

**VETAGRO SUP  
CAMPUS VETERINAIRE DE LYON**

Année 2018 - Thèse n°087

***ZOOTECNIE ET REPRODUCTION EN CAPTIVITE  
POUR LA PRESERVATION DES FELINS SAUVAGES***

**THESE**

Présentée à l'UNIVERSITE CLAUDE-BERNARD - LYON I  
(Médecine - Pharmacie)  
et soutenue publiquement le 23 novembre 2018  
pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

par

*REIGNIER Rémy*





**VETAGRO SUP  
CAMPUS VETERINAIRE DE LYON**

Année 2018 - Thèse n°087

***ZOOTECNIE ET REPRODUCTION EN CAPTIVITE  
POUR LA PRESERVATION DES FELINS SAUVAGES***

**THESE**

Présentée à l'UNIVERSITE CLAUDE-BERNARD - LYON I  
(Médecine - Pharmacie)  
et soutenue publiquement le 23 novembre 2018  
pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

par

*REIGNIER Rémy*





## Liste des Enseignants du Campus Vétérinaire de Lyon (1er mars 2018)

Nom	Prénom	Département	Grade
ABITBOL	Marie	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
ALVES-DE-OLIVEIRA	Laurent	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
ARCANGIOLI	Marie-Anne	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
AYRAL	Florence	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
BECKER	Claire	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
BELLUCO	Sara	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
BENAMOU-SMITH	Agnès	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
BENOIT	Etienne	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
BERNY	Philippe	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
BONNET-GARIN	Jeanne-Marie	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
BOULOCHER	Caroline	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
BOURDOISEAU	Gilles	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
BOURGOIN	Gilles	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
BRUYERE	Pierre	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
BUFF	Samuel	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
BURONFOSSE	Thierry	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
CACHON	Thibaut	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
CADORÉ	Jean-Luc	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
CALLAIT-CARDINAL	Marie-Pierre	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
CAROZZO	Claude	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
CHABANNE	Luc	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
CHALVET-MONFRAY	Karine	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
DE BOYER DES ROCHES	Alice	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
DELIGNETTE-MULLER	Marie-Laure	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
DEMONT	Pierre	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
DJELOUADJI	Zorée	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
ESCRIOU	Catherine	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
FRIKHA	Mohamed-Ridha	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
GALIA	Wessam	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences Stagiaire
GILOT-FROMONT	Emmanuelle	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
GONTHIER	Alain	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
GRANCHER	Denis	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
GREZEL	Delphine	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
HUGONNARD	Marine	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
JANKOWIAK	Bernard	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences Contractuel
JAUSSAUD	Philippe	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
JEANNIN	Anne	DEPT-ELEVAGE-SPV	Inspecteur en santé publique vétérinaire (ISPV)
JOSSON-SCHRAMME	Anne	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences Contractuel
JUNOT	Stéphane	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
KODJO	Angeli	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
KRAFFT	Emilie	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
LAABERKI	Maria-Halima	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
LAMBERT	Véronique	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
LE GRAND	Dominique	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
LEBLOND	Agnès	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
LEDoux	Dorothée	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences Stagiaire
LEFEBVRE	Sébastien	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences Stagiaire
LEFRANC-POHL	Anne-Cécile	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
LEPAGE	Olivier	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
LOUZIER	Vanessa	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
MARCHAL	Thierry	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
MATEOS	Stevana	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences Contractuel
MOISSONNIER	Pierre	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
MOUNIER	Luc	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
PEPIN	Michel	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
PIN	Didier	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
PONCE	Frédérique	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
PORTIER	Karine	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
POUZOT-NEVORET	Céline	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
PROUILLAC	Caroline	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
REMY	Denise	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
RENE MARTELLET	Magalie	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
RIVES	Germain	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences Contractuel
ROGER	Thierry	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
SABATIER	Philippe	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
SAWAYA	Serge	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
SCHRAMME	Michael	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
SERGENTET	Delphine	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
THIEBAULT	Jean-Jacques	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
THOMAS-CANCIAN	Aurélié	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences Contractuel
TORTEREAU	Antonin	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
VIGUIER	Eric	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
VIRIEUX-WATRELOT	Dorothée	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences Contractuel
ZENNER	Lionel	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur



# Remerciements

---

Au jury de thèse,

**A Monsieur le Professeur Jean-François Guérin,**

De la faculté de Médecine Lyon Sud,  
Pour m'avoir fait l'honneur d'accepter la présidence de mon jury de thèse,

Hommage respectueux.

**A Monsieur le Maître de Conférences Pierre Bruyère,**

Du campus Vétérinaire de Lyon, VetAgro Sup,  
Pour avoir accepté d'encadrer ma thèse,  
Pour la bienveillance dont vous avez fait preuve à mon égard,  
Pour vos conseils pertinents et avisés,

Sincères remerciements.

**A Madame le Maître de Conférence Caroline Boulocher,**

Du campus Vétérinaire de Lyon, VetAgro Sup,  
Pour avoir accepté le rôle de 2<sup>nd</sup> assesseur dans ce jury,  
Pour m'avoir soutenu tout au long de mes années d'études,  
Pour votre implication envers les étudiants,

Sincères remerciements.









# Table des matières

---

Table des annexes.....	13
Table des figures .....	15
Table des tableaux.....	19
Table des abréviations.....	21
Introduction.....	23
I. Les impératifs de la zootechnie des félins sauvages.....	25
A. Contexte et considérations générales sur les félins sauvages.....	25
1. Les félins sauvages en liberté.....	25
2. Des félins sauvages en captivité.....	37
3. Préservation des espèces en captivité.....	45
B. Législation concernant la zootechnie des félins sauvages.....	45
1. Concernant la détention des espèces.....	45
2. Concernant le déplacement des individus.....	46
II. Les connaissances actuelles de la reproduction des félins sauvages.....	47
A. Anatomie de l'appareil génital des espèces concernées.....	47
1. Chez le mâle.....	47
2. Chez la femelle.....	50
B. Physiologie de la reproduction des félins sauvages.....	56
1. Gamétogenèse.....	56
2. Chez le mâle.....	56

3.	Chez la femelle .....	62
C.	Gestation.....	71
1.	Fécondation.....	71
2.	Physiologie de la gestation.....	71
3.	Mise bas .....	72
4.	Lactation .....	75
5.	Croissance des petits .....	76
D.	Perturbation et pathologie de la reproduction des félins .....	77
1.	Conditions entraînant une perturbation de la reproduction.....	77
2.	Pathologie de la reproduction des félins sauvages.....	78
3.	Mortalité néonatale des félins sauvages.....	81
III.	La zootechnie au service de la reproduction en captivité .....	83
A.	Moyens mis en œuvre en amont pour favoriser la reproduction .....	83
1.	Adaptation des enclos .....	83
2.	Interactions intra et interspécifiques .....	86
3.	Contrôle du stress.....	90
4.	Gestion de l'alimentation .....	90
B.	Techniques d'insémination en captivité .....	91
1.	Monte naturelle .....	91
2.	Méthodes d'insémination artificielle .....	93
3.	Techniques à venir .....	101
C.	Suivi de la gestation.....	103

1.	Confirmation de la gestation .....	103
2.	Suivi de la gestation .....	104
D.	Gestion des nouveau nés.....	105
1.	Gestion animale de la portée .....	105
2.	Gestion humaine de la portée.....	105
3.	Prophylaxie .....	107
E.	Contraception des félins sauvages.....	107
1.	Critères de détermination du mode de contraception .....	108
2.	Différents moyens de contraception .....	108
3.	Effets secondaires .....	116
4.	Conséquences pour la reproduction ultérieure.....	117
	<b>Conclusion</b> .....	119
	<b>Bibliographie</b> .....	121
	<b>Annexes</b> .....	133



# Table des annexes

---

<i>ANNEXE 1 AIRE DE REPARTITION NATURELLE DES FELIDES SELON LES ANNEXES DE LA CITES.....</i>	<i>133</i>
<i>ANNEXE 2 FELIDES EN DANGER D'EXTINCTION SELON LES ANNEXES DE LA CITES ET PAYS OU CES ESPECES SE SONT ETEINTES.....</i>	<i>135</i>
<i>ANNEXE 3 DUREE DE LA GESTATION DE PLUSIEURS ESPECES DE FELINS SAUVAGES ..</i>	<i>137</i>
<i>ANNEXE 4 NOMBRE DE JEUNES PAR PORTEE POUR PLUSIEURS ESPECES DE FELINS SAUVAGES.....</i>	<i>138</i>





# Table des figures

---

<i>FIGURE 1 CARTE D'AFRIQUE REPRESENTANT LA REPARTITION (A) DES GRANDS ET (B) DES PETITS FELINS SAUVAGES.....</i>	<i>26</i>
<i>FIGURE 2 CARTE D'ASIE REPRESENTANT LA REPARTITION DES GRANDS FELINS SAUVAGES.....</i>	<i>27</i>
<i>FIGURE 3 CARTE D'EUROPE REPRESENTANT LA REPARTITION DES LYNX .....</i>	<i>28</i>
<i>FIGURE 4 CARTE DES AMERIQUES REPRESENTANT LA REPARTITION (A) DES GRANDS ET (B) DES PETITS FELINS SAUVAGES .....</i>	<i>29</i>
<i>FIGURE 5 PHOTOGRAPHIE D'UNE PANTHERE DANS SON ENCLOS - ZOO DU MONT FARON.....</i>	<i>38</i>
<i>FIGURE 6 PHOTOGRAPHIE DES VITRES DE PRESENTATION DES TIGRES AU PUBLIC - ZOO DU MONT FARON .....</i>	<i>39</i>
<i>FIGURE 7 PHOTOGRAPHIE DE LA PASSERELLE EN SURPLOMB DE L'ENCLOS DES GUEPARDS - RESERVE AFRICAINE DE SIGEAN .....</i>	<i>40</i>
<i>FIGURE 8 PHOTOGRAPHIE DE VOITURES DE VISITEURS CIRCULANT DANS L'ENCLOS DES LIONS - RESERVE AFRICAINE DE SIGEAN.....</i>	<i>41</i>
<i>FIGURE 9 PHOTOGRAPHIES DE GUEPARDS PRISES LORS D'UNE ANIMATION A L'OCCASION DU REPAS - RESERVE AFRICAINE DE SIGEAN .....</i>	<i>43</i>
<i>FIGURE 10 PHOTOGRAPHIE DE LA VUE EXTERNE DE L'APPAREIL REPRODUCTEUR D'UN LION (PANTHERA LEO) MALE ADULTE ET DES CARACTERES SECONDAIRES - ZOO DU MONT FARON .....</i>	<i>48</i>
<i>FIGURE 11 PHOTOGRAPHIE DE LA VUE EXTERNE DE L'APPAREIL GENITAL D'UNE FEMELLE PUMA (PUMA CONCOLOR) DE 14 ANS - ZOO DU MONT FARON .....</i>	<i>50</i>
<i>FIGURE 12 PHOTOGRAPHIE DU VAGIN D'UNE FEMELLE PUMA (PUMA CONCOLOR) DE 14 ANS APRES OUVERTURE - ZOO DU MONT FARON .....</i>	<i>51</i>

<i>FIGURE 13 PHOTOGRAPHIE DE L'APPAREIL GENITAL ISOLE D'UNE FEMELLE PUMA (PUMA CONCOLOR) DE 14 ANS – ZOO DU MONT FARON</i> .....	52
<i>FIGURE 14 PHOTOGRAPHIE DE L'OVAIRE, (A) DANS SA BOURSE OVARIENNE ET (B) SECTIONNE, D'UNE FEMELLE PUMA (PUMA CONCOLOR) DE 14 ANS - ZOO DU MONT FARON</i> .....	53
<i>FIGURE 15 PHOTOGRAPHIE DE L'APPAREIL GENITAL D'UNE FEMELLE PUMA (PUMA CONCOLOR) DE 14 ANS ET DE SES RAPPORTS ANATOMIQUES (LIGAMENTS, VAISSEAUX) – ZOO DU MONT FARON</i> .....	54
<i>FIGURE 16 PHOTOGRAPHIE DE MAMELLE D'UNE FEMELLE PUMA (PUMA CONCOLOR) DE 14 ANS - ZOO DU MONT FARON</i> .....	55
<i>FIGURE 17 SCHEMA REPRESENTANT LA SPERMATOGENESE D'APRES LES INFORMATIONS DE CAMPBELL ET REECE (2007)</i> .....	58
<i>FIGURE 18 SCHEMA DE LA CASCADE DE REGULATION DE LA SPERMATOGENESE D'APRES LES INFORMATIONS DE REECE ET ROWE (2017)</i> .....	61
<i>FIGURE 19 GRAPHIQUE REPRESENTANT LA DUREE DU CYCLE OESTRAL POUR PLUSIEURS ESPECES</i> .....	65
<i>FIGURE 20 SCHEMA DE LA CASCADE DE REGULATION DE LA SECRETION D'OESTROGENES RESPONSABLES DE LA CROISSANCE FOLLICULAIRE D'APRES LES INFORMATIONS DE REECE ET ROWE (2017)</i> .....	67
<i>FIGURE 21 SCHEMA DE LA MODIFICATION DE LA CASCADE DE REGULATION DE LA SECRETION D'OESTROGENES PROVOQUEE PAR LE COÏT ET RESPONSABLE DE L'OVULATION D'APRES LES INFORMATIONS DE REECE ET ROWE (2017)</i> .....	67
<i>FIGURE 22 SCHEMA DE LA CASCADE DE REGULATION DE LA SECRETION DE PROGESTERONE PAR LE CORPS JAUNE D'APRES LES INFORMATIONS DE REECE ET ROWE (2017)</i> .....	68

<i>FIGURE 23 SCHEMA DE LA CASCADE HORMONALE PERMETTANT LE DECLENCHEMENT DE LA PARTURITION D'APRES LES INFORMATIONS DE FONTBONNE ET AL (2007).....</i>	<i>73</i>
<i>FIGURE 24 SCHEMA DE LA CASCADE DE REGULATION DE LA CROISSANCE DU TISSU MAMMAIRE D'APRES LES INFORMATIONS DE FONTBONNE ET AL (2007) .....</i>	<i>75</i>
<i>FIGURE 25 DIAGRAMME CIRCULAIRE REPRESENTANT LA REPARTITION DES CAUSES DE MORTALITES NEONATALES CHEZ LE TIGRE DE L'AMOUR .....</i>	<i>81</i>
<i>FIGURE 26 PHOTOGRAPHIE DE L'OCCUPATION, PAR UN TIGRE, D'UN POINT D'EAU PERMETTANT D'ENRICHIR SON ENVIRONNEMENT - ZOO DE MONT FARON.....</i>	<i>85</i>
<i>FIGURE 27 IMAGES ECHOGRAPHIQUES DES OVAIRES (A, A') GAUCHE ET (B, B') DROIT D'UNE FEMELLE PUMA CONCOLOR - ZOO DU MONT FARON .....</i>	<i>88</i>
<i>FIGURE 28 IMAGES ECHOGRAPHIQUES (A, A') DU CORPS UTERIN ET (B, B') DE LA CORNE UTERINE GAUCHE D'UNE FEMELLE PUMA CONCOLOR - ZOO DU MONT FARON..</i>	<i>89</i>
<i>FIGURE 29 SEQUENCE COMPORTEMENTALE DU COÏT DE LA PANTHERE – ZOO DU MONT FARON.....</i>	<i>93</i>
<i>FIGURE 30 : FORMULE TOPOLOGIQUE DE LA PGF2ALPHA.....</i>	<i>103</i>
<i>FIGURE 31 : FORMULE TOPOLOGIQUE DE LA PGFM .....</i>	<i>103</i>
<i>FIGURE 32 : PHOTOGRAPHIE DE LA POSE D'UN IMPLANT DE SUPRELORIN® SUR UNE TIGRESSE DE 4 ANS – RESERVE ZOOLOGIQUE DE LA HAUTE TOUCHE .....</i>	<i>111</i>
<i>FIGURE 33 : PHOTOGRAPHIES DU POSITIONNEMENT D'UNE PANTHERE EN VUE D'UNE STERILISATION PAR LES FLANCS – VETAGRO SUP LYON .....</i>	<i>112</i>
<i>FIGURE 34 : PHOTOGRAPHIES DE LA PREPARATION ET DES PREMIERS TEMPS DE LA STERILISATION CHIRURGICALE D'UNE PANTHERE – VETAGRO SUP LYON.....</i>	<i>113</i>
<i>FIGURE 35 : PHOTOGRAPHIES DE L'ISOLEMENT ET DE L'ABLATION D'UN OVAIRE AU COURS D'UNE STERILISATION DE PANTHERE – VETAGRO SUP LYON .....</i>	<i>113</i>

*FIGURE 36 : PHOTOGRAPHIES DE SUTURES ET DE PLAIE D'OVARIECTOMIE DE  
PANTHERE – VETAGRO SUP LYON..... 114*

# Table des tableaux

---

<i>TABLEAU I LES ESPECES DE FELINS INSCRITS A L'ANNEXE I DE LA CITES.....</i>	<i>33</i>
<i>TABLEAU II LES ESPECES DE FELINS INSCRITS A L'ANNEXE II DE LA CITES .....</i>	<i>34</i>
<i>TABLEAU III TYPE D'OVULATION DE DIFFERENTES ESPECES DE FELINS.....</i>	<i>64</i>
<i>TABLEAU IV INFLUENCE DE LA SAISON DANS LA REPRODUCTION DES FELINS.....</i>	<i>70</i>
<i>TABLEAU V LISTE DES DIFFERENTS CONTRACEPTIFS UTILISABLES SUR LES FELINS ..</i>	<i>109</i>



# Table des abréviations

---

- ABP** : Androgen Binding Protein (Protéine de fixation aux androgènes)  
**AMPc** : Adénosine MonoPhosphate cyclique  
**BRB** : Banque de Ressources Biologiques  
**CITES** : Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora  
(Convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction ou Convention de Washington)  
**DMSO** : Diméthylsulfoxyde  
**EAZA** : European Association of Zoos and Aquaria  
**eCG** : equine Chorionic Gonadotropin (Hormone Chorionique Gonadotrope Equine)  
**EEP** : European Endangered Species Programmes (Programmes Européen pour les espèces en danger)  
**EIA** : Enzyme Immunoassay  
**FIV** : Fécondation In Vitro  
**FSH** : Foliculo-Stimulating Hormone (Hormone Foliculo-Stimulante)  
**GH** : Growing Hormone (Hormone de croissance)  
**GnRH** : Gonadotropin-Releasing Hormone (Hormone de libération des gonadotrophines hypophysaires)  
**hCG** : human Chorionic Gonadotropin (Hormone Chorionique Gonadotrope humaine)  
**IA** : Insémination Artificielle  
**ICSI** : IntraCytoplasmic Sperm Injection (Injection Intracytoplasmique de Spermatozoïdes)  
**IM** : Intra-Musculaire  
**LH** : Luteinizing Hormone (Hormone lutéinisante)  
**MA** : Megestrol Aceate (Acétate de mégestrol)  
**MGA** : Melengestrol Acetate (Acétate de mélengestrol)  
**MPA** : MedroxyProgesteron Acetate (Acétate de Medroxyprogestérone)  
**ND** : Nom Déposé  
**pFSH** : porcine Foliculo-Stimulating Hormone (Hormone Foliculo-stimulante porcine)  
**PGF2 $\alpha$**  : Prostaglandine F2 $\alpha$   
**PGFM** : 13,14-dihydro-15-keto-PGF2 $\alpha$  (métabolite circulant du PGF2 $\alpha$ )  
**PIF** : Prolactine Inhibitor Factor (Facteurs inhibiteurs de la prolactine)  
**pLH** : porcine Luteinizing Hormone (Hormone Lutéinisante porcine)  
**PMSG** : Pregnant Mare Serum Gonadotropin (Gonadotropine du serum de la jument gestante, autre nom de l'eCG)  
**PO** : Per Os  
**PRF** : Prolactine Release Factor (Facteur de relâchement de la prolactine)  
**PRL** : Prolactine  
**SCNT** : Somatic Cell Nuclear Tansfer (Transfert nucléaire de cellule somatique = Clonage)  
**SUZI** : Sub-Zonal Insémination (Insémination sub-zonale)  
**TE** : Transfert embryonnaire  
**TRH** : Thyrotropin-Releasing Hormone (hormone thyroïdienne)





# Introduction

---

Dans un monde où l'Homme prend de plus en plus de place, que ce soit pour se loger, se nourrir ou exercer d'autres activités plus ou moins essentielles à sa survie, de nombreuses espèces animales se retrouvent, à l'orée du XXI<sup>ème</sup> siècle, en danger d'extinction.

Parmi celles-ci, et alors que les chats se retrouvent en masse dans les foyers des pays développés, de nombreux Félidés voient leur nombre d'individus décroître inexorablement. Alors que des études sont faites pour comprendre les mécanismes à l'origine de ce phénomène, dans le but de diminuer la pression qui s'exerce sur la niche biologique de ces félins sauvages, d'autres pensent que la solution se trouve dans les parcs zoologiques.

Malheureusement, la conservation des espèces par la reproduction en captivité n'est certainement pas la solution idéale pour plusieurs raisons. D'une part, la pseudo-domestication et le contact régulier avec l'homme conduisent à la perte d'une partie des comportements naturels. Ensuite, les soigneurs veillent à ce que chaque individu ait accès à sa nourriture. De plus, les plaies et autres maladies, mettant en jeu la vie des animaux, sont soignées par le vétérinaire. Ces soins, apportés en captivité, limitent la sélection naturelle qui a lieu dans la vie sauvage. Enfin, le faible nombre d'individus reproducteurs est responsable d'une baisse de la variabilité génétique. A terme, tel le chien qui a beaucoup évolué depuis les chiens primitifs, il est légitime de penser que ces espèces de zoo ne ressembleront plus vraiment à celles qui vivent dans la nature.

Cependant, la reproduction en captivité est une des seules solutions réalisables aujourd'hui pour tenter de perpétuer ces espèces, dans l'attente de trouver un moyen de réintroduire les individus dans le milieu sauvage. Les techniques de reproduction se sont développées et diversifiées pour permettre une reproduction qui n'est pas toujours facile, en particulier avec des espèces qui restent dangereuses pour l'homme.

Mais actuellement, le souci du bien-être animal est de plus en plus présent dans l'esprit du public, dont les attentes se heurtent parfois aux contraintes engendrées par ces méthodes. Une question se pose alors : comment concilier le bien-être animal, le plaisir du public, l'efficacité de la reproduction en captivité, les impératifs des propriétaires de parcs animaliers et le métier de Vétérinaire ?

Pour y répondre, nous verrons dans un premier temps le milieu de vie naturel de ces espèces, permettant de comprendre leurs besoins dans un souci de bien-être animal. Nous détaillerons l'évolution des parcs zoologiques au cours du temps avant de faire le point sur l'état actuel de la préservation des félins, et les cadres légaux qui les concernent.

La deuxième partie de cette thèse rassemblera l'étendue des connaissances actuelles sur l'anatomie et la physiologie de la reproduction des félins, et abordera quelques perturbations de la reproduction et pathologies associées. Elle permettra ainsi de situer le rôle du vétérinaire et de comprendre les mécanismes optimisant l'efficacité de la reproduction en captivité.

Enfin, la dernière partie utilisera ces connaissances pour proposer des solutions zootechniques à la détention en captivité des félins sauvages, dans le but d'optimiser leur reproduction. Nous espérons que cette partie aidera les propriétaires de parcs animaliers à concilier leurs impératifs avec une meilleure gestion de la reproduction dans leur parc.

## **I. Les impératifs de la zootechnie des félins sauvages**

Connaître le milieu de vie naturel des espèces concernées permet d'avoir une idée des espaces naturels qui composent leur habitat, et des climats auxquels elles sont habituées. Cerner pourquoi ces espèces sont aujourd'hui menacées aide à comprendre comment conserver ces animaux en vie. Ainsi, les enclos peuvent être adaptés au mieux au mode de vie des animaux détenus, tout en respectant les lois qui encadrent cette captivité en France.

### **A. Contexte et considérations générales sur les félins sauvages**

Afin de construire des enclos conformes aux besoins des espèces présentées, le gérant d'un zoo doit avoir des connaissances précises sur l'habitat et le mode de vie de celles-ci. Son rôle est aussi de les transmettre au public, venu pour observer, photographier les animaux, et en apprendre davantage sur eux.

#### **1. Les félins sauvages en liberté**

Nous allons tout d'abord étudier la répartition mondiale des différentes espèces de félins sauvages, leurs besoins, avant de nous intéresser aux raisons qui en font des espèces menacées dans leurs habitats naturels.

##### ***a) Localisation***

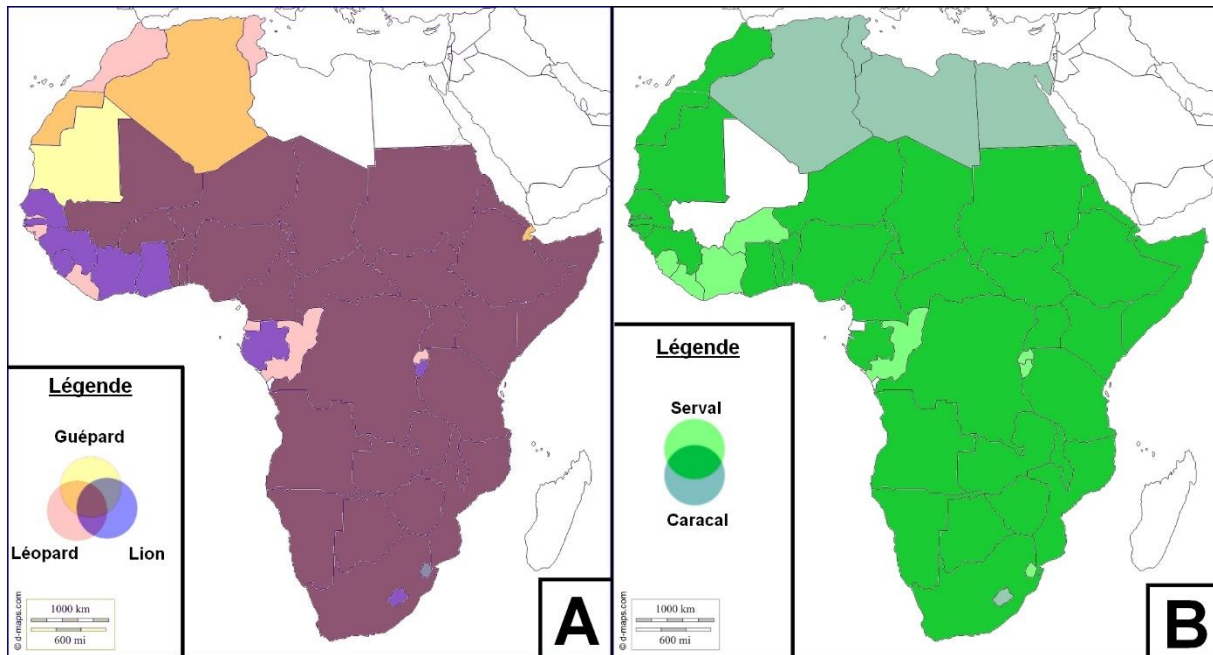
Les félins sauvages sont présents partout dans le monde. Nous allons donc procéder par continent pour définir les lieux de vie de chaque espèce.

Les cartes utilisées dans cette partie ont toutes été élaborées à partir des fonds de carte disponibles sur le site d-maps.com et des données extraites des annexes de la Convention de Washington (CITES) (détails p32) (UNEP 2013).

Le tableau de l'ANNEXE 1 résume les différentes aires de répartition des félinidés sauvages dans le monde d'après les informations contenues dans les annexes de la CITES. Il montre qu'à l'état sauvage, ces espèces résident, en général, sur un seul continent (UNEP 2013).

## (1) Les félins sauvages d'Afrique

La première image qui vient en tête à la pensée des félins sauvages est probablement celle du lion et ses lionnes dans la savane Africaine. La *FIGURE 1* répertorie les zones de présence du lion, et celles des autres espèces cohabitant avec lui.



