'observation de vingt ans allant de 1998 à 2018.....	34
Tableau 04 : Coloration Pap par Varistain 24-3 SHANDON utilisant « PASS ».....	48
Tableau 05 : Profil hormonal de la femelle présente au zoo de Jijel.....	51
Tableau 06: Profil hormonal du male présent au zoo de Jijel	51

Liste des figures

Figure1 :Un fennec (Dragesco-Joffe, 1993).....	03
Figure2 : Aire globale de répartition du Fennec, <i>Fennecus zerda</i> (Cuzin (1996).....	03
Figure3 : Anatomie de l'appareil reproducteur du chien femelle (Anderson et Anderson, 1994).....	08
Figure 4 : Schéma de l'appareil génital mâle in situ.(Evans, 1993).....	10
Figure 5 : Appareil reproducteur du chien mâle en coupe transversale (A) et en vue de profil (B) (Barone, 2001).....	10
Figure6 : Schéma de l'ovaire et de ses principaux constituants réunissant sur le même diagramme les stades successifs du cycle ovarien. (Klein et Mayer 1963).....	14
Figure 7 : Etapes de l'ovogénèse chez le chien (Kancel, 2019).....	14
Figure 8 : Morphologie d'un spermatozoïde canin (vetopsy, 2006).....	16
Figure 9 : Etapes de la spermatogénèse dans le tube séminifère (Gayrard, 2018).....	16
Figure10 : Régularisation neurohormonale de la steroïdogénèse chez la femelle (Kancel, 2019 d'après corré et Rozenbaum, 2004).....	21
Figure 11 :Régulation neurohormonale de la steroïdogénèse chez le mâle (kancel, 2019 d'après corré et rozenbaum, 2004).....	23
Figure 12 : Epithélium pavimenteux non kératinisé pluristratifié (d'après la division d'histologie du département de médecine de l'université de Fribourg).....	24
Figure 13 : Carte montrant la localisation du parc Bordj Blida El Aouana.....	30
Figure14 : Diagramme ombrothermique de Gaussen.....	32
Figure 15 :Climagramme d'Emberger.....	33
Figure16 : Carte montrant la localisation du parc d'Oran (google maps).....	35
Figure17 : Précipitations sur la période : 1900 – 2010.....	37
Figure18 : variations de températures mensuelles : 2005-2008.....	38
Figure 19 : Fennec dans son enclos, zone 01 Parc bordj blida Al Aouana Jijel	

(photo originale, 2020).....	39
Figure 20 : Enclos des fennecs de la zone 01 du parc bordj blida Al Aouana, Jijel	
(photo originale, 2020).....	40
Figure21 : la femelle fennec dans son enclos, zoo d’Oran (photo originale , 2020).....	40
Figure 22 : enclos des fennecs au zoo Arche de Noé, Oran (photo originale, 2020).....	41
Figure 23 : Accolement après accouplement du couple fennec au zoo d’oran	
(photo originale, 2020).....	42
Figure 24 : Schéma représentatif des examens effectués sur les femelles et le male fennec	
(zoo de Jijel et Oran).....	43
Figure 25 : Prélèvement sanguin chez fennec (femelle) au parc bordj Blida Al Aouana	
(photo originale, 2020).....	44
Figure 26 : Réactif œstrogène VIDAS ; BIOMERIEUX utilisé au niveau du Laboratoire	
« EL MANAR- ROUTE DE LA SOUMMAM , VILLAGE MOSTPHA »	
(photo originale, 2020).....	45
Figure 27 : Réactif – progestérone VIDAS ; BIOMERIEUX utilisé au niveau du laboratoire	
« EL MANAR- ROUTE DE LA SOUMMAM , VILLAGE MOSTPHA »	
(photo originale ,2020).....	45
Figure 28 : Appareil utilisée Vidas Biomerieux au niveau du laboratoire « EL MANAR-	
ROUTE DE LA SOUMMAM , VILLAGE MOSTPHA » (photo originale 2020).....	46
Figure 29 : Observation des frottis vaginaux à l’aide du microscope Leica au Laboratoire anatomo-	
pathologie de Docteur HAMEL à Jijel. (Photo originale, 2020).....	49
Figure 30 : Echographie réalisé sur femelle fennec au cabinet vétérinaire Dr SRAICH	
(photo originale, 2020).....	50
Figure 31 : Courbe relative à la variation des œstrogènes, progestérone et testostérone de	
l’espèce fennec (vulpe zerda) en fonction du temps.....	51
Figure 32 : Frottis vaginaux de la femelle fennec (vulpe zerda) en anœstrus (photo originale,	
2020).....	52

Figure 33: Frottis vaginal réalisé chez une femme avant ovulation au laboratoire d'anatomo-pathologie de Docteur HAMEL à Jijel.....	53
Figure 33 : Echographie réalisée sur femelle fennec au cabinet du Dr SRAICH (photo originale, 2020).....	54

Liste des abréviations

FSH : Follicle Stimulating Hormone (Hormone Folliculo-Stimulante)

GnRH : Gonadotropin Releasing Hormone (Hormone de libération des Gonadotrophines hypophysaires)

LH : Luteinising Hormone (Hormone Lutéinisante)

PGF2 α : Prostaglandine F2 α

TGF β : Transforming Growth Factor beta (Facteur de Croissance Transformant bêta)

Introduction

Le Fennec, un animal saharien par excellence, c'est un petit Renard nocturne *Vulpes zerda*, anciennement *Fennecus zerda* (Zimmermann, 1780), c'est un patrimoine faunistique algérien protégé par la loi.

Les fennecs se reproduisent mal en captivité (Leclerc- Cassan, 1973 ;Grizmek,1974) Guittin en 1982 rappelle que les fennecs posent un problème délicat à de nombreux parcs zoologiques qui ont observé des difficultés dans la reproduction de cette espèce.

Aucune étude en Algérie, n'a entamé la reproduction des fennecs en captivité pourtant le problème est toujours posé au niveau des parcs zoologiques y compris Jijel, Mostaganem, Tlemcen qui n'ont jamais enregistré des naissances de l'espèce.

C'est pourquoi, il est proposé dans ce mémoire deux parties :

- Une analyse bibliographique contenant des caractéristiques générales des fennecs, ainsi les particularités de la physiologie de la reproduction du fennec en faisant des rappels sur les grandes caractéristiques de la reproduction des canidés.
- Dans une deuxième partie expérimentale, nous essayons d'approcher la reproduction des fennecs (*Vulpes Zerda*) en captivité dans le but de l'amélioration de sa reproduction et la préservation de la pérennité de l'espèce.

Chapitre I

Généralités sur les fennecs (*Vulpes Zerda*)

1. Systématique

1.1. Un canidé

Tout comme les Renards et les Chiens, le Fennec appartient à l'ordre des Carnivores, Fissipèdes terrestres, à la super famille des *Cynoidea*; à la famille des Canidés et à la sous-famille des *Caninae*(Grasse, 1955).

Le Fennec est la plus petite espèce de la famille des Canidés (Grizmek, 1974 ;Sheldon, 1992).

1.2. L'unique espèce de son groupe

Le Fennec est classé traditionnellement dans le groupe du genre *Fennecus*, dont il est l'unique représentant. Aucune autre sous-espèce n'est décrite dans ce groupe (Grizmek,1974 ; Sheldon, 1992).

Les taxinomistes s'accordent sur le nom spécifique *zerda*, mais une discorde subsiste encore sur le nom générique *Fennecus*. Certains rangent le Fennec dans le groupe des Renards : il devient pour eux *Vulpes zerda* (Haltenorth et Diller, 1977 ; Van Gelder, 1978 ; Macdonald et Sillero-Zubiri,2004).

Aujourd'hui, la tendance est à regrouper le Fennec avec les Renards (Dragesco-Joffé, 1993 ; Macdonald et Sillero-Zubiri, 2004), et bien que traditionnellement appelé *Fennecus zerda*, le Fennec se trouve aussi souvent dénommé en latin par nombreux auteurs *Vulpes zerda* (Macdonald et Sillero-Zubiri, 2004).

2. Description générale

Selon Le Berre (1990), décrit le Fennec comme un très petit renard de couleur claire, plus petit qu'un chat domestique, à grandes oreilles larges et triangulaires. Il est vêtu de la livrée du désert, la robe du Fennec est de couleur sable-isabelle, toujours plus sombre sur le dos et la face externe des oreilles, et plus claire sur les flancs. Ce pelage fauve pâle ou crème du fennec fond à merveille avec le sable des dunes dans lesquelles ce petit carnivore se déplace. Le poil présente un fin liseré noir. La couleur basique du pelage est un pâle crème ou jaune pâle, souvent associé avec un peu de brun, roux, ou gris. Le tour des yeux, le front et les joues sont de couleur crème. Le ventre, le côté interne des pattes et l'intérieur des oreilles sont

blanchâtres, pâles écrémés. La couleur de la queue est particulière, de teinte plus roussâtre, avec à l'extrémité des poils noirs. (Incorvaia, 2005) ajoute que l'extrémité de la queue est noire. La couleur des poils varie de teintes suivant les régions et les époques de l'année (Figure1).

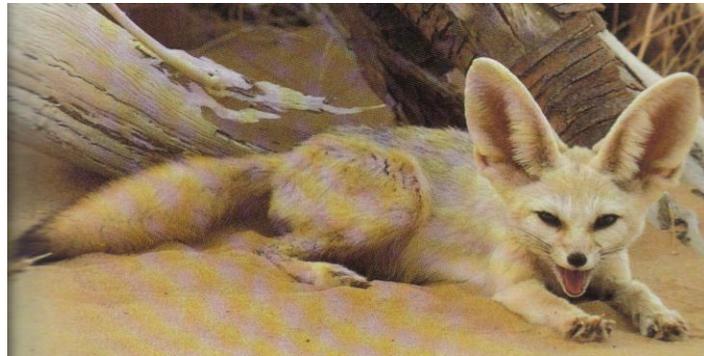


Figure 1 : Un fennec (Dragesco-Joffe, 1993)

3. Répartition et statut

3.1. Distribution géographique et population

3.1.1. Répartition géographique

Les fennecs vivent dans les déserts de sable et dans les semi-déserts d'Afrique du Nord, de l'Atlantique jusqu'au Nord du Sinaï (Saleh et Basuony, 1998 ; Macdonald et Sillero-Zubiri, 2004). On les trouve dans le Sahara marocain, algérien, tunisien. Leur habitat s'étend au sud jusqu'au 14ème parallèle Nord : Nord de la Mauritanie, du Mali, du Niger, du Tchad, du Soudan ; et à l'est en Libye, jusqu'en Egypte (Figure2) (Ginsberg et Macdonald, 1990).

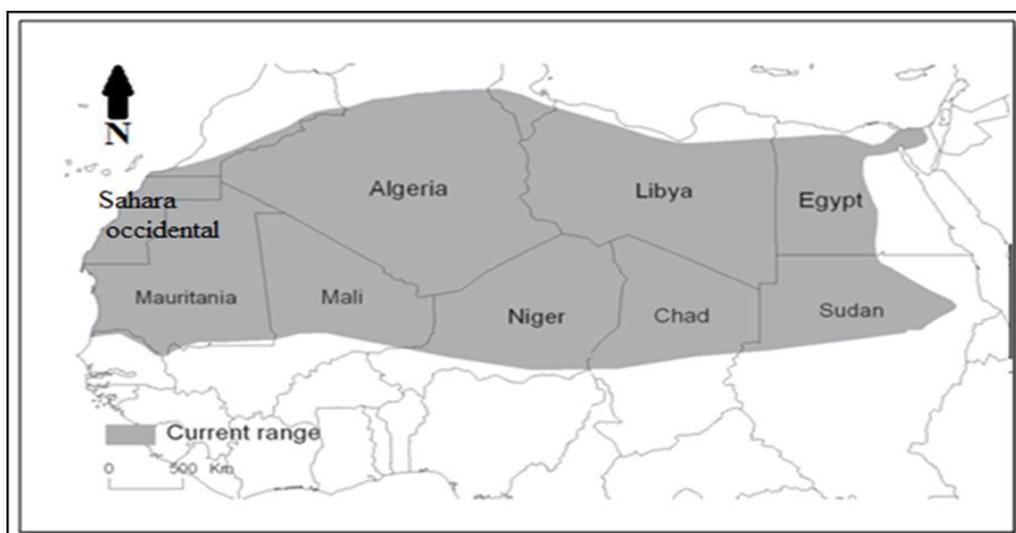


Figure 2: Aire globale de répartition du Fennec, *Fennecus zerda* (Cuzin, 1996)

En Algérie, le Fennec habite toutes les régions sableuses du Sahara et limitrophes, telles que celles d'El Oued, de Laghouat, du M'zab, de Touggourt, d'Ouargla, de Biskra, de Beni Abbès et du Tassili (Kowalski et Rzebik-Kowalska, 1991). (Le Berre, 1991) ajoute qu'on peut le trouver dans le Hoggar (région montagneuse).

3.1.2. Population

Pour certains, les fennecs semblent être communs dans leur aire de répartition (Nowak, 1999 ; Macdonald et Sillero-Zubiri, 2004).

Pour d'autres, ils seraient devenus rares dans certaines parties du Nord-Ouest de l'Afrique (Grzimek, 1974). Leur population a décliné dans plusieurs parties du Nord-Ouest du Sahara (Sheldon, 1992 ; Dragesco-Joffe, 1993) car les populations natives du Nord du Sahara chassent intensément la faune sauvage de leurs milieux (Grzimek, 1974 ; Dragesco-Joffe, 1993). Les populations de Fennec ont aussi régressé au Maroc, depuis les années 1960, et les fennecs ont disparu de 4 localités sud-marocaine à cause de la perte des dunes de sable due à la construction de nouveaux habitats humains (asa et Cuzin 2013).

Dans des études de piégeage par camera dans le centre du Tchad, les fennecs étaient les espèces les plus fréquemment enregistrées présentes dans 32 des 94 emplacements de piégeage par camera répandus au nord de 14,5° N, avec aucun enregistrement dans 30 localités au sud de cette ligne (M.Hassan, T.wacher et J. Newby, comm. Pers.2015)

Par contre, les fennecs du Sud du Sahara ne seraient ni rares, ni menacés. Les nomades ne tentent pas encore de les capturer (Dragesco-Joffe, 1993). Le Fennec est aussi largement répandu en Libye, notamment à 15-20 km à l'est de l'oasis de Giolo, au Sud de Syrtica et à l'ouest de Samah (Hufnagl, 1972).

Cependant, aucune densité de population n'est connue. Elles sont, du coup, parfois contradictoires et incertaines concernant les limites de la répartition géographique des fennecs (présence de fennecs au Moyen-Orient) et l'importance des populations.

3.2. Statut

Préoccupation mineure car l'espèce est relativement répandue dans les déserts sableux et semi-déserts de l'Afrique du nord du Sinaï, et il n'y a actuellement aucune menace majeure connue à l'échelle de son aire de répartition (Wachter, T et al. 2015).

4. Régime alimentaire

Le Fennec se nourrit de petits Rongeurs tels que Gerbilles et gerboises, Mériones ; de petits Oiseaux, Alouettes et Gangas ; d'œufs, de Lézards, de Geckos, de Scinques, d'Insectes de toutes sortes tels que Scarabées et Criquets, de matériel végétal: plante grasse, succulente, et particulièrement les racines tubéreuses et bulbeuses, qui peuvent être une importante source d'eau, de baies et de fruits variés (Gauthier-Pilters, 1967 ; Dorst et Dandelot, 1970 ; Meester et Setzer, 1971 ; Rosevear, 1974 ; Grizmek, 1974 ; Fox, 1975 ; Macdonald et Sillero-Zubiri, 2004).

En captivité : Ses goûts sont éclectiques. Il est capable de manger des aliments très variés : cœur de chameau cru ou grillé, crabe en conserve, poisson, fromage, carottes, feuilles de pissenlits, pain, confiture, miel, noisettes, poires (Grizmek, 1974 ; Levi, 1991).

5. Comportement vis-à-vis de l'homme

5.1 En milieu naturel

Quand un homme s'approche en plein jour, à proximité de leurs trous, les fennecs se conduisent, suivant les cas, de deux manières différentes. S'ils possèdent un terrier profond dans lequel ils ont confiance, ils y disparaissent et on ne les voit en général pas. Si, par contre leur terrier est sommaire, ils l'abandonnent (Dragesco-Joffe, 1993). La nuit, l'observation serait aisée dans les phares des véhicules ou bien à la torche autour du campement, au moment où ils s'adonnent à la chasse nocturne. Il fuit moins dans l'obscurité que le jour. Contrairement au Renard famélique, sa fuite est moins directe et l'on peut voir l'animal un moment avant sa disparition (Dragesco-Joffe, 1993). Certains individus font même preuve d'une certaine confiance en l'Homme. Il arrive qu'ils s'approchent des campements (Dragesco-Joffe, 1993).

5.2 En captivité

Il s'adapte relativement bien à la captivité (en cage ou en semi-liberté) et il y a d'ailleurs de nombreux rapports sur son développement et son comportement en captivité. Le facteur limitant de sa conservation en captivité est son extrême timidité. Pour la même raison, il se reproduit mal en captivité (Leclerc-Cassan, 1973 ; Grizmek, 1974). Guittin en 1982 rappelle que les fennecs posent un problème délicat à de nombreux parcs zoologiques qui ont

observé beaucoup de problèmes dans le domaine de la reproduction et de l'élevage des jeunes. Ces difficultés peuvent être attribuées en grande partie au caractère farouche de cet animal, qui exige un climat de sécurité pour élever ses petits. En effet, par un mécanisme peu connu, le stress peut conduire les parents à abandonner, tuer ou dévorer leur progéniture. La peur supprime l'instinct maternel et déclenche des réactions inhabituelles.

6. Maladies infectieuses

Elles sont peu étudiées. Seuls des cas sporadiques de fennecs gardés dans les parcs zoologiques ou chez les particuliers montrent que le Fennec peut être sensible à un certain nombre d'affections transmissibles entre carnivores et/ou à l'Homme.

6.1. La rage

Le Fennec est réceptif au virus rabique. Il est seulement noté que trois fennecs mordeurs ayant fait l'objet d'une recherche de virus rabique s'est révélée positive pour un (Rahal, 1970 ; Almi, 1972).

6.2. La maladie de Carré

Le Fennec est très sensible à cette infection (Lévi, 1991). La maladie de Carré peut atteindre rapidement tout un effectif en captivité. Elle se manifeste souvent par une forme aiguë ne permettant pas d'arriver jusqu'aux symptômes nerveux (Leclerc-Cassan, 1973).

Une épidémie de la maladie de Carré, en 1965, a détruit toute la collection de fennecs du parc zoologique de Vincennes. Vingt-sept fennecs sont morts. Le programme de vaccination était, à cette époque, inexistant au zoo. Les animaux ont commencé à périr deux trois semaines après l'introduction d'un nouveau fennec dans le groupe. Celui-ci mourut le premier, puis en deux mois la totalité des animaux fut anéantie. Les signes cliniques observés étaient similaires à ceux que l'on connaît chez le chien (Lévi, 1991).

Un cas semblable s'est produit chez un particulier qui a élevé pendant longtemps des fennecs chez lui, jusqu'au jour où ses animaux entrèrent en contact avec un chien qui leur transmis le virus de Carré. Là encore, les fennecs n'étaient pas vaccinés, tous ont succombé (Vanderhaege, 1988).

6.3. Autres

Le Fennec est aussi décrit, en captivité, comme étant réceptif à la parvovirose canine et à l'hépatite infectieuse de Rubarth (Leclerc-Cassan, 1986), sans disposer de plus amples

informations sur la question.