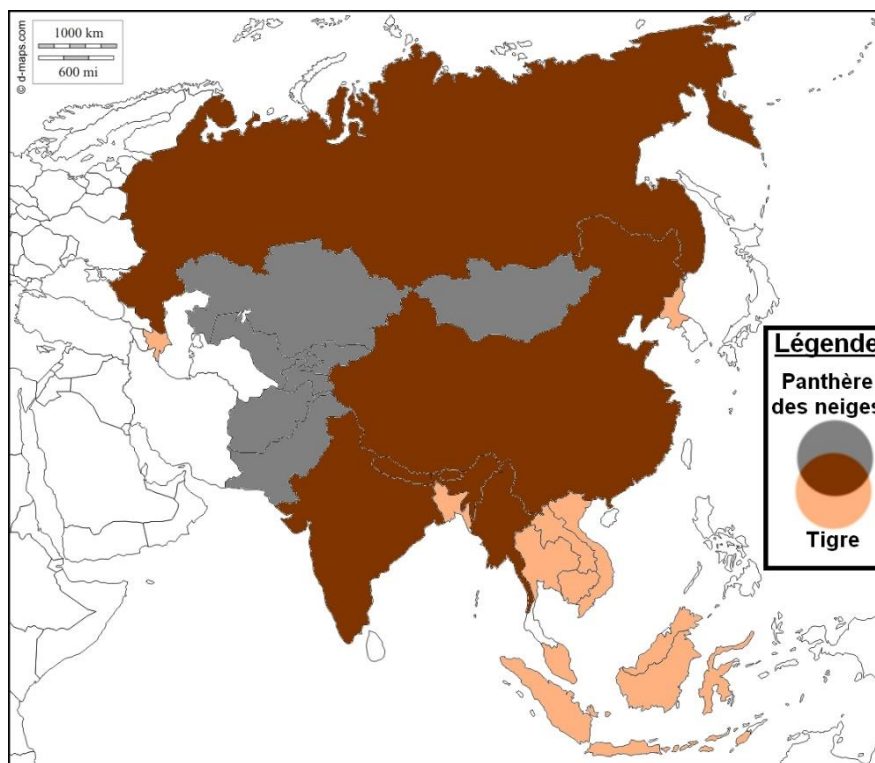
***FIGURE 1*** CARTE D'AFRIQUE REPRESENTANT LA REPARTITION (A) DES GRANDS ET (B) DES PETITS FELINS SAUVAGES

Le lion est globalement présent sur toute la partie sud du continent Africain. Au nord-ouest du continent, jusqu'au Maghreb, il partage son territoire avec le guépard (Hampson and Schwitzer 2016) et le léopard (UNEP 2013) (*FIGURE 1*, A). Ces trois espèces apprécient la savane Africaine comme lieu de vie même si le léopard est également à l'aise dans d'autres environnements (Gelsi 2015).

Toutefois, s'ils sont les plus connus, ils ne sont pas les seules espèces de félins à parcourir ces territoires. Le serval et le caracal sont aussi très présents en Afrique (*FIGURE 1*, B). Leur habitat de prédilection est pourtant un peu plus varié avec une préférence pour les prairies humides pour le serval et les collines boisées et sèches de la savane, ou encore les collines arides de la steppe et les brousses à acacias pour le caracal (Gelsi 2015).

## (2) Les félins sauvages d'Asie

En Asie, les tigres sont présents dans tout le sud-est jusqu'aux frontières de l'Inde et de la Chine (Carroll and Miquelle 2006). Ils aiment les forêts tropicales humides et sèches, les forêts tempérées, et parfois les zones de mangrove et les forêts denses (Gelsi 2015). Ils vivent également en Russie, à l'ouest (Carroll and Miquelle 2006), mais aussi dans le grand Est où ils cohabitent avec les tigres de Sibérie (Hampson and Schwitzer 2016). Situé plus au nord tout en le chevauchant, le territoire de la panthère des neiges s'étend de la Russie au nord jusqu'à l'Inde et le Myanmar au sud. Comme son nom l'indique, la panthère des neiges ne craint pas les paysages enneigés et se plaît en forêts (Gelsi 2015). Pour cette raison, elle se trouve principalement dans les montagnes d'Asie centrale, et d'Asie du sud (Hampson and Schwitzer 2016) (*FIGURE 2*).

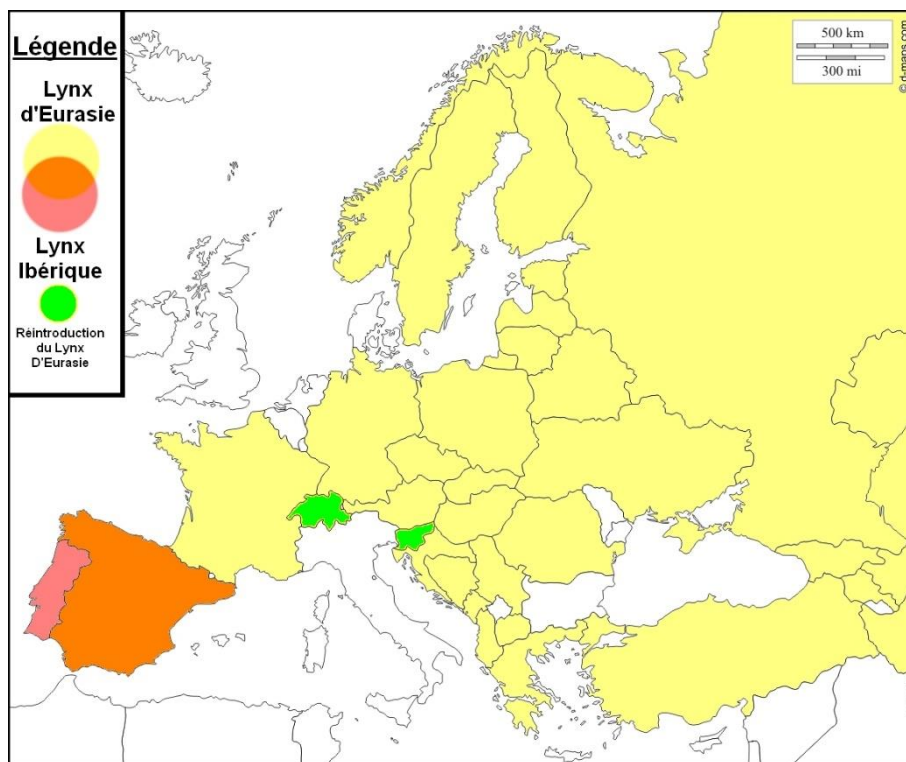


***FIGURE 2 CARTE D'ASIE REPRESENTANT LA REPARTITION DES GRANDS FELINS SAUVAGES***

La partie sud du continent Asiatique, à partir d'une ligne imaginaire tracée horizontalement sur la Chine, est aussi le lieu de vie d'un petit félin sauvage appelé chat léopard du Bengale (Gelsi 2015). Enfin, le chat à tête plate (*Prionailurus planiceps*) a été introduit par l'homme à Singapour (UNEP 2013).

### (3) Les félins sauvages d'Europe

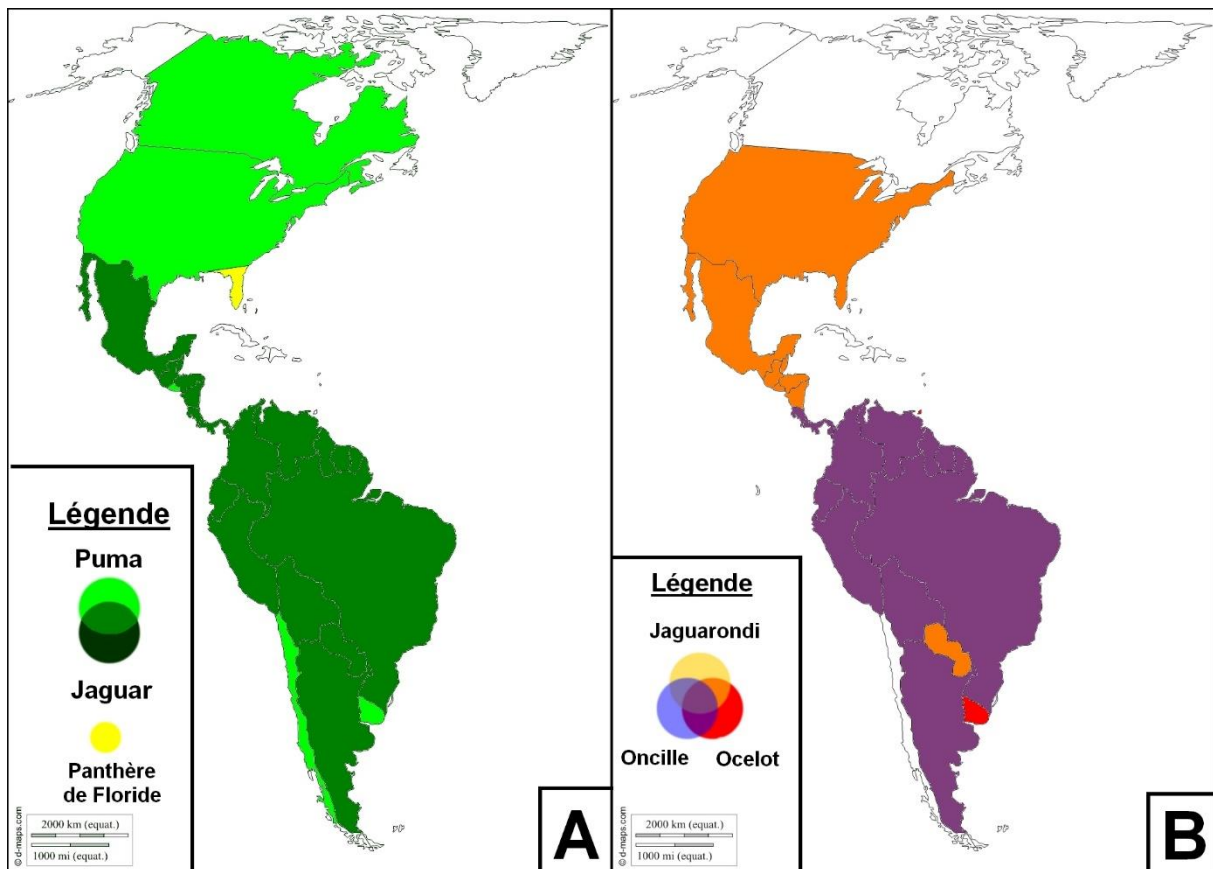
En Europe, le lynx est le dernier représentant des félins sauvages. Au regard de la *FIGURE 3*, son territoire semble très étendu, mais en réalité seules de petites zones des pays colorés constituent son habitat. Par exemple, il est possible de le trouver dans la forêt noire en Allemagne (Kaphegyi, Kaphegyi, and Müller 2006). Le lynx commun a été réintroduit en Slovénie et en Suisse (UNEP 2013).



***FIGURE 3*** CARTE D'EUROPE REPRESENTANT LA REPARTITION DES LYNX

#### (4) Les félins sauvages des Amériques

Les Amériques sont occupées principalement par deux espèces de grands félins sauvages : les pumas et les jaguars (Azevedo et al. 2008) (*FIGURE 4*). La panthère de Floride vient s'ajouter sur l'état homonyme des États-Unis (*FIGURE 4, A*). Si les jaguars se contentent des forêts comme milieu de vie, les pumas s'accoutument également aux forêts froides, aux brousses rocailleuses, aux forêts tropicales ou aux pampas (Gelsi 2015).



**FIGURE 4** CARTE DES AMERIQUES REPRESENTANT LA REPARTITION (A) DES GRANDS ET (B) DES PETITS FELINS SAUVAGES

Concernant les petits félins sauvages, les ocelots sont présents aux Etats Unis et au Mexique (Haines et al. 2006), de même que les jaguarondis. Au sud du Mexique, les oncilles s'ajoutent à ces deux espèces (*FIGURE 4, B*). Tous ont un milieu de vie assez varié, comprenant les forêts tropicales et les forêts humides de montagne, mais aussi les savanes, mangroves, marécages et marais, les prairies pour le jaguarondi, les brousses épineuses pour l'ocelot ou encore les plantations et monocultures d'Eucalyptus pour l'oncille (Gelsi 2015).

### ***b) Besoins propres aux félins***

Pour détenir et à terme relâcher ces espèces dans la nature, il faut avant tout comprendre leurs modes de vie, leurs besoins.

#### **(1) Des animaux territoriaux**

Les jaguars (Morato et al. 2004) et les tigres sont deux bons exemples pour montrer la territorialité commune aux félins sauvages et à nos chats domestiques. Les tigres ont besoin d'un territoire qui leur est propre. La présence de proies sur l'espace qui leur est attribué est un facteur important puisque, sans elles, ils n'utilisent pas la surface qui leur est donnée. Ainsi, à la frontière entre l'Inde et le Népal, seulement 36% de la surface qui leur est octroyée est effectivement occupée par les tigres, du fait du manque d'animaux à chasser et de la présence humaine (Barber-Meyer et al. 2013).

#### **(2) Des animaux presque toujours solitaires**

La plupart des espèces de félins sauvages sont solitaires. C'est le cas des jaguars (Morato et al. 2004) et des tigres par exemple. Ainsi, plus les tigresses en liberté grandissent, plus elles ont du mal à cohabiter (A. Miller and Kuhar 2008). Pourtant, elles ne vont généralement pas très loin contrairement aux mâles qui ont une plus forte tendance à se disperser (Gour et al. 2013). Ce comportement se retrouve aussi chez les panthères de Floride (Maehr et al. 2002).

Par opposition aux autres félins, le lion est la seule espèce féline aux habitudes grégaires (de Barros et al. 2007).



### **c) Des espèces en danger d'extinction**

A différents niveaux, les félins sauvages sont tous menacés d'extinction. Aussi, établir un état des lieux est essentiel pour se rendre compte de l'urgence de la situation. Heureusement, des tentatives pour essayer de sauver ces espèces existent d'ores et déjà partout à travers le monde. Ces solutions sont-elles adaptées ?

#### **(1) Etat des lieux de la situation des félins sauvages**

La prise de conscience de l'urgence de changer les choses pour les félins sauvages passe par un constat quantitatif et qualitatif alarmant de leur situation. Nous en donnerons ici une liste non exhaustive d'exemples.

Un des premiers indicateurs permettant de comprendre l'urgence de cette situation est l'extinction de nombreuses sous-espèces. Entre 1950 et 2006, 3 des 8 sous-espèces de tigres se sont éteintes (Graham et al. 2006).

Autre indicateur significatif, le nombre d'individus restant en liberté pour la plupart des espèces : en 2010, la population de lynx (*Lynx Pardinus*) se limitait à 200 individus (Ganan et al. 2010). En 2016, l'étude de Rocha et al. a montré, grâce à la pose de caméras à détection de mouvements dans la réserve de l'Amana, que la population d'ocelots était inférieure à celle attendue avec moins de 25 ocelots par parcelle de 100 km<sup>2</sup><sup>1</sup> (Rocha et al. 2016). En 2017, seuls 3200 tigres étaient encore présents dans la nature (Can et al. 2017). En 1993, l'espèce panthère de Floride était réduite à 50 individus. Cette réduction drastique des populations entraîne des conséquences génétiques. La forte consanguinité, induite par une telle restriction du nombre d'adultes pouvant se reproduire, a des effets néfastes sur la reproduction. En 1993, la cryptorchidie touchait 80% des panthères de Floride mâles, et 22% d'entre eux étaient stériles. Leur sperme était très modifié puisque 95% des spermatozoïdes étaient non fonctionnels. Un seul type d'ADN mitochondrial sauvage persistait (Roelke, Martenson, and O'Brien 1993).

---

<sup>1</sup> Il convient de rester prudent sur cette étude, puisque l'utilisation des caméras pour déterminer la densité de population est discutable. En effet, des biais d'analyse peuvent apparaître. La répartition des caméras doit être rigoureusement aléatoire. Or, cela n'est pas toujours possible selon l'environnement (Wearn et al. 2013).

L'isolation géographique de groupes d'individus a les mêmes répercussions. En Asie, des populations de tigres se retrouvent séparées géographiquement par le manque de proies mais aussi et surtout par la présence de l'homme (Barber-Meyer et al. 2013). Des couloirs permettant aux tigres de circuler pour retrouver les autres groupes devraient être créés car les modèles mathématiques ont montré que le fait de déplacer des individus d'un endroit à un autre n'est pas suffisant pour obtenir un brassage génétique efficace.

De plus, le déplacement sous sédation d'un individu n'est pas optimal pour assurer de bonnes conditions de reproduction, puisqu'il sera confronté par la suite à un nouvel environnement de façon brutale. Il devra aussi se défendre contre les autres mâles qui garderont leur territoire (Kenney et al. 2014).

## **(2) Des tentatives de solution pour les sauver**

Sauvegarder une espèce coûte cher. Or, il est difficile de réunir des fonds pour un projet sans intérêt financier pour des investisseurs. Malgré tout, beaucoup d'argent a déjà été investi pour la préservation des tigres. Les espèces les plus connues et esthétiques sont bien souvent avantagées par rapport aux autres, par le fait des émotions, qui sont un facteur positif dans la décision de faire un don.

Mais les méthodes d'études de la population de tigres ne permettent pas d'avoir de réelles certitudes sur l'efficacité des moyens mis en œuvre, même si ces méthodes tendent à s'améliorer (Linkie et al. 2010). En Amérique, par exemple, les tigres sont l'objet d'un plan pour leur sauvegarde : le Tiger Species Survival Plan (Saunders et al. 2014) (Chuei et al. 2007).

Alors comment sauver une espèce de l'extinction ?

Dans des cas particuliers comme celui de la panthère de Floride en 1993, dont nous avons parlé plus haut, le croisement entre un individu femelle détenu en captivité et une panthère sauvage mâle a permis le retour dans la nature d'un type d'ADN mitochondrial qui avait disparu dans la population sauvage. Un tel apport de nouveaux gènes a dilué le problème de consanguinité de cette espèce (Roelke, Martenson, and O'Brien 1993).

L’Afrique du Sud donne de l’espoir à ceux qui souhaitent préserver les espèces en danger. Elle montre actuellement au monde entier qu’il est possible, en créant des réserves protégées, de faire croître une population de félins, les lions en l’occurrence, alors que celle-ci diminue dans le reste du continent à un rythme catastrophique. En effet, au rythme actuel, d’ici une vingtaine d’années, ces populations seraient réduites de moitié (Bauer et al. 2015).

Cependant, la solution des réserves est adaptée à une situation spécifique, dans des conditions particulières, de façon provisoire. Une réponse internationale et plus générale a été créée, afin de donner des fondations aux actions futures destinées à aider ces espèces. Il s’agit de la Convention sur le commerce international de faune et de flore sauvage menacée d’extinction, plus connue sous le nom de Convention de Washington : la CITES. Elle permet de classer les espèces dans des annexes afin d’en réguler le commerce. Le but de cette convention est de réduire la dégradation de la biodiversité due aux échanges commerciaux internationaux non réglementés.

**TABLEAU I LES ESPECES DE FELINS INSCRITS A L'ANNEXE I DE LA CITES**

<b>Annexe I</b>	<b>Nom scientifique</b>	<b>Nom commun</b>	<b>Nom scientifique</b>	<b>Nom commun</b>
	<i>Acinonyx jubatus</i>	Guépard	<i>Panthera onca</i>	Jaguar
	<i>Caracal caracal</i>	Lynx du désert ou Lynx de Perse	<i>Panthera pardus</i>	Léopard
	<i>Catopuma temminckii</i>	Chat de Temminck ou Chat doré d'Asie	<i>Panthera tigris</i>	Tigre
	<i>Felis nigripes</i>	Chat à pieds noirs	<i>Pardofelis marmorata</i>	Chat marbré
	<i>Leopardus geoffroyi</i>	Chat de Geoffroy	<i>Prionailurus bengalensis bengalensis</i>	Chat-léopard ou Chat de Chine
	<i>Leopardus jacobitus</i>	Chat des Andes	<i>Prionailurus planiceps</i>	Chat à tête plate
	<i>Leopardus pardalis</i>	Ocelot	<i>Prionailurus rubiginosus</i>	Chat rubigineux
	<i>Leopardus tigrinus</i>	Oncille	<i>Puma concolor coryi</i>	Panthère de Floride
	<i>Leopardus wiedii</i>	Margay ou Chat-tigre	<i>Puma concolor costaricensis</i>	Puma ou Cougar
	<i>Lynx pardinus</i>	Lynx Ibérique, Lynx d'Espagne ou Lynx pardelle	<i>Puma concolor cougar</i>	Puma ou Cougar
	<i>Neofelis nebulosa</i>	Panthère nébuleuse ou Panthère longibande	<i>Puma yagouaroundi</i>	Jaguarondi
	<i>Panthera leo persica</i>	Lion asiatique	<i>Uncia uncia</i>	Once ou Irbis, Panthère des neiges, Léopard des neiges

La plupart des félins sauvages sont inscrits dans les annexes I et II de la CITES comme le montrent les tableaux I et II. Pour plus de détails, il est possible de se référer au tableau de l'ANNEXE 1. Il convient donc de définir les implications de ces deux annexes.

Les espèces les plus menacées sont inscrites à l'annexe I de la CITES (TABLEAU I). Celle-ci en interdit le commerce international, sauf dans certains cas, comme les études scientifiques par exemple. Un permis exceptionnel d'importation et d'exportation peut toutefois être délivré et une dérogation est prévue (UNEP 2013).

Les espèces susceptibles d'être menacées d'extinction rapidement, si leur commerce n'est pas régulé de façon précise, sont inscrites à l'annexe II de la CITES (TABLEAU II). Leur commerce peut être autorisé mais toujours sous couvert d'un permis d'exportation ou d'un certificat de réexportation.

**TABLEAU II LES ESPECES DE FELINS INSCRITS A L'ANNEXE II DE LA CITES**

<b>Annexe II</b>	<i>Nom scientifique</i>	<b>Nom commun</b>	<i>Nom scientifique</i>	<b>Nom commun</b>
	<i>Caracal caracal</i>	Lynx du désert ou Lynx de Perse	<i>Lynx canadensis</i>	Lynx du Canada, Lynx gris, Lynx polaire, Lynx bleu ou Loup-cervier
	<i>Catopuma badia</i>	Chat bai ou Chat doré de Bornéo	<i>Lynx lynx</i>	Lynx boréal ou Lynx d'Eurasie, Lynx commun, Loup-cervier
	<i>Felis bieti</i>	Chat de Biet	<i>Lynx rufus</i>	Lynx roux ou Lynx bai
	<i>Felis chaus</i>	Chat des marais ou Chat de la jungle	<i>Panthera leo</i>	Lion
	<i>Felis manul</i>	Chat de Pallas ou Manul	<i>Prionailurus bengalensis</i>	Chat-léopard ou Chat de Chine
	<i>Felis margarita</i>	Chat des sables ou Chat du désert	<i>Prionailurus bengalensis bengalensis</i>	Chat-léopard ou Chat de Chine
	<i>Felis silvestris</i>	Chat sauvage	<i>Prionailurus iriomotensis</i>	Chat d'Iriomote
	<i>Leopardus braccatus</i>	Chat du Pantanal	<i>Prionailurus rubiginosus</i>	Chat rubigineux
	<i>Leopardus colocolo</i>	Chat des pampas	<i>Prionailurus viverrinus</i>	Chat pêcheur ou Chat viverrin
	<i>Leopardus guigna</i>	Kodkod ou Guïña	<i>Profelis aurata</i>	Chat doré africain
	<i>Leopardus pajeros</i>	Chat des pampas	<i>Puma concolor</i>	Puma ou Cougar
<i>Leptailurus serval</i>	Serval	<i>Puma yagouaroundi</i>	Jaguarondi	

Dans chacune des annexes, une partie interprétation permet d'affiner les obligations et les interdictions plus spécifiques (UNEP 2013).

Récemment, l'utilisation de la production participative, ou Crowdsourcing, a donné un nouveau souffle à la recherche de solutions pour pister et protéger les espèces menacées avec le projet « Think for Tigers ». Cette démarche, qui provient à l'origine des entreprises, utilise la réflexion d'un groupe de personne, éventuellement le monde entier, pour trouver de nombreuses solutions en réponse à un problème. Ces solutions sont ensuite analysées et triées pour ne garder que les meilleures. La participation est motivée par le choix des individus qui sont invités à participer, mais aussi par une récompense offerte à la personne qui proposera la meilleure idée. Dans le projet « Think for Tigers », la proposition d'utiliser les bruits des tigres pour les dénombrer a été récompensée par une semaine de vacances dans une réserve de sauvegarde des tigres (Can et al. 2017).

#### ***d) Interférences avec l'homme.***

Le contact entre l'homme et les animaux sauvages ne se passe pas toujours sous les meilleurs auspices, et les conséquences peuvent être désastreuses pour ces derniers.

##### **(1) Des territoires envahis par l'homme**

L'accroissement de la population humaine entraîne une nécessité de construire de nouvelles habitations régulièrement. Cependant, ces constructions se font aux dépens des zones restées à l'état naturel et qui sont les lieux de vie des félins sauvages. Il est préférable de construire de grandes villes, même si elles sont à proximité de grandes zones de préservation des espèces, plutôt que de créer des zones péri-urbaines qui empiètent sur le territoire des pumas par exemple (Lewis et al. 2015).

##### **(2) Des mesures de sécurité**

La diminution d'espace disponible pour les animaux implique une chute du nombre de proies potentielles. Par manque de place et tenus par la faim, certains félins arrivent en bordure de la civilisation humaine pour trouver un territoire ou simplement de la nourriture. Mais les contacts avec les populations, pas toujours conscientes de l'éthologie de ces animaux, sont parfois brutaux. Outre l'agressivité possible, leur simple présence inquiète les populations.

C'est pourquoi dans les pays d'Asie où le tigre est présent, les gouvernements décident d'abattre ou de déplacer les tigres impliqués dans des conflits avec l'homme. Mais les décisions au cas par cas ne sont pas aisées. Des règles générales sont souvent mises en place pour essayer de résoudre les problèmes, une solution qui n'est pas toujours la meilleure. Une des règles est de tuer les tigres avec une ou plusieurs canines cassées car elles sont supposées gêner la prédation. Les tigres reporteraient leurs attaques sur les animaux domestiques et les hommes, représentant des proies plus faciles. A première vue, cette règle peut sembler cohérente. Mais en réalité, nous ne pouvons pas établir de lien direct entre l'état des dents et les conflits. Ceux-ci sont surtout provoqués par les jeunes individus qui cherchent un territoire où s'installer, alors que ce sont les vieux qui ont plus souvent les dents cassées (Goodrich et al. 2011).

### **(3) La chasse pour le commerce ou la médecine**

Les tueries d'animaux sauvages ne sont pas toutes faites au nom de la sécurité. Certains animaux sont abattus afin d'utiliser certaines parties de leurs corps pour la médecine traditionnelle (Graham et al. 2006). D'autres individus tuent les animaux pour leur fourrure, les trophées, ou bien les capturent pour le commerce animal (Morais et al. 2002).

### **(4) Le tourisme**

Certains animaux comme les tigres sont très attractifs pour les touristes. Les populations pauvres des pays comme la Thaïlande n'hésitent pas à se servir de cet intérêt pour capturer des félins, et les dresser pour les faire caresser par des touristes contre de l'argent, au détriment de leur bien-être (Schmidt-Burbach, Ronfot, and Srisangiam 2015).

### **(5) Les accidents**

Tout le mal fait aux animaux sauvages n'est pas forcément intentionnel. Avec l'extension des territoires habités par les humains, le réseau routier se développe. Il peut alors traverser des territoires occupés par les félins sauvages. Les ocelots aux Etats unis sont parfois impliqués dans des accidents de la voie publique en cherchant à changer de zone (Haines et al. 2006).

Il en va de même pour les jaguarondis, au Costa Rica. Les Drs Jimenez Soto et Pereira Mora ont présenté au X<sup>ème</sup> congrès international de Yaboumba à Paris la prise en charge d'une fracture du tiers distal du tibia d'un jaguarondi accidenté. Il a été traité par fixation externe. La chirurgie a eu lieu à l'hôpital des espèces mineures et sauvages de l'Université Nationale. L'animal a été transféré dans le centre de soin El Zooave pour sa convalescence. Après réévaluation et ablation du matériel orthopédique un mois plus tard, le petit félin s'est rétabli. Il a alors été conduit dans une aire protégée à proximité de l'endroit de l'accident, dans un enclos de réhabilitation à la vie sauvage. Il a finalement été remis en liberté dès qu'il a recommencé à chasser normalement (Jimenez Soto and Pereira Mora 2016).

Ce cas particulier permet d'appréhender les conditions nécessaires pour soigner des félins sauvages victimes d'accidents de la route. Un endroit où opérer est nécessaire, ainsi que des cages adaptées à la convalescence, du personnel compétent pour la réhabilitation et une aire protégée pour permettre un retour efficace à la vie sauvage. Ces conditions ne peuvent malheureusement pas être réunies partout à travers le monde.

## **2. Des félins sauvages en captivité**

La taille et la forme des enclos accueillant les félins sauvages n'ont cessé d'évoluer depuis la création des parcs zoologiques. Ces modifications sont concomitantes avec les attentes du public mais limitées par les problèmes de gestion.

### ***a) Différents types d'enclos***

A l'origine, les enclos étaient de taille restreinte, de manière à assurer le rôle premier du zoo : la présentation des animaux au public (*FIGURE 5*). L'avantage de ce type d'enclos est de garantir un bon visuel de l'animal à tous les visiteurs. Cependant, la présence du grillage complique la prise de photographies et les animaux n'ont que peu de place pour se déplacer. Du point de vue des animaux, les chances de survie des portées augmentent avec la taille des enclos. De petits enclos sont donc un facteur néfaste quant à la mortalité néonatale (L. J. Miller et al. 2018).

Certains zoos utilisent encore ce format d'enclos, pourtant peu apprécié du public de nos jours, par manque de possibilités de s'agrandir. C'est le cas par exemple du zoo-faunerie du Mont Faron qui se situe sur un territoire classé zone naturelle protégée et qui ne peut donc pas étendre sa superficie. Sa localisation au sommet du Mont Faron crée aussi un obstacle physique à cette extension. Ces conditions ont conduit le gérant à orienter l'activité de son parc vers la reproduction des félins.



***FIGURE 5 PHOTOGRAPHIE D'UNE PANTHERE DANS SON ENCLOS - ZOO DU MONT FARON***

L'utilisation de vitres isole l'animal du public en toute transparence (*FIGURE 6*). Ce type de séparation permet d'éviter la présence du grillage au premier plan d'une photographie, mais peut engendrer des reflets sur l'image.





***FIGURE 6 PHOTOGRAPHIE DES VITRES DE PRESENTATION DES TIGRES AU PUBLIC - ZOO DU MONT FARON***

Une autre méthode pour s'affranchir des contraintes du grillage consiste à surélever le public par rapport aux animaux. C'est le cas, par exemple, pour l'enclos des guépards à la réserve Africaine de Sigean (*FIGURE 7*). Dans ce parc, le public déambule sur une passerelle en hauteur, hors de portée des animaux, entre les enclos des guépards et des lycaons. Ce nouveau type d'aménagement permet d'augmenter la taille des enclos, tout en garantissant à chaque visiteur une bonne vision des animaux. En augmentant la distance minimale entre les animaux et le public, cette configuration permet l'augmentation des chances d'obtenir des portées, et réduit les comportements stéréotypés des animaux. (L. J. Miller et al. 2018)



***FIGURE 7 PHOTOGRAPHIE DE LA PASSERELLE EN SURPLOMB DE L'ENCLOS DES GUEPARDS - RESERVE AFRICAINE DE SIGEAN***

Plus récemment, un nouveau système est apparu permettant à la fois d'agrandir encore l'espace consacré aux animaux, et de préserver la visibilité pour le public. Ce système reprend le concept du safari : l'animal présenté déambule autour de l'humain protégé dans sa voiture (*FIGURE 8*). L'utilisation de la voiture comme moyen de déplacement permet au visiteur de parcourir des distances plus importantes et multiplie la surface disponible pour les animaux. L'inconvénient de cette pratique reste principalement la pollution engendrée. La sécurité oblige toutefois les clients à garder les vitres des voitures fermées et la question des reflets pour les photographies se pose à nouveau.





**FIGURE 8 PHOTOGRAPHIE DE VOITURES DE VISITEURS CIRCULANT DANS L'ENCLOS DES LIONS - RESERVE AFRICAINE DE SIGEAN**

### ***b) Considérations sur les attentes du public***

Les attentes du public constituent un critère essentiel pour orienter les décisions concernant les aménagements apportés au parc. En Angleterre, dans l'idée générale, plus les animaux sont gros, plus ils attirent les visiteurs. Une étude a été réalisée pour comprendre ce qui attire effectivement les gens dans les zoos. Il en est ressorti que le fait d'avoir des enfants constitue un moteur important dans le choix de visiter un zoo. De plus, des critères comme le fait d'observer des animaux actifs, faciles à voir, intelligents, avec plein de couleurs et capables de tenir des objets sont perçus positivement par le public. Au contraire, les odeurs fortes, un aspect visqueux, la capacité de mordre ou piquer, la présence de venin ou de poison et l'absence de poils rebutent les clients. En dehors des critères liés aux animaux, la côte de popularité et le prix sont essentiels pour attirer les visiteurs (Whitworth 2012).

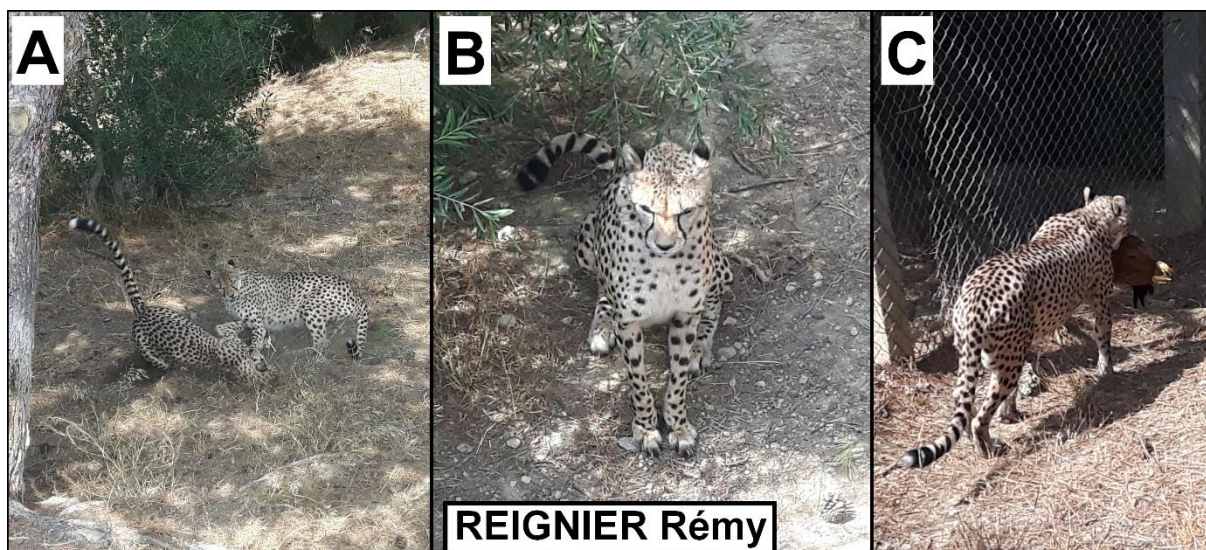
En France aussi, la zootechnie des enclos de demain repose sur les avis du public actuel. En l'absence d'études Françaises publiées sur le sujet, il est possible d'étudier les avis laissés sur Google Maps® (Utilisateurs 2017) pour en extraire les points clés sur lesquels devrait porter l'attention des gérants de parcs zoologiques lors des futures améliorations et constructions d'enclos.

Dans une étude personnelle préliminaire réalisée sur 3 parcs, non publiée, le tarif d'entrée des parcs et le cadre environnemental semblent être des points essentiels dans la vision que les visiteurs ont du parc. Ils peuvent avoir une forte influence, favorablement comme défavorablement. La surdensité de population dans les enclos ou au contraire la solitude des animaux, et l'organisation du parc apparaissent comme les principales sources de mécontentement des visiteurs. La taille des enclos, l'hygiène, la santé des animaux et leur comportement sont des critères intermédiaires entre les deux dernières catégories. Ces points sont donc relativement influents, avec toutefois une tendance majoritairement négative.

La diversité des espèces présentées et la durée de la visite du parc semblent au contraire être des critères très positifs, qui stimulent l'enthousiasme du public. Les enrichissements des enclos et la pédagogie exercée auprès des gens paraissent malheureusement être des points très peu abordés lors des commentaires, alors qu'ils semblent essentiels pour la zootechnie, et pour faire comprendre la raison d'être des parcs animaliers.

Les animations de la réserve Africaine de Sigean sont une illustration parfaite des actions menées simultanément sur plusieurs de ces points. Grâce à une pédagogie adaptée, elles améliorent la visibilité des espèces au public tout en lui montrant la bonne santé et le bien-être mental des animaux. Ces activités sont idéales car chacune d'entre elles agit sur des points importants aux yeux du public (la visualisation des animaux, la santé et le comportement) et sur deux points négligés (les enrichissements et la pédagogie).

Il est possible d'inciter les félins à venir dans les zones visibles du public, en utilisant des tapis chauffants par exemple, tout en leur laissant la possibilité de se cacher (Mellen 1991). Le moment de la distribution de nourriture est aussi un rendez-vous privilégié pour permettre aux visiteurs de voir les animaux, actifs, de près. A la réserve Africaine de Sigean, des panneaux indiquent l'heure de l'animation à venir. En été, ces animations sont l'occasion pour les soigneurs de renseigner le public sur les animaux, tout en leur offrant le spectacle du repas (*FIGURE 9*).



***FIGURE 9 PHOTOGRAPHIES DE GUEPARDS PRISES LORS D'UNE ANIMATION A L'OCCASION DU REPAS - RESERVE AFRICAINE DE SIGEAN***

L'attente de la distribution de nourriture est un instant idéal, pour le soigneur-animalier, pour présenter au public les interactions entre animaux (*FIGURE 9*, A). Celui-ci acquiert des connaissances grâce aux explications données par l'animateur, tout en photographiant les animaux de près et de face (*FIGURE 9*, B). Ces animations sont basées sur le renforcement positif : l'animal qui accepte de venir se présenter à la foule des visiteurs repart avec un coq pour aller le manger plus loin, à l'abri des regards (*FIGURE 9*, C).

Cependant, l'intérêt d'exposer les animaux au public est de lui faire découvrir leur comportement naturel. Or, lorsqu'un animal est incité à venir se montrer, son comportement est modifié. Ainsi dans l'exemple choisi, les guépards ne sont pas censés être particulièrement actifs en journée (Turnock and Moss 2015).

La proximité entre les animaux et les visiteurs, permise par les zoos, augmente le sentiment de connexion des humains aux animaux sauvages et de ce fait accroît l'intérêt du public pour la préservation des espèces en danger, les perturbations climatiques, et plus généralement les questions environnementales (Grajal et al. 2017).

### ***c) Les limites de la gestion d'un parc zoologique***

Le gérant doit s'assurer que les enclos sont propres, que l'entretien du zoo est fait régulièrement. De toute évidence, plus les enclos sont grands, et plus il faut de personnel d'entretien pour les maintenir dans un état convenable pour la présentation au public. Il doit gérer les situations d'urgence rapidement, afin d'éviter de laisser souffrir un animal à la vue des visiteurs par exemple, ce qui implique encore du personnel pour surveiller les animaux régulièrement. Par ailleurs, il veille aussi à ce que le zoo reste attractif pour le public qui constitue, par le paiement des billets d'entrée, la source de revenus majeure, au même titre que les boutiques souvenirs. Le prix d'entrée ne doit pas être dissuasif.

Ce sont autant d'actions à mener de front. Par ailleurs, les visiteurs ne laissent aucun répit car les commentaires laissés sur Internet sont à la vue de tous. En cas de problème, une intervention rapide est nécessaire pour éviter l'aggravation d'une situation et la désertion du parc par les touristes.

Les leviers d'action du gérant, pour améliorer la reproduction, sont uniquement d'ordre zootechnique. En effet, les points d'intérêt des visiteurs sans lien avec la zootechnie n'ont pas d'influence directe sur les animaux. Or ces points ont une influence négative majoritairement. Ils ne lui permettront donc pas de récolter plus d'avis positifs sur le parc. Le gérant doit alors consentir à faire passer les intérêts des félins avant ceux du parc. Mais si le parc n'attire plus de public, il ne pourra plus s'occuper des félins. Le rôle de protection des espèces en danger par la reproduction n'est donc envisageable que dans les parcs ayant déjà une bonne réputation et une fréquentation régulière.

Parfois, les élus peuvent apporter leur soutien ou leur aide aux parcs zoologiques et certains parcs sont même publics comme le parc de la Tête d'Or à Lyon. Mais les zoos privés doivent réussir à gérer tous ces paramètres seuls, sans autres rentrées d'argent que celles qu'ils arrivent à générer avec leur parc. C'est un défi de tous les jours. De plus, même avec la meilleure volonté, les changements nécessaires à l'amélioration d'un parc demandent du temps, et les travaux font aussi, parfois, fuir les visiteurs.

### **3. Préservation des espèces en captivité**

Le programme EEP (European Endangered Species Programmes) géré par l'EAZA (European Association of Zoos and Aquaria) permet, pour les parcs zoologiques qui en font partie, de déterminer les meilleurs choix d'échanges d'animaux pour le brassage génétique des populations captives de félins sauvages. Ce programme basé sur la volonté des gérants de zoos facilite la gestion de la reproduction en captivité (EAZA 2018).

#### **B. Législation concernant la zootechnie des félins sauvages**

Des lois posent le cadre de la détention des espèces ainsi que des échanges d'animaux entre les parcs.

##### **1. Concernant la détention des espèces**

En France, l'article L413 du code de l'environnement partie législative établit que les établissements détenant des espèces non domestiques comme les félins sauvages doivent détenir un certificat de capacité pour les espèces concernées (Article L413-2 du C.env. 2016). L'article R413 du code de l'environnement partie réglementaire précise que ce certificat de capacité est attribué à un individu de façon personnelle (Article R413-25 du C.env. 2008), et que les conditions pour obtenir le certificat de capacité sont fixées par le ministre chargé de la protection de la nature. Il est ensuite délivré par le préfet (Article R413-26 du C.env. 2011). L'article R421 du code de l'environnement partie réglementaire définit que le ministre de la protection de la nature peut s'appuyer sur le Conseil National de la chasse et de la faune sauvage pour déterminer ces conditions d'obtention (Article R421-1 du C.env. 2005).

L'arrêté du 25 mars 2004 stipule que les détenteurs du certificat de capacité doivent être présents en permanence en dehors des périodes de repos et congés. Ils doivent avoir les pouvoirs suffisants pour s'assurer des conditions d'entretien des espèces dont ils ont la charge (Bachelot-Narquin and Gaymard 2009).

L'article L415 du code de l'environnement partie législative pénalise le fait de détenir une espèce sans son certificat de capacité par deux ans d'emprisonnement et 150 000 € d'amende (Article L415-3 du C.env. 2016).

En revanche, la loi Française n'impose pas de taille minimale des enclos, contrairement à beaucoup de nos pays frontaliers. Ce choix est laissé au libre arbitre de celui détenant le certificat de capacité (Breton and Barrot 2014).

Par ailleurs, chaque animal doit être identifié afin de permettre la traçabilité de ses déplacements et la vérification de son identité en cas de contrôle :

L'article L413 du code de l'environnement partie législative impose que tous les animaux soient identifiés individuellement (Article L413-6 du C.env. 2016).

## **2. Concernant le déplacement des individus**

L'inscription de la totalité des félins sauvages en annexe I ou II de la CITES a conduit à ne plus pratiquer la vente et l'achat de ceux-ci. Les transferts d'animaux entre les différents parcs zoologiques se font maintenant par échanges, dorénavant aussi encadrés par la loi (UNEP 2013). Des documents doivent accompagner ceux-ci et le cédant doit s'assurer qu'au moins une personne de la structure d'accueil possède le certificat de capacité pour l'espèce concernée :

L'article L413 du code de l'environnement partie législative définit que la cession doit s'accompagner d'une attestation de cession. Le cédant doit s'assurer que le nouveau détenteur est en possession du certificat de capacité (Article L413-7 du C.env. 2016).

Par ailleurs, concernant les modalités du transport, des indications sont présentes sur le site de la CITES. Il est précisé que les animaux peuvent être transportés uniquement quand ils sont en bonne santé. Plus particulièrement, « Les animaux en état avancé de gestation ou les animaux ayant mis bas récemment ne devraient pas être transportés. Les jeunes animaux incapables de se nourrir par leurs propres moyens ne devraient pas être transportés, à moins que des dispositions préalables n'aient été prises pour les alimenter au cours du voyage si celui-ci doit se poursuivre pendant une période supérieure à l'intervalle normal entre deux repas » (UNEP 1979).



## **II. Les connaissances actuelles de la reproduction des félins sauvages**

Avant de s'intéresser à la zootechnie comme solution pour améliorer les performances de reproduction des différentes espèces, il est important de réunir un maximum d'informations sur la reproduction en elle-même, afin de comprendre comment agir dessus. La connaissance anatomique de l'appareil génital est primordiale à la compréhension des mécanismes physiques de la reproduction. La physiologie permet d'appréhender le fonctionnement de ces organes, au cours de la vie des individus et plus particulièrement lors de la gestation. Les premiers instants de vie représentent une étape importante à franchir. Des perturbations peuvent survenir au cours de toutes ces étapes.

### **A. Anatomie de l'appareil génital des espèces concernées**

L'anatomie des appareils génitaux mâles et femelles est comparable entre les félins avec toutefois quelques petites différences.

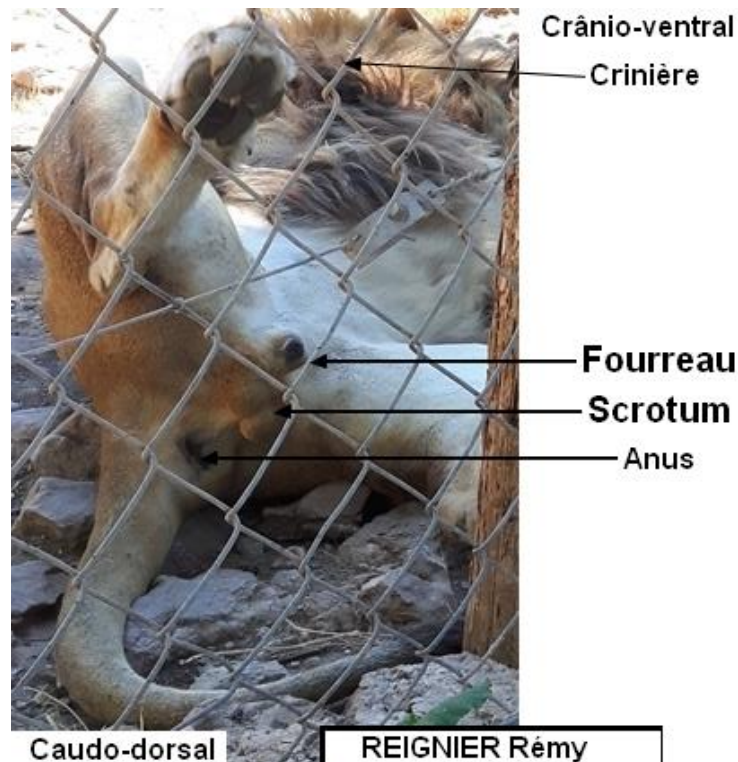
#### **1. Chez le mâle**

L'appareil génital masculin se caractérise par un fort développement à l'extérieur du corps de l'individu. Les bourses contenant les testicules sont proches de l'anus et le fourreau contenant le pénis au repos vient se placer crânialement à celles-ci.

##### ***a) Le scrotum et les testicules***

Chez le lion, les testicules sont extériorisés dans un scrotum profond et divisé en deux par un raphé très marqué, en région périnéale (*FIGURE 10*) (Morin-Garraud 2001). Les Lynx ont des testicules relativement plus petits en rapport à leur taille par comparaison avec d'autres félins. Il n'y a pas de différences notables en fonction de la captivité ou non (Ganan et al. 2010).

Le testicule est entouré de l'albuginée, qui est une enveloppe constituée de tissu conjonctif blanc, de forte densité. Elle présente un épaissement : le médiastin testiculaire. Albuginée et médiastin constituent chez les carnivores 18% du volume du testicule, contrairement aux autres mammifères pour lesquels ils constituent seulement 10% (Azevedo et al. 2008).



***FIGURE 10 PHOTOGRAPHIE DE LA VUE EXTERNE DE L'APPAREIL REPRODUCTEUR D'UN LION (PANTHERA LEO) MALE ADULTE ET DES CARACTERES SECONDAIRES - ZOO DU MONT FARON***

Le testicule se compose de deux compartiments. Tout d'abord le compartiment tubulaire ou spermatogène, constitué de l'épithélium séminifère contenant les cellules de la lignée germinale et les cellules de Sertoli. Ces dernières ensèrent les cellules de la lignée germinale, les protègent et les nourrissent. La lignée germinale est constituée des spermatogonies, qui donnent des spermatoocytes par mitose, puis des spermatozoïdes par méiose et spermiogénèse. Ensuite le compartiment intertubulaire ou androgène contenant les cellules de Leydig (composant 13% du tissu chez le jaguar, 8% chez le puma, 18% chez le lion, 6% chez le chat) qui sécrètent la testostérone, le tissu connectif (8,3% chez le jaguar), les leucocytes et les vaisseaux sanguins et lymphatiques (0,3% du tissu chez le jaguar). Les félins sauvages appartiennent au Pattern de type II selon Fawcett et al, mais chez le jaguar les faisceaux lymphatiques sont regroupés contrairement au reste du pattern. Les félins se situent dans la moyenne des mammifères en termes de densité de cellules de Leydig (entre 20 et 40 millions de cellules par gramme de testicule) (Azevedo et al. 2008).

Le compartiment tubulaire est donc formé de tubes séminifères dont la lumière accueille les spermatozoïdes. Ceux-ci se regroupent pour former l'épididyme qui se prolonge en un canal déférent qui va se jeter dans l'urètre au niveau de la prostate. Il y a donc convergence avec les voies urinaires (Fontbonne et al. 2007).

### **b) Le fourreau et le pénis**

Le pénis des félins au repos est dirigé vers l'arrière de l'animal. Il est composé de deux parties : le corps du pénis et le gland. Au niveau du corps, l'urètre est entouré dorsalement par deux corps caverneux symétriques selon le plan médian, et ventralement par un corps spongieux. Au niveau du gland, les corps caverneux sont remplacés par du corps spongieux. Un os pénien vestigial, car moins développé que chez les espèces canines, vient se placer entre ces corps spongieux et l'urètre, en entourant ce dernier dans une gouttière urétrale (Fontbonne et al. 2007). L'os pénien est aussi appelé *baculum*. Le gland est recouvert par une couche de peau appelée le prépuce. Chez le lion, gland et prépuce sont courts (*FIGURE 10*). Le tissu érectile composé des corps caverneux et spongieux est essentiel pour la pénétration. Au cours de l'érection, ce tissu se gorge de sang et les muscles relèvent le pénis vers l'avant. Cette réorientation rend possible le coït (Morin-Garraud 2001).

D'un point de vue externe, l'érection entraîne l'extériorisation du gland. Deux muscles rétracteurs du fourreau, qui sont en fait des dépendances du peaucier du tronc, entrent aussi en jeu (Barone 1967). Chez le chat, le gland est recouvert de papilles cornées assez rugueuses, se redressant lors du basculement vers l'avant du pénis au cours de l'érection suite à la turgescence. Leur disparition 6 semaines après castration prouve qu'elles sont androgéno-dépendantes. Leur taille n'est pas corrélée à la fertilité (Fontbonne et al. 2007). Chez le lion aussi, des épines orientées vers la base du pénis recouvrent le gland, occasionnant des douleurs chez la femelle lors du retrait. Leur rôle reste incertain, mais la stimulation induite des récepteurs vaginaux pourrait déclencher l'ovulation (Morin-Garraud 2001). Elles sont aussi présentes sur le gland de l'oncille et de l'ocelot. Le margay possède lui un gland lisse, prouvant que ce n'est pas le cas de tous les félins (Morais et al. 2002).

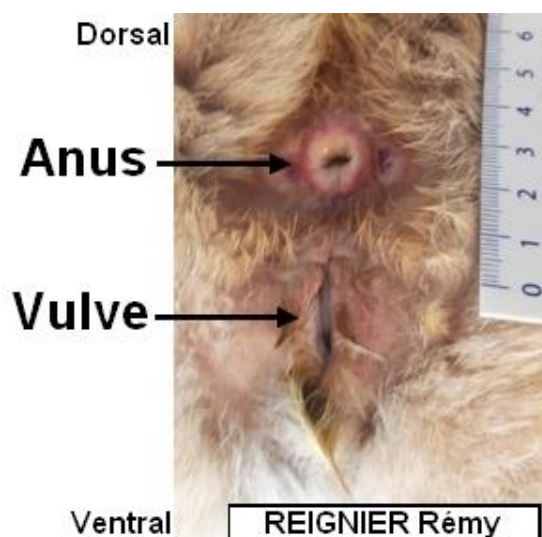
### **c) La prostate**

La prostate est un organe glandulaire situé dans la zone pelvienne. Comme expliqué précédemment, elle est le lieu de convergence des deux canaux déférents et de l'urètre. Elle est constituée de lobes symétriques composés de nombreux acini dont la lumière se déverse dans l'urètre prostatique. La taille de la prostate n'est pas référencée pour les différentes espèces de félins sauvages (Lévy, Routier, Fontbonne, et al. 2016), mais la prostate du lion semble particulièrement développée (Morin-Garraud 2001).

## **2. Chez la femelle**

### **a) La vulve**

Contrairement au mâle, l'appareil génital féminin est interne. Le seul élément visible de l'extérieur est la vulve, qui se situe environ 2 cm en position ventrale de l'anus chez le *Puma Concolor* (FIGURE 11). Elle se compose de deux lèvres verticales (Brown 2011). Les photos qui illustrent cette partie ont été prises à l'occasion de l'autopsie d'une femelle puma de 14 ans, décédée suite à l'évolution d'un processus tumoral au Zoo du Mont Faron.



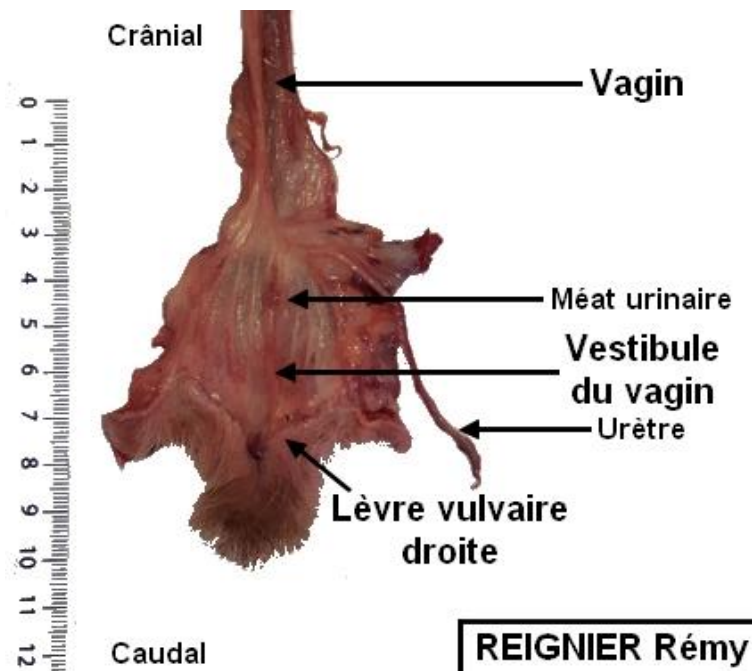
**FIGURE 11 PHOTOGRAPHIE DE LA VUE EXTERNE DE L'APPAREIL GENITAL D'UNE FEMELLE PUMA (PUMA CONCOLOR) DE 14 ANS - ZOO DU MONT FARON**

Chez la lionne, la vulve poilue et arrondie se situe à 5 cm de l'anus et contient un clitoris pourvu d'un os clitoridien d'abord fibreux mais pouvant s'ossifier partiellement à l'âge adulte. Il est lui-même recouvert d'un capuchon muqueux plus ou moins marqué (Morin-Garraud 2001).

### **b) Le vagin**

Le vagin est l'organe cavitaire où vient se loger le pénis au cours du coït. Il est divisé en deux parties. Distalement, le vestibule du vagin, plus large, fait le lien entre les lèvres et le vagin à proprement parler, plus proximal (Fontbonne et al. 2007).

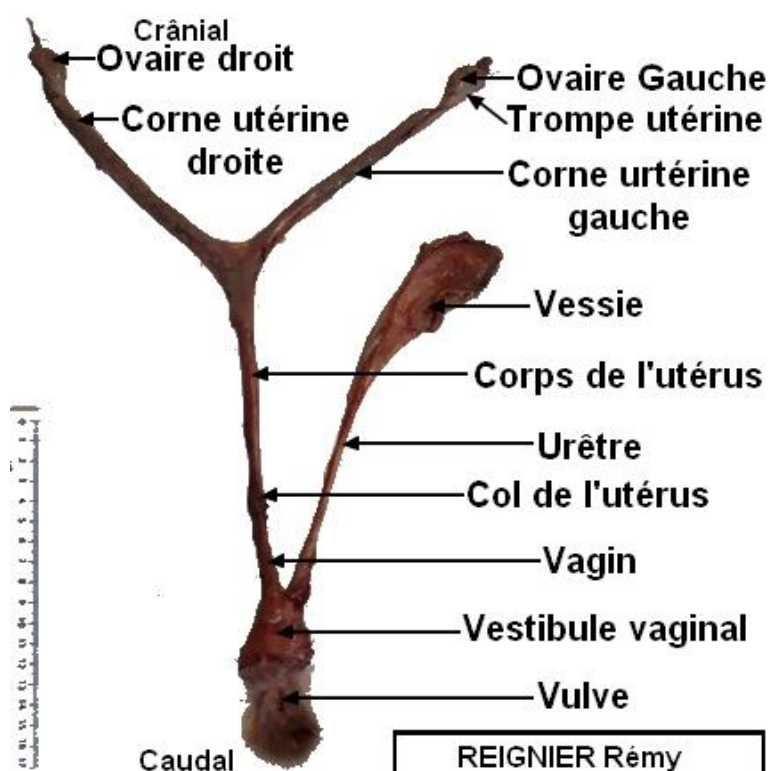
L'urètre vient s'aboucher au niveau du plancher du vestibule du vagin au niveau du méat urinaire. La **FIGURE 12** montre l'anatomie interne d'un vagin de puma. Une section a été réalisée sur toute la longueur du tractus génital en partant de la commissure dorsale des lèvres de la vulve. La photographie est prise dorsalement, permettant une visualisation de cet abouchement.