Il est également sensible à la tuberculose (Himes, 1980), la cryptococcose (Saez et Coll., 1978), la toxoplasmose (Chauvier, 1959), l'otacariose (Gutknecht, 1970), la capillariosepulmonaire (Herceg et Witerhauser, 1969), la trichinellose (Tsis et coll., 1973).

Chapitre II

Etude bibliographique de la physiologie sexuelle du fennec

1. Rappels anatomiques et histologiques de l'appareil reproducteur canin

1.1. Anatomie et histologie de l'appareil reproducteur femelle

1.1.1. Anatomie de l'appareil reproducteur femelle

L'appareil génital femelle est constitué classiquement de deux ovaires, de deux oviductes, d'un utérus bipartite se terminant par un col et enfin d'un vagin et son vestibule (figure 03)

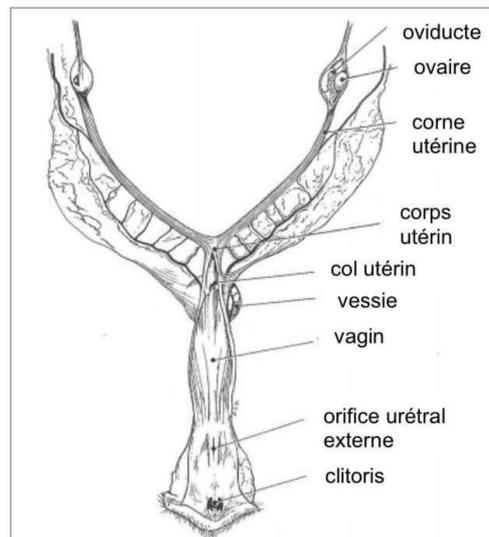


Figure 3 : Anatomie de l'appareil reproducteur du chien femelle (Anderson et Anderson, 1994)

Les ovaires sont les gonades femelles de forme ovoïde, ils sont maintenus dans des bourses ovariennes, riches en tissu adipeux chez les canidés. Leur rôle hormonal est d'assurer la folliculogénèse et la production d'ovocytes.

L'oviducte relie l'ovaire et l'utérus. Il forme une ampoule sur sa partie la plus crâniale, qui s'élargit pour former l'infundibulum. Sa partie la plus caudale est formée d'un ostium débouchant dans la corne utérine, dont l'ouverture se fait lors du passage de l'ovocyte. Le rôle de l'oviducte est donc de transporter l'ovocyte et de maintenir un environnement optimal qui permettra la fécondation.

L'utérus des canidés est bipartite et en forme de « Y ». Il est formé de deux longues cornes, convergeant en un corps utérin puis un col plus épais que le corps. Sa taille et son diamètre varient en fonction de l'âge, du stade du cycle et du nombre de portées. Son rôle est de recevoir l'embryon, permettre son implantation, assurer sa nutrition pendant la gestation et assurer les contractions induisant la parturition.

Le vagin est l'organe copulateur femelle qui permet l'accouplement. Il s'étend du col utérin jusqu'au vestibule. Il est de consistance musculo-membraneuse et est formé de nombreux replis longitudinaux. Sa taille varie également au cours du cycle.

Le vestibule du vagin se situe entre la vulve et le vagin. Ventralement au vestibule se trouve la fosse clitoridienne et le clitoris, au sein de la commissure ventrale des lèvres vulvaires.

1.1.2. Histologie de l'appareil reproducteur femelle

La structure histologique de l'**ovaire** se compose d'une couche superficielle, formée par un épithélium cubique et une couche fibreuse, et d'un stroma fibreux. Ce dernier est composé d'un cortex, fibreux et richement vascularisé contenant les follicules ovariens qui renferment l'ovocyte et assurent la fonction endocrine de l'ovaire, et d'une médulla assurant essentiellement la vascularisation sanguine et lymphatique de l'ovaire (Corre et Rozenbaum, 2004).

La structure histologique de la paroi de l'**oviducte** est caractérisée par ses quatre couches: la muqueuse, riche en fibres musculaires lisses et dont l'épithélium cilié permet le déplacement des ovocytes ; la sous muqueuse riche en fibres musculaires lisses et fibres élastiques ; la musculuse formée de deux couches de fibres musculaires ; et la séreuse riche en tissu conjonctif et fibres élastiques (Marly, 2010).

La structure histologique de l'**utérus** est formée de trois couches : l'endomètre très épais chez la chienne dont l'épithélium de surface désquame au cours du cycle et dont l'épithélium en profondeur forme des glandes endométriales tubulaires ou sinueuses ; le myomètre plus fin et constitué de deux couches de fibres musculaires lisses ; et la séreuse essentiellement fibreuse et richement vascularisée et innervée (Marly, 2010). Le col utérin est épais, musculux et riche en fibres élastiques. Les deux couches de fibres musculaires jouent un rôle important lors de la parturition puisqu'elles permettent l'ouverture du col et sa rétractation après la mise-bas. La séreuse est constituée essentiellement de tissu conjonctif et représente un reliquat des conduits embryonnaires de Wolff (Marly, 2010).

1.2. Anatomie et histologie de l'appareil reproducteur mâle

1.2.1. Anatomie de l'appareil reproducteur mâle

Il est constitué d'un scrotum, de deux testicules, de deux épидидymes, de deux canaux déférents, d'une prostate et d'un pénis pourvu d'un os pénien et dont l'extrémité distale est recouverte par un prépuce (figure 04).

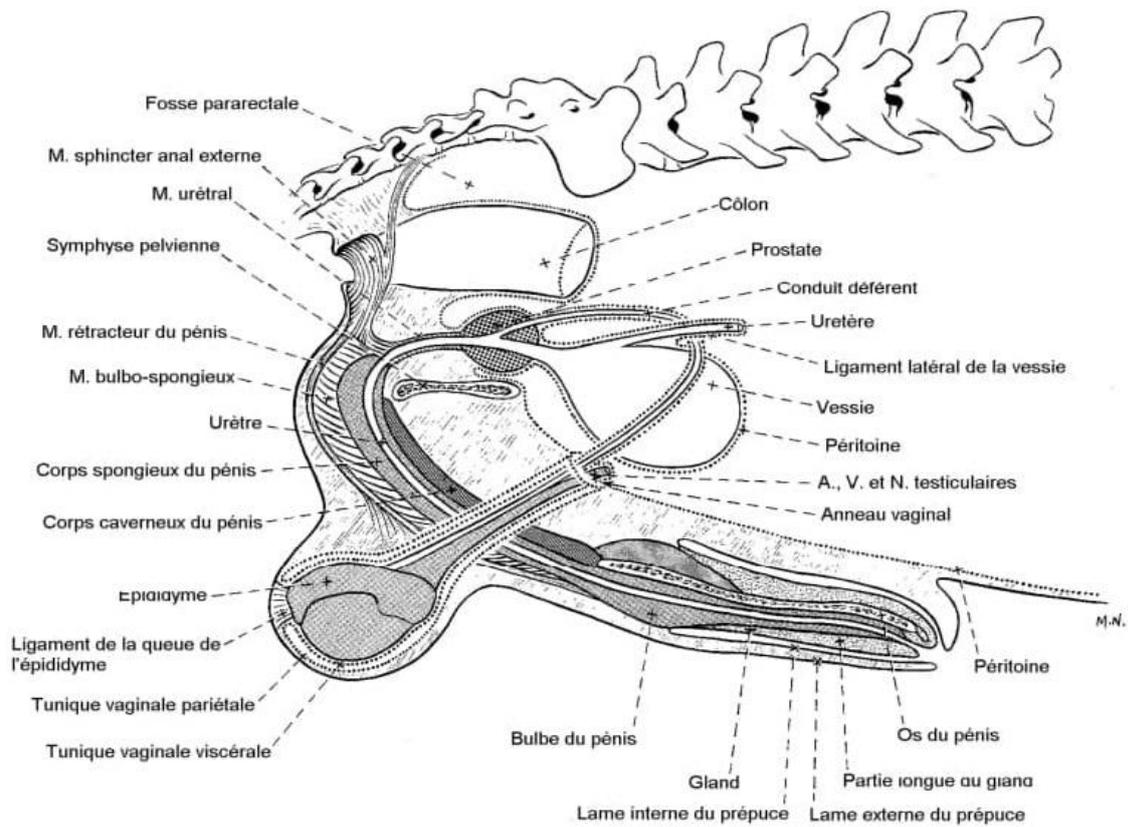


Figure 04 : Schéma de l'appareil génital mâle (Evans, 1993)

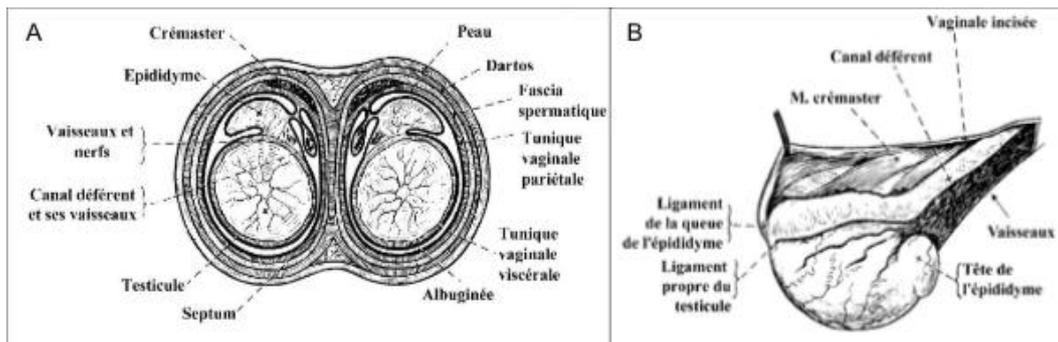


Figure 05 : appareil reproducteur du chien mâle en coupe transversale (A) et en vue de profil (B) (Barone, 2001)

Le scrotum est une excroissance fine de la peau protégeant les testicules et situé en région périnéale basse. Il est pigmenté et recouvert de poils. Son rôle consiste à maintenir les testicules à une température inférieure à la température corporelle afin d'assurer leur bon fonctionnement (Corre et Rozenbaum, 2004).

Le testicule est recouvert d'une tunique albuginée accolée à la tunique vaginale, et de fascias internes et externes situés sous le tégument scrotal. Son rôle est d'assurer la

spermatogénèse et la stéroïdogénèse (élaboration des hormones sexuelles (Corre et Rozenbaum, 2004). Son poids varie considérablement selon la saison.

L'épididyme se compose d'une tête située au pôle crânial du testicule, d'un corps longeant le bord dorso-latéral du testicule et d'une queue s'insérant caudalement au testicule par le ligament propre. L'épididyme s'insère sur la tunique vaginale par le ligament de la queue de l'épididyme. Le rôle des épидидymes est d'assurer la maturation des spermatozoïdes. Les canaux déférents prolongent la queue de l'épididyme. Ils partent des testicules et remontent dans l'abdomen en passant par l'anneau inguinal. Ils croisent ventralement les uretères et arrivent dans la prostate où ils s'abouchent à l'urètre prostatique. Le conduit déférent, ses vaisseaux, le plexus pampiniforme et les nerfs testiculaires forment ensemble le conduit spermatique (Corre et Rozenbaum, 2004).

La prostate est une glande impaire, bilobée dont chaque lobe est polylobulé (Corre et Rozenbaum, 2004). Son développement dépend directement de la sécrétion hormonale du testicule et indirectement de l'axe hypothalamo-hypophysaire. Son rôle est de produire des sécrétions prostatiques qui vont représenter les trois-quarts du volume spermatique. Ces sécrétions permettent la dilution, le transport, la nutrition et la protection des spermatozoïdes, assurent un effet tampon contre le pH vaginal, possèdent une action bactériostatique, participent à la fin de la maturation des spermatozoïdes et présentent des propriétés immunosuppressives dirigées contre les éléments du tractus génital femelle (Fontbonne, 1992 ; Johnston et al., 2001).

L'urètre est dans la continuité du col vésical. Il est cylindrique et très étiré. Il est riche en fibres musculaires striées. Les canaux déférents s'abouchent dans la partie pelvienne de l'urètre ventralement à la prostate, qui se poursuit par la partie spongieuse du corps du pénis.

Le pénis est l'organe copulateur du mâle. Il renferme l'urètre, le corps caverneux, le corps spongieux de l'urètre et le corps spongieux du gland. Ces derniers permettent l'érection du pénis. Le pénis contient un os pénien qui soutient le gland, facilite l'accouplement, et qui est recouvert d'un repli cutané, le prépuce (Corre et Rozenbaum, 2004). Au repos, la totalité du pénis est masquée par le fourreau.

1.2.2. Histologie de l'appareil reproducteur male

La structure histologique du testicule du chien se compose de multiples lobules contenant les tubes séminifères. Les tubes séminifères contiennent des cellules de la lignée

germinale conduisant à la formation des spermatozoïdes, qui sont ensuite libérés dans la lumière du tube, et des cellules de Sertoli, qui sont de grandes cellules allongées entourant les cellules germinales et dont le cytoplasme est riche en glycogène, glycoprotéines et lipides. Le rôle des cellules de Sertoli est de supporter, protéger et assurer la nutrition des cellules germinales, de libérer les spermatozoïdes et de synthétiser des androgènes et une petite quantité d'œstrogènes (Corre et Rozenbaum, 2004). Elles participent également à la résorption des corps résiduels, à la phagocytose des cellules germinales en dégénérescence et produisent l'Androgen Binding Protein, l'inhibine, l'activine, les activateurs du plasminogène, la transferrine, les facteurs de croissance et les facteurs mitogènes (Fontbonne, 1992 ; Vetopsy, 2019).

Les cellules de Leydig sont contenues dans le tissu interstitiel séparant les tubes séminifères. Leur rôle est de synthétiser les androgènes (testostérone principalement et œstrogènes) assurant le maintien et l'intégrité de la lignée germinale mâle (Johnston et al., 2001 ; Corre et Rozenbaum, 2004). La tunique albuginée (ou capsule testiculaire) entourant le testicule est composée d'une unique couche de cellules, formée de fibroblastes et de fibres de collagène.

2. La gamétogenèse

2.1. La folliculogénèse et l'ovogénèse

La folliculogénèse regroupe la croissance et la maturation du follicule à partir de la réserve établie depuis la naissance puis la rupture du follicule, lors de l'ovulation, qui va permettre de libérer l'ovocyte (figure06).

Le début de la folliculogénèse ne nécessite pas la présence de gonadotrophines contrairement à la folliculogénèse terminale.

La réserve ovarienne est composée principalement de follicules primordiaux constitués d'un ovocyte primaire entouré de quelques cellules folliculaires aplaties. Chez de nombreux mammifères, la folliculogénèse commence dès la vie fœtale (Corre et Rozenbaum, 2004). En revanche, dans l'espèce canine, les premiers follicules ne sont observés qu'après la naissance. Lors de chaque cycle sexuel, des follicules primordiaux sortent de la réserve ovarienne et entrent en croissance sous l'action de nombreux facteurs autocrines et paracrines sécrétés par l'ovocyte, tels que des facteurs de croissance de la famille des TGF β . Les gonadotrophines ne joueraient pas un rôle prédominant dans cette phase, leurs récepteurs n'étant pas encore fonctionnels.

Les follicules primordiaux se transforment successivement pour devenir (figure 06) :

- Des follicules primaires contenant un ovocyte primaire entouré d'une unique couche de cellules cuboïdales de la granulosa ;
- Puis des follicules secondaires contenant un ovocyte entouré de la zone pellucide, et deux couches de cellules de la granulosa ;
- Puis des follicules pré-antraux, caractérisés par un épaissement du stroma qui forme les deux couches de cellules de thèque (thèque externe myofibreuse et thèque interne stéroïdogène) ;
- Des follicules tertiaires (ou cavitaires), caractérisés par la formation de l'antrum, une cavité remplie de liquide folliculaire contenant de nombreuses molécules essentielles au développement du complexe cumulo-ovocytaire ;
- Puis des follicules matures (ou préovulatoires). Le recrutement et la sélection des follicules qui vont ovuler a lieu sous l'action des œstrogènes et de l'inhibine, qui vont inhiber la LH et la FSH ; ceux qui ovuleront sont les plus volumineux, ayant de nombreux récepteurs, donc les plus sensibles à la FSH. Les follicules sélectionnés inhibent le développement des autres follicules et augmentent leur sécrétion d'androgènes.

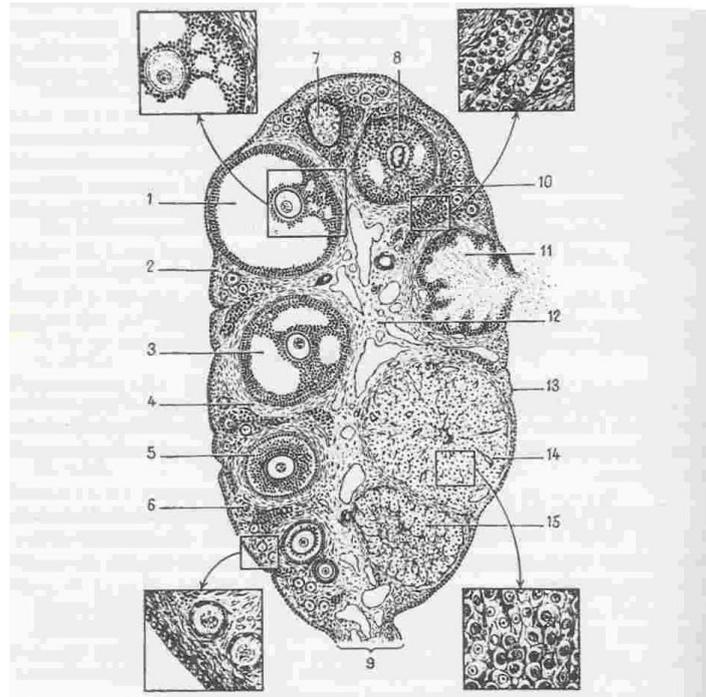


Figure 06 : Schéma de l’ovaire et de ses principaux constituants réunissant sur le même diagramme les stades successifs du cycle ovarien. (Klein et Mayer 1963).

1 : Follicule de Graaf, 2 : albuginée, 3 : follicule tertiaire, 4 : thèque, 5 : follicule primaire En croissance, 6 : follicule primordial ,7 : corpus albicans , 8 : follicule atrétique , 9 : hile
 10 : tissu interstitiel, 11 : follicule rompu, 12 : medulla, 13 : épithélium germinatif, 14 : Corps jaune, 15 : corps jaune en régression.

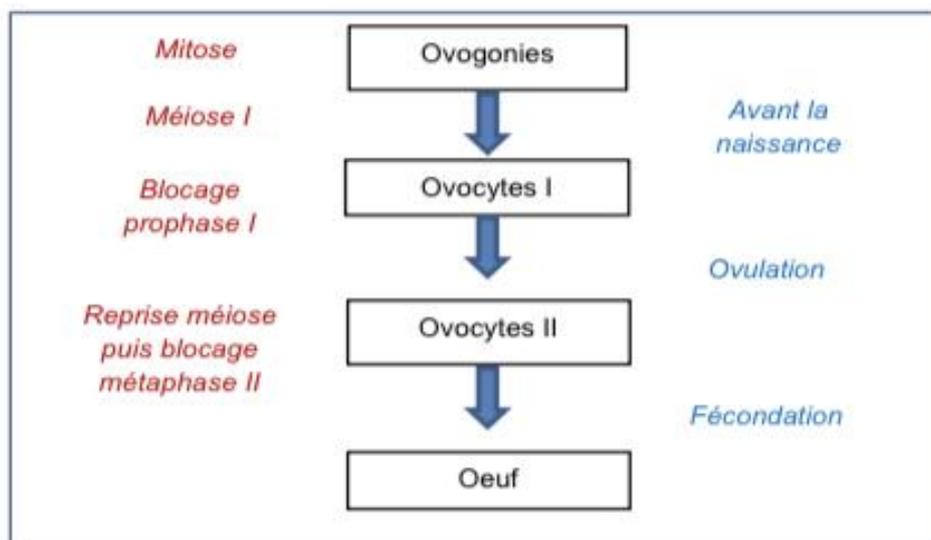


Figure 07 : Etapes de l’ovogénèse chez le chien (Kancel, 2019)

Dans l'espèce canine, l'ovulation libère un ovocyte immature bloqué au stade diplotène de la prophase I. Chez la chienne, la reprise de la méiose se fait 2-3 jours plus tard, dans les oviductes, et non pas dans le follicule suite au pic de LH. La reprise de la méiose permet la maturation de l'ovocyte qui reprend sa division méiotique jusqu'au stade métaphase II où il se bloque de nouveau. Ce nouveau blocage méiotique ne sera levé qu'en cas de fécondation.

Chez les renards, il a été démontré que l'ovulation libérait également des ovocytes primaires immatures bloqués en prophase (Feng et al., 1994). Les cellules germinales femelles vont également passer par plusieurs stades de développement (figure 06)

L'expulsion de l'ovocyte lors de l'ovulation fait suite à une augmentation brutale de la LH induisant un remaniement structural du follicule. Le corps jaune se forme alors sous l'effet de la progestérone, par lutéinisation des cellules de la thèque et de la granulosa. Son entrée en activité déterminera la pseudogestation. Sa régression, appelée lutéolyse, marque la fin du cycle et se caractérise par la diminution rapide de la sécrétion de progestérone. Elle est permise par l'action de la prostaglandine PGF2 α . Le corps jaune devient alors une structure inerte appelée corps blanc et s'enfonce dans la médulla de l'ovaire.

2.2. La spermatogénèse

La spermatogénèse aboutit à la formation de spermatozoïdes féconds, qui correspondent au gamète mâle (figure 08). Elle a lieu dans les tubes séminifères et se fait en trois étapes : la spermatocytogénèse, la spermiogénèse et la spermiation (Corre et Rozenbaum, 2004).

Lors de **la spermatocytogénèse**, les spermatogonies, cellules germinales situées à la périphérie des tubes séminifères, se multiplient par mitose et certaines intègrent le processus spermatogénétique. Elles subissent la méiose et deviennent des spermatocytes I, haploïdes. À l'issue des deux premières divisions de méiose, elles se transforment en spermatocytes II puis en spermatides (Corre et Rozenbaum, 2004) (figure 09).

Lors de **la spermiogénèse**, les spermatides, encore non fonctionnelles, vont acquérir la morphologie allongée caractéristique des spermatozoïdes (Corre et Rozenbaum, 2004) (figure 08). Ce processus comprend une réorganisation nucléaire, un développement de l'acrosome et l'assemblage des structures de la queue, appelée flagelle (Vetopsy, 2018). Le spermatozoïde ainsi obtenu se compose de trois parties : la tête, dont le noyau entouré de l'acrosome

renferme le matériel génétique, la pièce intermédiaire contenant de nombreuses mitochondries qui vont produire l'énergie nécessaire aux mouvements du flagelle et le centriole proximal indispensable au rapprochement des matériels génétiques mâles et femelles, et la queue, à l'origine de la motilité des spermatozoïdes dans les voies génitales femelles.

La spermiation est le processus de libération des spermatozoïdes dans la lumière des tubes. A ce stade, les spermatozoïdes libérés sont encore immatures et immobiles.

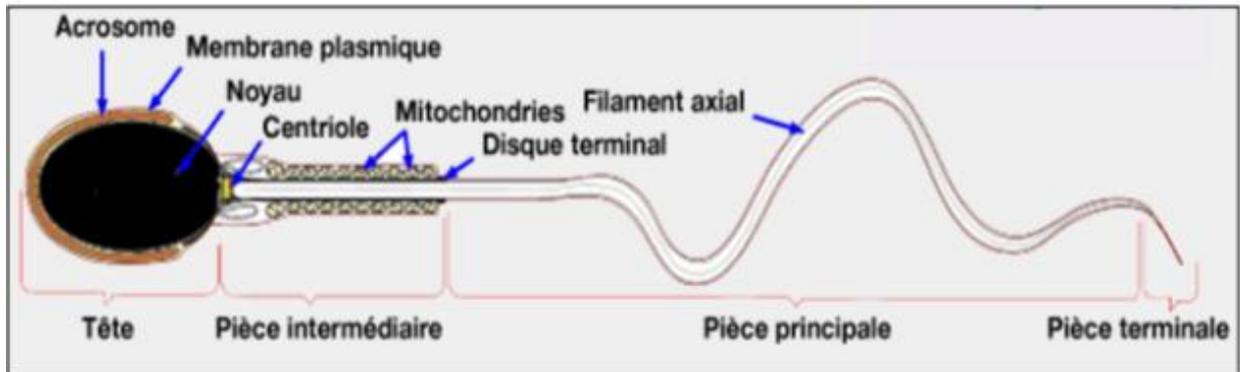


Figure 08 : Morphologie d'un spermatozoïde canin (vetopsy, 2006)

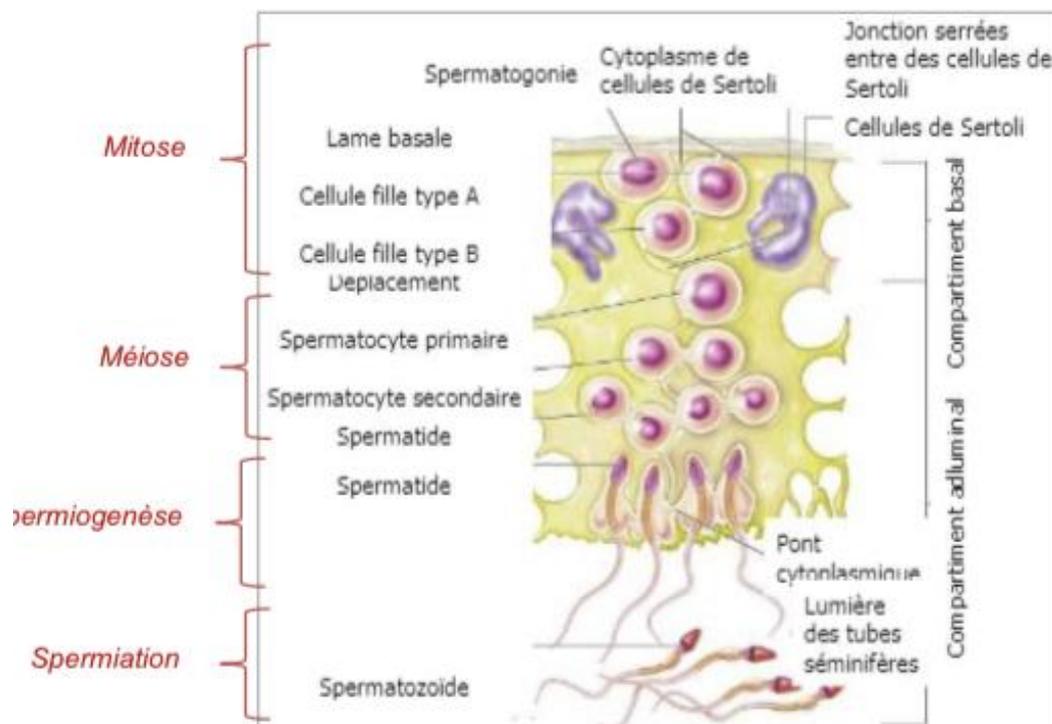


Figure 09 : étapes de la spermatogénèse dans le tube séminifère (Gayrard, 2018)

Une fois sorti du testicule, le spermatozoïde, qui n'est pas encore fécondant, va subir une maturation sous dépendance des androgènes, au sein de l'épididyme, où il va acquérir sa mobilité. Son pouvoir fécondant sera obtenu dans les voies génitales femelles : c'est la capacitation (Corre et Rozenbaum, 2004).

Le transport des spermatozoïdes vers les voies génitales femelles est assuré, lors de l'accouplement, par l'émission de sperme après érection du pénis puis éjaculation. L'éjaculat est expulsé par l'urètre, et se compose de trois fractions : la fraction urétrale, la fraction séminale et la fraction prostatique. Les spermatozoïdes se situent dans la fraction séminale, issue de la sécrétion des de la prostate, qui produit 50 à 95 % de la semence émise.

Le liquide séminal est produit sous la dépendance de la testostérone. Il assure la nutrition et la protection des spermatozoïdes dans les voies génitales mâles. L'ensemble des fractions procure une action bactéricide et lubrifiante et active la motilité des spermatozoïdes (vetospy, 2018).

3. Présentation du cycle œstral

La période œstrale chez le fennec est saisonnière et se déroule entre janvier et mars (GauthierPilters, 1967 ; Gangloff, 1972 ; Grizmek, 1974 ; Fox, 1975). Le rut aurait lieu entre janvier et mars en Afrique du Nord, et entre décembre et février dans le Sud du Sahara, d'après les dates où ont pu être observés les nouveaux nés dans ces régions (Dragesco-Joffe, 1993).

Il semble que cette période soit retardée d'un à deux mois en captivité (en raison de la latitude et des conditions de captivité) avec un pic entre avril et juin (Petter, 1957 ; Gauthier-Pilters, 1962 ; Saint-Girons 1962 ; Gangloff, 1972 ; Lévi, 1991 ; Bauman, 2002)

Toutes les espèces de canidés étudiées à ce jour sont signalées comme monoestrus (Asa 1997, 1998 ; Asa et Valdespino 1998), et la plupart ont un seul cycle saisonnier par an ; anœstrus représente le reste du cycle annuel.

Le monœstrus a été le plus souvent décrit pour les espèces de canidés de la zone tempérée qui n'ont qu'une seule période œstrale pendant une saison restreinte de reproduction. Cependant, le mono œstrus ne définit pas le nombre de périodes œstrales par an, mais décrit la séquence des étapes du cycle œstral, c'est-à-dire que dans un cycle non fertile, le monoestrus comprend le proestrus, l'œstrus, le dioestrus et l'anoestrus, tandis que le polyoestrus, comprend le proestrus, l'œstrus et dioestrus suivi immédiatement de proestrus sans période intermédiaire d'anœstrus.

3.1. Pro-œstrus

Il s'agit de la première période des chaleurs, pendant laquelle la femelle attire les mâles mais n'accepte pas encore la saillie. Elle correspond à la phase de croissance et de maturation folliculaire ovarienne caractérisée par l'apparition des follicules pré-ovulatoires. Chez le chien, l'utérus est congestionné, la vulve est œdématiée et la muqueuse vaginale est également congestionnée, œdématiée et présente des plis arrondis (Corre et Rozenbaum, 2004).

Chez le fennec (*Vulpes zerda*) il est jugé par le gonflement de la vulve, est estimé à $6,5 \pm 0,7$ jours avant l'œstrus (Asa et Valdespino, 1998 ; Valdespino, 2002) et n'est pas accompagné d'écoulement sanguin (Valdespino et al.(2002)

3.2. Œstrus

Lors de cette phase, la femelle attire les mâles et accepte l'accouplement. Elle correspond à la phase d'ovulation caractérisée par l'expulsion de l'ovocyte dans l'oviducte et la lutéinisation du corps jaune. L'endomètre utérin prolifère, la muqueuse vaginale se décongestionne et présente des plis anguleux tandis que la vulve est toujours œdématiée (Corre et Rozenbaum, 2004)

L'œstrus ne dure qu'un ou deux jours (Bekoff, 1975 ; Le Berre, 1990) chez le fennec et le de cellules épithéliales cornifiées dans les frottis vaginaux augmentent.

3.3. Metœstrus (ou diœstrus)

Cette phase, où la femelle n'attire plus les mâles, correspond à la phase de sécrétion de progestérone par le corps jaune (phase lutéale) dans un contexte de gestation ou de pseudogestation, avant que le corps jaune ne régresse. L'endomètre utérin sécrète du mucus puis desquame et se régénère. La muqueuse vaginale présente des zones hyperhémisées mais plus de plis. La vulve n'est plus œdématiée (Corre et Rozenbaum, 2004).

La phase lutéale commence avant l'ovulation (lutéinisation pré-ovulatoire) comme chez le chien. Le corps jaune persiste jusqu'à 5 mois après une mise-bas et 3 mois seulement en l'absence de gestation, puis la phase lutéale du metœstrus est suivie par la phase d'ancœstrus(Farstad, 1998).

3.4. Ancœstrus

Cette phase, où la femelle n'attire pas les mâles, correspond à la phase de « repos sexuel ». L'activité hormonale sexuelle est présente mais résiduelle, particulièrement chez les espèces

saisonniers comme le renard. La croissance folliculaire est lente, l'utérus est au repos, la muqueuse vaginale n'est pas hyperhémisée et ne présente pas de plis muqueux. La vulve n'est pas œdématisée (Corre et Rozenbaum, 2004).

Il semble que l'activité sexuelle des mâles et des femelles peut être provoquée en captivité par une augmentation de la durée de l'éclairage artificiel de 16 à 24 heures (Gangloff, 1972).

4. Endocrinologie au cours du cycle sexuel

4.1. Endocrinologie de la femelle

4.1.1. Stéroïdogénèse

Comme pour la chienne les hormones sexuelles produites sont principalement les oestrogènes (oestradiol en particulier) et les progestagènes (progestérone). Elles sont sécrétées par les cellules de la granulosa et de la thèque interne des follicules tertiaires, ainsi que par les corps jaunes (progestérone uniquement) (Johnston *et al.*, 2001).

- **Fonction endocrine du follicule tertiaire**

Les cellules folliculaires collaborent pour sécréter les hormones stéroïdiennes. Ce sont principalement les cellules de la thèque interne qui produisent les androgènes à partir du cholestérol, transformés ensuite en oestrogènes par l'enzyme aromatase (Corre et Rozenbaum, 2004) Lors de la croissance folliculaire, l'augmentation de l'activité de l'aromatase

parallèlement à l'accroissement du nombre de cellules de la granulosa induisent une forte augmentation du taux d'oestradiol plasmatique.

- **Fonction endocrine du corps jaune**

Les cellules lutéales du corps jaune produisent la progestérone, mais cette dernière est également sécrétée, dans une moindre mesure, par les follicules ovariens des canidés peu de temps avant l'ovulation (lutéinisation pré-ovulatoire des follicules) (Chastant-Maillard *et al.*, 2014).

La progestérone permet essentiellement le maintien de la gestation. Elle induit : la mucification du vagin, la dentellisation de la muqueuse utérine pour préparer la nidification, l'inhibition de la motricité utérine et de l'ouverture du col, la stimulation de l'activité sécrétoire de l'endomètre (prolifération des glandes utérines) (Corre et Rozenbaum, 2004).

4.1.2. Régularisation neuro hormonal

La synthèse des hormones stéroïdiennes est régulée par un ensemble de contrôles et rétrocontrôles exercés par les hormones entre elles. On distingue les hormones hypothalamo-hypophysaires et les hormones stéroïdiennes.

- **L'axe hypothalamo-hypophysaire** : Il synthétise trois hormones qui vont avoir un rôle majeur dans la régulation de la synthèse des hormones stéroïdiennes : la GnRH, la FSH et la LH
- **La GNRH** : libérée de façon pulsatile et agit directement sur l'hypophyse antérieure en stimulant la sécrétion des hormones hypophysaires (LH et FSH notamment) (Corre et Rozenbaum, 2004 ; Tiret, 2016).
- **La FSH** : Elle a une action directe sur l'ovaire en stimulant la croissance et la maturation folliculaire. Elle induit également la synthèse d'oestrogènes par les cellules de la granulosa des follicules (Corre et Rozenbaum, 2004 ; Tiret, 2016).
- **La LH** : Elle a une action directe sur l'ovaire en stimulant la maturation folliculaire et la production d'androgènes. La LH induit l'ovulation après avoir été libérée massivement lors du pic préovulatoire. Elle stimule également la synthèse de la progestérone par les corps jaunes (Tiret, 2016). Lors de la gestation, elle permet, avec la prolactine, de maintenir l'activité des corps jaunes (Fontbonne, 1992 ; Johnston *et al.*, 2001).
- **Le contrôle par les hormones stéroïdiennes** : Les oestrogènes et la progestérone exercent un rétrocontrôle sur l'axe hypothalamo-hypophysaire. Les oestrogènes exercent un rétrocontrôle positif ou négatif, selon leur concentration plasmatique. A forte concentration, ils exercent un rétrocontrôle positif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire en induisant une libération massive de GnRH et secondairement de FSH et de LH (à l'origine du pic préovulatoire de LH) (Tiret, 2016). A faible concentration, ils génèrent un rétrocontrôle négatif sur les deux étages de l'axe hypothalamo-hypophysaire et principalement sur la sécrétion de LH (Tiret, 2016).

A l'opposé, la progestérone exerce un rétrocontrôle négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire lorsque son taux plasmatique est élevé. Elle bloque la sécrétion de FSH et LH en inhibant la sécrétion de GnRH, ce qui fait chuter leur taux et diminue indirectement l'activité ovarienne (Corre et Rozenbaum, 2004).

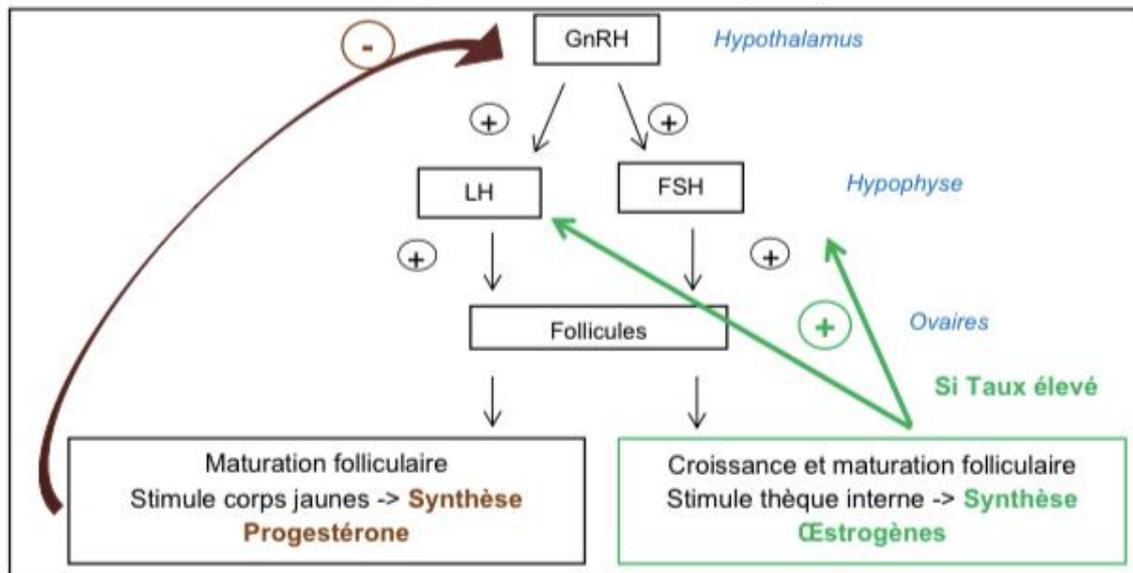


Figure10 : Régularisation neurohormonale de la stéroïdogénèse chez la femelle
(Kancel, 2019 d'après Corre et Rozenbaum, 2004)

4.1.3. Variation du profil hormonal

Au cours du cycle sexuel, le profil hormonal connaît d'importantes modifications selon la phase du cycle sexuel.