**FIGURE 12** PHOTOGRAPHIE DU VAGIN D'UNE FEMELLE PUMA (*PUMA CONCOLOR*) DE 14 ANS APRES OUVERTURE - ZOO DU MONT FARON

### c) L'utérus

Le vagin est séparé de l'utérus par le col de l'utérus. Celui-ci est en général relativement court chez les félins (Brown 2011), et chez la lionne, il mesure 1 cm dans toutes les directions (Morin-Garraud 2001). L'utérus est aussi divisé en deux parties : le corps utérin qui succède au col et se prolonge en deux cornes utérines. Chez le puma, les tailles des cornes et du corps de l'utérus sont équivalentes et mesurent une quinzaine de centimètres dans le cas de l'individu présenté à la FIGURE 13.



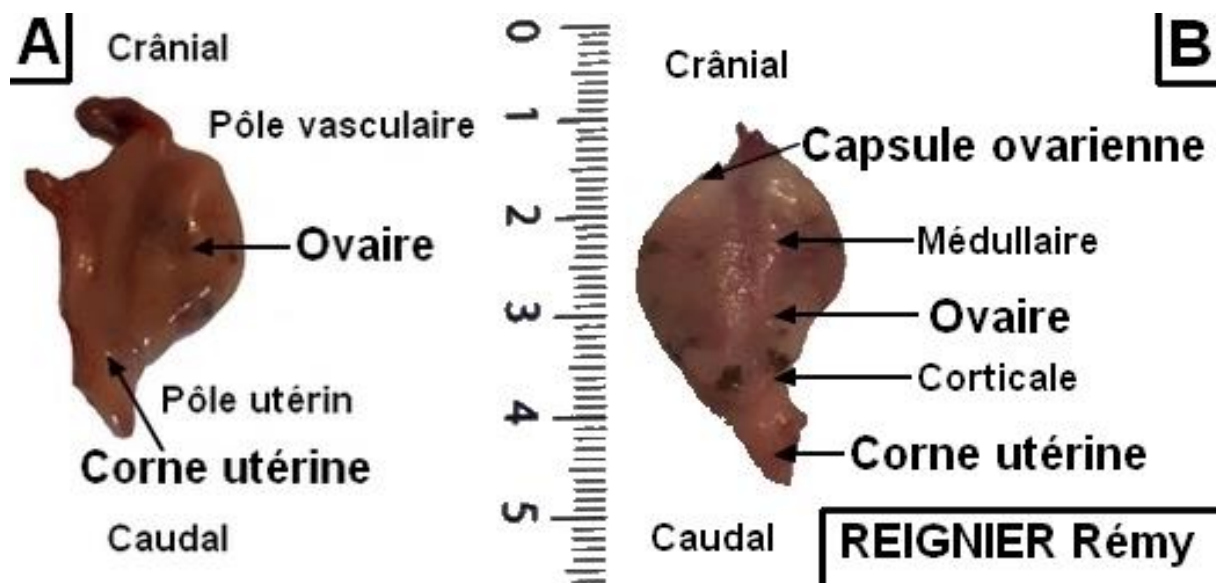
**FIGURE 13 PHOTOGRAPHIE DE L'APPAREIL GENITAL ISOLE D'UNE FEMELLE PUMA (PUMA CONCOLOR) DE 14 ANS - ZOO DU MONT FARON**

Le corps utérin est partiellement divisé intérieurement par un septum (Brown 2011). Chez la lionne, il mesure 12 cm de long pour un diamètre de 2 à 2,5 cm (Morin-Garraud 2001). C'est principalement un lieu de passage des spermatozoïdes au cours du coït et, dans l'autre sens, des fœtus au moment de la parturition.

L'utérus des félins est qualifié de bicornu puisque deux cornes utérines se rejoignent pour former le corps. Après la fécondation, c'est dans celles-ci que se répartissent, en s'espaçant régulièrement, les blastocystes durant le début de la gestation, grâce à une migration utérine efficace. Les félins ont une placentation zonale de type endothélio-choriale (Brown 2011). Les cornes de la lionne sont lisses et mesurent 16 cm de long sur 1,5 cm de diamètre (Morin-Garraud 2001).

#### d) Les ovaires

Les ovaires sont situés caudalement aux reins. Le mésosalpinx forme une bourse ovarienne non grasseuse qui, selon les espèces, recouvre en partie, ou en totalité, l'ovaire et les trompes. Celles-ci sont aussi appelées oviductes. Elles conduisent les ovocytes après l'ovulation et sont le lieu de la fécondation par les spermatozoïdes (Fontbonne et al. 2007). Chaque oviducte passe crânialement dans la partie médiale de la bourse ovarienne, puis caudalement dans la partie latérale avant de finir à la jonction utérotubaire (Brown 2011). La *FIGURE 14* montre que les ovaires de puma ont une forme ovoïde de 3 cm de long sur 1,5 cm de large et qu'ils sont entièrement recouverts par la bourse ovarienne (*FIGURE 14, A*). Les ovaires de la lionne ont aussi une forme ovoïde de 3 cm de long sur 1,5 de large et présentent de nombreux follicules à leur surface (Morin-Garraud 2001).



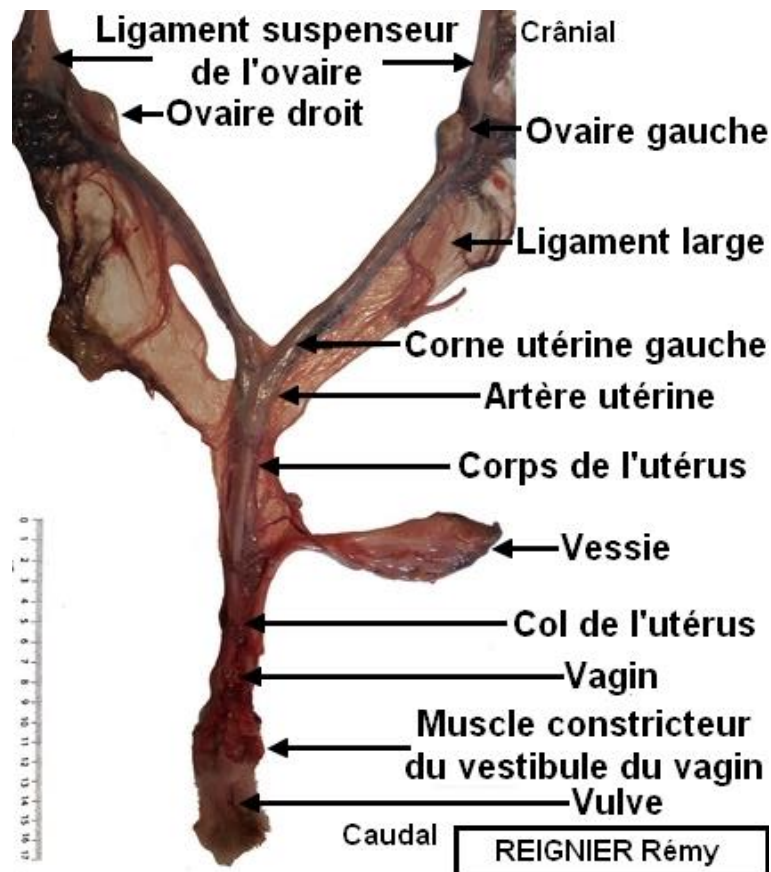
**FIGURE 14** PHOTOGRAPHIE DE L'OVAIRE, (A) DANS SA BOURSE OVARIENNE ET (B) SECTIONNE, D'UNE FEMELLE PUMA (PUMA CONCOLOR) DE 14 ANS - ZOO DU MONT FARON



Les ovaires sont constitués d'une corticale et d'une médullaire (*FIGURE 14*, B). La corticale est constituée d'un stroma conjonctif dense qui contient des follicules. Ces derniers évoluent avec le cycle sexuel : il existe des follicules primordiaux, primaires, secondaires (pleins), tertiaires (cavitaires), et mûrs. Lors de l'ovulation, le follicule mûr se transforme en corps jaune après avoir libéré l'ovocyte par déhiscence. Le corps jaune est constitué d'une couche thécale, et d'une couche lutéinique. La médullaire contient des artères, des veines, des vaisseaux lymphatiques. Elle a donc un rôle d'irrigation et de drainage (Fontbonne et al. 2007).

**e) *Rapports anatomiques et irrigation du tractus génital***

L'utérus est maintenu en place par le ligament large (*FIGURE 15*).



***FIGURE 15 PHOTOGRAPHIE DE L'APPAREIL GENITAL D'UNE FEMELLE PUMA (PUMA CONCOLOR) DE 14 ANS ET DE SES RAPPORTS ANATOMIQUES (LIGAMENTS, VAISSEAUX) - ZOO DU MONT FARON***



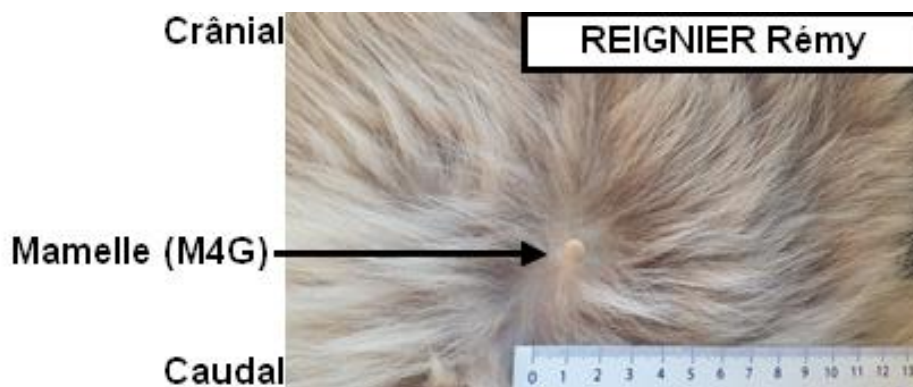
Le ligament suspenseur vient compléter ce maintien en s'attachant sur la partie proximale des ovaires (Brown 2011).

L'utérus est longé sur toute sa longueur par une artère utérine qui parcourt le ligament large et permet son irrigation.

### *f) Les mamelles*

Bien que faisant partie de la même famille, les félins n'ont pas tous le même nombre de mamelles. La tigresse se contente de 4 mamelles (Saunders et al. 2014) tandis que la lionne en possède 12. La quantité de lait produite par celles-ci ne dépend pas de la taille de la portée contrairement à ce que l'on pourrait penser mais plutôt de la quantité de nourriture avalée. C'est pour cela que l'alimentation joue un rôle essentiel dans le succès de la reproduction (Morin-Garraud 2001).

Les tétines des félins sont petites relativement à la taille des individus (moins d'un demi-centimètre de diamètre hors lactation pour le lynx) (*FIGURE 16*). Les mamelles sont codées par des abréviations contenant la lettre M pour Mamelle, le chiffre de la mamelle en partant de la plus crâniale et l'initiale du côté de la chaîne mammaire. L'ensemble des mamelles d'une chaîne mammaire est relié par voie sanguine et lymphatique.



***FIGURE 16*** PHOTOGRAPHIE DE MAMELLE D'UNE FEMELLE PUMA (*PUMA CONCOLOR*) DE 14 ANS - ZOO DU MONT FARON

## **B. Physiologie de la reproduction des félins sauvages**

La physiologie de la reproduction, au contraire de l'anatomie, présente une grande variété dans la famille des félins.

### **1. Gamétogenèse**

La reproduction sexuée est basée sur la formation des gamètes par la méiose. Elle se décompose en deux divisions qui permettent le passage des cellules d'un état diploïde à un état haploïde. Les paires de chromosomes répliqués se séparent au cours de la 1<sup>ère</sup> division de méiose, qui permet la formation de deux cellules haploïdes. Puis les chromatides sœurs se séparent à leur tour au cours de la deuxième division de méiose. Les échanges de matériel génétique, permis par les chiasmas entre les chromatides non sœurs d'une même paire de chromosomes, permettent d'obtenir, à la fin des divisions, 4 cellules haploïdes contenant des chromosomes simples avec chacune un matériel génétique différent. Ces cellules donneront soit des spermatozoïdes, soit des ovocytes, selon que l'on se trouve chez le mâle ou chez la femelle (Campbell and Reece 2007).

### **2. Chez le mâle**

Hormis les considérations générales telles que l'âge de la puberté, les effets des saisons et de l'âge sur la reproduction, la physiologie sexuelle se résume à la spermatogenèse et son contrôle par la testostérone.

#### ***a) La puberté***

Le chat atteint la puberté plusieurs mois après qu'il ait obtenu la capacité d'éjaculer et de copuler. En effet, les premiers éjaculats sont de mauvaise qualité (Fontbonne et al. 2007). Chez les félins sauvages, les données semblent montrer une tendance similaire : par exemple, la maturité sexuelle du lion a lieu vers 30 mois (Morin-Garraud 2001).

Des méthodes permettent de doser les métabolites de la testostérone dans les fèces des lynx, ce qui constitue une méthode non invasive pour mesurer l'évolution de la concentration plasmatique de cette hormone. Ces méthodes sont les enzymes immunoassay (EIA) et les systèmes immulites.

Les résultats des études pratiquées par Jewgenow et al montrent une différence significative entre les jeunes et les adultes (Jewgenow, Naidenko, et al. 2006). Les jeunes lynx produisent moins de testostérone, ont moins de spermatozoïdes motiles et normaux, et sécrètent moins de sperme que les plus âgés (Ganan et al. 2010).

Dans le but d'optimiser la reproduction des félins, il vaut donc mieux ne pas utiliser de mâles trop jeunes. Par ailleurs, si un jeune mâle n'est pas très fertile, il faut peut-être seulement attendre la fin de sa puberté.

### ***b) La spermatogenèse***

La production des spermatozoïdes se fait en 3 phases : multiplication, méiose et différenciation. Ces phases sont représentées dans la *FIGURE 17*. Les spermatogonies subissent des mitoses qui permettent de conserver un stock de spermatogonies tout en permettant à certaines de commencer la spermatogenèse.

Les cellules engagées dans la spermatogenèse commencent par une phase de croissance légère pour devenir des spermatocytes primaires. La première division de méiose les transforme en spermatocytes secondaires. La deuxième division de méiose donne naissance aux spermatides.

La spermiogenèse peut alors commencer. C'est une succession de modifications, qui fait passer les gamètes mâles d'une forme sphérique à une forme allongée, composée d'une tête, d'une pièce intermédiaire et d'une queue. Les gamètes deviennent alors des spermatozoïdes (Campbell and Reece 2007).

La durée d'un cycle est d'un peu plus de 9 jours et la spermatogenèse prend au total 4,5 cycles, soit entre 30 et 75 jours selon les espèces (Balarini et al. 2012). Par exemple, chez le puma, le cycle dans l'épithélium du tube séminifère prend en moyenne 9,89 jours et la spermatogenèse, c'est-à-dire le passage d'une spermatogonie à un spermatozoïde, dure 44,5 jours (Leite et al. 2006).

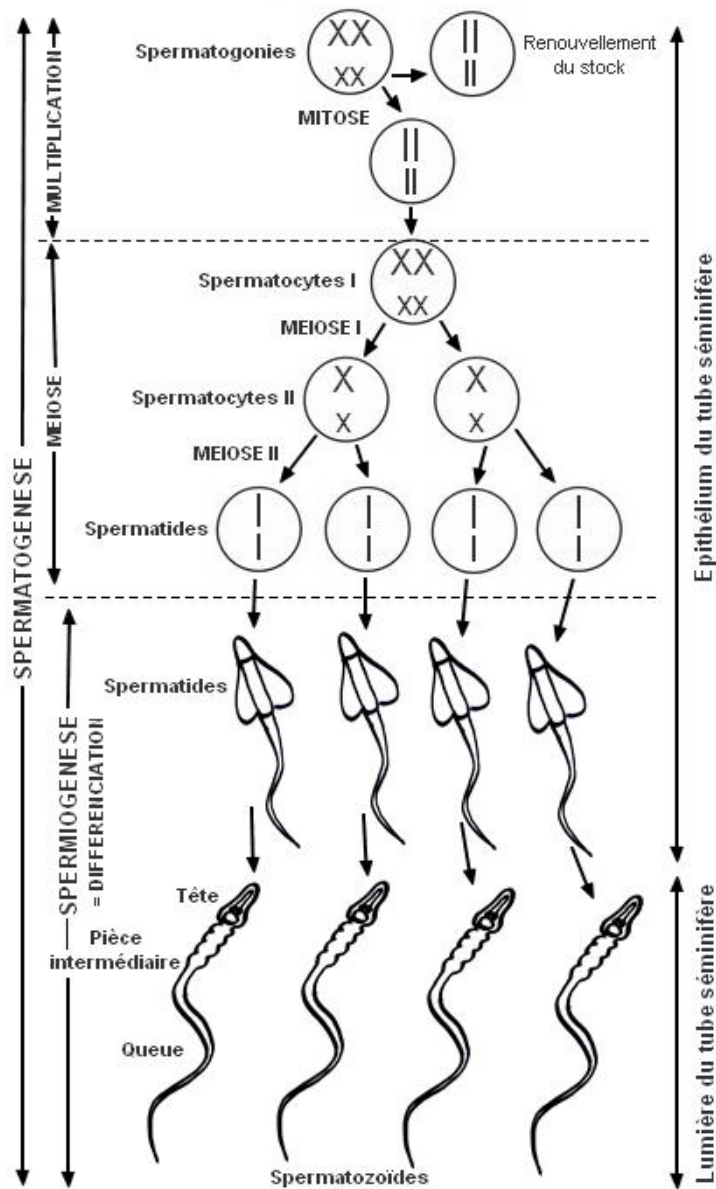


FIGURE 17 SCHEMA REPRESENTANT LA SPERMATOGENESE D'APRES LES INFORMATIONS DE CAMPBELL ET REECE (2007)

### c) *La décapacitation et la capacitation*

Les spermatozoïdes propulsés dans l'éjaculat sont incapables de féconder l'ovocyte. En effet, au cours de leur migration dans les voies génitales mâles, ils ont subi une décapacitation. Cette première modification membranaire la fragilise et des glycoprotéines se mettent en place pour la rigidifier. Le plasma séminal du tigre ne semble pas contenir de facteurs de décapacitation, ce qui en fait une espèce à part dans ce domaine (Byers et al. 1989).

La capacitation est la modification de la membrane plasmique qui lui permet de fusionner avec celle de l'acrosome pour rendre possible la fixation à l'ovocyte. Elle a lieu dans les voies génitales femelles. La tyrosine kinase n'est capable de se lier à la zone pellucide, pour permettre la fécondation, qu'après une phosphorylation. Cette dernière permet donc la capacitation. C'est le cas dans toutes les espèces de félins sauf le guépard (Terrell et al. 2011).

En revanche, elle n'a aucun lien apparent avec la motilité des spermatozoïdes. La tyrosine kinase est une molécule de 95 kDa qui est conservée dans toutes les espèces de félins. D'autres protéines ont cependant été trouvées, variant pour chaque espèce, ayant une activité de phosphorylation et des poids moléculaires différents. Elles interviendraient dans les mécanismes empêchant la fécondation inter-espèces, qui est impossible sauf pour certaines exceptions.

En outre, les espèces qui ont le plus de spermatozoïdes anormaux sont celles qui présentent des problèmes de phosphorylation (panthère nébuleuse, guépard, avec plus de 60% des spermatozoïdes anormaux) contrairement aux autres espèces (tigre, chat de chine, avec plus de 60% des spermatozoïdes normaux). L'Adénosine MonoPhosphate cyclique (AMPc) joue aussi un rôle dans la capacitation (Pukazhenthil et al. 1998).

#### ***d) Les caractéristiques du sperme***

Les mâles qui ont plus de sperme et des spermatozoïdes motiles en plus grande quantité donnent naissance à des portées de taille plus importante (Ganan et al. 2010). Cette constatation amène à se pencher sur les caractéristiques du sperme afin de comprendre pourquoi des individus ont un meilleur potentiel reproducteur que d'autres.

Le sperme des léopards est plus concentré en spermatozoïdes que celui des guépards et des pumas, mais ceux-ci sont moins motiles. Le tigre est l'espèce qui possède le plus grand nombre de spermatozoïdes motiles sur l'éjaculat. Les tigres produisent également un volume plus important de sperme que les autres espèces. La proportion de spermatozoïdes anormaux chez le tigre est également très inférieure à celles des autres espèces (37,5 % contre 64,6 à 79,5%) (Wildt et al. 1988).

L'ocelot possède un plus grand volume testiculaire, volume d'éjaculat, nombre de spermatozoïdes motiles, pourcentage de spermatozoïdes normaux et une plus grande concentration en androgènes fécaux que l'oncille et le margay. Cependant, c'est l'oncille qui possède le sperme le plus concentré en spermatozoïdes de ces trois espèces. Les margays ont des spermatozoïdes moins motiles et moins de spermatozoïdes par éjaculat, ainsi que le plus grand pourcentage de spermatozoïdes défectueux, devant les oncilles, eux même devant les ocelots (Morais et al. 2002).

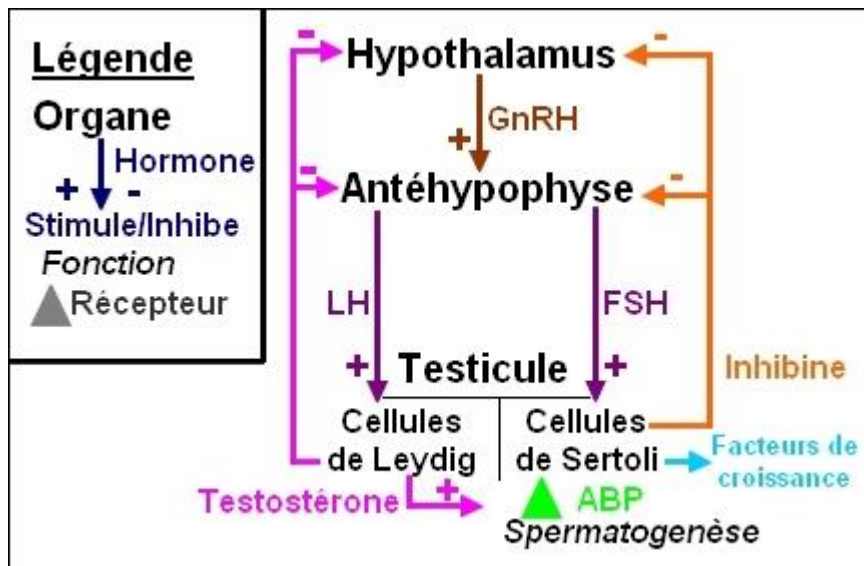
Des facteurs externes jouent aussi un rôle dans la fécondabilité des spermatozoïdes. Elle atteint son optimum deux heures après l'éjaculation chez le tigre de Sibérie. Le taux de pénétration dans l'ovocyte est nettement plus élevé à une température de 37°C, température interne de la tigresse, que 22°C (Byers et al. 1989).

Ces caractéristiques sont importantes à référencer puisqu'elles déterminent les problèmes qui peuvent se poser lorsque l'on cherche à faire reproduire ces espèces. Elles représentent une base de réflexion pour chercher la cause d'une infertilité chez un mâle.

#### ***e) La testostérone, un stéroïde sexuel***

Les deux types de cellules présentes dans le testicule sont soumises à la régulation de l'axe hypothalamo-hypophysaire (*FIGURE 18*). L'hypothalamus sécrète de l'hormone de libération des gonadotrophines hypophysaires (GnRH) qui stimule la sécrétion d'hormone lutéinisante (LH) et d'hormone folliculo-stimulante (FSH) par l'antéhypophyse de façon pulsatile. Les cellules de Leydig sous stimulation de la LH sécrètent des hormones androgènes dont la testostérone. Cette dernière stimule la formation d'ABP (Androgen Binding Protein), une protéine qui joue le rôle de récepteur à la testostérone au niveau des cellules de Sertoli. L'ABP stimule alors la spermatogenèse. Mais ces cellules sont aussi sous stimulation de FSH et elles produisent des facteurs de croissance et une autre hormone appelée inhibine qui exerce un rétrocontrôle sur l'axe hypothalamo-hypophysaire (Reece and Rowe 2017).

La concentration en androgènes fécaux est 8 à 10 fois supérieure chez l'ocelot comparé au margay et à l'oncille (Morais et al. 2002).



**FIGURE 18 SCHEMA DE LA CASCADE DE REGULATION DE LA SPERMATOGENESE D'APRES LES INFORMATIONS DE REECE ET ROWE (2017)**

### *f) La saisonnalité de la reproduction*

Le fait de produire plus de spermatozoïdes pendant la saison de reproduction des femelles est une stratégie permettant d'économiser l'énergie pour chasser le reste du temps.

Les études réalisées par Jewgenow et al sur les lynx ne montrent pas de différence significative entre la saison de reproduction (mars-avril) et les autres mois. Le manque de significativité vient probablement de la taille d'échantillons. Une tendance semble quand même montrer l'augmentation de la production de testostérone pendant la saison de reproduction (Jewgenow, Naidenko, et al. 2006). Cette tendance est confirmée par l'étude de Göritz et al. Cette étude montre une augmentation de la taille des testicules (de 2,8 cm<sup>3</sup> en mars contre 1,5 cm<sup>3</sup> en novembre), avec une différenciation possible du parenchyme et des vaisseaux à l'échographie en mars et juin, tandis que ces tissus sont non différenciables en novembre. Elle met également en évidence une augmentation du volume de sperme, du nombre de spermatozoïdes, de la proportion de spermatozoïdes motiles et intacts en mars par rapport aux mois précédents. Par comparaison à une valeur seuil dosée en janvier à 481 ng/g, deux pics de testostérone fécale sont dosables chez le mâle. Ils correspondent aux périodes d'œstrus chez la femelle : en mars (autour de 1240 ng/g) et en juin (autour de 971 ng/g) (Göritz et al. 2006).

La saisonnalité se retrouve chez les ocelots, les margays et les oncilles. Les ocelots ont un sperme plus concentré en été, un volume testiculaire augmenté corrélé à un taux de testostérone maximal au printemps. La concentration en testostérone est maximale en hiver pour le margay. Leur volume testiculaire augmente au printemps, et la motilité de leurs spermatozoïdes est plus importante. C'est le cas en hiver pour les oncilles (Morais et al. 2002).

La saisonnalité n'est pourtant pas toujours évidente. Il n'y a pas de preuve d'une saisonnalité de la production des spermatozoïdes chez le jaguar. Les saisons humides semblent tout de même plus favorables à cette production. Sur ces périodes, l'abondance de proies herbivores pourrait expliquer cette tendance (Morato et al. 2004).

Pourtant, cette stratégie n'est pas adoptée par toutes les espèces. Ainsi, la qualité et la quantité du sperme du tigre de Sibérie ne dépendent pas de la saison (Byers et al. 1990).

Parfois, la saisonnalité est au contraire néfaste. Les pics de production de spermatozoïdes chez les panthères nébuleuses ont lieu en juin et juillet alors que la saison de reproduction des femelles se situe entre décembre et février. Cela pourrait expliquer les difficultés que rencontre cette espèce pour la reproduction en captivité (Wildt 1986).

### ***g) Les effets de l'âge sur la capacité de reproduction***

La capacité de reproduction des félins mâles ne semble pas subir les effets du temps sur un plan physiologique. Par exemple, la capacité de reproduction des tigres mâles ne semble pas s'altérer au cours du temps (Saunders et al. 2014).

Cependant, l'éthologie des espèces en décide parfois autrement. En théorie, les lions mâles peuvent se reproduire jusqu'à l'âge de 16 ans, mais dans les faits, leur capacité de reproduction s'arrête lorsqu'ils quittent leur groupe, chassés par les plus jeunes (Morin-Garraud 2001).

## **3. Chez la femelle**

Bien que l'on retrouve comme chez le mâle une puberté, une saisonnalité et les effets du temps, la physiologie de la reproduction chez la femelle est bien plus complexe avec le cycle sexuel et les différentes hormones impliquées.



### **a) La puberté**

Chez la chatte, elle a lieu entre 4 et 6 mois, selon la saison (Fontbonne et al. 2007). La maturité sexuelle de la lionne est en moyenne atteinte à 2 ans avec le premier œstrus (Morin-Garraud 2001). Mais chez la lionne en captivité, la puberté a lieu plus tôt que dans la nature, dès l'âge d'un an. En comparaison, elle est supposée arriver autour de 26 mois pour les lionnes sauvages, d'après les observations réalisées (Putman et al. 2015).

### **b) Le cycle œstral**

Le cycle œstral peut se conclure de trois manières différentes chez la chatte : il peut être anovulatoire, donner lieu à une gestation ou à une pseudo-gestation.

Le cycle anovulatoire intervient si la femelle n'ovule pas à cause de l'absence de stimulation vaginale. Les chaleurs reviennent alors toutes les 3 semaines, aucune activité lutéale n'existe et le taux de progestérone plasmatique reste basal ( $< 1$  ng/mL).

Le cycle aboutissant à une gestation sera détaillé dans la partie correspondante.

Le cycle aboutissant à une pseudo-gestation a lieu chez les chats principalement en cas de stérilité du mâle. Si la chatte a ovulé mais n'est pas gestante, elle sécrète de la progestérone pendant 40 jours et rentre en chaleur 10 jours après la fin de la sécrétion. Elle ne montre aucun signe de gestation et ne développe pas de lactation (Fontbonne et al. 2007). L'ovulation spontanée est une autre cause de pseudo-gestation, pour les félins sauvages chez lesquels elle est possible.