Les concentrations en progestérone et en œstradiol durant le cycle œstral sont similaires à celles reportées sur les autres Canidés (Lévi, 1991).

a. Pro-œstrus

La sécrétion de progestérone plasmatique est minimale. L'œstradiol plasmatique augmente jusqu'à atteindre un pic environ 24h avant la fin du pro-œstrus (Corre et Rozenbaum, 2004). Des sécrétions pulsatiles de LH sont observées et le pic de LH s'amorce (Fontbonne, 1992 ; Johnston *et al.*, 2001).

b. Œstrus

L'œstradiol plasmatique chute pour atteindre une concentration basale. Le pic de LH a lieu en tout début d'œstrus, peu après le pic d'œstradiol, et s'accompagne d'un pic de FSH (Corre et Rozenbaum, 2004). Le rétrocontrôle inhibiteur se met ensuite en place, ce qui a pour effet de faire effondrer les concentrations de LH et de FSH (Fontbonne, 1992 ; Johnston *et al.*, 2001).

c. Metoestrus (ou dioestrus)

L'œstradiol plasmatique conserve des valeurs basales. Chez la chienne, la progestérone plasmatique atteint son niveau maximal quelques semaines après le début du metoestrus puis redescend à sa concentration basale à la fin du metoestrus. Les concentrations de LH et FSH sont faibles. En cas de gestation ou de pseudo gestation (absence de fécondation), les profils hormonaux sont sensiblement proches (Fontbonne, 1992 ; Johnston *et al.*, 2001).

Mais chez le genre vulpe le renard roux, à la différence du chien domestique chez qui on observe une chute brutale du taux de progestérone plasmatique en fin de gestation (24 à 36h avant la mise bas), la sécrétion de progestérone ne diminue pas brutalement à la mise-bas suite à la persistance du corps jaune pendant 5 mois après le part (Mondain-Monval *et al.*, 1977 ; Bonnin *et al.*, 1978). La concentration plasmatique de progestérone est essentielle puisqu'une progestéronémie trop faible en cours de gestation entraîne une mortalité embryonnaire. Il s'agirait de la principale cause d'avortement chez le renard roux selon Hartley *et al.* (1994).

d. Anoestrus

Les concentrations plasmatiques d'œstradiol, de LH et FSH sont minimales jusqu'en fin d'anoestrus, phase durant laquelle les taux de LH et FSH commencent à croître de nouveau (Fontbonne, 1992 ; Johnston *et al.*, 2001).

Chez le renard roux, la progestérone est sécrétée en petite quantité en début d'anoestrus. L'œstradiol est produit épisodiquement sur toute la période d'anoestrus (Mondain-Monval *et al.*, 1977).

4.2. Endocrinologie du mâle

4.2.1 Stéroïdogénèse

La synthèse des hormones stéroïdiennes mâles est assurée principalement par les cellules de Leydig et par les cellules de Sertoli de manière plus anecdotique. Comme évoqué précédemment, ces hormones sont issues de la transformation du cholestérol (Fontbonne, 1992 ; Johnston *et al.*, 2001).

Les cellules de Leydig synthétisent les androgènes, en particulier la testostérone, en très grande quantité.

Les cellules de Sertoli jouent également un rôle essentiel puisqu'elles possèdent une activité aromatasase permettant la production d'œstradiol à partir de la testostérone produite par les cellules de Leydig. Une partie des androgènes est donc transformée en œstrogènes (Fontbonne, 1992 ; Johnston *et al.*, 2001).

4.2.2 Régulation neurohormonale

Comme chez la femelle, il existe une régulation neurohormonale assurée par l'axe hypothalamo-hypophysaire qui contrôle la production des hormones stéroïdiennes. Elle est assurée par la GnRH, la LH et la FSH qui exercent un rétrocontrôle positif sur la synthèse des hormones stéroïdiennes. La testostérone, en revanche, exerce un rétrocontrôle négatif (figure 11).

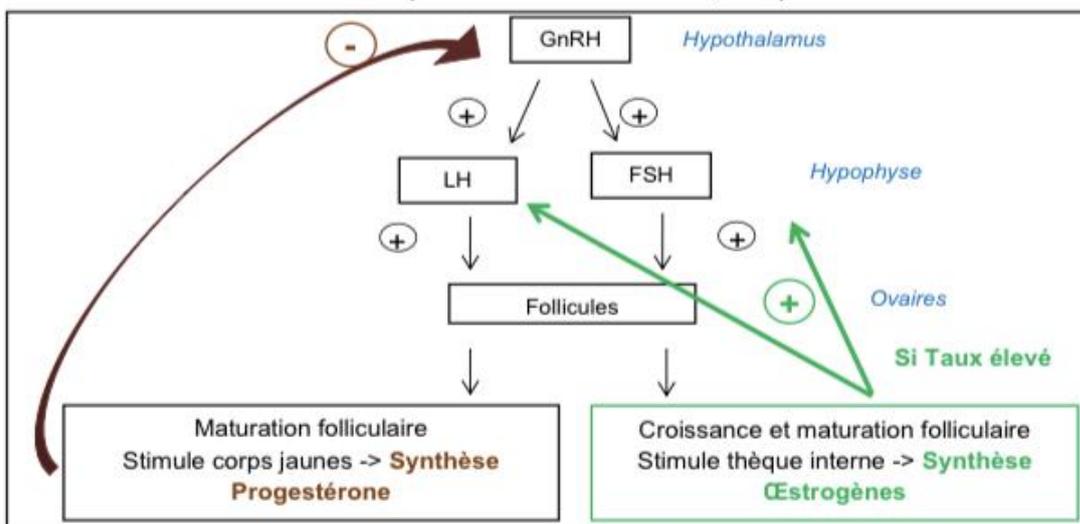


Figure 11 : Régulation neurohormonale de la stéroïdogénèse chez le mâle (Kancel, 2019, d'après Corre et Rozenbaum, 2004)

D'autres hormones pourraient interagir avec la production de testostérone telle que la thyroxine.

5. La cytologie vaginale

5.1. Types de cellules

5.1.1 Les cellules de l'épithélium vaginal

L'épithélium vaginal est de type stratifié pavimenteux non kératinisé ou épithélium malpighien (cf. figure 12). Une couche de cellules germinatives repose sur une lame basale.

Depuis cette couche vers la lumière utérine, on trouve successivement des cellules parabasales, des cellules intermédiaires (issues de la différenciation des cellules parabasales), puis des cellules superficielles (kératinisées anucléés) (Schutte 1967a).

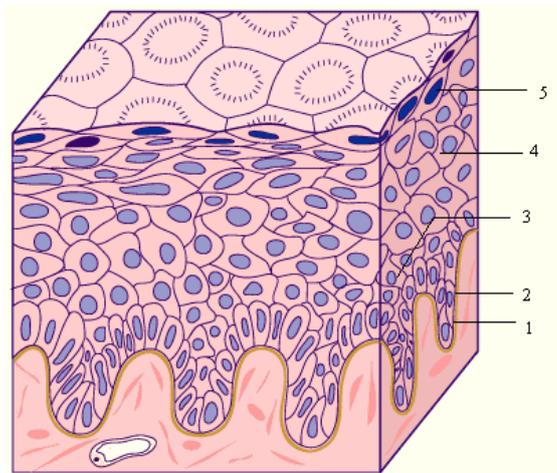


Figure 12 : Epithélium pavimenteux non kératinisé pluristratifié (d'après la division d'histologie du département de médecine de l'université de Fribourg).

1 : lame basale, 2 : cellule germinative, 3 : cellule parabasale, 4 : cellule intermédiaire, 5 : cellule superficielle.

5.1.2. Autres cellules issues de l'épithélium vaginal

Il s'agit de cellules meto-œstrales présentes lors de la phase lutéale du cycle sexuel. Cependant elles peuvent être observées dès que des polynucléaires neutrophiles sont présents (en début de pro-œstrus, ou en cas de vaginite) (Johnston et al. 2001).

Les cellules spumeuses ou « foam cells », Les cellules superficielles avec des corps cytoplasmiques rencontrées en œstrus, Les cellules épithéliales contenant des grains de mélanine qui ne doivent pas être confondues avec des cellules cancéreuses de mélanome. (Olson et al 1984, Johnston et al. 2001) et Les cellules néoplasiques (Schutte, 1967b).

5.1.3. Autres cellules

Les cellules sanguines (Les érythrocytes et les leucocytes), Les spermatozoïdes (Johnston et al. 2001), les cellules de la fosse clitoridienne (Neveux 1999) et les bactéries (Holst 1986).

5.2. Les variations de la cytologie vaginale au cours du cycle œstral

5.2.1. Pendant le proœstrus

Le fond du frottis est sale avec des débris cellulaires et du mucus. Il est globalement riche en cellules (Roszel 1977), et on observe une augmentation progressive du nombre de cellules intermédiaires alors que les cellules parabasales se raréfient. On observe aussi des hématies en quantité importante.

5.2.2. Pendant l'œstrus

Le fond du frottis est propre, riche en cellules, avec une majorité de cellules superficielles à noyau pycnotique ou sans noyau, polyédriques, acidophiles et regroupées en amas. Les hématies sont en très faible nombre voir même absentes.

L'indice éosinophilique est maximal à ce moment-là et atteint au moins 80 %. D'après Concannon (1989), l'index eosinophilique peut atteindre des valeurs maximales pendant une large période allant de 8 jours avant 2-3 jours après le pic de LH. Ainsi étant donné la grande variabilité quant au moment de survenue du maximum de L'IE, il paraît impossible de se fier à cet indice pour dater précisément le jour de l'ovulation.

5.2.3. Pendant le metoœstrus

Le fond du frottis est sale et on observe une ré-augmentation du nombre de cellules parabasales et intermédiaires et l'apparition de polynucléaires neutrophiles en grand nombre. L'association de cellules parabasales et de polynucléaires neutrophiles est caractéristique du début de cette phase. L'indice éosinophilique est inférieur à 50%.

L'évolution de l'indice éosinophilique et l'aspect des frottis permettent de déterminer le passage du pro-œstrus à l'œstrus et ainsi limitent le nombre de dosages hormonaux à effectuer.

La réalisation de frottis vaginaux est peu coûteuse et facile à réaliser. C'est une méthode qui nécessite peu de matériel et selon le colorant utilisé, les frottis seront plus ou

moins rapides à réaliser.

Cependant, le frottis ne permet pas de déterminer avec précision le jour de l'ovulation car l'indice éosinophilique et l'aspect du frottis peuvent rester identiques sans les jours entourant l'ovulation.

Néanmoins, la cytologie apporte des indications importantes de façon rétrospective (Holst 1974).

En effet, l'apparition du premier frottis de météostrus permet de dire que l'on se situe 5 jours après ovulation (Phemister 1973). De plus, England (2002) rapporte que l'insémination doit être réalisée idéalement entre 2 et 4 jours avant l'apparition de météostrus.

5.2.4. Pendant l'anoestrus

Le frottis est globalement pauvre en cellules et le fond est relativement sale. On note la présence de quelques cellules intermédiaires mais les cellules parabasales prédominent (Neveux 1999). On observe rarement la présence d'hématies ou de polynucléaires en très faible nombre, sans signification particulière.

Le frottis est globalement basophile : IE < 10%

6. Rapprochement sexuel

La saison des amours se caractérise par des cris particuliers, exprimés par les femelles, à la recherche de leurs partenaires. Il s'agit d'une sorte de caquètement plaintif, tremblé, à tonalité grave et descendante. Le mâle commence par sentir la femelle, puis la mord au cou, au dos ou à la base de la queue. Il gratte le sol, soit avec les postérieurs alternativement, soit avec les deux antérieurs simultanément, avance vers sa compagne le dos incurvé, de côté, puis s'en éloigne dans un manège incessant. Ce faisant, le mâle émet de fréquents jets d'urine et hérissé les poils de la base de la queue. L'accouplement est typiquement canin avec un accrochage dos à dos par blocage pénien qui peut durer jusqu'à 75 minutes selon Gangloff (1972), deux heures et 45 minutes selon Valdespino (2000).

La femelle adopte une attitude de soumission. Elle se renverse sur le dos en poussant un cri aigu, et présente sa vulve au mâle. Quand celui-ci s'approche, la femelle se remet sur le ventre et s'aplatit sur le sol, oreilles complètement rabattues en arrière. Son compagnon la couvre en grognant (Grizmek, 1974). Plusieurs saillies peuvent se succéder à deux ou trois heures d'intervalles (Gauthier-Pilters, 1967 ; Bekoff, 1975).

7. Gestation, mise-bas et élevage des petits

7.1. Gestation et mise bas

La femelle donne naissance entre mars et mai, après une gestation de 50 jours, avec un intervalle de 49 à 52 jours, à une portée de 2 à 4 petits (5 au maximum) (Petter, 1957 ; Saint-Girons, 1962 ; Gauthier-Pilters, 1967 ; Koenig, 1970 ; Dorst et Dandelot, 1970 ; Meester et Setzer, 1971 ; Gangloff, 1972 ; Rosevear, 1974 ; Grizmek, 1974 ; Fox, 1975 ; Nowak, 1999). Les mises bas ont lieu à partir de la mi-février dans le Nord de l'Afrique et déjà un mois plus tôt dans le Sud du Sahara (Dragesco-Joffe, 1993).

Elle se déroule à l'abri, dans le terrier ; le mâle défend la femelle avant et pendant la naissance, sans jamais entrer dans le box (Koenig, 1970 ; Dragesco-Joffe, 1993). En général, il n'y a qu'une portée par an par individu, mais, en captivité, en cas de perte, la femelle peut avoir une portée de remplacement en août ou septembre, 2,5 à 3 mois après l'échec de la première portée (Gauthier-Pilters, 1967 ; Koenig, 1970 ; Brambell, 1974 ; Grizmek, 1974 ; Haltenorth et Diller, 1977).

Il n'est pas rare, note Dragesco-Joffe (1993), d'observer des jeunes au Sud du Sahara en automne. Dans le milieu naturel, les femelles fennecs auraient aussi la capacité de produire plus d'une portée dans une année.

7.2. Elevage des jeunes

Le mâle participe à l'élevage des petits en défendant le terrier et en rapportant de la nourriture à la femelle et aux petits, même avant la mise-bas. Le mâle n'entre cependant pas dans le terrier en raison de la forte agressivité de la femelle durant cette période (Koenig, 1970). De son côté, la femelle ne quitte pas le terrier pendant la première semaine qui suit la parturition pour éviter l'hypothermie des nouveau-nés. L'inter-agressivité des parents est manifeste pendant l'élevage des petits et ne diminue qu'à la fin de l'allaitement (4 jusqu'à 8 semaines d'âge) (Gauthier-Pilters, 1967 ; Gangloff, 1972).

Il semble que l'une des causes principales de la mortalité chez les petits, hormis les parasitoses, en captivité, soit liée à leur transport continu par la mère. La mère chercherait à soustraire ses petits du public mais ne trouvant pas de caches satisfaisantes dans la loge ; elle ne cesse de les transporter dans sa gueule provoquant la rupture des vertèbres cervicales. Gangloff (1972) liste les conditions nécessaires pour réussir l'élevage en captivité. Parmi celles-ci, la femelle doit avoir en permanence un contact visuel, auditif et olfactif avec ses congénères. Les nouveau-nés, qui ont les yeux fermés, mesurent en moyenne six cm sans la

queue (quatre cm), et ne pèsent que 42 à 45 grammes. La queue et les oreilles sont relativement courtes à la naissance, ces dernières ne commençant à se développer vraiment qu'après trois semaines d'âge. L'ouverture des yeux se produit en général à la deuxième semaine d'âge (Grizmek, 1974).

A la naissance, les jeunes présentent un duvet ras, couleur sable, avec une raie dorsale plus foncée s'étendant de la nuque au tiers basal de la queue ; ce pelage s'épaissit rapidement pour acquérir entre sept semaines et trois mois le même aspect que celui des adultes (Grizmek, 1974). L'ingestion d'aliments solides débute vers la troisième (25ème jour) semaine de vie et les jeunes sont sevrés à l'âge de 61-70 jours. Ils ont à ce moment presque l'aspect de l'adulte, avec toutefois des pattes proportionnellement plus grosses, des oreilles un peu plus courtes et un pelage plus roux.

Le jeune fennec commence alors à sortir du terrier (Grizmek, 1974 ; Dragesco-Joffe, 1993). Leur mère veille toujours lorsque les petits sortent. S'ils s'éloignent de trop, elle va les chercher et les ramène dans sa gueule en les tenant par le cou (Grizmek, 1974). Des captures de jeunes individus de 1 an dans des terriers laissent penser que les petits restent avec leurs parents d'une portée à l'autre (Gauthier-Pilters, 1967 ; Grizmek, 1974). L'avantage de cet état de fait serait de former une unité coopérative pour l'élevage et pour la chasse, en relation avec la pauvreté en nourriture (Fox, 1975). Par ailleurs, il semblerait que les couples demeurent unis plusieurs années, mais tout cela reste à vérifier (Dragesco-Joffe, 1993).

Etude Expérimentale

Chapitre III

Matériels et méthodes

L'objectif de notre étude est de déterminer les phases du cycle œstral de la femelle fennec pour améliorer sa reproduction qui est très difficile en captivité dans le but de la conservation de cette espèce protégée par la loi en Algérie et qui représente l'identité du pays.

1. Caractéristiques générales des zones d'étude

Nous avons réalisé une partie de notre recherche au parc animalier Bordj Blida El Aouana Jijel, dans lequel j'exerce ma profession de docteur vétérinaire et une autre partie au parc zoologique Arche De Noé wilaya d'Oran.

1.1. Présentation du parc animalier Bordj Blida-El Aouana –Jijel

1.1.1. Origine et évolution

Le parc zoologique Bordj Blida d'EL Aouana dans la wilaya de Jijel a ouvert ses portes aux visiteurs en juillet 2006 comme une annexe du parc ELWiam El Madani de Ben Aknoun(Alger).

La gestion de ce parc a été confiée à la wilaya de Jijel le 10 juin 2018 à travers l'Etablissement public de gestion des espaces verts, aire de loisirs et éclairage public (EPGEVLEP).

Il est implanté sur une superficie totale de 24 hectares dont 10 hectares sont exploités et il contient des espaces bâtis (refuges pour animaux, commerce, administration, clinique vétérinaire, musée.....) ainsi que des espaces verts et des espaces de divertissements.

1.1.2. Analyse du milieu abiotique

1.1.2.1. Situation géographique

Le parc est situé à côté de la route nationale numéro 43 dans la tour régionale de Bordj Blida ; qui est située dans la municipalité d'EL Aouana, à 12km de l'ouest de Jijel.



Figure13: Carte montrant la localisation du parc Bordj Blida El Aouana.

1.1.2.2. Climat

1.1.2.2.1. Paramètres climatiques analysés

1.1.2.2.1.1. Précipitations

Des mesures pluviométriques mensuelles de la période (1998-2018), ont été prises auprès de la station Météorologique de la commune de Taher (wilaya de Jijel) située à 5 m du niveau de la mer et à 25 Km de notre zone d'étude, et les données sont représentées dans les tableaux suivants

Tableau 01: Précipitations moyennes mensuelles (mm) enregistrées à Achouat (wilaya de Jijel) de 1998 à 2018.

Mois	Décembre	Janvier	Février	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Août	Septembre	Octobre	Novembre	Total
P (mm)	194,9	128,7	100,84	73,37	83,12	45,46	13,13	3,4	12,46	52,87	80,73	145,65	934,41
Saisons	Hiver			Printemps			Eté			Automne			
P (mm)	424,22			201,95			28,99			279,25			

NB : P (mm) : précipitation en millimètre

(O.N.M. Achouat, 2019)

1.1.2.2.1.2 Température

Sur une période de 1998 à 2018, La température maximale moyenne annuelle enregistrée est de 23.01°C tandis que la température minimale moyenne annuelle est de 12.65°C. Tableau02

Tableau02: Températures moyennes mensuelles (°C) enregistrées à Jijel sur une période d'observation de vingt ans allant de 1998 à 2018

Mois	Jan	Fév.	Mars	Avril	Mai	Juin	Juill	Aout	Sept	Octo	Novem	Déce	Moyenne annuelle
Tmx(°C)	16,1	16,7	19,1	19,9	24,3	27,5	30,0	30,0	28,5	25,6	20,4	17,1	23,01
Tmi(°C)	6,7	6,5	8,1	9,6	12,9	16,5	19,0	20,3	18,3	15,1	10,8	8,1	12,65
<u>Tmx+Tmi</u>	11,4	11,6	13,6	14,75	18,6	22	24,5	25,65	23,4	20,35	15,6	12,6	17,83
2													

(O.N.M. Achouat, 2019)

Tmx : température maximale moyenne

Tmi : température minimale moyenne

1.1.2.2.1.3.Synthèse climatique

1.1.2.2.1.3.1. Diagramme ombrothermique de Gaussen

D'après **Bagnols et Gaussen (1957)** : un mois est considéré comme sec lorsque le total des précipitations P, exprimé en mm, est égal ou inférieur au double de la température moyenne T, du mois, exprimée en degré centigrade. Partant de ce principe, la durée et

l'importance de la période sèche peuvent être déterminées par le diagramme ombrothermique proposé par ces deux auteurs. Ce diagramme est obtenu par un graphique où les mois de l'année sont en abscisse, les précipitations moyennes mensuelles (P en mm), en ordonnée de droite, les températures (T en degrés centigrades), en ordonnée de gauche et à une échelle double. La période sèche s'individualise lorsque la courbe des précipitations passe sous celle des températures, c'est à dire lorsque $P < 2T$.

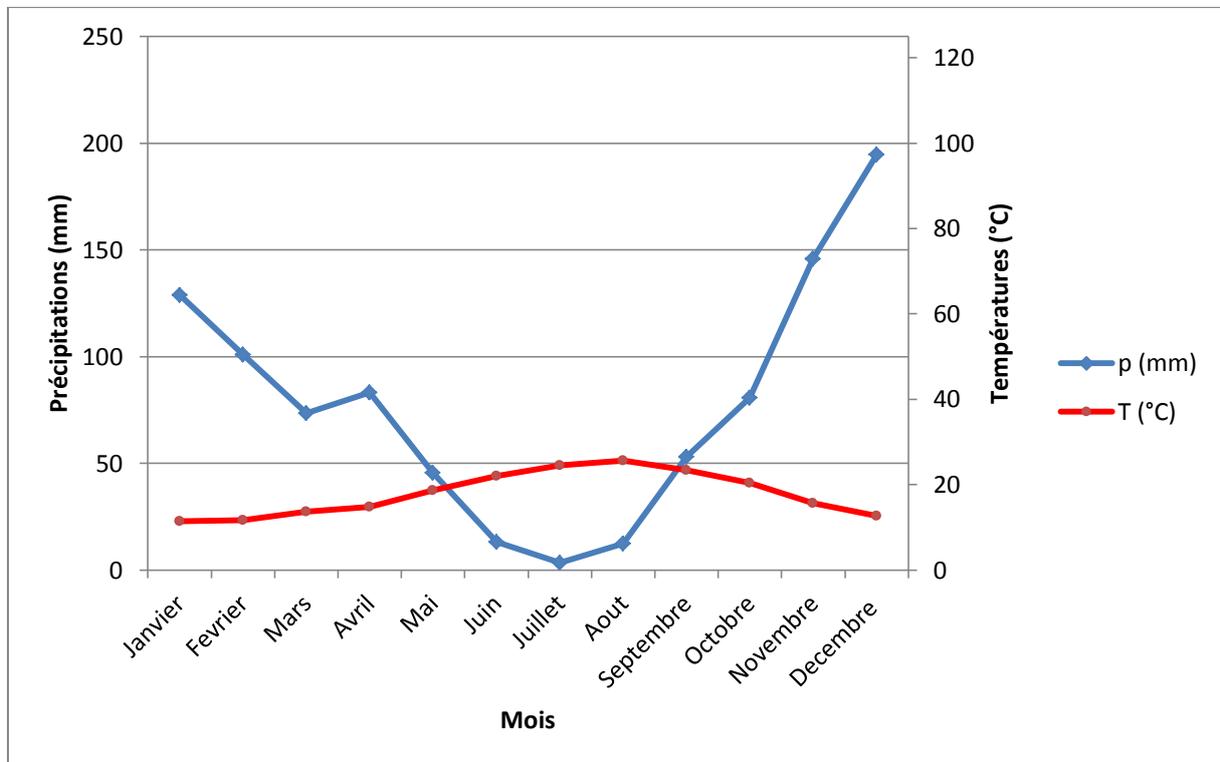


Figure14:Diagramme ombrothermique de Gausson.

1.1.3.1.3.2. Quotient pluviothermique et climagramme d'Emberger

Le quotient pluviothermique s'exprime par la formule suivante :

$$Q2 = 2000 P / M^2 - m^2 \text{ (}^\circ\text{K)}$$

Où P représente la moyenne des précipitations annuelles en mm, (M) la moyenne des températures maximales du mois le plus chaud et (m) la moyenne des minima du mois le plus froid. Les températures étant exprimées en degré absolu ($0^\circ\text{C} = 273,16^\circ\text{K}$). Le (M) et le (m) représentent les seuils entre lesquels, dans un endroit donné, se déroule la vie végétale. Le facteur $M+m/2$ exprime la moyenne ; $M-m$ traduit l'amplitude thermique extrême ou la continentalité ou plus exactement l'évaporation (**Emberger, 1930, 1936 et 1955**). D'une manière générale, un climat méditerranéen est d'autant moins sec que le quotient est

plus grand. En combinant sur un climagramme (m) en abscisse et le quotient pluviothermique en ordonnée pour définir les étages bioclimatiques (ou ambiances bioclimatiques).

$$\left. \begin{array}{l} m = 279,66^\circ\text{K} \\ M = 304,16^\circ\text{K} \\ P = 934,41\text{mm} \end{array} \right\} Q_2 = 130,65$$

Le résultat de ce calcul nous a permis de positionner la région de Texenna dans l'étage bioclimatique humide à hiver doux (figure 15).

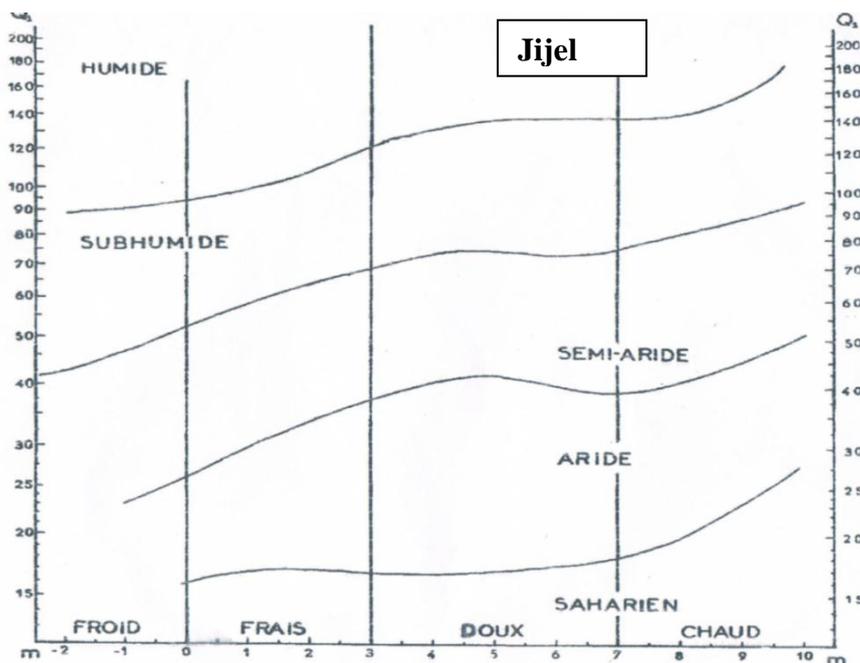


Figure 15: Climagramme d'Emberger

1.1.2.2.2. Autres paramètres climatiques

Le climat de l'aire d'étude est aussi conditionné par des paramètres dits secondaires, tels que les gelées, l'humidité et le vent.

1.1.2.2.2.1. Les gelées

Phénomène engendré par les basses températures, il atteint les parties sensibles du végétal (plantules, fleurs, bourgeon, ...etc.), dangereux surtout pour les jeunes plantations. On enregistre 25 jours de gelées par an qui se manifestent de décembre à mars. Toutefois compte tenu de leurs faibles fréquences, elles ne constituent pas un facteur limitant pour le développement de la végétation d'une manière générale.

1.1.2.2.2. L'humidité

L'humidité exprime l'état hygrométrique de l'atmosphère qui varie beaucoup au cours de la journée. C'est à la valeur de l'humidité relative que correspond la sensation d'humidité ou sécheresse de l'air. Elle varie au cours de l'année, enregistrant une valeur maximale de 78,1% au mois de janvier, et un minimum de 71,6 au mois d'aout, et une moyenne annuelle de 75,5 % qui reste assez élevée (**tableau03**).

Tableau03: Humidité moyennes mensuelles (%) enregistrées à Jijel sur une période d'observation de vingt ans allant de 1998 à 2018

Mois	J	F	M	A	M	J	Jt	A	S	O	N	D	Moyenne annuelle
Humidité (%)	78,1	77,5	76,7	76,3	77,4	74,1	72,1	71,6	74,3	75,1	76,4	76,9	75,5

(O.N.M. de Achouat 2019)

1.1.2.2.3. Le vent

Les vents dominants soufflent tous les mois de l'année avec une fréquence et une vitesse variable généralement, ont une direction Nord-ouest surtout en période froide. Cependant, il y'a quelques jours de sirocco, qui se produisent pendant l'été d'une manière irrégulière, en effet la présence de ces vents peut favoriser la propagation des feux des forêts. Ces vents soufflent en moyenne 11 jours par an concentrés surtout en saison estivale.

1.1.3. Analyse du milieu biotique

1.1.3.1. Diversité floristique

La subéraie du parc animalier de Jijel est composée essentiellement de chêne liège, parfois parsemée de quelques individus de chêne zéen. Ces peuplements sont accompagnés par les espèces du cortège du chêne liège, essentiellement par : *Arbutusunedo*, *Erica arborea*, *Phillyreaangustifolia*, *Cistussalvifolius*, *LavandulaStoechas*, *Asparagus acutifolius*, *Ampelodesmosmauritanicus*, *Pistacialentiscus*, *Crataegus monogyna*, *Rubus ulmifolius*, *Pteridiumaquilinum*, *Phillyrealatifolia*, *Myrtuscommunis*.

1.1.3.2. Diversité faunistique

Dernièrement le cheptel a été renouvelé suite à des échanges établis avec d'autres parc privés et étatiques dans le cadre de l'enrichissement de la collection vivante de notre zoo. Des

naissances, de mouflons à manchettes, cochons vietnamiens, des chevaux, des porcs-épics et des coatis-roux ont été enregistrées pendant la période de confinement qui était bénéfique pour nos animaux.

Selon l'Etat de cheptel du mois de juillet 2020 ; le parc dispose de 48 espèces d'animaux avec un totale de 255 individus dont les **prédateurs** sont les lions et l'ours, les **protégés** sont les fennecs, les cerfs, le vautour et les **rares** sont le tigre de Sibérie et l'éléphant d'Asie. (Annexe 01)

Le zoo de Jijel est le seul en Algérie obtenant une panthère noire et le lynx boréal, la reproduction des lamas et des lions est très réussite contrairement à d'autres espèces comme le fennec et l'hyène rayée.

1.2. Présentation du parc animalier Arche de Noé – Oran

1.2.1. Origine

Le parc zoologique Safinat Nouh (Arche de Noé) est parmi les premiers zoos privés en Algérie, son propriétaire est le Dr vétérinaire Mahfoud Hadj Aïssa, le zoo a ouvert ses portes le 23 février en 1993, il s'est installé dans l'empreinte de l'ancien parc animalier colonial situé dans le jardin public de M'dina Djedida dans la wilaya d'Oran. Il s'étend sur une surface de 01 ha dont la moitié est occupée par les enclos des animaux.

1.2.2. Analyse du milieu abiotique

1.2.2.1. Situation géographique

Le parc est situé au sein du jardin municipal d'Oran, l'entrée principale du zoo est du côté du boulevard ANP en face du palais des sports à côté de la route N2A à l'ouest de la wilaya d'Oran.

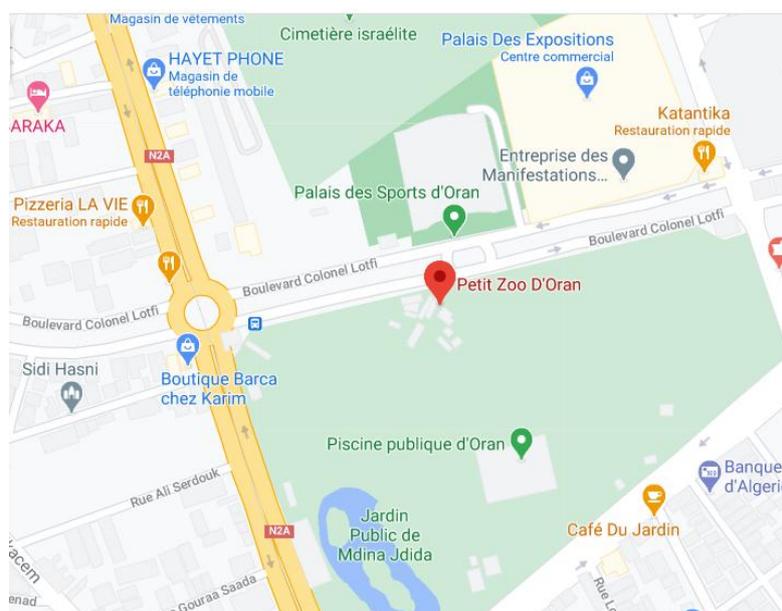


Figure 16: Carte montrant la localisation du parc d'Oran (google maps)

1.2.2.2. Climat

Oran bénéficie d'un climat méditerranéen classique marqué par une sécheresse estivale, des hivers doux, un ciel lumineux et dégagé. Pendant les mois d'été, les précipitations deviennent rares voire inexistantes, et le ciel est lumineux et dégagé. L'anticyclone subtropical recouvre la région oranaise pendant près de quatre mois.

En revanche la région est bien arrosée pendant l'hiver. Les faibles précipitations (420 mm de pluie) et leur fréquence (72,9 jours par an) sont aussi caractéristiques de ce climat.

1.2.2.2.1. La pluviométrie

➤ La pluviométrie sur une longue période

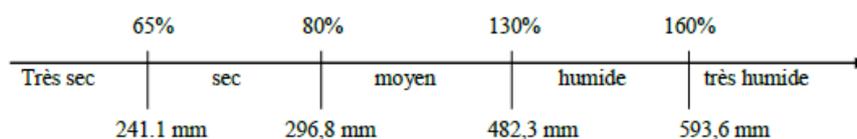
La figure17 présente les précipitations mensuelles sur une longue période allant de1900 à 2010 (**Institut Hydrométéorologie Oran**) et nous permet de détecter les différentes périodes de la tendance à la sécheresse.

Durant la période s'étalant du milieu des années 70 au début des années 2000, la moyenne des précipitations annuelles (courbe en rouge) est plus faible que la moyenne de la période totale 1900-2010 (la courbe en rouge est constamment au-dessous de la courbe en vert). Cela dénote un changement climatique au cours des dernières 25 années bien que sur la période récente, une légère augmentation de la pluviométrie semble reprendre.

Pour préciser d'avantage ces changements dans la pluviométrie, cinq régimes climatiques sont définis de la façon suivante :

- Régime très sec : année durant laquelle la pluviométrie moyenne annuelle observée a été inférieure à 65% de la pluviométrie moyenne au cours du siècle 1900-2010,
- Régime sec : année durant laquelle la pluviométrie moyenne a été comprise entre 65% et 80% de la pluviométrie moyenne au cours de la période 1900-2010,
- Régime moyen : année durant laquelle la pluviométrie moyenne a été comprise entre 80% et 130% de la pluviométrie moyenne au cours de la période 1900-2010,
- Régime humide : année durant laquelle la pluviométrie moyenne a été comprise entre 130% et 160% de la pluviométrie moyenne au cours de la période 1900-2010,
- Régime très humide : année durant laquelle la pluviométrie moyenne est supérieure à 160% de la pluviométrie moyenne au cours de la période 1900-2010,

Sachant que la précipitation moyenne annuelle entre 1900 et 2010 a été de 371 mm, ces régimes pluviométriques peuvent être représentés dans l'axe suivant :



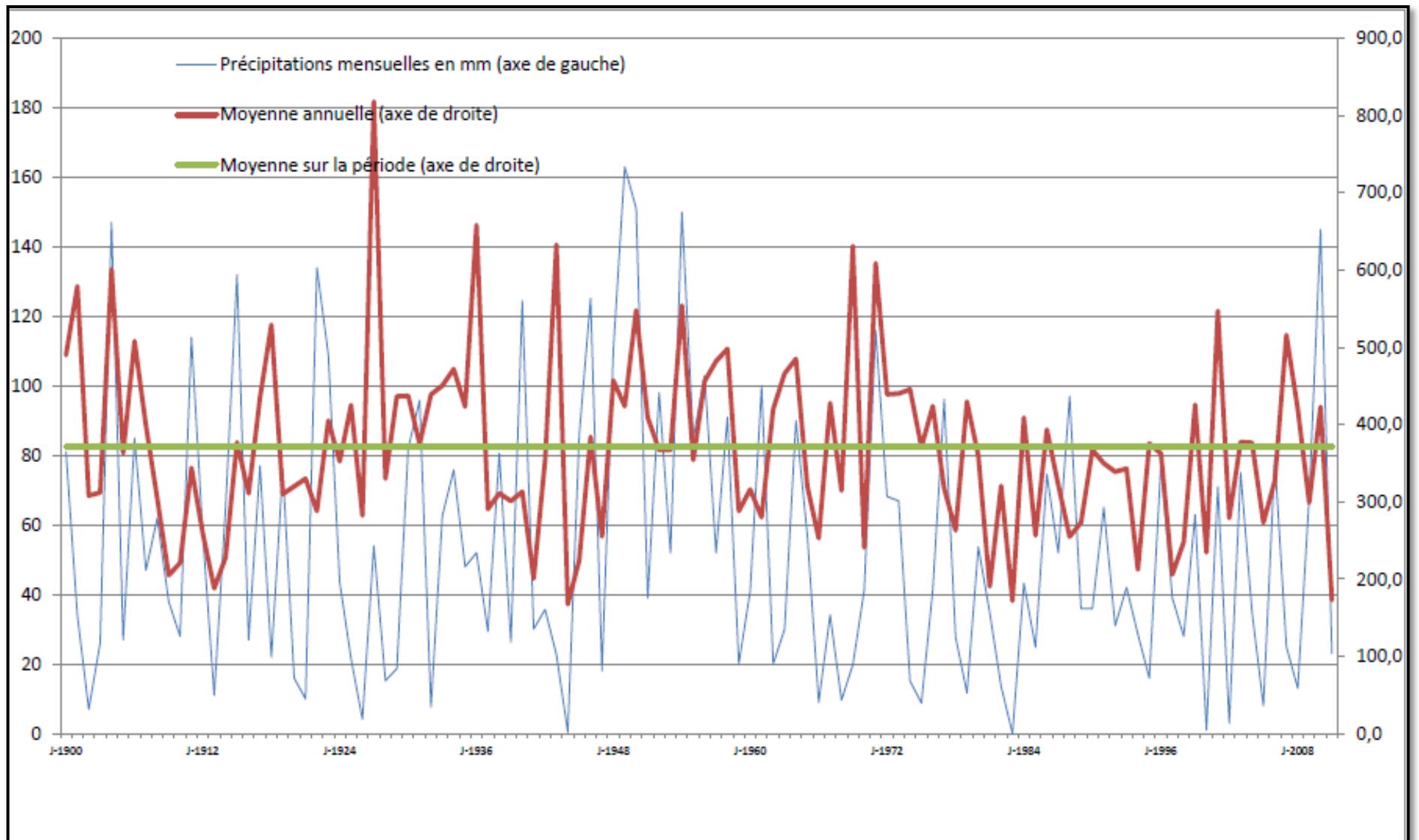


Figure17 : Précipitations sur la période : 1900 – 2010

1.2.2.2. La température

Dans la classification de Köppen, la Wilaya d'Oran est une région à climat méditerranéen chaud. C'est un climat tempéré chaud avec un été sec méditerranéen. La température moyenne annuelle, mesurée par la station climatique d'Oran Es-Sénia de sur la période 2005-2008 est de 18°C.