Prenons l'exemple du chat pour développer les quatre phases du cycle œstral : proœstrus, œstrus, diœstrus et anœstrus.

Habituellement, le proœstrus dure moins d'une journée mais il peut aussi ne pas apparaître (Fontbonne et al. 2007). Il est associé à la présence de follicules ovariens augmentant la quantité d'œstrogènes circulants et occasionnant l'intérêt des mâles sans copulation.

L'œstrus accompagne le développement plus avancé des follicules et un pic de concentration d'œstradiol. Il est caractérisé par la montée du mâle et le coït, avec, selon les espèces, des comportements supplémentaires tels que des vocalisations, une lordose, des roulements sur le dos, des frottements et des foulages de la patte. Des pénétrations multiples et fréquentes, sur de nombreux jours, sont supposées nécessaires à beaucoup de félins pour stimuler la sécrétion de GnRH par l'hypothalamus. Il en découle des vagues de LH sécrétées par la glande pituitaire antérieure (ou antéhypophyse). Cette cascade entraîne la maturation finale du follicule et de l'ovocyte et résulte en l'ovulation après l'accouplement. Au contraire, certaines espèces de félins ont aussi une ovulation spontanée. Les différents types d'ovulation pour chaque espèce sont répertoriés dans le *TABLEAU III* (Pelican et al. 2006).

Pendant le diœstrus, un (ou plusieurs) corps jaune produit de la progestérone qui se maintient à une concentration élevée pour une période variable en fonction du succès ou non de la conception.

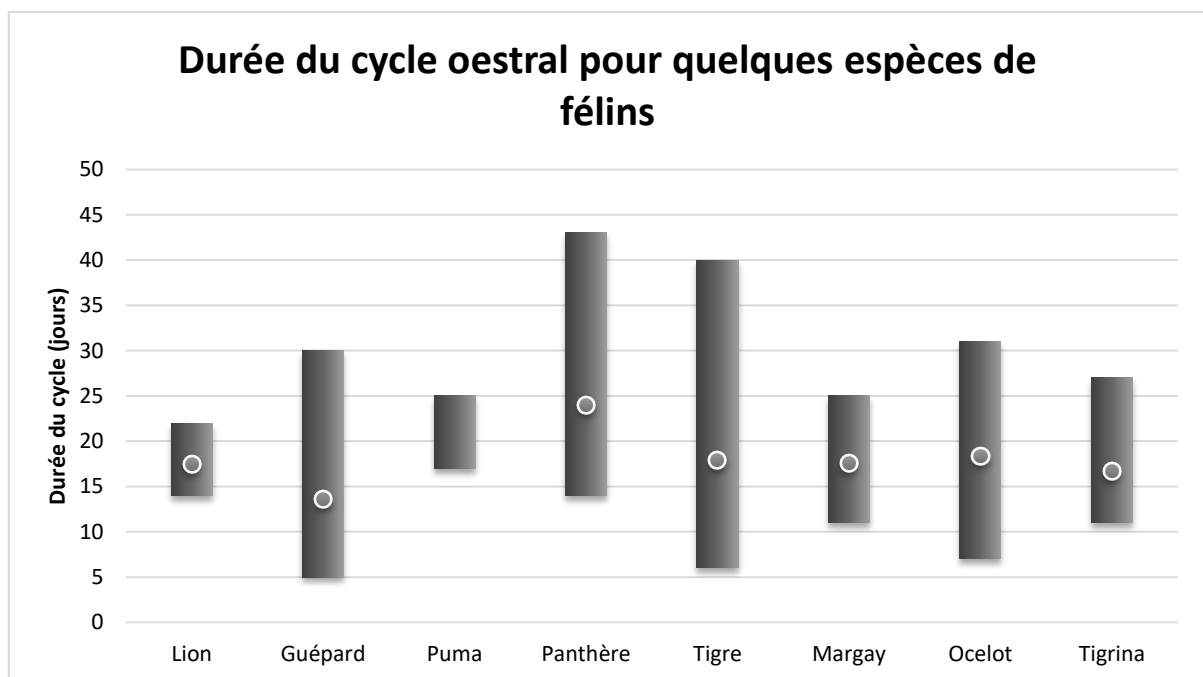
L'anœstrus est la période entre les vagues de développement folliculaire, quand les œstrogènes circulants sont au minimum (Brown 2011).

***TABLEAU III TYPE D'OVULATION DE DIFFERENTES ESPECES DE FELINS***

<b>Espèces à ovulation provoquée par le coït</b>	<b>Espèces à ovulation spontanée possible</b>	<b>Espèces à ovulation spontanée fréquente</b>
Tigre ( <i>Panthera tigris</i> ), Puma ( <i>Felis concolor</i> ), Panthère des neiges ( <i>Panthera uncia</i> ), Oncille ( <i>Leopardus tigrinus</i> ), Ocelot ( <i>Leopardus pardalis</i> ) et Lynx ( <i>Lynx pardinus</i> , <i>Lynx lynx</i> )	Lion ( <i>Panthera leo</i> ), Léopard ( <i>Panthera pardus</i> ), Chat de Pallas ( <i>Otocolobus manul</i> ) et Chat Pêcheur ( <i>Prionailurus viverrinus</i> ) Lynx canadien (Fanson et al. 2010) et Guépard ( <i>Acinonyx jubatus</i> ) (Andrabi and Maxwell 2007)	Panthère nébuleuse ( <i>Neofelis nebulosa</i> ), Margay ( <i>Leopardus wiedii</i> ) et chat domestique.
Espèces dont l'ovulation spontanée est plus fréquente si plusieurs femelles vivent ensemble. (Brown 2006)		

La durée moyenne du cycle œstral chez la lionne est de 17,5 jours. L'ovulation spontanée a lieu dans un tiers des cas en l'absence de mâle (Putman et al. 2015). Les chaleurs ne sont pas régulières. Leur durée est variable entre 1 et 22 jours avec une moyenne de 4,4 jours. Différents mâles peuvent s'accoupler avec la même femelle mais il n'y a généralement qu'un changement de mâle par jour au maximum. La longueur des chaleurs, ainsi que leur synchronisation due aux chaleurs communicatives grâce aux phéromones contenues dans les urines, permettent de limiter la concurrence entre les mâles du troupeau. Il n'y a pas obligatoirement de portée suite à une période de chaleur. La durée entre deux portées est allongée si les lionceaux restent en vie (Morin-Garraud 2001).

Chez la tigresse de Sibérie, le cycle œstral dure en moyenne 5,3 jours et les inter-œstrus 25 jours (Seal et al. 1985). La durée du cycle œstral est répertoriée pour quelques espèces dans la *FIGURE 19*. Lorsqu'ils sont présents, les points représentent la durée moyenne du cycle dans l'espèce concernée. Les barres correspondent à l'étendue de la variabilité de cette durée pour chaque espèce (Putman et al. 2015).



***FIGURE 19*** GRAPHIQUE REPRESENTANT LA DUREE DU CYCLE OESTRAL POUR PLUSIEURS ESPECES

Les lynx ont une physiologie ovarienne très différente des autres félins, avec la persistance d'un corps jaune fonctionnel pendant une durée supérieure à 2 ans. Elle entraîne un taux de progestérone élevé en permanence autour de 5 ng/mL dans le sérum (Painer et al. 2014).

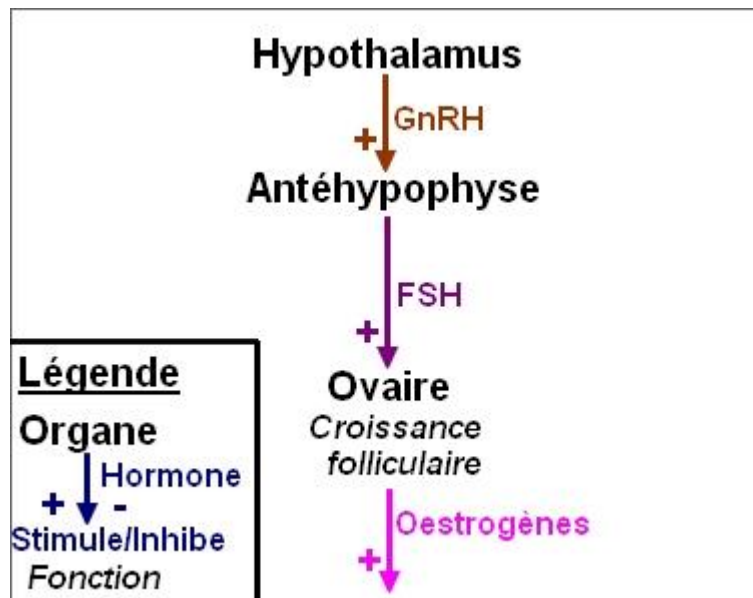
### ***c) Les stéroïdes sexuels***

Dans le cas de la chatte, les stéroïdes sexuels sont principalement sécrétés par les follicules tertiaires et les corps jaunes. Les cellules de la Granulosa des follicules tertiaires synthétisent des androgènes, qui sont ensuite transformés en œstrogènes par les cellules de la thèque interne par l'action de l'aromatase. Elles sécrètent aussi une petite quantité de progestérone. La couche thécale des corps jaunes synthétise des œstrogènes et la couche lutéinique de la progestérone. Cette dernière étant plus importante, le taux de progestérone sécrétée augmente en présence de corps jaune (Fontbonne et al. 2007).

Chez le lynx du Canada, les taux d'hormones des femelles en captivité sont supérieurs à ceux des femelles sauvages. Cela pourrait être dû à la répartition de l'utilisation de l'énergie. Elle est différente pour une femelle dans la nature, qui doit chasser sur un vaste territoire pour se nourrir, sans certitude d'attraper sa proie, et celle, confinée dans un enclos, qui se consacre à la reproduction (Fanson et al. 2010).

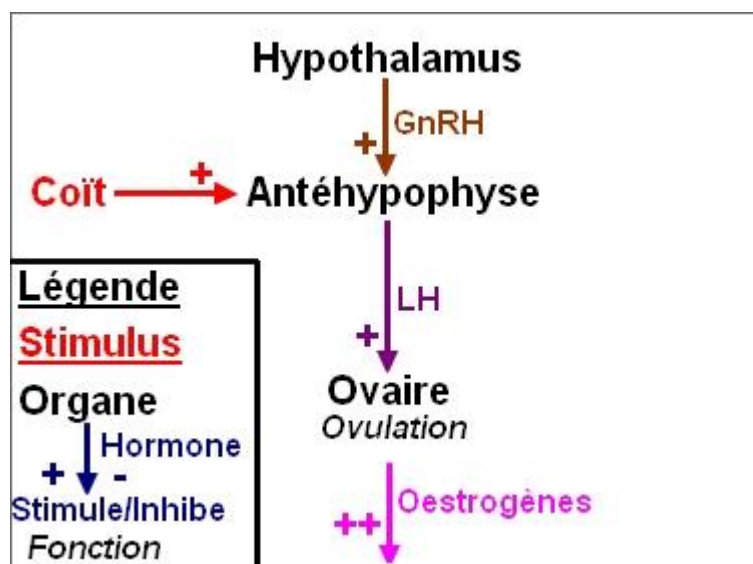
#### **(1) Profil œstrogénique**

Les œstrogènes sont synthétisés par l'ovaire sous l'influence de la FSH, sécrétée par l'antéhypophyse sous contrôle de l'hypothalamus via la GnRH (*FIGURE 20*). Cette dernière est sécrétée de façon pulsatile, tout comme la FSH (Reece and Rowe 2017).



**FIGURE 20** SCHEMA DE LA CASCADE DE REGULATION DE LA SECRETION D'OESTROGENES RESPONSABLES DE LA CROISSANCE FOLLICULAIRE D'APRES LES INFORMATIONS DE REECE ET ROWE (2017)

Au moment du coït, l'antéhypophyse sécrète de la LH en forte quantité. Le pic de LH entraîne l'ovulation. Elle est précédée d'une augmentation de la sécrétion d'œstrogènes (*FIGURE 21*) (Reece and Rowe 2017).



**FIGURE 21** SCHEMA DE LA MODIFICATION DE LA CASCADE DE REGULATION DE LA SECRETION D'OESTROGENES PROVOQUEE PAR LE COÏT ET RESPONSABLE DE L'OVULATION D'APRES LES INFORMATIONS DE REECE ET ROWE (2017)

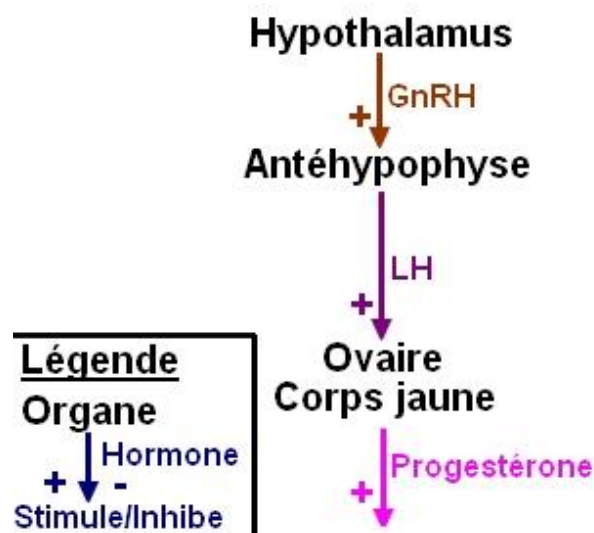
Le profil œstrogénique de la lionne suit le modèle des autres mammifères. En phase folliculaire, l'œstrogène atteint un pic de sécrétion qui redescend très rapidement et reste aux valeurs basales durant les deux premiers mois de la gestation (Morin-Garraud 2001). Les valeurs de base des œstrogènes fécaux chez la lionne sont autour de 210 à 320 ng/g avec un pic autour de 770 à 820 ng/g chez les adultes en moyenne (Putman et al. 2015).

Chez la tigresse de Sibérie, sur des échantillons de sang prélevés chaque semaine, la concentration basale en oestradiol-17 $\beta$  est de 4,2 pg/ml en anœstrus contre 8,7 pg/ml en inter-œstrus avec des pics à 46,7 pg/ml (Seal et al. 1985).

Les concentrations fécales des métabolites d'œstrogènes semblent inférieures pour les plus grandes espèces de félins (<50 ng/g avec un pic <500 ng/g contre >60 ng/g avec un pic >800 ng/g)<sup>2</sup> (Brown 2006).

## (2) Profil progestéronique

La progestérone est sécrétée par le corps jaune qui se met en place après l'ovulation (*FIGURE 22*) (Reece and Rowe 2017).



***FIGURE 22 SCHEMA DE LA CASCADE DE REGULATION DE LA SECRETION DE PROGESTERONE PAR LE CORPS JAUNE D'APRES LES INFORMATIONS DE REECE ET ROWE (2017)***

<sup>2</sup> Les valeurs, plus récentes, obtenues par Putman et al. (2015) concernant les lions, qui font partie des plus grandes espèces de félins, contredisent les constatations de Brown (2006).

Le profil progestéronique augmente souvent après le pic d'œstradiol même en l'absence de coït chez la lionne. Cet accroissement montre que, contrairement au chat, l'ovulation dans cette espèce n'est pas obligatoirement provoquée par le coït, bien que celui-ci soit toujours suivi d'une ovulation. Le taux sanguin de progestérone est inférieur à 10 ng/mL chez la femelle non gestante et supérieur à 90 ng/mL chez la femelle gestante. Le corps jaune persiste de 2 à 6 semaines chez la femelle non gestante. Le taux de sécrétion reste cependant constant pendant 4 semaines avant de décroître graduellement (Morin-Garraud 2001).

Chez la tigresse de Sibérie, la progestérone reste à une concentration sanguine stable de 1,2 ng/ml entre février et juin et la LH à 0,56 ng/ml (Seal et al. 1985).

Comme chez le mâle, une méthode non invasive permet de doser les progestatifs fécaux pour mesurer l'évolution des taux de progestérone sanguins. Les progestatifs fécaux ont une valeur de base autour de 1,26 µg/g avec des pics à 3,73 µg/g chez les lionnes pré pubères, et une valeur de base autour de 2,75 à 4,51 µg/g avec des pics entre 10,03 et 11,33 µg/g chez les lionnes adultes (Putman et al. 2015). La tigresse présente une augmentation de la concentration en progestérone dans les fèces tout au long de la gestation, tandis que cette augmentation ne perdure que la moitié du temps pour une pseudo-gestation (Putranto et al. 2007).

Concernant le lynx du Canada, les femelles ont la particularité d'avoir un corps jaune persistant, leur conférant un profil de progestérone différent des autres espèces. La progestérone est donc inutile dans le diagnostic de gestation chez cette espèce (Fanson et al. 2010).

#### ***d) La saisonnalité de la reproduction***

La reproduction est influencée chez certaines espèces par la photopériode, entraînant une saisonnalité de la reproduction. La mélatonine est sécrétée pendant les périodes de pénombre. Elle réduit le développement folliculaire et supprime le cycle œstral. Les chattes subissent donc un anœstrus saisonnier hivernal de décembre à février. Il peut ne pas être présent pour les chattes vivant en appartement ou en chatterie avec un éclairage journalier prolongé (Fontbonne et al. 2007). Le *TABLEAU IV* répertorie les espèces selon leur sensibilité à la photopériode (Brown 2011).

***TABLEAU IV INFLUENCE DE LA SAISON DANS LA REPRODUCTION DES FELINS***

<b>Espèces dont la reproduction est influencée par la saison</b>	<b>Espèces dont la reproduction n'est pas influencée par la saison</b>
Tigre (Graham et al. 2006), Panthère nébuleuse, Chat de Pallas, Lynx et Panthère des neiges	Lions, Panthères, Lynx, Pumas, Margays, Ocelots, Oncilles, Jaguars et Chats Pêcheurs

Chez la tigresse de sibérie, il existe un pic de reproduction entre avril et juin et la croissance folliculaire ovarienne se situe entre janvier et juin (Seal et al. 1985). La reproduction du lynx du canada est aussi saisonnière et il y a un accroissement de l'activité ovarienne de février à avril (Fanson et al. 2010). La reproduction a lieu en décembre (Painer et al. 2014) et en janvier pour le lynx ibérique en Espagne, la mise bas les deux dernières semaines de mars et les premiers jours d'avril (Ganan et al. 2010). En revanche, en Russie, la période d'œstrus du lynx eurasiens a lieu en février (Painer et al. 2014) et mars, les naissances en mai et juin. Si la femelle perd sa portée au cours de la gestation, elle peut revenir en œstrus en juin ou juillet et la mise-bas aura lieu en août et septembre (Göriz et al. 2006).

Toutefois, il faut faire attention au fait que, dans certaines espèces comme le guépard, la femelle est susceptible de présenter des périodes d'œstrus sans lien avec la saisonnalité ou la hiérarchie (Andrabi and Maxwell 2007). De même, chez l'ocelot, des périodes d'inactivité sexuelle existent. Elles ne correspondent à aucune hiérarchisation, puisqu'elles persistent avec l'isolement des animaux (Brown 2006).

#### ***e) Les effets de l'âge sur la reproduction***

Les performances reproductrices de la tigresse sont optimales autour de 5 ans. Mais l'âge n'est pas le seul facteur qui influence les capacités de reproduction. Suite au coût, les femelles nullipares ont deux fois moins de chances d'avoir une portée que les autres (Saunders et al. 2014).

Contrairement aux mâles, les femelles subissent une perte d'efficacité de la fonction reproductrice liée au temps. Au-delà de 11 ans, les performances reproductrices de la lionne diminuent et sont théoriquement inexistantes à 15 ans (Morin-Garraud 2001).



## C. Gestation

La gestation commence avec la fécondation et se poursuit jusqu'à la parturition. Les nouveau-nés sont nourris grâce à la lactation qui les aide à démarrer leur croissance.

### 1. Fécondation

La fécondation résulte de la rencontre entre le spermatozoïde et l'ovocyte. Le premier va pénétrer le second, puis lui transmettre son matériel génétique, de manière à reformer une cellule diploïde contenant le matériel génétique d'un tout nouvel individu.

### 2. Physiologie de la gestation

#### a) *L'ovaire pendant la gestation*

L'ovulation survient 24 à 36 heures après le coït chez le chat. Le follicule mûr ayant ovulé se transforme en corps jaune. Il est la principale source de progestérone (Fontbonne et al. 2007) (*FIGURE 22*). Au cours de la gestation de la lionne, le corps jaune est maintenu par la LH, la FSH, la Prolactine et l'hormone chorionique (Morin-Garraud 2001).

Les concentrations en progestatifs pendant la gestation sont comparables chez la chatte et chez les espèces sauvages (Brown 2006). Le taux de progestérone augmente un à deux jours après l'ovulation. Il atteint son maximum autour de 25 à 30 jours de gestation (15 à 30 ng/mL). Les taux d'œstrogènes, au contraire, diminuent dès le 3<sup>ème</sup> jour après ovulation. Ils augmentent à nouveau pour former un pic vers les 58<sup>ème</sup> à 62<sup>ème</sup> jours. Ce pic est suivi d'une nouvelle chute avant la mise bas (Fontbonne et al. 2007).

Chez la lionne, la gestation dure en moyenne 110 jours, alors que la durée de la phase lutéale en dehors de la gestation est de 46 jours en moyenne soit moins de la moitié (Putman et al. 2015). Pour les autres espèces, l'ordre de grandeur est le même, puisque la phase lutéale, sans gestation, correspond à 1/3 à 1/2 de la gestation en durée. Les œstrogènes augmentent après la moitié de la gestation pour le guépard, le chat de pallas et le chat pêcheur, comme chez le chat domestique ; alors qu'ils restent stables chez la panthère nébuleuse et le tigre (Brown 2006).

### ***b) L'embryon***

Les ovocytes sont matures dès l'ovulation et peuvent être fécondés dans l'oviducte immédiatement. C'est au stade morula, 3 à 4 jours après, que les embryons atteignent l'utérus. L'implantation a lieu 12 à 13 jours après l'ovulation. Les félins ont une placentation endothélio-choriale zonaire. Le pigment placentaire est rouge-marron. La relaxine est produite par l'unité fœto-placentaire. Elle est détectable vers 25 jours de gestation. Elle atteint un pic de sécrétion vers 30 à 35 jours. Puis elle diminue progressivement avant la parturition. Elle n'est pas sécrétée lors de pseudo-gestations. Cette hormone permet la maturation du col de l'utérus nécessaire à l'élargissement de celui-ci au moment de la parturition (Fontbonne et al. 2007).

### ***c) La femelle gestante***

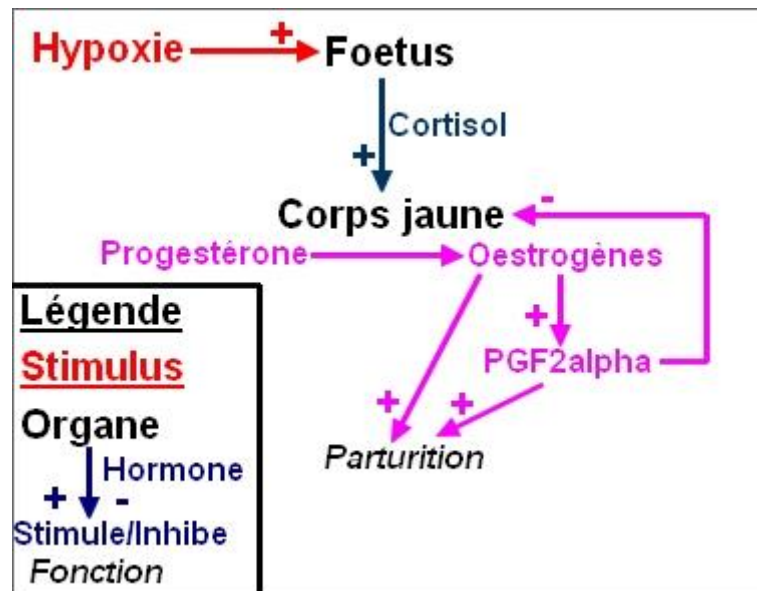
La durée de gestation du chat est de 65 jours en moyenne, mais les extrêmes vont de 55 à 74 jours (Fontbonne et al. 2007). Les durées de gestation varient en fonction des espèces et ne sont pas toujours connues précisément. La gestation de la lionne dure de 102 à 113 jours. Une augmentation de volume et un arrondissement de l'abdomen sont alors observables (Morin-Garraud 2001). Celle des femelles léopard des neiges dure entre 90 et 100 jours (Kinoshita et al. 2011).

Une meilleure connaissance de ces durées serait intéressante pour maîtriser la reproduction en captivité. Les données du graphique en [ANNEXE 3](#) sont issues du site de référence utilisé pour l'obtention du certificat de capacité. La zone grisée plus claire correspond aux variations maximales de durée répertoriées (Gelsi 2015).

## **3. Mise bas**

### ***a) Physiologie***

Au niveau hormonal, ce sont les fœtus qui déclenchent la parturition. En effet, en fin de gestation, ils ressentent une hypoxie les contraignant à sécréter du cortisol. La parturition se produit après une diminution du taux de progestérone, la valeur basale n'a pas besoin d'être atteinte (Fontbonne et al. 2007). L'augmentation du taux d'œstrogènes stimule la sécrétion de PGF2 $\alpha$  qui va entraîner la lutéolyse et favoriser la mise-bas ([FIGURE 23](#)).



**FIGURE 23 SCHEMA DE LA CASCADE HORMONALE PERMETTANT LE DECLENCHEMENT DE LA PARTURITION D'APRES LES INFORMATIONS DE FONTBONNE ET AL (2007)**

La mise-bas peut être précédée chez la chatte d'une anorexie passagère et d'une anxiété. Elle se déroule en 3 stades :

- Stade 1 : les contractions utérines commencent, le col utérin se relâche, la chatte est agitée et inquiète. Elle vocalise, se lèche compulsivement la région périnéale.
- Stade 2 : des contractions abdominales volontaires aident à l'expulsion des chatons qui proviennent alternativement des deux cornes. Ils sortent entourés de l'annios qui est déchiré par la mère. Ce stade dure de 4 à 16 heures, voir jusqu'à 2 ou 3 jours si la chatte est dérangée.
- Stade 3 : 10 à 15 minutes après l'expulsion du fœtus, le placenta correspondant est expulsé à son tour. Parfois, plusieurs fœtus sortent avant que les placentas correspondant ne suivent (Fontbonne et al. 2007).

Les observations sur les félins sauvages sont moins précises et les stades ne sont pas aussi bien décrits. La sangle abdominale de la lionne se relâche, le ligament sacro-sciatique se détend et la vulve augmente de volume à l'approche de la mise bas. Son appétit augmente contrairement à celui de la chatte domestique, ainsi que son agressivité. La naissance est provoquée par un signal fœtal : l'ACTH transformé en cortisol entraîne une baisse de progestérone et une augmentation d'œstrogènes. Ceux-ci stimulent la synthèse d'ocytocine responsable des contractions utérines (Morin-Garraud 2001).

La position normale pour la parturition est dorso-sacrée, le fœtus doit donc se présenter la tête la première et le dos contre le sacrum de la mère. Cependant, dans la moitié des cas chez le chat, les chatons se présentent avec une position lombo-sacrée, c'est-à-dire les membres postérieurs en premier, le dos toujours contre le sacrum de la mère. La posture fœtale normale correspond à une extension des quatre membres et de la tête dans l'alignement.

Le taux sanguin de progestérone chute au moment de la mise bas et la chatte peut de nouveau entrer en chaleurs dans les jours qui suivent. Ces chaleurs, dites de lait, sont peu fertiles. Cependant, le plus souvent, la chatte ne rentre en chaleur qu'après le sevrage des chatons vers 6 à 8 semaines après la mise bas (Fontbonne et al. 2007).

### ***b) Comportement de la mère***

Quelques jours avant la mise bas, la lionne s'isole dans un endroit calme et la parturition a souvent lieu la nuit, l'adrénaline relâchée la journée inhibant l'ocytocine. Les poches allantoïdienne et amniotique sont éliminées lorsque les contractions s'accroissent. La femelle peut alors aider ses petits à sortir de son vagin avec les dents. Entre chaque lionceau, la lionne a le temps de couper le cordon, manger les annexes et lécher le petit. Le but est de renforcer le lien tout en évitant d'attirer des prédateurs. Les nouveau-nés sont aveugles et pèsent moins d'un pourcent de leur poids adulte. Avec la synchronisation des chaleurs, les parturitions sont groupées ce qui permet l'entraide pour l'allaitement. Si une femelle met bas en dehors de la période, elle devra se débrouiller seule et s'isolera pour s'occuper de ses petits (Morin-Garraud 2001).

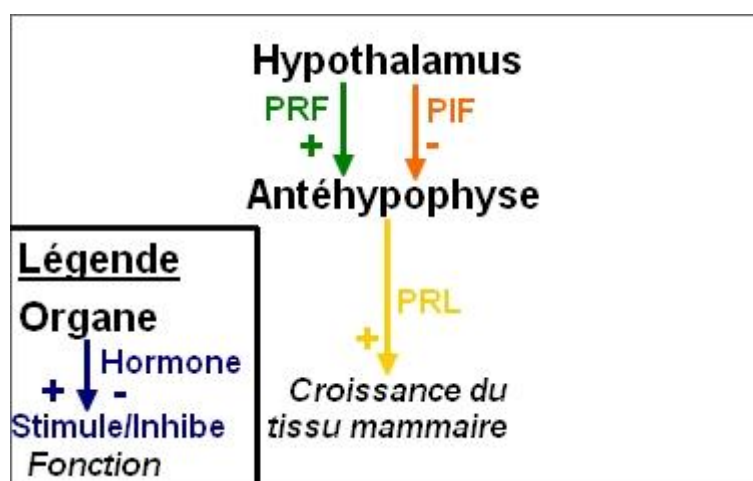
### c) Nombre de petits par portée

La portée d'une lionne compte entre 1 et 6 jeunes généralement avec une moyenne de 2 ou 3 (Morin-Garraud 2001).

L'**ANNEXE 4** répertorie les tailles des portées pour les différentes espèces de félins sauvages, sous forme de fourchettes. Le nombre minimal de petits est représenté par la barre la plus foncée, et le nombre maximal par la plus claire. Cet histogramme permet de mettre en évidence que la majorité des espèces peut avoir des portées d'un seul individu, les portées les plus grandes étant constituées de 3 à 4 petits. Certaines espèces font pourtant exception, avec des portées pouvant atteindre jusqu'à 8 petits. C'est le cas pour les lynx roux et du canada, les chats des sables et les guépards (Gelsi 2015).

## 4. Lactation

A la fin de la gestation de la lionne, les mamelles se gonflent et se remplissent de lait (Morin-Garraud 2001). Le tissu mammaire croît pendant la fin de gestation, sous l'action de la prolactine (PRL). La PRL est sécrétée par l'antéhypophyse, sous la stimulation des facteurs de relargage de la prolactine (PRF) (**FIGURE 24**). Les facteurs inhibiteurs de la prolactine (PIF) sont la prolactostatine et la dopamine. Ils inhibent l'antéhypophyse pour la sécrétion de la prolactine tandis que les facteurs de sécrétion de la prolactine ont l'effet inverse (Fontbonne et al. 2007).



**FIGURE 24 SCHEMA DE LA CASCADE DE REGULATION DE LA CROISSANCE DU TISSU MAMMAIRE D'APRES LES INFORMATIONS DE FONTBONNE ET AL (2007)**

La lactation est mise en place pendant la gestation. Elle suit une phase de croissance mammaire initiée pendant la période fœtale. La croissance mammaire a lieu sous l'influence conjointe des œstrogènes, de la progestérone, et de l'hormone de croissance (GH). La prolactine est responsable de la lactation. La concentration sanguine de prolactine augmente aux alentours du 35<sup>ème</sup> jour de gestation et ce jusqu'au 50<sup>ème</sup> jour environ. Un pic a lieu juste avant la mise bas et la période d'allaitement. La dopamine est le principal neuro-méiateur inhibant son relargage. Elle est aussi inhibée par la progestérone et les progestagènes. Une chute brutale du taux de progestérone peut induire une lactation secondaire. Les hormones thyroïdiennes inhibent aussi la sécrétion de prolactine, tandis que les œstrogènes sont activateurs de sa sécrétion (Fontbonne et al. 2007).

La sécrétion du lait est permise par l'ocytocine, sécrétée par la posthypophyse.

Après leur naissance, les petits vont donc trouver la tétine de leur mère pour ingérer le colostrum. Il contient les anticorps maternels, qui les protègent en attendant que leur propre immunité soit prête. Ils continuent à boire le lait de leur mère pendant 3 à 6 mois en fonction de l'espèce (Hampson and Schwitzer 2016).

## **5. Croissance des petits**

L'âge du sevrage dépend de l'espèce. Il se situe autour de 3 mois pour les guépards et les panthères des neiges, 4 mois pour les tigres de sibérie et 100 jours pour les léopards. Ce n'est qu'une fois l'âge adulte atteint que les petits quittent leur mère, dans la nature (Hampson and Schwitzer 2016).

La croissance des petits peut être quantifiée, en utilisant une valeur calculée à partir de la prise de poids en gramme sur une période donnée rapportée au nombre de jours. Ce ratio est appelé le Gain Moyen Quotidien (GMQ). Il est utilisé pour les animaux de rente afin de s'assurer qu'ils produisent suffisamment de viande avant leur abattage. Dans le contexte de la reproduction, c'est surtout un repère. Il permet de déterminer si les besoins alimentaires de la portée en croissance sont comblés.

Les 20 premiers mois, chez les lionceaux en liberté, ce GMQ est de 99 g/j, tandis qu'il est de 205 g/j pour ceux élevés en captivité. Au-delà de 20 mois, les lions élevés en captivité ont atteint leur poids adulte, autour de 125 kg. Les lions en liberté atteindront ce poids au bout de 36 mois seulement en moyenne. Ces différences sont probablement dues au fait que les animaux en captivité sont nourris régulièrement et moins soumis aux aléas de la vie sauvage (Putman et al. 2015).

## **D. Perturbation et pathologie de la reproduction des félins**

La reproduction des félins sauvages peut être compromise par des conditions environnementales inadéquates ou des maladies. Dans le but d'obtenir un nombre maximum d'individus, la mortalité néonatale est un élément important à considérer.

### **1. Conditions entraînant une perturbation de la reproduction**

La reproduction peut être mise à mal, quand elle est mal gérée, ou quand les conditions de détention des animaux ne sont pas idéales. Les actes vétérinaires peuvent aussi être un frein à son bon déroulement, malgré leur nécessité.

#### ***a) Conditions relatives à la zootechnie***

L'environnement des félins en captivité est un élément majeur de la réussite de leur reproduction. Pour pouvoir se reproduire en captivité, les petits félins sauvages ont besoin d'être familiarisés à l'homme (Mellen 1991). Le manque de contact positif avec les soigneurs pour ces espèces limite les chances d'obtenir des portées.

Les habitudes de chaque espèce sont aussi importantes à respecter. Ainsi, la présence de plusieurs femelles de l'espèce *lynx canadensis*, dans un même enclos, entraîne une suppression de leur activité ovarienne. Elles ne vont donc plus se reproduire (Fanson et al. 2010). Les femelles de cette espèce doivent donc être laissées seules avec le mâle, au moins pendant le temps de la reproduction. De manière moins drastique, la même contrainte s'applique pour les femelles guépards pour une raison qui paraît plus compréhensible. Dans leur cas, et bien que rarement violentes entre elles, ce sont les dominées seulement qui vont présenter des perturbations de la cyclicité (Brown 2006). La reproduction d'une partie des individus est donc compromise si elles sont laissées groupées en présence de mâles.

Parfois, le facteur perturbant la reproduction n'est pas un élément sur lequel l'homme peut agir. Pour les tigresses de plus de 5 ans, le vieillissement est un facteur négatif influençant la fertilité. Si la cause exacte de ce phénomène est actuellement méconnue, ni une perte de cyclicité, ni un allongement des cycles, n'en sont à l'origine.

En revanche, il est prouvé que l'existence d'une portée dans le zoo, dans les 5 années précédentes, augmente d'environ 10% les chances de succès (Saunders et al. 2014). Inclure une femelle de moins de 5 ans, en vue de lui faire faire des portées, dans un groupe de femelles plus âgées, peut donc être un stimulant intéressant pour elles.

### ***b) Conditions relatives à la gestion de la reproduction***

Le nombre d'individus par espèce est très limité dans un parc zoologique, quelle que soit sa taille. La diminution de la variabilité génétique entraîne une augmentation des malformations des spermatozoïdes. De plus, même ceux n'ayant pas d'anomalie visible ont un risque augmenté de présenter un problème de capacitation (Pukazhenthil et al. 2006). Les échanges fréquents d'animaux entre les parcs zoologiques permettent un brassage génétique limitant cet impact.

### ***c) Conditions relatives au suivi vétérinaire***

Les soins vétérinaires sont compliqués à effectuer sur un animal sauvage sans anesthésie. Or, celle-ci perturbe l'ovulation. La réalisation de certains soins rend la sédation inévitable. Le problème se pose notamment pour l'insémination artificielle qui nécessite une anesthésie (Pelican et al. 2006).

## **2. Pathologie de la reproduction des félins sauvages**

Des problèmes peuvent survenir à différents niveaux, et ce dès la formation des gamètes et jusqu'à la parturition. La liste qui suit ne se veut pas exhaustive, mais permet d'appréhender leur diversité.



### **a) Anomalies des spermatozoïdes**

Les spermatozoïdes peuvent présenter des malformations. Le taux de spermatozoïdes malformés ne doit pas être trop important sous peine de provoquer des problèmes de fécondité (Terrell et al. 2011). Ces déformations peuvent être dues à un défaut de différenciation lors de la spermiogenèse. Des gouttelettes cytoplasmiques peuvent ainsi rester piégées dans le spermatozoïde au niveau de la tête ou de la queue. Elles peuvent entraîner une torsion de la pièce intermédiaire ou de la queue, limitant ou empêchant le déplacement du gamète. L'acrosome ou les autres structures constituant le spermatozoïde peuvent aussi présenter des déformations (Morais et al. 2002). Les anomalies les plus courantes sont la torsion du flagelle, les anomalies de la pièce intermédiaire et la persistance des gouttelettes de résidu cytoplasmique (Wildt et al. 1988).

### **b) Anomalies de l'appareil génital**

L'article présenté par Lévy et al. au congrès Yaboumba en 2016 a montré pour la première fois une hyperplasie prostatique chez le guépard. L'échographie révélait de nombreuses cavités dans le parenchyme de tailles différentes. Si les valeurs usuelles de la taille de la prostate chez le guépard ne sont pas répertoriées, la prostate était localisée dans l'abdomen au lieu de la zone pelvienne, ce qui objectivait son augmentation de taille. Par analogie avec l'affection du chien, ces cavités ont été supposées correspondre à des dilatations de la lumière des acini. Le doute persiste concernant le rôle des électrostimulations répétées dans la cause de cette affection bénigne, et la relation de cause à effet qu'elle pourrait avoir avec la baisse de performances reproductrices de ce mâle depuis près d'un an (Lévy, Routier, Fontbonne, et al. 2016).

Au cours de ce même congrès, le cas d'une lionne blanche, présentant des corps jaunes kystiques bilatéraux, a été abordé. Les kystes ovariens sont une cause d'infertilité chez les carnivores domestiques, cette publication est la première à présenter cette maladie chez une lionne.

Différentes solutions peuvent être apportées dans un tel cas.

Dans un premier temps, un traitement hormonal peut être entrepris à l'aide de cloporostenol (Nom Déposé ND : ESTRUMATE®) à la dose de 2,5 µg/kg, par voie intramusculaire, une fois par jour durant 3 jours consécutifs. Le cloporostenol est administré à l'aide d'une seringue aéropulsée, et le traitement est suivi d'une injection selon les mêmes modalités d'hormone chorionique gonadotrope équine (eCG, ND : CHRONOGEST PMSG®) dosée à 1000 UI une semaine plus tard.

En cas d'échec, l'effet stimulant au moment de la pose de l'implant de Desloreline (ND : SUPRELORIN®), un contraceptif détaillé dans la partie concernée, peut être utilisé avec retrait de l'implant une semaine après. La troisième solution courante est la ponction écho guidée.

Cependant, cet article détaille une technique chirurgicale utilisée parfois chez le chien. Après laparotomie, une ponction est réalisée avec une aiguille de 23G et le kyste est rincé avec une solution de NaCl 0,9% afin de bien visualiser la zone de clivage, à disséquer, entre celui-ci et le reste de l'ovaire. Ce dernier est ensuite suturé avec du fil résorbable, avant fermeture de la voie d'abord (Lévy, Routier, Tyler, et al. 2016).

### ***c) Anomalies physiologiques***

La panthère nébuleuse présente une hyperactivité adrénale lorsqu'elle est en captivité. Cette hyperactivité pourrait être à l'origine de troubles de la reproduction (Wildt 1986). Il n'y a malheureusement pas de solution connue à ce jour pour contourner ce problème.

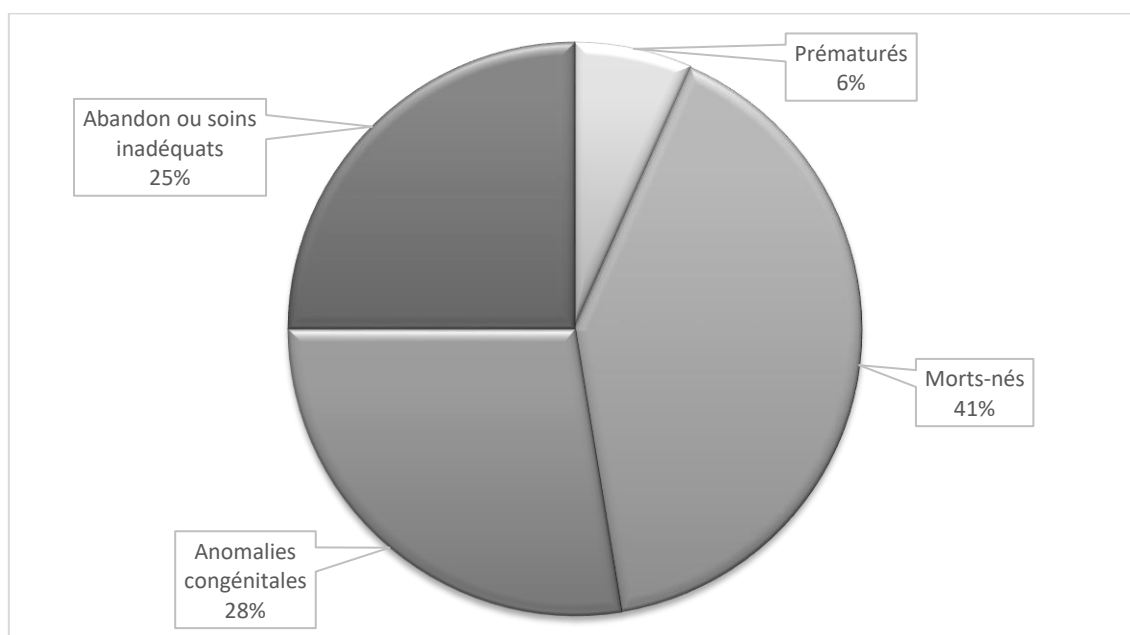
La pseudo-gestation peut être à l'origine de problèmes, lors des tentatives de reproduction d'un animal (Asa, Boutelle, and Bauman 2012). Poussé à l'extrême, ce problème ressemble à celui spécifique aux lynx. De par leur particularité physiologique, les femelles lynx ne peuvent pas être remises à la reproduction en cas d'échec à la 1<sup>ère</sup> tentative, puisque le corps jaune persiste très longtemps (Painer et al. 2014).

#### ***d) Affections lors de la parturition***

Lors du part, la position idéale est sterno-pubienne, avec les membres antérieurs tendus vers l'avant et les membres postérieurs tendus vers l'arrière. Toute anomalie de position (dorso-pubienne, dorso-iliaque), présentation (transverse) ou posture (flexion des membres, du cou), peut entraîner une dystocie au moment du part, et des complications pour la mise bas (Fontbonne et al. 2007).

### **3. Mortalité néonatale des félins sauvages**

Les nouveau-nés tigres de l'amour ont une mortalité d'environ 42%. Cette mortalité est répartie entre les prématurés, les mort-nés, les individus nés avec une anomalie congénitale et ceux qui subissent un abandon ou des soins inadéquats de la part de leur mère. Les pourcentages de la **FIGURE 25** ont été calculés d'après les résultats de l'étude de Gu et Al., 2016 (Gu et al. 2016).



***FIGURE 25*** ***DIAGRAMME CIRCULAIRE REPRESENTANT LA REPARTITION DES CAUSES DE MORTALITES NEONATALES CHEZ LE TIGRE DE L'AMOUR***

Si des soins peuvent être apportés aux prématurés, leur survie n'est jamais garantie. Les complications entraînant le part d'individus mort-nés peuvent être détectées par la surveillance du vétérinaire, mais intervenir n'est pas toujours possible. Les anomalies congénitales doivent être évitées au maximum par le brassage génétique des individus entre les parcs zoologiques. Seuls les abandons peuvent réellement être gérés autour de la naissance, à condition d'éviter le cannibalisme parfois présent dans ces espèces.

### **III. La zootechnie au service de la reproduction en captivité**

L'étude de Gu et Al. à propos des tigres de l'amour a montré que la reproduction en captivité était pertinente dans le cadre d'un programme de conservation des espèces, du moins lorsqu'elle se passe dans des conditions comparables à celles existantes dans la nature. En effet, les femelles tigre de l'amour font leur 1<sup>ère</sup> parturition à l'âge de 4 ans, la durée de gestation est de 108 jours environ, et le taux de survie des portées est aux alentours de 42% dans tous les cas. Les principales différences sont d'une part l'intervalle entre les portées. Il est en moyenne de 385 jours en captivité contre 642 jours en liberté. D'autre part, la taille moyenne de la portée est respectivement de 2,9 en captivité contre 2,4 en liberté. Enfin, les femelles en captivité sont généralement gestantes plus tôt dans l'année et mettent donc bas plus tôt que dans la nature. Ce décalage temporel est probablement dû à l'absence de difficultés telles que la rencontre avec le mâle, la recherche de nourriture, et la température (Gu et al. 2016).

L'augmentation de la fréquence et de la taille des portées est donc possible grâce à la zootechnie. En effet, la gestion zootechnique des enclos et des animaux conditionne leur mode de vie et leur capacité à se reproduire. Bien qu'en France la tendance soit plutôt de laisser faire les animaux, la zootechnie s'invite au cœur de la reproduction dans le reste du monde avec principalement les inséminations artificielles. Elle inclut aussi les suivis réalisés sur les femelles gestantes et la prise en charge des nouveau-nés. Enfin, elle permet de limiter la procréation quand celle-ci n'est pas souhaitée.

#### **A. Moyens mis en œuvre en amont pour favoriser la reproduction**

L'adaptation des enclos et la gestion des animaux réduisent leur stress. L'alimentation est cruciale pour apporter l'énergie nécessaire à la reproduction. L'action combinée de tous les éléments permet d'avoir les meilleurs résultats de reproduction. Chaque amélioration, si infime soit-elle, est une avancée vers la sauvegarde des espèces.

##### **1. Adaptation des enclos**

L'adaptation des enclos passe par la construction de ceux-ci, que ce soit en termes de dimensions ou d'enrichissements présents à l'intérieur. Le nombre d'individus rassemblés, le temps de contact avec des humains et les interactions possibles ou non avec eux, ainsi que la surveillance et les soins vétérinaires apportés, dépendent de cet environnement.

### **a) Superficie**

Le problème majeur des enclos à l'heure actuelle est la dimension (Vaz et al. 2017). Le transfert d'oncilles et de margays d'un grand enclos vers une cage réduite entraîne une augmentation de leur stress (Brown 2006).

L'étude de Breton et Barrot montre qu'il existe une corrélation positive entre la distance totale des déplacements des tigres et la taille des enclos. A l'inverse, ils observent une corrélation négative entre la dimension des enclos et la distance de « pacing ». Le « pacing » est un comportement stéréotypé qui consiste à faire des allers retours sur une ligne. Sa présence peut marquer un état de stress, d'ennui ou d'impatience (avant la distribution des repas par exemple) chez l'individu. Ces états sont incompatibles avec de bonnes conditions de reproduction.

Cette étude démontre aussi que les mâles couvrent une plus grande distance dans la journée que les femelles. De plus, le « pacing » se développe particulièrement autour de 17-24 mois chez les mâles, ce qui correspond à la période pendant laquelle ils sont invités par leur mère à se disperser dans la nature. Ces animaux ressentent donc le besoin de couvrir des distances importantes, en fonction de leur sexe et de la période de leur vie. Lors de la construction d'un nouvel enclos ou bien de la modification d'un enclos existant, il est donc préférable de favoriser une surface maximale (Breton and Barrot 2014). Mais l'agrandissement n'est pas toujours possible.

Lorsque le parc zoologique possède des enclos de tailles différentes, l'attribution des enclos ne doit pas être laissée au hasard. Les tigres d'âge moyen sont les plus sensibles à la taille de l'enclos et ils devraient donc être placés préférentiellement dans les grands enclos (Vaz et al. 2017).

Pour les espèces crépusculaires et nocturnes telles que les tigres ou les léopards, il faudrait aussi agrandir les enclos de nuit. Physiologiquement, ils devraient en effet parcourir les plus grandes distances en période nocturne (Vaz et al. 2017).

## ***b) Enrichissements***

Les enrichissements du milieu peuvent aider à détourner l'attention des animaux quand l'enclos est trop petit. Mais tous les animaux ne sont pas réceptifs à la manœuvre. Suite à l'enrichissement de la cage de taille réduite citée précédemment, seul le stress des onilles a diminué, prouvant que les margays sont plus sensibles au confinement et plus sujets au stress dans ces conditions malgré l'enrichissement (Brown 2006).

La présence d'un point d'eau dans lequel les animaux peuvent se baigner et nager est essentielle pour la diminution du stress chez le tigre par exemple (*FIGURE 26*). De simples rochers permettent de recréer un environnement plus naturel (Vaz et al. 2017).



**FIGURE 26 PHOTOGRAPHIE DE L'OCCUPATION, PAR UN TIGRE, D'UN POINT D'EAU PERMETTANT D'ENRICHIR SON ENVIRONNEMENT - ZOO DE MONT FARON**

Les possibilités sont infinies. Il est possible d'ajouter de nombreux éléments dans les enclos : des jouets élaborés aux simples boîtes en carton ; des sons, par le biais de la technologie avec des hauts parleurs ou plus simplement avec des carillons ; des odeurs, en pulvérisant des parfums, ou en disséminant des poils récupérés dans l'enclos d'une autre espèce, au cours du nettoyage de celui-ci. La rotation des animaux dans les enclos est aussi un bon moyen de casser la routine, d'élargir le territoire des animaux et de leur faire découvrir de nouvelles odeurs (Szokalski, Litchfield, and Foster 2012).

Les léopards ont besoin d'une couverture arborescente abondante, de rochers et d'un point d'eau comme les tigres, d'un repaire où se cacher comme une tanière ou encore une grotte (Vaz et al. 2017).

## **2. Interactions intra et interspécifiques**

### ***a) Congénères***

La présence de congénères, même pour des espèces solitaires comme le tigre, apporte souvent une distraction (Szokalski, Litchfield, and Foster 2012). Les interactions cassent la routine et les individus enrichissent mutuellement leur environnement. Cependant, pour le lynx, la suppression de l'activité ovarienne en cas de présence de plusieurs femelles dans le même enclos, contraint à ne mettre qu'un couple par enclos au maximum (Fanson et al. 2010). Là encore, une bonne connaissance des espèces est indispensable pour adapter l'environnement à leurs besoins.

La reproduction nécessite de mettre un mâle et une femelle en contact. Ce contact peut être permanent, en laissant les deux individus ou plus dans le même enclos. Il est aussi possible de laisser mâle et femelle séparés, et de les mettre en contact sur de brèves périodes. Un protocole utilisé chez les petits félins consiste à les rassembler une heure par jour pendant 30 jours, puis à les séparer pendant 65 jours. Ceux-ci se reproduisent mieux lorsque le couple est laissé seul dans l'enclos plutôt qu'en groupe (Mellen 1991).

Les jeunes, et plus particulièrement lorsqu'ils sont orphelins, doivent être en présence de congénères afin d'apprendre les codes des interactions dans leur espèce. C'est une condition nécessaire à leur bon développement psychologique (Vaz et al. 2017).

### ***b) Interactions avec l'homme***

Les interactions avec l'homme peuvent être encouragées, par exemple avec des entraînements (Szokalski, Litchfield, and Foster 2012). L'attitude des animaliers doit toujours être positive afin d'entretenir un climat de confiance. Dans le cas contraire, l'animal ne serait pas dans de bonnes dispositions pour se reproduire (Vaz et al. 2017). L'inconvénient majeur de cette solution est l'imprégnation non désirée, si nous destinons ces animaux, ou leurs descendants, à être remis en liberté à terme.



### *c) Soins vétérinaires*

Les soins vétérinaires ne doivent pas être négligés. Seul un individu en bonne santé aura l'énergie nécessaire à consacrer à la reproduction (Vaz et al. 2017). Le rôle premier du vétérinaire de parc zoologique est de veiller à la bonne santé des animaux.

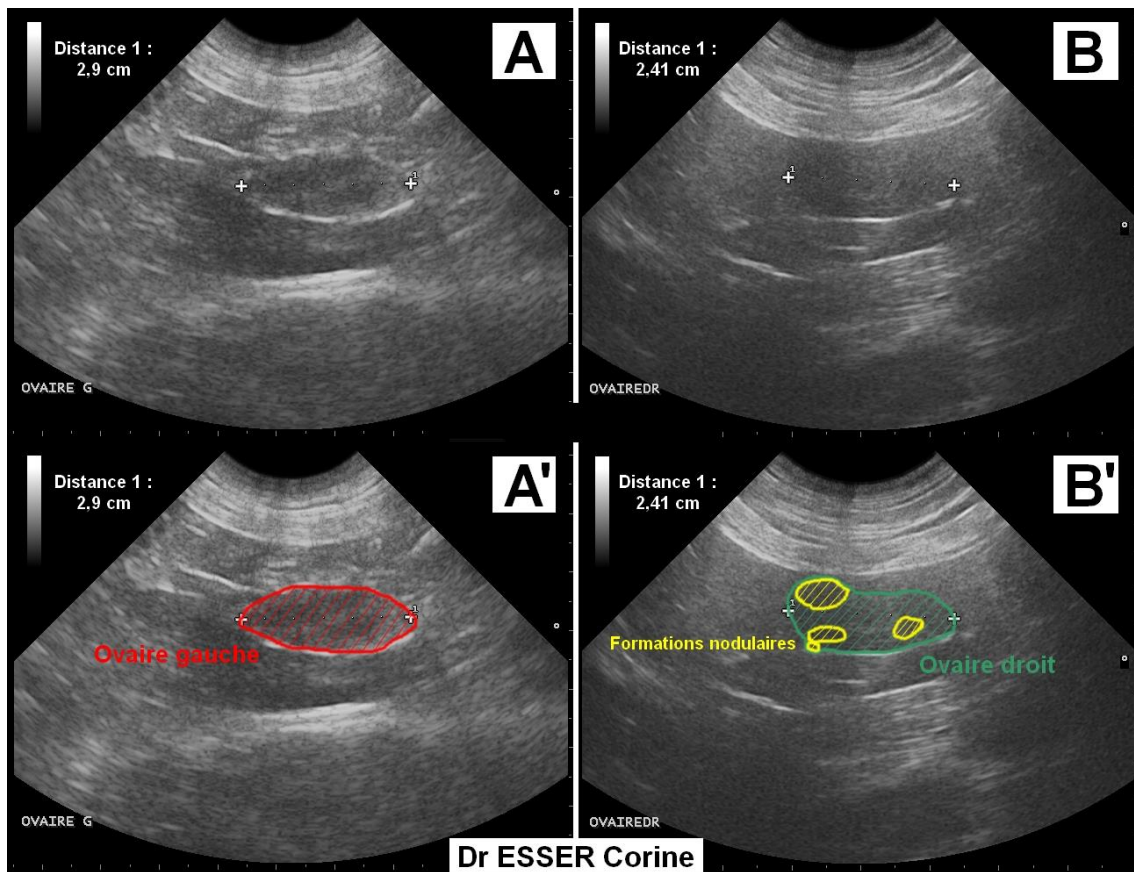
Il peut aussi se soucier de la capacité de ceux-ci à procréer. Un suivi échographique du tractus génital peut être effectué pour les femelles les plus âgées ou en cas de suspicion de problème de fertilité. L'échographie est particulièrement intéressante pour les animaux minces tels que les guépards. La visualisation des structures est plus compliquée sur des plus grandes espèces telles que les lions par exemple (Schulman et al. 2015).

Nous allons détailler le suivi échographique réalisable sur un félin sauvage, en décrivant les structures et modifications observables. Nous nous appuierons sur le cas d'une femelle puma, suivie au Zoo du Mont Faron par le Dr Esser.

Chez le guépard, le lion et le tigre, des kystes pérovariens sont souvent présents, avec une localisation préférentielle crâniale à l'ovaire, mais aussi parfois entre celui-ci et la trompe de Fallope. Ils sont bénins et ne perturbent pas la reproduction. Leur présence facilite la localisation de l'ovaire à l'échographie (Schulman et al. 2015).

Pour les autres espèces, ou en l'absence de kystes, la recherche est moins aisée mais reste réalisable (*FIGURE 27*). Les ovaires peuvent avoir une apparence homogène, comme c'est le cas de l'ovaire gauche dans notre exemple, lorsqu'ils ne sont pas actifs (*FIGURE 27, A et A'*).