La figure ci-dessous présente les variations de températures mensuelles au cours des années 2005-2008.

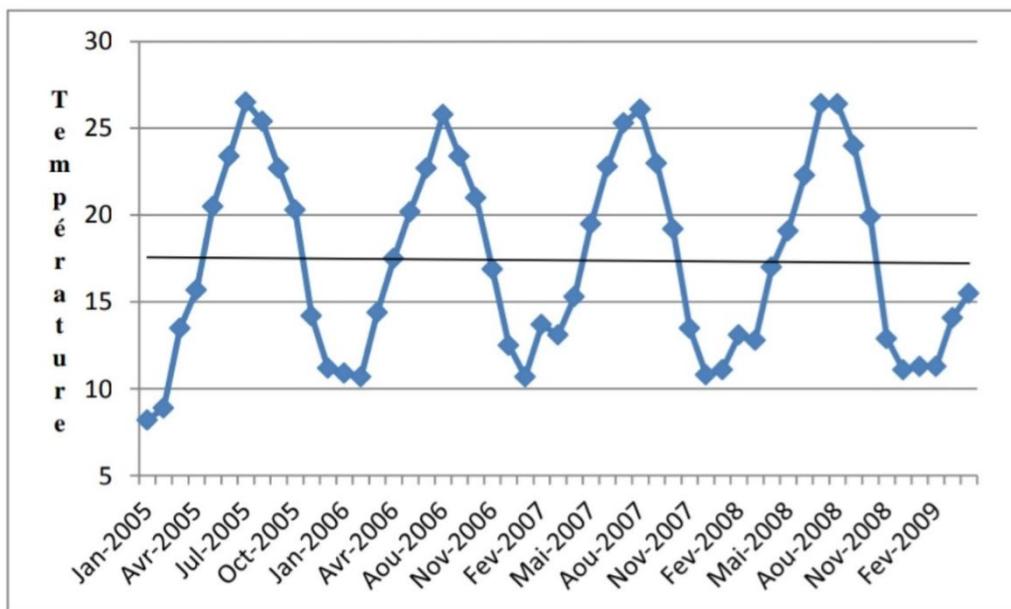


Figure 18 : Variations de températures mensuelles : 2005-2008

Au vu de ces données, il ne semble pas qu'il y a une tendance à un refroidissement ou à un réchauffement du climat de la région, en tout cas au cours des cinq dernières années.

1.2.2.2.3. Le vent

Les vents du nord-ouest sont moins fréquents et leurs vitesses sont souvent faibles ne dépassant que rarement 10m/s en hiver, ils contribuent à atténuer les températures estivales.

1.2.3. Analyse du milieu biotique

1.2.3.1. Diversité faunistique

A l'époque, le zoo n'abritait que quelques volatiles, un sanglier et deux singes magots ensuite il a introduit par le pouvoir fort dans les annales de l'histoire d'Oran les lions, les tigres, les léopards et plusieurs espèces animales sauvages et exotiques tel que les crocodiles.

Le zoo d'Oran a enregistré une quarantaine de naissances de lions et 19 naissances de

tigres dont certains sont transférés au zoo d'el Hama, taraf, Djelfa, Tlemcen, Sétif, Oum Bouaghi, et Ben Aknoun.

Actuellement il dispose de 35 espèces animales sauvages et domestiques et 122 individus.(Annexe 02)

2. Echantillon biologique : Fennec (vulpes zerda)

Notre étude a été menée sur un couple de fennec vivant au parc zoologique de Jijel qui ne s'est pas reproduit depuis son transfert et une femelle fennec au niveau du zood'Oran.

2.1. Présentation de l'animal au zoo de Jijel

Le couple fennec a été importé d'El Eulma le 04 avril 2019 à l'âge de deux ans au parc animalier de Jijel.



Figure19 : Fennec dans son enclos, zone 01 Parc bordj Blida Al Aouana Jijel
(Photo originale, 2020)

Les fennecs ont été présents au zoo de Jijel depuis son ouverture en 2006 provenant de Bejaia suite à une saisie mais, ils ne se sont jamais reproduits et enregistrés morts d'une cause inconnue d'après la consultation de leurs dossiers disponibles au niveau de la clinique vétérinaire du zoo.

2.1.1. Habitat et nourriture

Ce couple fennec est élevé dans une cage grillagée à petite maille carré d'une superficie de 9m², située entre la cage du coyote et celle des porcs-épics, un petit abri est installé à l'intérieur permettant aux animaux de se protéger de la pluie d'hiver.

Une partie de la plateforme de leur enclos est faite du sable, ils sont nourris avec des œufs, dattes et de la viande et reçoivent de l'eau à volonté.



Figure20 : Enclos des fennecs au niveau de la zone 01 au parc Bordj Blida Al Aouana, Jijel
(Photo original, 2020)

2.2. Présentation de l'animal au zoo d'Oran

Le fennec (femelle) étudiée au niveau du zoo d'Oran est âgée de 4ans importée du zoo de Ghardaïa (figure21).



Figure21 : Femelle fennec dans son enclos au zoo d'Oran (Photo originale, 2020)

2.2.1. Habitat et nourriture

L'enclos des fennecs au zoo d'Oran est d'une superficie de 12m², il est modifié en 2015 et répond aux besoins de cette espèce.

Il est sableux avec un décor en faux rochers où les animaux ont accès à des grottes. Les animaux sont nourris avec des croquettes ou poulets au cours de la semaine et de pigeons sauvages occasionnellement.



Figure22 : Enclos des fennecs au zoo Arche de Noé, Oran (Photo originale, 2020)

Les fennecs présents au zoo d'Oran vivent en groupe, l'enclos regroupe 07 individus ; 04 mâles et 03 femelles (figure 22).

3. Méthodologie de travail

Notre projet entamé pour la première fois en Algérie vise, à établir les périodes du cycle œstral de la femelle pour suivre les chaleurs et programmer la mise bas qui est très difficile en captivité.

Pour cela nous avons entamé une étude comparative entre le parc zoologique de Jijel et celui d'Oran dans une même période.

On a effectué au niveau du zoo de Jijel un suivi des chaleurs qui consiste en des modifications comportementales, en frottis vaginaux et des mesures d'hormones ; progestérone et œstradiol chez la femelle ainsi que la testostérone chez le mâle.

Au zoo d'Oran, on a suivi la femelle sur le plan comportementale et par échographie.

3.1. Modifications comportementales

Nous avons surveillé les caractéristiques comportementales du couple fennec transféré au zoo de Jijel le 04 avril 2019, nous n'avons observé aucun changement sur le plan physique et comportemental, aucun accouplement et aucune gestation n'a été enregistrée.

Ce qui n'était pas le cas au zoo d'Oran où un accouplement a été aperçu en mois d'avril 2020

La technique d'accouplement est similaire à celle décrite chez le chien domestique et se termine par une rotation puis un verrouillage du pénis dans le vagin de la femelle, suite au gonflement des bulbes érectiles. Les individus se retrouvent ainsi accolés pendant plusieurs dizaines de minutes (jusqu'à 90 minutes) (Jost et Jost-Tse, 2005)(figure23).



Figure23 :Accolement après accouplement du couple fennec au zoo d'oran
(Photo originale, 2020)

3.2. Méthodes paracliniques

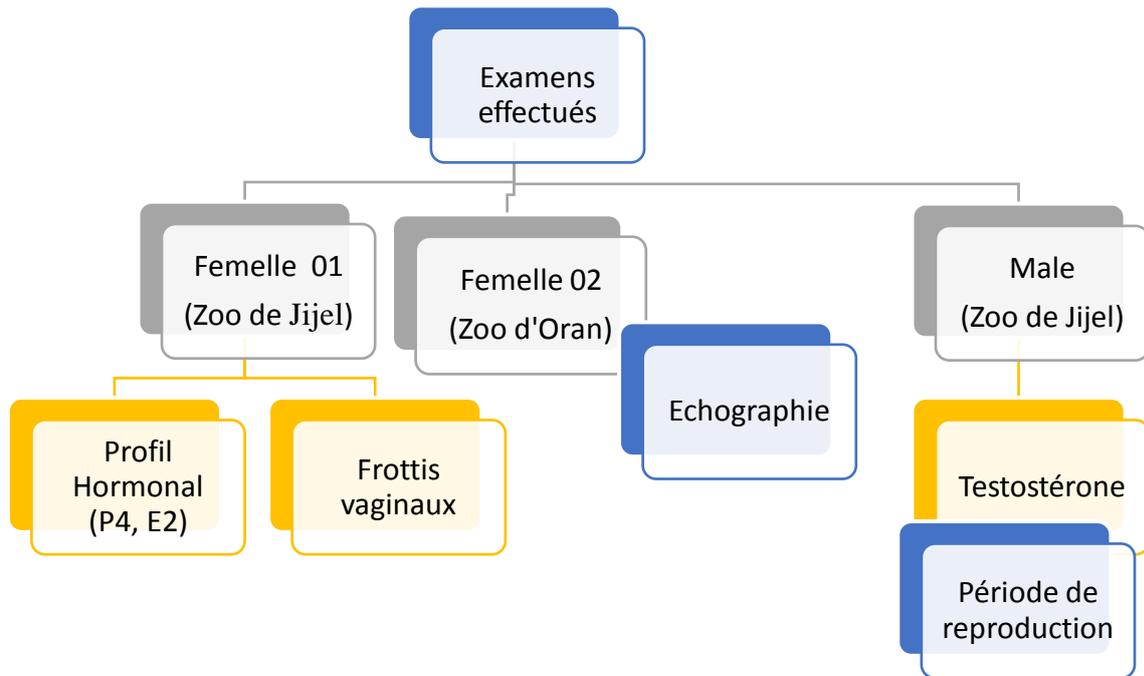


Figure 24 : Schéma représentatif des examens effectués sur les femelles et le male fennec (Zoo Jijel et Oran)

3.2.1. Les dosages hormonaux

A partir des dosages d'œstrogènes et de la progestérone, on peut établir les profils hormonaux correspondant à chaque période du cycle et préciser le moment d'ovulation qui est le point clé pour assurer la réussite d'un accouplement.

Pour cela la méthode retenue était le dosage des hormones dans le sang afin de suivre l'évolution des taux d'hormones.

3.2.1.1. Prélèvement sanguin

Nous avons réalisé des prises de sang dans une période entre mai et aout au zoo de Jijel, par une seringue de 2.5 cc au niveau de la veine céphalique sur un couple de fennec âgé de trois ans, la contention mécanique de l'animal est réalisée par deux animaliers.

Le premier prélèvement était stressant pour la femelle, la taille des veines est trop petite ce qui rend le prélèvement difficile à obtenir. La veine gauche est plus facile à repérer par rapport à la veine droite.



Figure25 : Prélèvement sanguin chez la femelle fennec au parc Bordj Blida Al Aouana
(Photo originale, 2020)

3.2.1.2. La centrifugation

Les échantillons de sang sont acheminés dans des tubes héparines au laboratoire « El Manar- Route De La Soummam, Village Mostapha – Jijel » au niveau de ce dernier le sérum a été séparé après centrifugation.

Le volume du sérum obtenu ne doit pas être inférieur à 200 μ L pour la réalisation de chaque test œstrogène / progestérone mais pour chercher la testostérone 100 μ L suffit.

3.2.1.3. La réalisation des tests

Les réactifs utilisés (VIDAS – BIOMERIEUX) pour chercher la progestérone / œstradiol ou testostérone, sont adaptés à l'appareil VIDAS- BIOMERIEUX qui comporte 05 compartiments ; chaque compartiment est conçu pour réaliser 06 tests .



Figure26 : Réactif œstrogène VIDAS ; BIOMERIEUX utilisé au niveau du Laboratoire « El Manar- Route De La Soummam, Village Mostapha »
(Photo originale, 2020)



Figure27 : Réactif progestérone VIDAS ; BIOMERIEUX utilisé au niveau du laboratoire « El Manar- Route De La Soummam, Village Mostapha »
(Photo originale, 2020)



Figure28 : Appareil utilisée VIDAS BIOMERIEUX au niveau du laboratoire
« El Manar- Route De La Soummam, Village Mostpha »
(Photo originale, 2020)

3.2.2. Examen de l'épithélium vaginal

L'examen de l'épithélium vaginal, par cytologie est le reflet de la concentration en œstrogènes. La récupération et la coloration de cellules vaginales nous permettent d'apprécier l'imprégnation oestrogénique.

3.2.2.1. La technique

Nous avons réalisé des frottis vaginaux sur la femelle fennec au niveau du parc zoologique de Jijel en suivant ces étapes :

3.2.2.1.1. Le prélèvement

3.2.2.1.1.1. Ecouvillonnage

Pour les deux premiers prélèvements du mois de juillet, Nous avons utilisé un écouvillon stérile en coton à usage unique humidifié avec du sérum physiologique.

Au contact de la partie caudale du vagin, l'écouvillon subit une rotation puis retiré délicatement des voies génitales et étalé directement sur une lame afin d'éviter le dessèchement du prélèvement.

3.2.2.1.1.2. Spatule d'ayre

Les derniers prélèvements du mois d'août sont réalisés à l'aide des spatules non humidifiés orientés de la même façon que l'écouvillon déjà cité.

Au contact de la partie caudale du vagin, on a fait un raclage puis on a retiré la spatule et on a étalé le prélèvement sur une lame.

3.2.2.1.2. Fixation du prélèvement

Le frottis est fixé immédiatement par un spray CYTORAL (fixateur cyto biologique pour frottis) puis numéroté et conservé.

3.2.2.1.3. Coloration par méthode de Papanicolaou

Les frottis sont colorés par méthode Papanicolaou effectué en 20min 15sec au niveau du laboratoire d'anatomo-pathologie de Docteur HAMEL à Jijel.

On programme l'appareil **varistain 24-3 SHANDON** à la mémoire B ; On utilise comme colorant l'Hématoxyline Activine 2 pour la coloration des noyaux, l'éosine et l'orange G-6 pour la coloration du cytoplasme et l'EA- 50/EA – 65 pour enlever le surplus de colorant et bleuir les noyaux.

Les noyaux apparaissent bleu-violet, les cellules superficielles rose-orangé, les cellules Intermédiaires bleu-vert, et les cellules plus profondes vertes plus franches (Papanicolaou 1942).

Tableau 04 : Coloration Pap par l'appareil varistain 24-3 SHANDON Utilisant « PASS»

Station	Réactif	Mémoire « B » PAP
5	Alcool à 95%	1min
6	Rinçage eau	30 sec
7	Hématoxyline Activité 2	2min
8	Rinçage eau	1 min
9	Rinçage acide*	15sec
10	Rinçage eau	30 sec
11	Réactif de bleuissement	1min
12	Rinçages eau	30sec
13	Alcool à 95%	30sec
14	Eosine Y (alcoolique)	PASS
15	Orange G-6	1min
16	Alcool à 95%	30sec
17	Alcool à 95%	30sec
18	EA-50/EA-65	4min
19	Alcool à 95%	30 sec
20	Alcool à 95%	30 sec
21	Alcool 100 %	1min
22	Alcool 100 %	1min
23	Toluène ou solvant équivalent	2min
24	Toluène ou solvant équivalent	2min
25	Instruction	00 :00
	Fin du cycle	20 :15

*15ml d'acide acétique glacial par bac de 750ml d'eau distillée.

3.2.2.1.4. L'observation microscopique

On a observé les cellules du cul de sac vaginal au laboratoire d'anatomo-pathologie de Docteur HAMEL à Jijel à l'aide d'un microscope binoculaire Leica qui n'est pas accompagné d'un appareil photographique numérique.

Chaque lame était étudiée au faible grossissement (x10), puis au fort grossissement (x40)



Figure29 : Observation des frottis vaginaux à l'aide du microscope Leica
Laboratoire anatomo-pathologie de Docteur HAMEL à Jijel. (Photo originale, 2020)

3.2.3. Echographie

Pour diagnostiquer la gestation, nous avons réalisé une échographie abdominale le 21/05/2020 sur la femelle fennec présente au parc zoologique d'Oran après l'observation de son accouplement en avril.