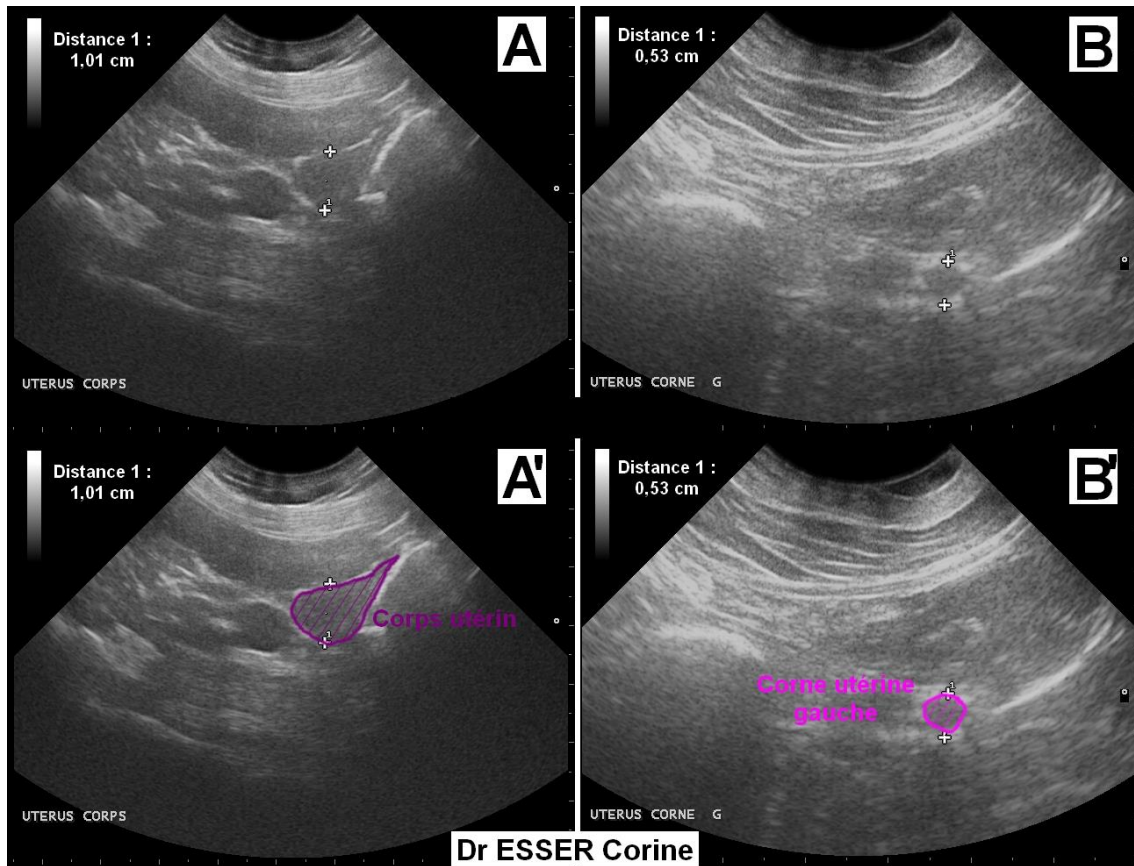
Au contraire, des formations nodulaires hypoéchogènes correspondant à des follicules, ou bien à des corps jaunes, sont parfois visibles. Sur l'ovaire droit de la femelle puma, de petites formations nodulaires sont apparentes mais l'activité ovarienne est tout de même très faible (*FIGURE 27, B et B'*).



**FIGURE 27** IMAGES ECHOGRAPHIQUES DES OVAIRES (A, A') GAUCHE ET (B, B') DROIT D'UNE FEMELLE PUMA CONCOLOR - ZOO DU MONT FARON

Les cornes utérines et le corps utérin sont aussi observables pour vérifier la présence ou l'absence de fœtus, ou d'affections telles qu'un pyomètre ou un hydromètre par exemple (*FIGURE 28*). Dans le cas considéré, aucune anomalie n'apparaît, tant au niveau du corps utérin (*FIGURE 28*, A et A') que des cornes utérines (*FIGURE 28*, B et B').

Attention toutefois, l'œdème ou l'épaississement de la paroi de l'utérus, ne sont pas des critères pour déterminer si l'animal possède ou non une activité ovarienne (Schulman et al. 2015).



**FIGURE 28 IMAGES ECHOGRAPHIQUES (A, A') DU CORPS UTERIN ET (B, B') DE LA CORNE UTERINE GAUCHE D'UNE FEMELLE PUMA CONCOLOR - ZOO DU MONT FARON**

Si les guépards âgés ne semblent pas avoir plus de problèmes de reproduction que les plus jeunes, un contrôle échographique permet toutefois de vérifier la présence ou l'absence d'activité ovarienne. L'échographie ne permet malheureusement pas de préciser à quelle étape du cycle l'animal se trouve (Schulman et al. 2015).

Le vétérinaire peut aussi intervenir en cas d'échec de la reproduction. Dans le cas particulier des lynx, il est possible d'utiliser du Cloprostenol, associé ou non à de la Cabergoline et de l'Aglepristone, pour entraîner la lutéolyse, ou au moins la perte de fonction du corps jaune afin de donner une seconde chance de reproduction à la femelle (Painer et al. 2014). En effet, sans intervention, le corps jaune se maintient sur une longue période dans cette espèce, il empêche de fait toute nouvelle tentative avant l'année suivante dans le meilleur des cas.

### **3. Contrôle du stress**

Le stress est l'un des facteurs qui diminuent les performances de reproduction (Pelican et al. 2006). Cependant, tous les stress ne sont pas néfastes. Il est important de limiter uniquement ceux qui entraînent un effet délétère sur la reproduction ou le bien-être. En effet, un manque de stimulation conduit parfois à l'ennui de l'animal en captivité, qui n'est pas bénéfique (Brown 2006). Le stress agit sur la reproduction à différents niveaux. Il peut entraîner des retards au moment de la mise bas notamment chez la chatte (Fontbonne et al. 2007).

Le cortisol et ses métabolites peuvent être utilisés comme marqueur de stress. Ils sont dosés dans les fèces. Leur augmentation apparaît, que ce soit sur le long terme, en cas de présence permanente du mâle avec la femelle léopard des neiges (Kinoshita et al. 2011), ou à l'occasion d'un stress ponctuel, comme lors d'une prise de sang chez un tigre (Narayan et al. 2013).

Le dosage des glucocorticoïdes fécaux permet de se faire une idée du stress existant chez un individu, seulement lorsque les valeurs usuelles sont connues. Les valeurs basales chez la lionne sont autour de 0,12 à 0,16  $\mu\text{g/g}$ . Les pics de glucocorticoïdes fécaux peuvent atteindre 0,79  $\mu\text{g/g}$  (Putman et al. 2015). La réalisation d'études chez les différentes espèces donnerait une base de connaissances, pour estimer le stress des animaux d'un parc sur un prélèvement de fèces. Cette méthode serait plus spécifique que la détection du « pacing » par exemple.

### **4. Gestion de l'alimentation**

La nourriture apportée aux individus doit couvrir non seulement leurs besoins d'entretien, mais aussi les besoins relatifs à la reproduction, que ce soit pour la recherche de partenaire, le coût, la gestation ou l'allaitement (Pelican et al. 2006). Une complémentation en vitamines et minéraux, ajoutée au régime à base de viande rouge et abats (cœurs, etc.), améliore la quantité et la qualité du sperme, chez les mâles ocelots, oncilles et margay (Morais et al. 2002).

Mais le rôle de l'alimentation ne se limite pas aux effets nutritifs de la nourriture. Chez le tigre, un bon moyen d'occupation consiste à changer les lieux de distribution, cacher la nourriture, la distribuer un jour sur deux seulement pour se rapprocher du rythme naturel des repas (Szokalski, Litchfield, and Foster 2012).

Pour les petites espèces de félins sauvages, au contraire, deux repas par jour sont recommandés, sans les presser (Mellen 1991). La viande peut être congelée dans de l'eau, forçant les félins à faire fondre les cubes de glace en jouant avec, pour obtenir leur repas. L'alimentation devient ainsi un nouveau moyen d'enrichissement qui diminue encore le stress et augmente les chances de voir le jour pour une portée.

## **B. Techniques d'insémination en captivité**

En France, tous les accouplements se font en monte naturelle. Pourtant, les biotechnologies de la reproduction, comme l'insémination artificielle, la fécondation *in vitro*, voire le clonage, sont utilisées et se développent dans le reste du monde.

### **1. Monte naturelle**

La seule technique utilisée en France pour la reproduction des félins sauvages est, tout simplement, de les laisser faire. Avec cette méthode, une question se pose pour les espèces ne se trouvant pas en contact permanent : qui du mâle ou de la femelle doit être déplacé vers l'environnement de l'autre ?

Chez le chat domestique, vers le 2 ou 3<sup>ème</sup> jour des chaleurs, la femelle est généralement amenée sur le lieu de résidence du mâle, afin de ne pas stresser ce dernier. Le chat mord le cou de la femelle et se positionne sur le dos de celle-ci pour la pénétration qui est brève. La femelle a ensuite un comportement stéréotypé : elle miaule, se lèche la vulve, cherche à attaquer le mâle, et se roule frénétiquement sur le dos (signe le plus probant). Le coït ne déclenche l'accouplement que dans la moitié des cas. La période réfractaire qui suit l'accouplement dure 10 minutes à une heure. 2 à 10 coïts à la suite peuvent être réalisés en 12 à 24 heures (Fontbonne et al. 2007).

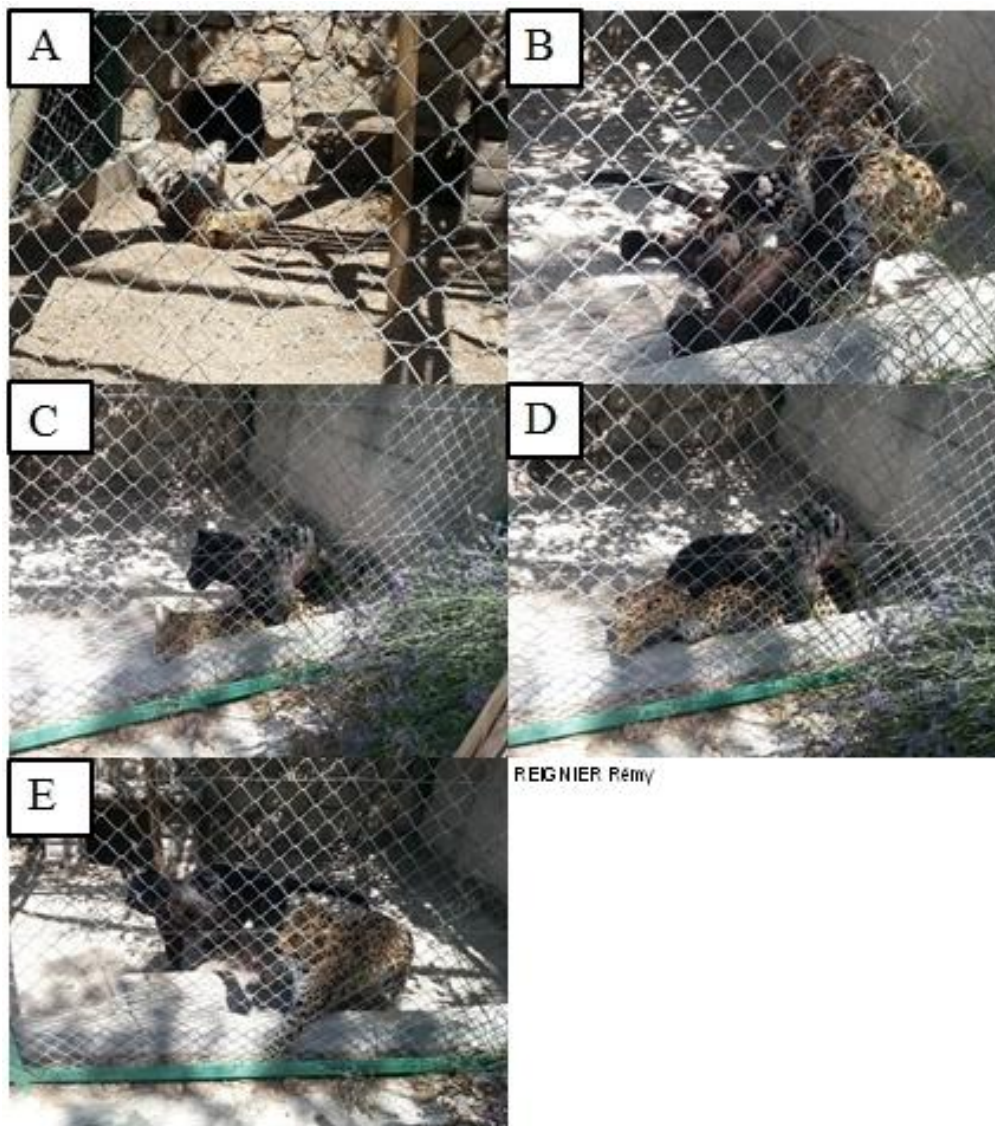
En parc zoologique, il est possible de laisser les animaux choisir en utilisant des enclos communiquant. En temps normal, une séparation grillagée sépare le mâle et la femelle. Pour les réunir, il suffit d'ouvrir le grillage. Comme chez le chat domestique, la séquence comportementale pendant le coït est bien définie chez les félins sauvages.

Un couple de lions sur le point de s'accoupler prend du retard sur les déplacements du groupe pour se retrouver à l'écart. Cependant, un autre mâle peut attendre d'avoir sa chance avec la femelle, généralement à une distance de 5 à 10 mètres. Dans ce cas, c'est la femelle qui décide quand elle se lasse du 1<sup>er</sup> mâle pour aller voir le second. Des phéromones sont libérées dans les urines de la femelle qui souhaite attirer le mâle. Le flehmen permet aux mâles de repérer ces phéromones grâce à l'organe voméronasal. Le mâle lui aussi peut dégager des phéromones. La femelle émet également des sons caractéristiques. Le mâle suit la femelle pendant plusieurs jours avant d'alterner approches et frottements. La femelle répond par des bruits, des coups, et le renifle tandis qu'il gonfle sa crinière et griffe le terrain. La femelle peut prendre les devants en alternant des caresses et des positions d'attente. Lorsque la femelle est prête, elle roule à terre et s'éloigne de quelques pas avant de recommencer. Au cours de l'œstrus, le mâle couvre la femelle une centaine de fois par jour, c'est-à-dire toutes les 15 à 20 minutes, et cela prend 1 à 5 minutes. Le mâle mord la nuque de la femelle au début de la monte, puis la relâche. Le mâle émet un miaulement plaintif juste avant l'éjaculation. Lors du retrait, la femelle gifle le mâle à cause de la douleur provoquée par les épines. (Morin-Garraud 2001).

La *FIGURE 29* illustre un autre exemple : celui de la panthère commune. La panthère femelle en période d'acceptation se roule par terre (*FIGURE 29, A*), puis s'approche du mâle (*FIGURE 29, B*) avant de se laisser monter (*FIGURE 29, C*). Au cours de l'accouplement, celui-ci peut la mordre au cou (*FIGURE 29, D*) et lors du retrait, la douleur due aussi aux épines dans cette espèce entraîne une réaction agressive de la femelle qui attaque le mâle (*FIGURE 29, E*). Ce dernier doit alors partir assez rapidement.

Chez le lynx, la fécondation par des spermatozoïdes de plusieurs mâles est possible, créant ainsi des portées de petits ayant des pères différents (Göritz et al. 2006).





***FIGURE 29 SEQUENCE COMPORTEMENTALE DU COÏT DE LA PANTHERE – ZOO DU MONT FARON***

## **2. Méthodes d'insémination artificielle**

Les méthodes telles que la cryoconservation et l'insémination artificielle (IA) permettraient de faciliter les brassages génétiques, tant au niveau des animaux en captivité que dans la nature où des populations sont séparées par leur localisation (Graham et al. 2006). Cependant, des progrès restent encore à faire dans ce domaine, même si elles sont déjà utilisées dans quelques pays. En effet, l'insémination artificielle réussit dans moins de 20% des cas pour la plupart des espèces. Elle a pourtant déjà été expérimentée pour au moins un tiers des espèces de félins. Le guépard est cependant une exception avec environ 50% de réussite après une insémination artificielle (IA) (Brown 2011).

### **a) Techniques de prélèvement du mâle**

Plusieurs méthodes de prélèvement du sperme existent : les vagins artificiels, les préservatifs vaginaux, la masturbation manuelle et l'électrostimulation. Ces méthodes sont plus ou moins praticables selon l'espèce (Andrabi and Maxwell 2007).

Les vagins artificiels nécessitent un entraînement des individus qui semble compliqué avec les félins sauvages (Kheirkhah et al. 2017). Pourtant, il a déjà été possible par le passé d'entraîner des guépards à éjaculer dans un vagin artificiel afin de faciliter les prélèvements (Durrant 1990).

La technique de prélèvement la plus utilisée chez les félins sauvages est actuellement l'électrostimulation. Une sonde rectale lubrifiée parcourue par trois électrodes longitudinales est introduite dans le rectum, jusqu'à ce que les électrodes parviennent au niveau de la prostate. Des séries de dix stimulations avec voltage croissant sont appliquées (Ganan et al. 2010). Une étude semble montrer que des électroéjaculations fréquentes durant la saison de reproduction permettent d'augmenter le nombre de spermatozoïdes présents dans le sperme (Fukui et al. 2013).

Inconvénient chez le guépard, l'électrostimulation entraîne une augmentation suivie d'une chute de la concentration en cortisol dans le sang. Pour le tigre et le léopard, les concentrations moyennes des pics de cortisol, après stimulation à l'ACTH, sont similaires à la valeur maximale de cette concentration suite à l'électroéjaculation. En revanche, chez le guépard et le puma les concentrations sont plus importantes après stimulation à l'ACTH. L'électrostimulation ne donne pas une réponse adrénale optimale dans ces espèces (Wildt et al. 1988). Ces résultats posent la question du niveau d'efficacité de cette méthode en fonction de l'espèce.

La méthode « Zambelli » est une alternative moins coûteuse qui pourrait se révéler aussi, voire plus efficace que l'électrostimulation, sans nécessiter l'entraînement indispensable à l'utilisation du vagin artificiel. De la médétomidine est administrée au félin, entraînant le relargage des spermatozoïdes dans l'urètre. Celui-ci est alors cathétérisé pour récupérer par capillarité les spermatozoïdes. Cette technique a été testée chez le lion et le chat de la jungle (Kheirkhah et al. 2017).



Quelle que soit la méthode employée, la fréquence des prélèvements doit être définie grâce aux connaissances sur la durée de la spermatogenèse pour permettre d'optimiser les tentatives de reproduction (Leite et al. 2006).

### ***b) Conservation du sperme***

Si la récolte de sperme est déterminée par la spermatogenèse, son utilisation pour féconder une femelle est conditionnée par la phase du cycle œstral de celle-ci. Une nouvelle contrainte apparaît : la nécessité de conserver le sperme collecté pour pouvoir l'utiliser au moment opportun.

Chez le chat domestique, la congélation est actuellement le meilleur moyen d'assurer cette conservation. Les spermatozoïdes supportent bien les différentes techniques de congélation, et ce avec divers facteurs de protection. En comparaison avec un prélèvement frais, le taux de détérioration des spermatozoïdes est semblable lorsque la semence est congelée avec du glycérol ou de l'éthylène glycol. L'utilisation du Diméthylsulfoxyde (DMSO) et de 1,2 propanediol conduit, au contraire, à des détériorations des membranes plasmiques plus importantes que chez le témoin. Des variabilités de ces résultats sont possibles en fonction des espèces de félins (Buarpong et al. 2013).

Le sperme peut donc être congelé afin de le conserver entre la récolte et l'insémination. La congélation/décongélation raccourcit, chez le tigre de Sibérie, la durée nécessaire à la capacitation des spermatozoïdes. Celle-ci n'est possible que si le sperme est séparé du milieu de conservation utilisé pour la congélation/décongélation avant l'insémination (Byers et al. 1989). Par ailleurs, la capacité de fixation à la zone pellucide est fortement diminuée par la congélation, dont l'influence semble variable en fonction de l'espèce considérée et de la vitesse de refroidissement (Baudi et al. 2008).

L'espèce qui représente le plus gros défi pour la congélation de sperme est sans doute le guépard, qui possède le sperme contenant le plus fort taux de tératospermie. Malgré un taux de seulement 30% de spermatozoïdes normaux, la congélation reste possible (Martins et al. 2016).

Meilleures seront les connaissances sur la réaction des spermatozoïdes des différentes espèces au cours du processus de congélation/décongélation, plus les protocoles seront adaptés pour maximiser les chances de réussite des IA. Des ovocytes de chat sont utilisés pour les recherches sur la capacité de fécondation, après congélation, des spermatozoïdes de tigres. La pénétration d'ovocytes de chats par ceux-ci étant possible, la destruction d'ovocytes de tigres, plus précieux, est évitée. Les ovocytes de chats domestiques sont récupérés dans les ovaires retirés lors des chirurgies de convenance des chats de compagnie (Donoghue et al. 1992). Dans la même gamme de tests, la capacité des spermatozoïdes des oncles et des ocelots de se fixer sur la membrane péri vitelline d'ovocytes de poules, peut être utilisée pour déterminer leur potentiel de fécondation. Ces protocoles assurent la bonne qualité des semences utilisées pour la fécondation *in vitro* (FIV), en protégeant les ovocytes des espèces menacées (de Araujo et al. 2015).

Les études sont encore insuffisantes pour maîtriser totalement la conservation par congélation du sperme. Pourtant, l'application de cette biotechnologie permettrait d'aller au-delà de son objectif initial. Une banque de sperme pourrait être créée pour conserver la majorité de la diversité génétique des espèces, en palliant le manque de place et de moyens pour conserver assez d'individus de chacune en vie. Des statistiques démontrent qu'il faut 50 000 individus pour conserver 99% de variabilité dans une espèce sur 1 000 générations, et 5 000 pour 90% (Durrant 1990). Entre 2003 et 2006, une banque d'informations génétiques sur le lynx ibérique a été créée contenant le matériel génétique de 69 individus sous formes de gamètes, de cellules somatiques et de prélèvements divers (sang, poils, urine, fèces...). Dans l'avenir, elle pourrait être très utile. Elle représente aujourd'hui un modèle pour développer des structures identiques pour d'autres espèces de félins (Leon-Quinto et al. 2009). Elle a été incorporée dans une banque de ressources biologiques (BRB) pour la faune sauvage espagnole menacée. Les matériaux sont dupliqués et stockés dans deux endroits différents pour plus de sécurité : le musée des sciences naturelles de Madrid et l'université Miguel Hernandez d'Alicante (Brackman 2009).

### **c) Possible sélection à venir des spermatozoïdes**

Déterminer le chromosome sexuel contenu dans un spermatozoïde est désormais possible en quantifiant l'ADN présent. Le chromosome Y contient moins d'ADN que le chromosome X. La différence représente 4,2% chez le tigre et 4,1% chez le chat d'après une analyse de cytométrie en flux, réalisée par O'Brien et al. L'exploitation de cet écart permettrait de trier les spermatozoïdes pour faire naître plus de femelles, afin d'éviter les rivalités entre mâles et ainsi de multiplier les portées possibles à l'avenir (O'Brien, Steinman, and Robeck 2009).

### **d) Gestion du cycle ovarien chez les femelles**

Une fois les paillettes prêtes, il reste à s'assurer que les femelles sont aptes à les recevoir, pour qu'une fécondation ait lieu. Plusieurs protocoles, d'efficacité variable, sont utilisables pour obtenir une ovulation. Des études ont été réalisées pour essayer de provoquer le développement folliculaire, l'œstrus et l'ovulation, afin de choisir à quel moment réaliser une IA.

Chez la lionne par exemple, un rétro-contrôle de l'activité ovarienne a été induit avec de l'étonorgestrel en implant. De la FSH et de la LH de porc (respectivement pFSH et pLH) ont induit le développement folliculaire, l'œstrus et l'ovulation (Goeritz et al. 2012). Cependant, l'utilisation de pFSH, bien que possible, est difficilement réalisable en pratique puisque plusieurs injections sont nécessaires. L'ajout d'un implant supplémentaire a été envisagé mais une nouvelle question se pose. Comment arrêter la diffusion après l'ovulation ? Le même problème se retrouve avec la pLH. L'eCG et l'hormone chorionique gonadotrope humaine (hCG) sont donc beaucoup plus pratiques puisqu'une seule injection suffit. Elles agissent à plus long terme grâce à un temps de demi-vie supérieur. Cependant, l'hCG peut provoquer la croissance de follicules secondaires, compromettant le succès de l'IA. En outre, un délai de 6 mois doit être respecté entre deux injections, pour éviter le risque d'une réaction immunitaire. Enfin, la GnRH peut aussi être utilisée. Elle semble pourtant générer des résultats contradictoires (Pelican et al. 2006).

Dans la pratique, les gonadotropines chorioniques (eCG et hCG) sont les plus utilisées. Une première injection d'eCG est suivie 80 à 84 heures plus tard d'une injection d'hCG. Pour la plupart des espèces, contrairement au chat domestique, l'ovulation suit cette deuxième injection dans les 37 à 42 heures (Pelican et al. 2006). Des exceptions apparaissent principalement dans les espèces à ovulation spontanée, pour lesquelles la réponse au traitement n'est pas optimale (Brown 2011). Le second problème concerne les doses à utiliser. Elles varient beaucoup d'une espèce à l'autre (Pelican et al. 2006). A ce jour, aucune recommandation de dosage n'existe pour les différentes espèces de félins. Des concentrations trop importantes d'œstrogènes ont pour conséquence de perturber la procréation (Brown 2011). L'alternance entre eCG et hCG permet de limiter les doses. Envisager des injections multiples chez des espèces comme le tigre reste très compliqué, surtout s'il faut recommencer (Graham et al. 2006).

Le moment d'application du traitement est un paramètre sur lequel il est possible de jouer pour améliorer les chances de succès. Chez le chat, la stimulation par des gonadotropines entre les périodes d'œstrus est plus efficace. Par contre, chez les félins sauvages, il est difficile de détecter les comportements d'œstrus. La stimulation est donc pour le moment faite au hasard (Brown 2006).

De nouvelles méthodes de détermination de la période du cycle, dans laquelle se trouvent les femelles, sont à l'étude. Par exemple, un suivi du cycle ovarien par échographie, directement au niveau des ovaires, semble envisageable. Cependant, il est difficile de différencier un follicule d'un corps jaune, ou un corps jaune frais d'un plus ancien. Par contre, les modifications anatomiques et histologiques au niveau des organes tubulaires de l'appareil génital des femelles lynx permettent de déterminer leur stade ovarien. En effet, l'épaisseur de l'endomètre et du myomètre change au cours des stades reproductifs de l'ovaire : le stade folliculaire et le stade lutéal. Ce n'est pas le cas au stade juvénile avant la puberté ou bien lors d'un anœstrus. Il en va de même pour le diamètre des cornes utérines et du vagin, plus facilement repérable à l'échographie (Axné et al. 2015). Attention toutefois, l'interprétation de ces changements doit se faire en lien avec les informations données par l'observation de l'ovaire, dans le cas de cette espèce uniquement pour le moment. Les modifications des organes génitaux tubulaires seules ne sont pas un critère fiable pour détecter une activité ovarienne (Schulman et al. 2015).

Par ailleurs, le nombre de glandes dans l'endomètre est le plus important pendant la phase lutéale, alors que la kératinisation de l'épithélium vaginal n'est présente que lors de la phase folliculaire, ou juste après l'ovulation. Bien que ces données soient intéressantes, réaliser une histologie sur chaque individu destiné à la reproduction reste difficile (Axner et al. 2015).

### **e) *Insémination artificielle***

Les inséminations artificielles ont un succès mitigé selon l'espèce. Elles se soldent souvent par un échec chez le tigre. Plusieurs hypothèses peuvent être avancées pour expliquer ces résultats. Il est possible que la sur-stimulation par les hormones eCG et hCG perturbe la migration de l'ovocyte fécondé dans la trompe (Graham et al. 2006). Par ailleurs, des quantités aussi importantes que  $10^7$  ou  $10^8$  spermatozoïdes sont nécessaires pour arriver à obtenir une gestation pour une tigresse. Ces quantités considérables ne sont pas forcément présentes dans les paillettes (Pelican et al. 2006). L'étude de Donoghue et al. évoque par ailleurs la possibilité que l'anesthésie nécessaire à l'IA inhibe l'ovulation chez le Tigre (*Panthera Tigris*). Dans leur protocole, une injection de 1000 UI d'eCG suivie 80 heures plus tard d'une injection de 750 UI d'hCG stimule l'ovulation. Les femelles sont réparties en 3 groupes pour lesquelles la durée entre la dernière injection et l'anesthésie pour l'IA intra-utérine varie : 39-42h, 46-49h et 51-55h. Une laparoscopie permet de vérifier si l'ovulation a eu lieu ou non. Il apparaît que pour le 1<sup>er</sup> groupe, l'ovulation n'est pas permise par l'anesthésie trop précoce suite à la stimulation. (Donoghue et al. 1996).