Une sonde linéaire à 7.5mhz est utilisée, en coupe axiale en position ventro – dorsale.
(Figure30)



Figure30 : Echographie réalisée sur femelle fennec au cabinet vétérinaire Dr SRAICH
(Photo originale, Oran 2020)

Chapitre IV
Résultats et discussion

1 Résultats

1.1. Dosage hormonal

Tableau 05 : Profil hormonal de la femelle présente au zoo de Jijel

Temps	Examen demandé	Résultat
T1 19/05/2020	Progestérone	Non disponibilité du réactif
	Œstradiol	< 9 pg/ml
T2 17/06/2020	Progestérone	5.70 ng/ml
	Œstrogène	20.19 pg /ml
T3 05/08/2020	Progestérone	Quantité du sérum insuffisante
	Œstrogène	12.76pg /ml
T4 17/08/2020	Progestérone	2.16 ng/ml
	Œstrogène	15.08 ng/ml

Tableau 06 : Profil hormonal du mâle présent au zoo de Jijel

Temps	Examen demandé	Résultat (ng/ml)
T1 19/05/2020	Testostérone (VIDAS BIOMERIEUX)	4.06 ng /ml
T2 17/06/2020	Testostérone (VIDAS BIOMERIEUX)	0.55 ng/ml
T3 05/08/2020	Testostérone (VIDAS BIOMERIEUX)	0.11 ng/ml

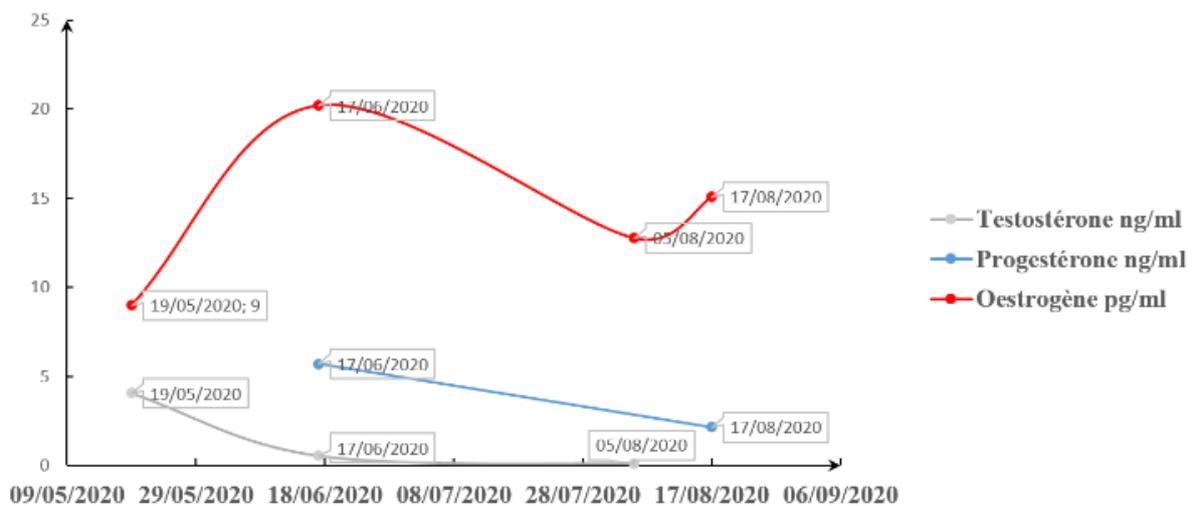


Figure31 : Courbe relative à la variation des œstrogènes, progestérone et testostérone de l'espèce fennec (vulpes zerda) en fonction du temps

On observe une faible valeur d'œstrogène à T1 puis une augmentation jusqu'à 20,19 pg/ml qui est noté à T2, cela pourrait être lié à un début d'une probable vague folliculaire étant donné la présence de progestérone effectivement à cette période-là qui est de 5,70 ng/ml. On observe que nous avons des valeurs de progestérone qui commencent à chuter pour atteindre 2,16 ng/ml à T3. On enregistre une légère augmentation de l'œstrogène à T4.

En parallèle la valeur de la testostérone 4,06ng /ml observée à T1, commence à chuter pour atteindre 0,55ng/ml à T2 et 0.11 ng/ml à T3.

1.2. Cytologie vaginale

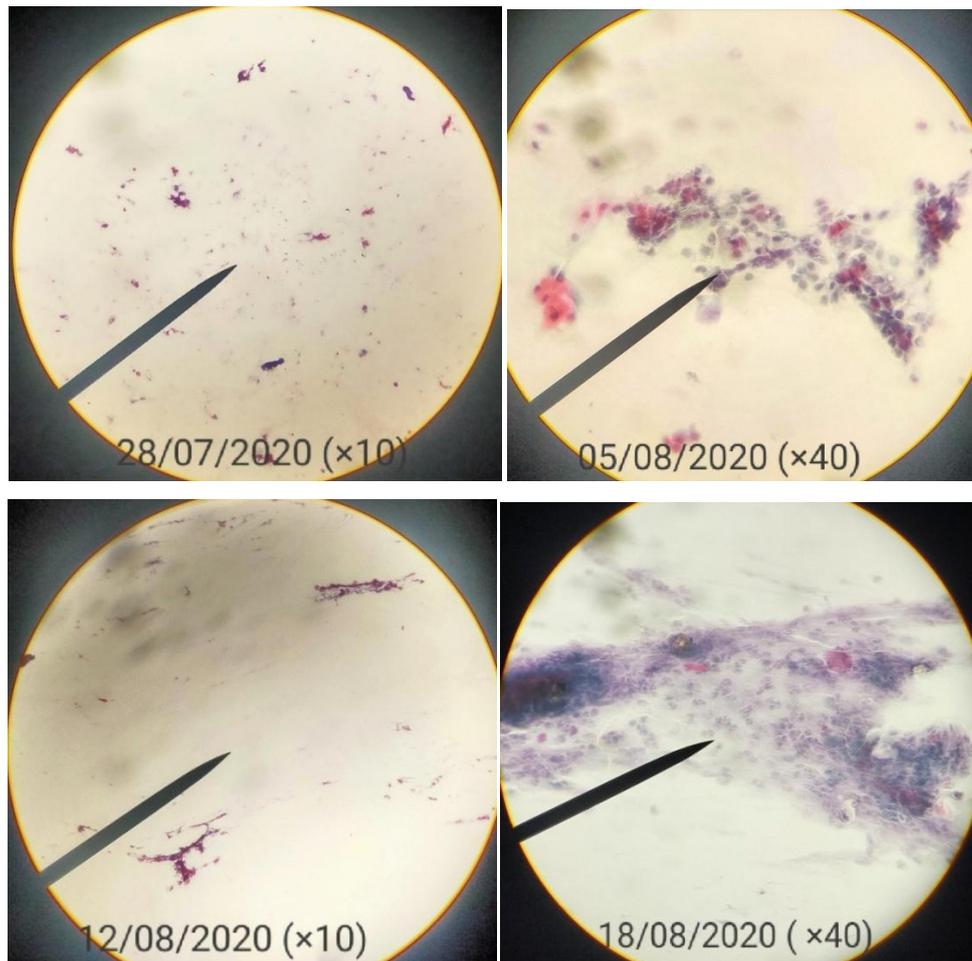


Figure 32: Frottis vaginaux de la femelle fennec (vulpe zerda) en anœstrus
(Photo originale, 2020)

Les photos sont prises avec un téléphone-portable vue que le microscope n'était pas équipé d'un appareil numérique.

Sur une période de 03 semaines de frottis, les résultats nous montrent qu'il n'y a pas d'activité ce qui correspond au faible taux d'œstrogène. C'est des frottis d'œstrus et nous sommes en phase d'inactivité ovarienne.

Les cellules du cul de sac vaginal des fennec sont plus petites que celles de la femme, la figure 32 présente un frottis vaginal réalisé chez une femme avant ovulation dans le laboratoire d'anatomo-pathologie de Docteur HAMEL à Jijel qui avait l'amabilité de nous présenter une lame.

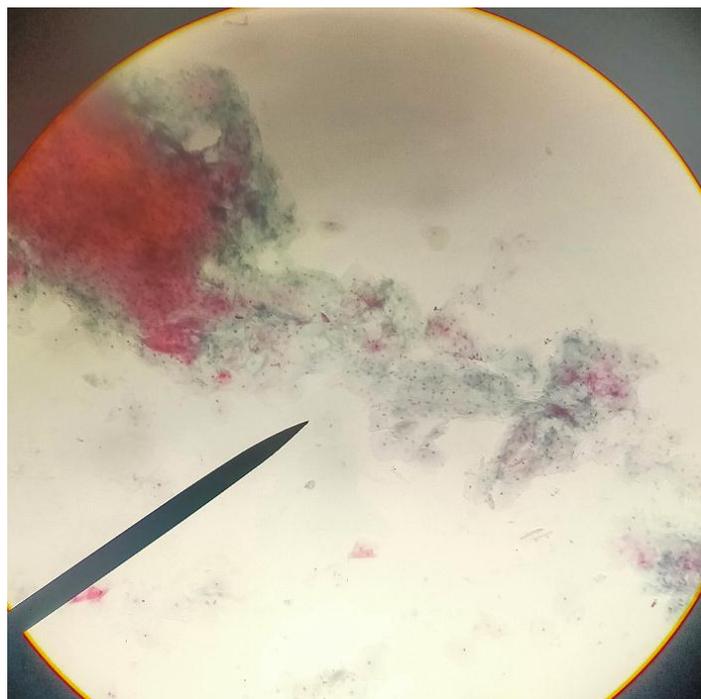


Figure 33 : Frottis vaginal réalisé chez une femme avant ovulation
Laboratoire d'anatomo-pathologie de Docteur HAMEL à Jijel

1.3. Echographie

L'échographie réalisée la première fois pour l'animal fennec en Algérie au niveau de la clinique vétérinaire du Dr SRAICH nous confirme la gestation.

La corne utérine droite (côté gauche de l'image) normale avec ampoule fœtale de 0.44 cm, témoin d'une gestation précoce.

La vessie (vs) en semi répression (côté droit) de l'image.

Age fœtal non précis < 34 jours.

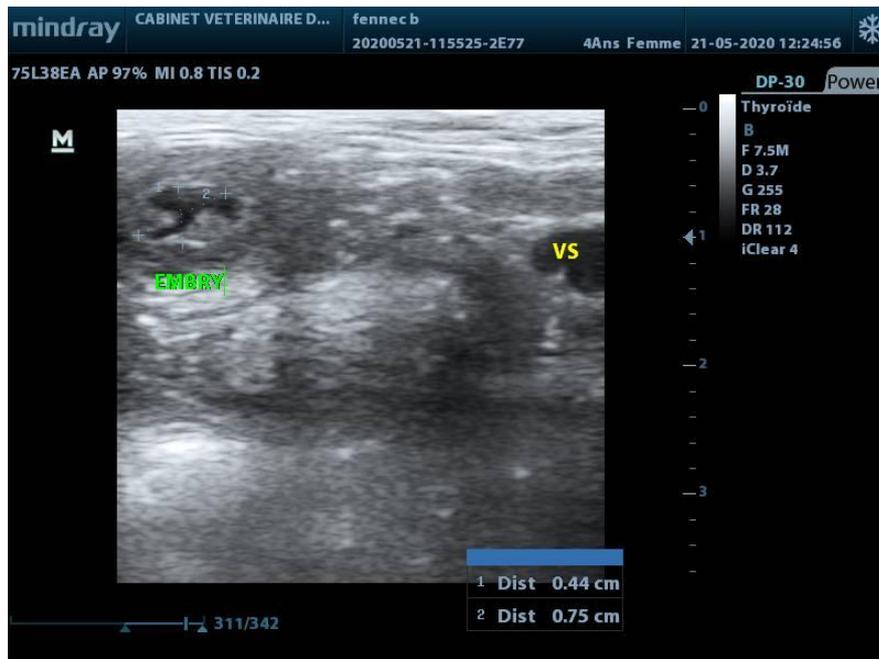


Figure 34 : Echographie réalisée sur femelle fennec au cabinet du Dr SRAICH
(Photo originale, Oran 2020)

La naissance de deux individus a été enregistrée la fin du mois de juin suivie de mortalité. On a constaté la présence d'un fœtus seulement, la disparition de l'autre est probablement expliquée par un comportement infanticide de la femelle.

2. Discussion

Cette seconde partie de notre travail avait pour objectif de décrire la physiologie sexuelle du fennec en captivité, et identifier les facteurs influençant sur la reproduction de cette espèce. Nous avons cependant identifié certaines limites à notre étude. La première concerne la taille de l'échantillon. En effet, nous avons obtenu moins d'animaux que prévu, la deuxième est le facteur temps car le fennec comme tous les canidés à un œstrus saisonnier, et vu la pandémie du covid-19 nous n'avons pas pu explorer d'autres pistes tel que l'influence du stress lié à la captivité, de la photopériode et enfin nous aurions pu apporter un plus si l'occasion nous a été offerte pour observer et prélever des animaux à l'état sauvage afin de faire une comparaison.

Vue le manque d'étude faite sur cet espèce, on se contentera de comparer nos résultats à des études faites sur les canidés (chien, renard roux)

La concentration de testostérone à T1 est de 4.06 ng/ml ce qui correspond à la fin de période de reproduction puisque les valeurs de testostéronémie enregistrées à T2 et T3 sont relativement basses ensuite. Il a été apporté en bibliographie que chez le renard roux, durant la période d'anoestrus on peut avoir des pics de testostéronémie qui n'aboutissent qu'à la production de quelques spermatozoïdes primaires en stade zygotène (Joffre, 1977). Il a été également montré qu'une abstinence prolongée diminuait la qualité de la semence en raison d'une surmaturation des spermatozoïdes dans l'épididyme (Fontbonne, 1992).

La faible valeur d'œstrogène observée à T1 (19/05/2020) confirme que nous sommes en fin de période d'activité ovarienne.

La valeur élevée de la progestérone observée à T2 17/06/2020 est probablement la valeur de la progestérone en fin de la période du dioestrus c'est-à-dire la femelle a eu l'ovulation et un corps jaune s'est installé.

On observe une légère augmentation des œstrogènes à T4 on a supposé que c'est probablement un début de proestrus bien que la P4 n'était que de 2.16ng/ml, or sur l'image du dernier frottis on observe l'image caractéristique d'un frottis de proestrus.

C'est des frottis d'anoestrus, nous sommes en phase d'inactivité ovarienne ce qui est aussi reflété par la testostérone qui est très faible indiquant une absence d'activité aussi bien chez la femelle que chez le mâle. Probablement le mâle aussi devrait avoir une cinétique d'hormones dans l'année. L'activité ne reprendra qu'aux alentours du mois de février- mars .

Nous avons également constaté que les conditions d'élevage, l'enclos des fennecs au zoo de Jijel n'est pas adapté aux besoins biologiques de l'espèce contrairement à celui du zoo

d'Oran ce qui ne permet pas à l'espèce d'exprimer son comportement de reproduction, et effectivement le zoo d'Oran a enregistré la première naissance depuis 1993, en 2017 après changement d'habitat en 2015. Comme pour de nombreuses espèces, le stress est un facteur important dans la reproduction du fennec et particulièrement le stress lié à la captivité. Hartley et al., (1994) ont également mis en évidence l'influence de l'augmentation de la cortisolémie en situation de stress sur la mortalité embryonnaire chez les canidés.

Les sols en béton ne sont clairement pas adaptés, sachant que cette espèce doit avoir un enclos qui correspond à ses besoins pour éviter le stress et bien assurer sa fonction de reproduction.

Conclusion générale et perspectives

Conclusion

C'est une première approche d'étude de la reproduction du fennec en captivité en Algérie en considérant l'aspect comportementale via l'accouplement, l'aspect de gestation qui montre qu'il ya fertilité (zoo d'Oran), suivie d'une mortalité probablement et d'un comportement infanticide à cause du stress, pour cela des dosages de cortisolémie doivent être envisagés afin d'en être sûre et de pallier à ce phénomène, afin de préserver les petits. Toutefois, les connaissances actuelles sur la physiologie de la reproduction de cette espèce restent encore très minces.

L'objectif de notre travail de thèse était double : regrouper les données bibliographiques disponibles concernant les caractéristiques générales et les particularités de la physiologie de la reproduction du fennec, puis décrire expérimentalement son comportement avec dosage hormonaux en parallèle,

Nous avons également essayé d'aborder cette reproduction via le dosage hormonale , nous avons commencé à partir du 19/05/2020 , comparativement à Oran nous sommes en période de gestation confirmé par échographie.

Nous avons déjà constaté un accouplement la fin du mois d'avril, c'est probablement la période de reproduction de cette espèce.

Les conditions d'élevages joue rôle important pour assurer à l'espèce sa fonction de reproduction,on a constaté des naissances enregistrés au zoo d'Oran après changement de l'habitat en 2015. Des naissances sont enregistrées en 2017 puis en 2019 et une dernière en 2020 où on a eu la naissance de deux individus à la fin du mois de juin, ils sont morts suite au cannibalisme parental.

Nous envisageons ;

- De proposer en tant que médecin vétérinaire praticienne au zoo , un changement et une amélioration des conditions d'élevages des fennec visant à satisfaire leurs besoins biologiques et à concerver cette espèce.
- De reprendre l'étude de ce travail en souhaitant cibler cette période de fevrier- mars qui semble etre le départ du processus de développement ovarien et testiculaire et programmer la gestation.
- De collecter le sperme, le conserver pour pouvoir inseminer le moment venu.

- De prendre des précautions pour préserver les petits à la naissance.

De nombreuses études expérimentales restent ainsi envisageables chez cette espèce pour laquelle tout est encore à découvrir, les principales limites étant la faible disponibilité du matériel biologique et vue l'intérêt économique que représenteraient de telles études pour notre pays car la préservation de la pérennité de l'espèce c'est aider au développement du tourisme. Notre travail reste donc à compléter.

Références Bibliographiques

ALMI A. 1972. Contribution à l'étude de la rage en Tunisie, sur un projet d'éradication de la maladie. *Thèse de Doctorat Vétérinaire*, Lyon, 80 p.

ANDERSON W.D., ANDERSON B.G. 1994. Atlas of Canine Anatomy, Philadelphie, Lea and Febiger.

ASA C.S. ET VALDESPINO C. 1998. Canid reproductive biology: integration of proximate mechanisms and ultimate causes. *American Zool.*, 38: 251-253.

ASA, C.S. AND CUZIN, F. 2013. *Vulpes zerda* Fennec Fox. In: Kingdon, J. S. and Hoffmann, M. (eds), *Mammals of Africa. Volume 5. Carnivores, Pangolins, Equids and Rhinoceroses.*, pp. 74-77. Bloomsbury, London.

BARONE R. 2001. Appareil uro-génital, Foetus et ses annexes, Péritoine et topographie abdominale. In *Anatomie comparée des mammifères domestiques*. Eds Barone R., Tome 4, Splanchnologie II, Vigot.

BAUMAN K.L. 2002. Fennec fox (*Vulpes zerda*). *North American Regional Studbook*, 2nd Edition. Saint-Louis Zoological Park, Saint-Louis, pp210-219.

BEKOFF M. 1975. Social behavior and ecology of the african canidae: a review pp. 123-124 in: *The wild canids*, M.W. Fox (Ed.) Van Nostrand Reinhold, New-York, 508p.

BONNIN M., MONDAIN-MONVAL M., DUTOURNE B. 1978. Oestrogen and progesterone concentrations in peripheral blood in pregnant red foxes (*Vulpes vulpes L.*). *Journal of Reproduction and Fertility* 54, 37-41.

CHASTANT-MAILLARD S., REYNAUD K., SAINT-DIZIER M. 2014. Particularités de la reproduction chez la chienne. In *La reproduction animale et humaine*. Eds Saint-Dizier M., Chastant-Maillard, Versailles, éditions Quae, 609-621.

CHAUVIER G., 1960. Réceptivité du Fennec au toxoplasme. *Mammalia*, 24: 156.

Citation: Wacher, T., Bauman, K. & Cuzin, F. 2015. *Vulpes zerda*. The IUCN Red List of Threatened Species 2015: e.T41588A46173447. <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2015-4.RLTS.T41588A46173447.en>.

CONCANNON PW, MCCANN JP, TEMPLE M. 1989. Biology and endocrinology of ovulation, pregnancy and parturition in the dog. *J. Repro Fert. Supp.*, **39**, 3-25.

CORRE J., ROZENBAUM M. 2004. Elaboration d'un document pédagogique de reproduction canine. Thèse Médecine Vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort.

DORST J. ET DANDELLOT P. 1970. Traduction française par Favarger S. 1972. Guide des grands mammifères d'Afrique. Collection « Guides du naturaliste », *Delachaux et Niestlé*, 286p.

DRAGESCO-JOFFE A. 1993. La vie sauvage au Sahara. *Delachaux et Niestlé*, Lausanne, Paris, 240 p.

DRAGESCO-JOFFE A. 1993. La vie sauvage au Sahara. *Delachaux et Niestlé*, Lausanne, Paris, 240 p.

DRAGESCO-JOFFÉ A. 1993. La vie sauvage au Sahara. *Delachaux et Niestlé*, Lausanne, Paris, 240 p.

ENGLAND G AND CONCANNON PW. 2002. Determination of the optimal breeding time in the bitch: basic considerations. In concannon PW, England G, Vertergen J and Linde-Forsberg C: Recent advances in small animal reproduction.

FARSTAD W. 1998. Reproduction in foxes: current research and future challenges. *Animal Reproduction Science* 53, 35-42.

FENG H.L., LIU J.M., WEN X.H., WANG J., SUN Q.Y., QUIN P.C. 1994. Follicular oocyte maturation and sperm penetration *in vitro* in the silver fox (*Vulpes vulpes*). *Animal Reproduction Science* 36, 163-170.

FONTBONNE A. 1992. Physiologie sexuelle du chien mâle. *In Les indispensables de l'animal de compagnie. Reproduction du chien et du chat.* Eds Pages J.P, 19-26, Paris, Pratique Medicale et Chirurgicale de l'Animal de Compagnie Edition.

GANGLOFF L. 1972. Breeding Fennec foxes, *Fennecus zerda*, at Strasbourg Zoo. *International Zoo Yearbook*, 12 : 115-116.

GAUTHIER-PILTERS H. 1967. The Fennec. *African Wildlife*, 21: 117-125.

GAUTHIER-PILTERS. H. 1962. Beobachtungen en Fenneks (*Fennecus zerda* Zimm.). *Zeitschrift für Tierpsychologie*, 19 : 440-464.

GAUTHIER-PILTERS. H. 1962. Beobachtungen en Fenneks (*Fennecus zerda* Zimm.). *Zeitschrift für Tierpsychologie*, 19 : 440-464.

GAYRARD V. 2018. Production et transport des spermatozoïdes. Diaporama. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, Unité pédagogique de Physiologie.

GRASSE P.P. 1965. Ordre des Fissipèdes *in : Traité de Zoologie, Anatomie, Systématique, Biologie*, Masson, Paris, 1117 p.

GRZIMEK B. 1974. Le monde animal en 13 volumes. *Stauffacher*, Zurich, 174p.

GUITTIN P. 1982. L'élevage artificiel des Mammifères sauvages. *Thèse de Doctorat Vétérinaire*, Alfort, 233 p.

GUTKNECHT P. ET MATTHIAS D. 1970. Naissances, élevage, pathologie des fennecs au zoo de Mulhouse. *XII Symposium International sur la Pathologie des Animaux Sauvages*, 6 10 mai, Budapest.

HALTENORTH TH. ET DILLER H. 1977. [Mammifères d'Afrique et de Madagascar]. 1985. *Delachaux et Niestlé*, Neuchâtel, Paris, 397 p.

HALTENORTH TH. ET DILLER H. 1977. [Mammifères d'Afrique et de Madagascar].

1985. *Delachaux et Niestlé*, Neuchâtel, Paris, 397 p.

HARTLEY F.G., FOLLETT B.K., HARRIS S., HIRST D., MCNEILLY A.S. 1994. The endocrinology of gestation failure in foxes (*Vulpes vulpes*). *Journal of reproduction and fertility* 100, 341-346

HERCEG M. ET WIKERHAUSER T., 1969. A case of pulmonary capillariosis in a desert fox. *XISymposium International sur les Maladies des Animaux de Zoo*, Zagreb.

HIMES E.M., LACHSINGER D.W., JARNAGIN J.L., THOEN C.O., HOOD H.B. ET FERRIN D.A. 1980. Tuberculosis in Fennec foxes. *Journal of American Vet. Med. Assoc.*, 177(9): 825-826.

HOLST PA, PHEMISTER RD. 1974. Onset of diestrus in the beagle bitch: definition and significance. *Am. J. Vet. Res.*, **35** (3), 401-406.

HOLST PA. 1986. Vaginal cytology in the bitch. *In: Moorw editor. Current therapy in theriogenology.* Philadelphia: WB Saunders. 457-461.

HUFNAGL E. 1972. Libyan Mammals. *The Oleander Press*, Stoughton, 85 p.

INTERNATIONAL VETERINARY SERVICE(www.ivis.org), Ithaca, New York

JOHNSTON S.D., ROOT KUSTRITZ M.V., OLSON P.N.S. 2001 Canine and Feline Theriogenology. Philadelphia, WB Saunders.

JOFFRE M. 1977. Relationship between testicular blood flow, testosterone secretion and spermatogenic activity in young and adult wild red foxes (*Vulpes vulpes*). *Reproduction* 51, 35-40

KANCEL K. 2019. Physiologie de la reproduction du renard roux (*Vulpes vulpes*). Thèse Médecine Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort.

KLEIN M, MAYER G.1993. Reproduction. *In : Physiologie. Les grandes fonctions.* Paris: éditions médicales Flammarion, 721-830.

KOENIG (VON) L. 1970. Zur Fortpflanzung und Jugendentwicklung des Wustenfuchses (*Fennecus zerda*). *Zeitschrift für Tierpsychologie*, 27 : 205-246.

KOWALSKI K. ET RZEBIK-KOWALSKA. 1991. Mammals of Algeria. *Polish Academy of Sciences. Institute of Systematics and Evolution of Animals*. Wrocław, Warszawa, Kraków Zakład Narodony Imienia Ossoińskich Wydawnictwo Polskiej Akademii Nauk, 370p

LECLERC-CASSAN M. 1973. Dominantes pathologiques et problèmes posés par la reproduction et l'élevage des carnivores sauvages en captivité. *Thèse de Doctorat Universitaire*, Paris.

LECLERC-CASSAN M. 1973. Dominantes pathologiques et problèmes posés par la reproduction et l'élevage des carnivores sauvages en captivité. *Thèse de Doctorat Universitaire*, Paris.

LECLERC-CASSAN M. 1986. Animaux de compagnie autres que les animaux domestiques. *Rec. Med. Vet.*, 162: 386-387.

LEVI M. 1991. Contribution à l'étude du Fennec (*Fennecus zerda*). *Thèse de Doctorat*

LE BERRE M., 1990 - Faune du Sahara. Mammifères. Ed. Rymond Chabaud, T. 2, Paris, 359p.

MACDONALD D.W. ET SILLERO-ZUBIRI C. (ED.) 2004. Biology and conservation of wild canids. *Wildlife Conservation Research Unit*, University of Oxford. Oxford University Press.

MARLY C.M.E. 2010. Le mucomètre chez les carnivores domestiques : étude bibliographique. Thèse Médecine Vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort.

MONDAIN-MONVAL M., DUTOURNET B., BONNIN-LAFARGUET M., CANIVENCT R., SCHOLLER R. 1977. Ovarian activity during the anoestrus and the reproductive season of the red fox (*Vulpes vulpes*). *Journal of steroid biochemistry* 8, 761-769

- NEVEUX M. 1999.** Les frottis vaginaux chez la chienne. *Point Vet.*, **30**, 557-564.
- NOWAK R.M. 1999.** Walker's Mammals of the world, 6th ed. *John Hopkins University Press*, 2: 1054-1055, Baltimore, 1936p.
- OLSON PN, THRALL MA, WYKES PM, HUSTED PW, NETT TM, SAWYER HR JR. 1984.** Vaginal cytology. Part I. A useful tool for staging the canine estrous cycle. *Comp.Cont. Ed. Pract. Vet.*, **6** (4), 288-297.
- PAPANICOLAOU GN. 1942.** A new procedure for staining vaginal smears. *Science*, **95**, 438-439.
- PETTER F. 1957.** La reproduction du Fennec. *Mammalia*, 21 : 307-309.
- PHEMISTER RD, HOLST PA, SPANO JS, HOPWOOD ML. 1973** Time of ovulation in the begale bitch *BIOL. REPRO.*, 8, 74-82.
- ROSZEL JF. 1977** Normal canine vaginal cytology. *Vet. Clin. North. Am.*, **7** (4), 667-681.
- ROSEVEAR D.R. 1974.** The Carnivores of West-Africa. *British Museum. (Nat. His.)*, Londres,548p.
- ROSEVEAR D.R. 1974.** The Carnivores of West-Africa. *British Museum. (Nat. His.)*, Londres,548p.
- SAEZ H., RINJARD J. ET BATTESTI M.R. 1978.** [Cryptococcose chez un fennec, *Fennecus zerda*. *Bull. Soc. Fr. de Mycologie Médicale*, 7(1) : 69-72.
- SAINT-GIRONS M.C. 1962.** Notes sur les dates de reproduction en captivité du Fennec.*ZeitschriftfürSäugetierkunden*, 27: 181-184.
- SAINT-GIRONS M.C. 1962.** Notes sur les dates de reproduction en captivité du Fennec. *ZeitschriftfürSäugetierkunden*, 27 : 181-184.

SALEH M.A. ET BASUONY M.I. 1998. A contribution to the mammalogy of the Sinaïpeninsula. *Mammalia*, 62 : 557-575.

SALEH M.A. ET BASUONY M.I. 1998. A contribution to the mammalogy of the Sinaïpeninsula. *Mammalia*, 62 : 557-575.

SCHUTTE AP. 1967. Canine vaginal cytology –I Technique and cytological morphology. *J. small Anim. Pract*, **8**, 301-306.

SCHUTTE AP. 1967. Canine vaginal cytology –II Cyclic changes. *J. small Anim. Pract*, **8**, 307-311.

SELDON J.W. 1992. Wild dogs: the natural history of the non-domestic Canidae. *Academic Press*, San Diego, 248p.

TIRET L. 2016. Physiologie de la reproduction. Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unité pédagogique de physiologie, éthologie, génétique.

TSIS M., DYKOVA I. ET JAROS Z. 1973. Massive Trichinellose eines Fennek. *Augewandte- Parasitologie*, 70(2) : 100-103.

VAN GELDER. 1978. A review of canid classification. *Amer. Mus. Novit.*, 2646. *Vétérinaire*, Lyon, 137p.

VETOPSY. 2006 Spermatozoïdes : **VETOPSY (2006)** Spermatozoïdes : structure et maturation. *In Vetopsy, comportement du chien et du chat, biologie, neurosciences.*

VETOPSY (2018) Cellules de Sertoli et regulation. *In Reproduction : spermatogénèse*. [Http://www.vetopsy.fr/reproduction/male/spermatogenese-sertoli.php](http://www.vetopsy.fr/reproduction/male/spermatogenese-sertoli.php)
(Consulté le 17/12/2018).

ANNEX 01 : l'état de cheptel du parc Bordj blida Al aouana (juillet 2020)

Espèce		Sexe			Age	Nom bre	Provenance Et origine
Nom scientifique	Nom commun	Male	Fem elle	Non iden tifié			
Lama Guanaco	Lama	03	02		3adlutes 2 jeunes	05	Naissance Du parc de Jijel
Equus quagga Chapman	Zèbre de Chapman	00	01		Adulte	01	Parc zoologique Ben aknoun
Dama Dama	Cerf Dain	02	02		Adultes	04	2males : Parc zoologique Ben aknoun / 01 femelle Centre cynégétique zeralda/ 01 femelle : Jardin d'essai
Cervus elaphus	Cerf d'Europe	00	01		Adulte	01	Centre de zéralda
Oryx dammah	Oryx	00	01		Adulte	01	Parc zoologique Ben aknoun
Capra aegagrus hircus	Chèvre /Bouc	11	30		Adulte et jeune	41	Naissance du parc Jijel
Gazella dorcas	Gazelles Dorcas	01	01		Adultes	02	Parc zoologique M'sila
Boselaphus tragocamelus	Nilgaut	01	00		Adulte	01	Parc zoologique ben aknoun
Ammotragus lervia	Mouflon à manchette	06	06		03Jeunes 09Adultes	12	Naissance du parc Jijel
Equus caballus	Cheval	03	04		02 jeunes 05 adultes	07	Wilaya de Jijel + naissance du parc de Jijel
Equus caballus	Poney	01	05		Adultes	06	Parc national taza/ Naissance du parc Jijel
Camelus dromedarius	Dromadaire	03	01		Adultes	04	La femelle de Sahara Male :Conser-vation de forets Male : Naissance du parc Jijel
Bos taurus	Bovin	02	00		01 Jeune 01 Adulte	02	Naissance du parc de Jijel
Papio papio	Babouin	02	00		Adultes	02	Parc zoologique Besançon France par l'intermédiaire du zoo ben aknoun

Macaca sylvanus	Singe magot	06	04	02	02 petits 10 Adultes	12	Parc zoologique ben aknoun / naissance parc Jijel
Cercocebus torquatus	Mangabey	01	01		Adultes	02	Parc zoologique France par l'intermédiaire zoo ben aknoun
Cercopithecus denti	Mone	00	02		01jeune 01adulte	02	Parc zoologique de M'sila
Cebus apella	Capucin	02	00		Adultes	02	Parc zoologique France par intermédiaire ben aknoun
Panthera tigris altaica	Tigre de Sibérie	01	00		Jeune	01	Parc d'Ain mlila-Oum el bouaghi
Lynx lynx	Lynx	01	00		Adulte	01	Parc zoologique Belgrade – Serbie par l'intermédiaire de la wilaya de Jijel
Canis latrans	Coyote	01	00		Adulte	01	Parc zoologique Belgrade- Serbie par l'intermédiaire de la wilaya de Jijel
Canis aureus	Chacal	02	00		Adulte	02	Jardin d'essai Hamma
Panthera pardus	Panthère	00	01		Adulte	01	Parc zoologique Belgrade –Serbie par l'intermédiaire de la wilaya de Jijel
Hyaena hyaena	Hyène rayée	01	01		Adultes	02	Parc brabtia El teref
Panthera leo Azandica	Lion d'Afrique	08	02		03 Jeunes 07 Adultes	10	Parc zoologique Ben aknoun /Naissance du parc de Jijel
Fennecus zerda	Fennec	01	01		Adulte	02	Citoyen D'el Eulma
Ursus arctos	Ours brun	01	00		Adulte	01	Zoo de belgrad De Serbie par l'intermédiaire wilaya de Jijel
Elephas maxims	Eléphant d'Asie	00	01		Adulte	01	Parc zoologique Ben aknoun
Sus scrofa	Cochon	01	02	04	04jeunes	07	Parc Animalier el teref

domesticus	vietnamien					03 Adultes		
<i>Cavia porcellus</i>	Cochon d'inde		01	00		Adulte	01	Parc animalier d'oran
<i>Hystrix africaeaustralis</i>	Porc épic		01	01	05		07	Chasse
<i>Nasua nasua</i>	Coati-roux		01	01		Adulte	02	Naissance du parc de Jijel
<i>Oryctolagus cuniculus</i>	Lapin		02	01		Adulte	03	Citoyen
<i>Dromaius novaehollandiae</i>	Emeu australien		01	01		Adulte	02	Le male :Parc zoologique ben aknoun La femelle du ParcAinMlila
<i>Struthio camelus</i>	Autruche d'afrique		01	01		Adulte	02	Male : parc brabtia el taref Femelle : parc Ain M'Lila
<i>Anser anser</i>	Oie cendré		01	01		Adulte	02	Naissance du parc
<i>Pavo cristatus</i>	Paon		09	09	01	01jeune 18 Adulte	19	Parc zoologique Ben aknoun/ naissance du parc
<i>Columba livia</i>	Pigeon		00	01		Adulte	01	Conservation des forets
<i>Gyps fulvus</i>	Vautour fauve		01	01		Adulte	02	01 don citoyen/ 01 : parc animalier Sétif
<i>Neophron percnopterus</i>	Vautour égyptien		01	00		Adulte	01	Conservation des forets
<i>Buteo buteo</i>	Buse		03	00		Adultes	03	Conservation des forets
<i>Phasianus colchicus</i>	Fais-an	Commun	07	05		Adulte	12	Centre cynégétique zeralda
		ténébreux	01	02		Adulte	03	Centre cynegetique zeralda
<i>Numidia meleagris</i>	Pintade de numidie		01	00		Adulte	01	Conservation des forets
<i>Gallus gallus</i>	Coq	fadou	02	00		Adulte	02	Citoyen
		egyptien	01	00		Adulte	01	Citoyen Jijel
		chine	00	01		Adulte	01	Citoyen Jijel

		étranger	01	00		Adulte	01	Citoyen Jijel
Anas platyrhynchos domesticus	Canard de pékin		02	02	01	Adulte	05	Jardin d'essai Hama / citoyen Jijel
Cairina moschata	Canard de barbaraïs		01	02	04	Adulte	07	Jardin d'essai Hama / naissance du parc Jijel
Anas platyrhynchos	Canard col vert		/	/	46	Adulte	46	Parc animalier Jijel

Annex02 : l'état de cheptel du parc arche de Noé a oran (Aout 2020)

Espèce		SEXE			AGE	Nombre	
Nom Scientifique	Nom Commun	Male	Femelle	Non Identifié			
Canis aureus	Chacal	00	01		Adulte	01	
Panthera leo Azandica	Lion	04	05		05Adulte+04 Jeunes	09	
Panthera tigris tigris	Tigre de bengale	03	03		03Adultes + 03 Jeunes	06	
Hyaena hyaena	Hyène rayée	01	00		Adulte	01	
Vulpes zerda	Fennec	04	03		Adulte	07	
Erythrocebus patas	Singe patas	01	02		Un adulte + 02jeunes	03	
Cercocebus torquatus	Singe mangabey	01	00		Adulte	01	
Papio papio	Singe babouin	01	02		Adulte	03	
Chlorocebus aethiops	Singe grivet	01	01		Adulte	02	
Lama Guanaco	Lama	01	01		Adulte	02	
Equus caballus	Poney	01	01		Adulte	02	
Capra aegagrus hircus	Chèvre	Naine	01	03		Adulte	02
		De damas	02	03		Adulte	05
Hystrix africae australis	Porc épic	01	01		Adulte	02	
Sus scrofa domesticus	Cochon vietnamien	01	01		Adulte	02	
Cavia porcellus	Cochon d'inde	09	02		Adulte	11	
Mustela putorius furo	Furet	01	01		Adulte	02	
Dromaius novaehollandiae	Emeu australien	03	03		Adulte	06	
Struthio camelus	Autruche d'Afrique	00	01		Adulte	01	

Pavo cristatus	Paon bleu	01	02		Adulte	03
Numidia meleagris	Pintade de Numidie	/	/	05	Adulte	05
Phasianus colchicus	Faisan commun	02	02		Adulte	04
Anser anser	Oie cendré	/	/	06	Adulte	06
Cairina moschata	Canard de barbaraïs	02	02		Adulte	04
Anas platyrhynchos	Canard col vert	/	/	10	Adulte	10
Ciconia ciconia	Cigogne	01	01		Adulte	02
Ara Ararauna	Perroquet ara ararauna	00	01		Adulte	01
Psittacus erithacus	Perroquet Gris du Gabon	/	/	02	Adulte	02
Gyps fulvus	Vautour fauve	01	01		Adulte	02
Neophron percnopterus	Vautour égyptien	01	01		Adulte	02
Bubo bubo	Grand-duc	01	01		Adulte	02
Aquila chrysaetos	Aigle royal	01	01		Adulte	02
Crocodylus niloticus	Crocodile			02	Adulte	02
Ophiophagus hannah	Cobra			02	Adulte	02
Hemorrhois hippocrepis	Couleuvre fer à cheval			03	Adulte	03
Malpolon monspessulanus	Couleuvre de Montpellier			02	Adulte	02