Le guépard représente une exception puisque c'est l'espèce qui répond le mieux aux IA. Cette fertilité aux inséminations pourrait être due à la fréquence de l'état de quiescence de l'ovaire. Cet état implique une plus grande période inter-œstrus, entraînant une plus grande probabilité de stimuler au bon moment l'ovaire, alors que cette stimulation est faite au hasard comme pour les autres espèces. De plus, moins de follicules actifs produisent des hormones pouvant perturber cette stimulation. C'est aussi la seule espèce chez laquelle le taux d'œstrogènes retrouvé dans les fèces reste stable après stimulation, alors qu'il est augmenté chez toutes les autres espèces. Théoriquement, il peut être judicieux d'interrompre l'activité de l'ovaire, avant de le stimuler, pour augmenter les chances de réussir l'IA (Brown 2006).

### **f) Fécondation In Vitro (FIV) et Transfert Embryonnaire (TE)**

La fécondation *in vitro* suivie du transfert embryonnaire n'a pas une efficacité régulière. Cependant, cette méthode a eu des succès pour le tigre, le chat sauvage d'Afrique, le chat du désert Indien et le caracal (Pelican et al. 2006). De nombreuses autres espèces de félins ont été testées sans résultats probants (Andrabi and Maxwell 2007).

Pour synchroniser la receveuse avec l'embryon, plusieurs protocoles sont envisageables chez le chat, semblables à ceux utilisés pour l'IA. Ils impliquent l'utilisation de FSH et LH, d'eCG et hCG, de GnRH, ou encore de FSH et hCG. L'efficacité du protocole avec hCG et eCG est augmentée par le levonorgestrel pour le chat pêcheur et le guépard. Il perturbe toutefois la réponse ovarienne de la panthère nébuleuse (Pelican et al. 2006). Ainsi, le protocole utilisé pour les chats est adaptable pour certaines espèces comme le tigre mais pas pour d'autres comme le puma (Donoghue et al. 1990).

Chez le tigre de Sibérie, une stimulation avec des hormones de porcs (pFSH et pLH) a été tentée, mais des anomalies morphologiques des embryons obtenus ont conduit les chercheurs à penser que leur utilisation n'était pas optimale. Essayer le protocole pour toutes les espèces n'est pas envisageable pour deux raisons : le manque de moyens financiers et le nombre d'animaux disponibles.

Après stimulation, une laparoscopie est réalisée, le contenu des follicules de plus de 2 mm de diamètre est aspiré à l'aiguille de 21G (Gjørret et al. 2002). La fécondation en elle-même peut être faite par deux méthodes différentes : l'injection intracytoplasmique de spermatozoïdes (ICSI) et l'insémination sub-zonale (SUZI) (Andrabi and Maxwell 2007).

Après cette fécondation, l'embryon créé est implanté dans l'utérus de la porteuse, et la suite de la gestation se déroule normalement. Le transfert embryonnaire est moins documenté puisqu'il nécessite des accords éthiques pour être utilisé dans un but de recherche.

### **3. Techniques à venir**

#### **a) Greffe de tissu testiculaire**

Une greffe de tissu testiculaire est praticable sur les animaux stériles. Le prélèvement peut être fait sur un animal au fort potentiel génétique, mort prématurément par exemple. Il est à effectuer très rapidement *post mortem*, et à acheminer au laboratoire le plus vite possible. Il est utilisable frais, ou bien congelé. Deux techniques de cryoconservation existent : une congélation lente, en une fois, ou bien rapide, en deux étapes. La congélation lente préserve mieux les membranes des spermatozoïdes et l'ADN, tandis que la congélation rapide entraîne une apoptose d'une partie des cellules présentes dans les tubes séminifères. Cependant aucune différence histologique des tissus congelés n'a été relevée entre les deux méthodes dans l'étude de Thuwanut et al. (2013). Cette expérimentation a été menée sur différentes espèces d'animaux sauvages, dont 3 félins, mais avec un très faible effectif (Thuwanut et al. 2013).

Des essais sur les souris ont permis de déterminer que la meilleure solution cryoprotectrice, pour la préservation de la fonction des tissus testiculaires dans le but d'une greffe, est l'HBSS (Hank's balanced salt solution) avec 5% de sérum fœtal bovin contenant du DMSO. L'éthylène glycol donne les moins bons résultats avec le plus fort taux de dommages dans les tubes séminifères. Le Propylène glycol et le Glycérol sont intermédiaires. Cependant, la greffe est toujours plus efficace et les lésions moindres avec un prélèvement frais (Yildiz et al. 2013).

En attendant de pouvoir effectivement greffer du tissu testiculaire, le sperme présent dans ce tissu peut être extrait et utilisé pour faire une FIV comme le montre l'étude de Buarpong et al. réalisée sur des chats (Buarpong et al. 2013).

#### **b) Clonage**

Le clonage a été envisagé pendant quelques années. De nos jours, il est considéré comme un outil de recherche, plutôt qu'une solution d'avenir pour la préservation des espèces en voie de disparition. Il consiste en un transfert de noyau d'une cellule d'un individu dans un ovocyte énucléé. La technique est aussi appelée transfert nucléaire de cellule somatique (SCNT) (Andrabi and Maxwell 2007).

Il est possible de cloner un individu d'une espèce en danger d'extinction, en faisant porter le clone par une autre espèce, selon une technique en deux étapes détaillées comme suit :

- étape 1 : Des cellules somatiques de l'espèce à cloner sont prélevées et préprogrammées<sup>3</sup>. Parallèlement, une collection d'ovocytes de l'espèce porteuse est aussi prélevée. Les ovocytes subissent une maturation *in vitro*, puis une énucléation pour la moitié d'entre eux. L'autre moitié est fertilisée *in vitro* et servira à créer un zygote programmé physiologiquement<sup>4</sup>. Le noyau des cellules somatiques préprogrammées est ensuite transféré dans les ovocytes énucléés.
- étape 2 : L'ICM (Inner Cell Mass) du blastocyste cloné est prélevé puis injecté dans le trophoblaste (blastocyste auquel l'ICM a été retiré) de l'espèce porteuse. L'embryon ainsi obtenu formera le clone de l'espèce recherchée, et sera apte à se développer dans l'utérus d'une femelle de l'espèce porteuse.

La réussite du clonage impose l'utilisation d'une espèce proche dans la phylogénie, dont la durée de gestation est relativement proche également. Ces conditions limitent fortement les possibilités en ce qui concerne les félins sauvages. Par ailleurs, l'épigénétique interfère avec la reprogrammation, ce qui explique que de nombreux clones ne sont pas viables à long terme. Pour ces raisons, le clonage reste une solution potentielle, peu explorée pour le moment (Loi, Galli, and Ptak 2007).

Néanmoins, des recherches se poursuivent. Une étude de 2015 montre qu'une alternative serait d'utiliser des ovocytes de chat domestique pour le clonage de tigres. Le clonage interspécifique permet déjà des gestations de chat léopard (*prionailurus bengalensis*), la naissance de chats sauvages africains (*felis silvestris lybica*) et celle de chats des sables (*felis margarita*) (Moro et al. 2015).

---

<sup>3</sup> La reprogrammation nucléaire fait référence à des modifications structurelles et fonctionnelles de la chromatine, qui sont imposées par l'ovocyte hôte au noyau de la cellule somatique transplanté. Ils conduisent à l'inversion du phénomène de différenciation et restaurent la totipotence du noyau zygotique. La préprogrammation est donc l'étape initiale de ce phénomène qui consiste à récupérer le noyau de la cellule somatique et à le traiter in-vitro afin qu'il soit apte à être implanté dans un ovocyte énucléé.

<sup>4</sup> Le terme « programmé physiologiquement » est ici utilisé pour désigner le processus physiologique de formation du zygote, par fécondation au moyen d'un spermatozoïde.

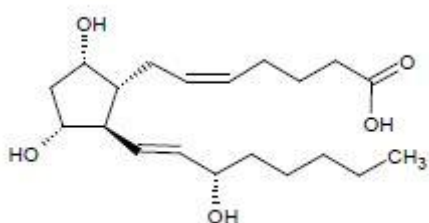


## C. Suivi de la gestation

Après l'accouplement, il est nécessaire de confirmer la gestation de la femelle. Une fois la femelle confirmée gestante, le déroulement de sa gestation est suivi jusqu'à sa parturition, afin de vérifier son bon déroulement.

### 1. Confirmation de la gestation

La possibilité pour les félins sauvages de faire une pseudo-gestation nécessite de trouver un moyen de confirmer que la femelle est effectivement gestante.



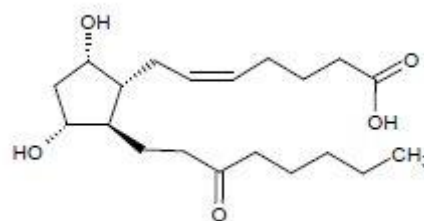
**FIGURE 30 : FORMULE TOPOLOGIQUE DE LA PGF2ALPHA**

La PGF<sub>2</sub>α (FIGURE 30) est une hormone synthétisée par le placenta au moment de la gestation. Elle est rapidement métabolisée dans les poumons et l'un de ses métabolites est la PGFM (FIGURE 31) qui se retrouve à la fois dans les urines et dans les fèces. C'est un marqueur fiable à partir du 45<sup>ème</sup> jour après l'accouplement chez le lynx. En effet, la concentration de PGFM dans les urines augmente de 10 à 46 ng/mL en moyenne au moment de la parturition. Dans les selles, sa concentration suit une courbe similaire (Finkenwirth et al. 2010). Si cette concentration fécale augmente après le 45<sup>ème</sup> jour, alors la gestation est confirmée.

Elle permet donc, par simple dosage dans les selles, de confirmer la gestation en la différenciant de la pseudo-gestation (Dehnhard et al. 2012) & (Dehnhard, Naidenko, and Jewgenow 2014).

La progestérone peut être dosée dans les fèces chez la femelle léopard des neiges et s'élève à 40 µg/g de fèces contre 10 µg/g de fèces en cas de pseudo-gestation (Kinoshita et al. 2011).

Des études supplémentaires pourraient confirmer la possibilité de l'utilisation de cette méthode pour confirmer la gestation des femelles des différentes espèces de félins sauvages en captivité.



**FIGURE 31 : FORMULE TOPOLOGIQUE DE LA PGFM**

## 2. Suivi de la gestation

Ce suivi est actuellement compliqué. Il faut trouver un moyen de s'assurer du bon déroulement de la gestation sans stresser la mère. L'idéal serait d'avoir recours à des techniques non invasives. Le dosage de métabolites dans les urines et les fèces présente tous les avantages recherchés. C'est pourquoi des études se sont portées sur ce point.

Il conviendrait donc de connaître les principaux métabolites présents dans les urines et les fèces de chaque espèce. Utiliser un marqueur radioactif, fixé sur les hormones injectées aux animaux, permettrait d'arriver à cette fin. Les métabolites radioactifs seraient retrouvés dans les urines et les fèces. Il ne resterait plus qu'à déterminer ceux qui sont majoritaires. Il serait alors possible de les doser régulièrement, pour suivre les profils hormonaux des individus et en déduire la période de gestation. Le dosage de la relaxine dans les urines est aussi une piste à suivre pour pouvoir confirmer ou non la gestation, notamment chez le lynx (Dehnhard et al. 2008).

Chez les félins, les stéroïdes sont plus excrétés dans les fèces que dans les urines. La seule exception est la panthère nébuleuse qui possède plus d'œstradiol conjugué, se retrouvant alors majoritairement dans les urines. (Brown 2006).

Selon les espèces, un délai de 12h à plus de 2 jours peut exister entre les variations de concentration sanguines et fécales des stéroïdes. De plus, seuls les composés non conjugués des stéroïdes sont retrouvés dans les fèces. Ils sont très nombreux et divers, des variabilités importantes dans les résultats des recherches sont donc possibles selon la molécule employée : œstrone, œstradiol-17 $\alpha$ , œstradiol-17 $\beta$ , 5 $\alpha$ -pregnanedione, 5 $\beta$ -pregnanedione et pregnanes hydroxylées. La dessiccation et la lyophilisation n'altèrent pas les résultats, mais permettent un tri des fèces, pour enlever les morceaux d'os, par exemple, qui pourraient fausser les concentrations (Schwarzenberger et al. 1996).

Ces recherches sont complexes. Un résultat fiable permettrait une réelle avancée dans le suivi de la gestation. Récupérer les fèces ne pose pas de problème technique particulier. Cependant, les analyses pourraient avoir un coût non négligeable surtout si elles doivent être faites régulièrement.

## **D. Gestion des nouveau nés**

La meilleure gestion des nouveau-nés est celle réalisée par la mère. Toutefois, dans certains cas, la mère abandonne ses petits, ou bien ils ne peuvent pas être laissés avec elle. Il est alors possible de les élever à la main. Dans tous les cas, une prophylaxie est nécessaire pour éviter la propagation des maladies les plus courantes ou dangereuses.

### **1. Gestion animale de la portée**

Une portée de 2 à 4 petits augmente les chances de survie des bébés tigres. Cette fourchette correspond d'une part à la nécessité du petit de ne pas être seul (ce qui entraîne les conséquences évoquées précédemment) et d'autre part à la présence de 4 mamelles seulement chez la tigresse. De plus, la présence, antérieure à l'accouplement, des deux parents dans le même zoo, augmente les chances de survie de la portée de 10%. La présence d'une portée dans les 5 années précédentes augmente encore ces chances de 10 à 20%, peu importent les parents de celle-ci. En revanche, garder les parents ensemble ou séparément (à l'exception des périodes d'œstrus) dans le zoo, au moment de la reproduction, n'influe pas sur la survie des petits après leur naissance (Saunders et al. 2014).

Il est préférable de laisser les petits avec leur mère. En l'absence d'instinct maternel, le minimum est de laisser la portée réunie. En cas de naissance unique, il est possible de confier le petit à une mère d'une autre espèce. Idéalement, pour avoir un comportement conforme à son espèce, un petit félin sauvage ne doit pas être élevé uniquement par l'homme (Mellen 1991).

### **2. Gestion humaine de la portée**

Nous avons vu précédemment que, malheureusement, les soins de la mère ne sont pas toujours adéquats. De plus, elle peut parfois abandonner ses petits. Ces cas de figures concernent un quart de la mortalité néonatale chez le tigre de l'amour. Ce sont les principaux cas sur lesquels l'équipe du parc peut intervenir, en élevant à la main les petits en difficulté (cf *FIGURE 25* p 81).

Les enjeux de l'élevage à la main sont très importants. L'individu peut manifester de la peur ou de l'agressivité envers ses congénères lorsqu'il n'est pas habitué à leur présence. De plus, des lacunes peuvent apparaître pour certains comportements, notamment de jeux, ainsi que des difficultés à se reproduire et une fixation sur l'homme.

Bien réalisé, l'élevage à la main permet d'obtenir des portées plus grandes pour les générations suivantes chez les panthères des neiges, de diminuer la mortalité néonatale chez le tigre, ou encore d'augmenter l'espérance de vie chez les guépards<sup>5</sup>. Mais les conséquences néfastes de l'élevage à la main sont nombreuses et lourdes.

En effet, les femelles tigres de Sibérie ont une espérance de vie inférieure et font moins de portées lorsqu'elles ont été élevées à la main. La même réduction du nombre de portées est constatée pour les panthères des neiges et les mâles léopards. La mortalité néonatale des guépards est aussi plus importante lorsque les parents ont été élevés à la main. Concernant la mortalité, des données contradictoires ont été trouvées pour les panthères des neiges femelles. Il semble que la mortalité néonatale des mâles de cette espèce soit plus importante lorsque les parents ont été élevés à la main. Enfin, chez toutes les espèces, il y a plus de chances de devoir élever à la main les portées de parents ayant eux-mêmes été élevés à la main, que celles des parents ayant été élevés naturellement par leurs parents. Ce type d'élevage crée donc un cercle vicieux, contrariant les objectifs de protection des espèces par la reproduction.

Par ailleurs, à l'échelle de l'individu, une dépilation, causée probablement par une carence diététique, est relevée autour de 6 à 8 semaines chez les petits élevés à la main (Hampson and Schwitzer 2016).

Tout en permettant la conservation d'un plus grand nombre d'individu, l'élevage à la main n'est pas sans conséquences. Il doit être pratiqué en connaissance de cause. Un contact avec d'autres individus de la même espèce est toutefois indispensable.

---

<sup>5</sup> Les informations sur l'espérance de vie chez les guépards sont contradictoires entre le résumé et le graphique d'un côté, et le corps du texte de l'article source de l'autre. Pour ce paragraphe, il a été considéré que les informations du graphique et du résumé étaient exactes.

### 3. Prophylaxie

A Dakar, les vaccins recommandés pour le lion et le tigre en captivité sont ceux contre le typhus, et le coryza. Le protocole vaccinal concernant le typhus consiste en une première injection à 6-9 semaines d'âge à l'aide d'un vaccin inactivé, suivi d'un rappel toutes les 2 à 4 semaines pendant 20 semaines. A l'âge adulte, un rappel annuel est ensuite suffisant à l'aide d'un vaccin atténué. Pour le vaccin inactivé, les doses pour chat peuvent être utilisées. Pour le vaccin atténué, en revanche, il est recommandé d'augmenter les doses en fonction de la taille de l'animal, tout en considérant les risques associés. Pour le coryza, le vaccin porte sur l'herpèsvirus et le calicivirus, pour lequel un vaccin atténué existe, mais le vaccin inactivé est préférable.

D'autres vaccins sont utilisables comme celui contre la rage, *Bordetella bronchiseptica* et *Chlamydophila felis* (qui ne semblent pourtant pas toucher tous les félins, notamment les lions et les tigres), la maladie de Carré et la leptospirose.

Le vaccin contre le FeLV est inefficace chez les félins sauvages et celui contre le FIV interfère avec les tests de dépistage. Leur utilisation n'est donc pas recommandée (Kruger Mbaye 2011).

En France, les jeunes félins sont vaccinés selon le même protocole que les chats domestiques pour le typhus, le coryza et la rage ("Grands reportages - Animaux : vous avez demandé les urgences !" 2017).

#### E. Contraception des félins sauvages

Dans certains cas, la reproduction n'est pas souhaitée. Par exemple, pour éviter la consanguinité quand une même famille est réunie dans un enclos (Chuei et al. 2007), ou bien quand la taille de la population en captivité d'une espèce devient trop importante, comparée aux capacités d'accueil des enclos dans les différents zoos (Jewgenow, Dehnhard, et al. 2006).

Il faut alors décider : quand, sur quel animal et sous quelle forme utiliser les contraceptifs. Le choix du moyen contraceptif utilisé est fait en fonction de son caractère réversible ou non, de ses effets secondaires et des moyens existant pour les éviter. Enfin, la remise à la reproduction après une période de contraception nécessite des précautions.

## **1. Critères de détermination du mode de contraception**

Il n'est pas toujours indispensable d'appliquer la contraception à tout un groupe, pour obtenir l'arrêt de la reproduction en son sein. Il suffit de cibler l'individu et la période concernés.

### ***a) Le système de reproduction***

Le système de reproduction donne une indication sur la cible préférentielle de la contraception. Pour une espèce monogame, la contraception des femelles est envisageable. Cependant, il arrive que les femelles sous contraception soient stimulées par les mâles qui ne reçoivent pas de traitement. Celles-ci peuvent alors devenir agressives.

Pour une espèce polygame comme les lions, une contraception des mâles uniquement semble être plus avantageuse. Elle permet en effet de traiter seulement le mâle, en laissant les femelles qui sont présentes avec lui dans l'enclos. Cela limite les manipulations des animaux, économise du temps et de l'argent (Jewgenow, Dehnhard, et al. 2006).

### ***b) La saisonnalité***

La contraception n'est pas utile toute l'année. Pour les espèces ayant une période de reproduction bien définie, il est intéressant d'utiliser des contraceptifs uniquement sur la période propice à la reproduction, afin de limiter les risques d'effets secondaires (Jewgenow, Dehnhard, et al. 2006). Cette utilisation raisonnée est une économie financière supplémentaire. Cependant, lorsque le retrait d'un implant encore actif s'impose, les manipulations et les coûts s'accroissent.

## **2. Différents moyens de contraception**

Le TABLEAU V élaboré à partir de celui présent dans l'article de Munson (Munson 2006), liste l'ensemble des contraceptifs médicaux disponibles pour une utilisation sur les félins, et leur voie d'administration. Le mécanisme d'action sera détaillé pour chaque famille, l'utilisation qui en est faite, ainsi que les données supplémentaires connues à leur sujet pour les femelles, puis pour les mâles.

**TABLEAU V LISTE DES DIFFERENTS CONTRACEPTIFS UTILISABLES SUR LES FELINS**

<b>Famille</b>	<b>Molécule</b>	<b>Nom déposé</b>	<b>Voie d'administration</b>
Progestatifs	Acétate de mégestrol	Ovaban® Megace®	PO
	Acétate de médroxyprogestérone	Provera®	PO
		Depo-Provera®	IM
	Acétate de mélengestrol		Implant
	Levonorgestrel	Norplant®	Implant
Androgènes	Mibolérone	Cheque® Drops	PO
Analogues de la GnRH	Desloréline	Suprelorin®	Implant
	Acétate de leuprolide	Lupron Depot®	IM Depot
Immunocontraceptifs	Vaccin dirigé contre la zone pellucide porcine	SpayVac®	IM
Contraceptif chimique	Bisdiamine WIN 18,446	Fertilysin®	PO

Lorsqu'une stérilisation définitive est souhaitée ou lorsqu'une affection le nécessite, la chirurgie est également une option.

## **a) Contraception des femelles**

Chez la femelle, les principales molécules utilisées sont les progestatifs et les agonistes de la GnRH. Les androgènes et les immun contraceptifs ont aussi été envisagés.

### **(1) Les progestatifs synthétiques**

Depuis le début des années 1970 et pendant plus de 25 ans, la méthode de contraception la plus courante était l'utilisation d'implants en Silastic® contenant de l'acétate de mélangestrol synthétique (MGA). Cet implant a une durée de vie de 2 ans mais peut durer jusqu'à 4 ans chez certains individus (Asa, Boutelle, and Bauman 2012). Un autre progestatif, l'acétate de medroxyprogesterone (MPA) (ND : DEPO-PROVERA®) a aussi été employé, plus rarement, sur certaines lionnes (Putman et al. 2015). La quantité recommandée est alors de 5 mg/kg à renouveler tous les 2 mois. Il est aussi possible de commencer chez la lionne avec une dose de 1000 mg en intra-musculaire (IM) puis de poursuivre avec 500 mg tous les 3 mois (Munson 2006).

Les contraceptifs basés sur les progestatifs agissent à plusieurs niveaux, en prévenant le pic de LH nécessaire à l'ovulation, en épaississant le mucus cervical, en ralentissant le transport de sperme par suppression des contractions des muscles lisses dans le tractus génital femelle, et en altérant l'endomètre utérin de manière à interférer avec l'implantation de l'embryon (Asa, Boutelle, and Bauman 2012).

### **(2) Les androgènes**

La mibolérone agit en supprimant le relargage de LH par la glande pituitaire. Les doses utilisées sont de 7 à 8 µg/j chez les jaguars, les lions et les léopards. Elle provoque une masculinisation et une hausse de l'agressivité. Elle peut être toxique pour le foie et la thyroïde chez les félins. Pour ces raisons, son usage n'est pas conseillée chez les félins (Munson 2006).



### (3) Les agonistes de la GnRH

Les agonistes de la GnRH sont arrivés dans les zoos dans les années 1990 (Asa, Boutelle, and Bauman 2012). Ils existent sous deux formes : l'acétate de leuprolide (ND : DEPOT LUPRON®) par voie injectable, qui peut durer 1, 3 ou 4 mois selon la formulation, et l'acétate de deslorelin (ND : SUPRELORIN®) sous forme d'implant (*FIGURE 32*), composé d'une matrice lipidique, et d'une efficacité de 6 mois ou 1 an minimum. Les agonistes de la GnRH agissent en se liant aux récepteurs avec une haute affinité et en causant une régulation négative prolongée des récepteurs à la GnRH de la glande pituitaire, inhibant de ce fait la sécrétion de gonadotropine (Putman et al. 2015).



***FIGURE 32 : PHOTOGRAPHIE DE LA POSE D'UN IMPLANT DE SUPRELORIN® SUR UNE TIGRESSE DE 4 ANS - RESERVE ZOOLOGIQUE DE LA HAUTE TOUCHE***

### (4) Les immunocontraceptifs

Leur efficacité n'a pas été prouvée chez les félins. Des essais ont été réalisés avec un vaccin dirigé contre les récepteurs à la LH mais sans réel succès. La plupart des immunocontraceptifs testés sur les félins prennent pour cible la zone pellucide afin d'empêcher le spermatozoïde de se fixer sur l'ovocyte. Les résultats ne sont donc pas probants et l'utilisation de cette forme de contraception chez les félins est pour le moment contre-indiquée (Munson 2006).

## (5) La stérilisation chirurgicale

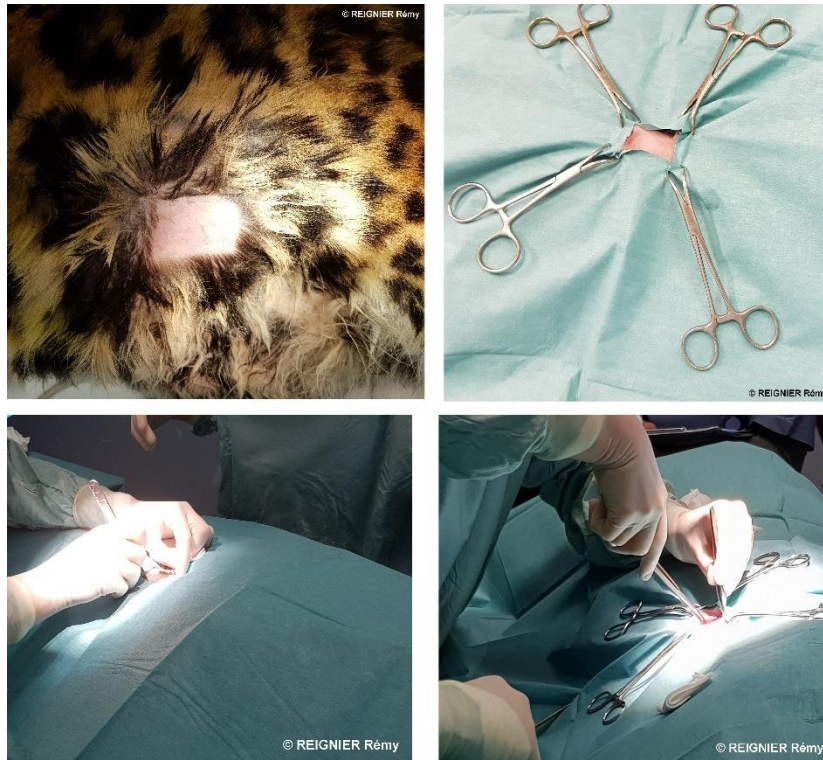
La stérilisation des félins sauvages ne pose pas de problèmes particuliers. Pour les espèces de taille très supérieure au chat domestique, le diamètre des vaisseaux sanguins impose de prendre des précautions particulières pour l'hémostase. De plus, la quantité de graisse est un facteur de complexité de la chirurgie.

Il n'existe pas de technique de choix pour stériliser un félin sauvage. L'une d'entre elles est la stérilisation par les flancs. L'animal est positionné en décubitus latéral comme le montre la *FIGURE 33*.



**FIGURE 33 : PHOTOGRAPHIES DU POSITIONNEMENT D'UNE PANTHERE EN VUE D'UNE STERILISATION PAR LES FLANCS – VETAGRO SUP LYON**

La zone chirurgicale est tonduée et lavée, puis le champ est mis en place. L'incision est réalisée à l'aide d'un bistouri et les plans musculaires sont dilacérés aux ciseaux, ainsi que le péritoine (*FIGURE 34*).



**FIGURE 34 : PHOTOGRAPHIES DE LA PREPARATION ET DES PREMIERS TEMPS DE LA STERILISATION CHIRURGICALE D'UNE PANTHERE – VETAGRO SUP LYON**

Après identification, l’ovaire est remonté en surface et isolé dans une pince cœur. L’hémostase peut être réalisé par des ligatures, ou bien à l’aide d’une pince bipolaire comme dans la FIGURE 35, et l’ovaire est retiré.



**FIGURE 35 : PHOTOGRAPHIES DE L'ISOLEMENT ET DE L'ABLATION D'UN OVAIRE AU COURS D'UNE STERILISATION DE PANTHERE – VETAGRO SUP LYON**



La chirurgie se conclut par la suture des différents plans. Il est essentiel d'enfourer les points cutanés et d'utiliser du fil résorbable car une nouvelle anesthésie n'est pas recommandée. Il faut donc éviter que l'animal s'arrache les points. Il ne faut pas non plus avoir à l'endormir à nouveau pour les enlever (*FIGURE 36*).



***FIGURE 36 : PHOTOGRAPHIES DE SUTURES ET DE PLAIE D'OVARIECTOMIE DE PANTHERE – VETAGRO SUP LYON***

### ***b) Contraception des mâles***

Chez le mâle, le choix se restreint aux agonistes de la GnRH, aux contraceptifs chimiques et à la contraception physique, dont l'usage implique des contraintes.

#### **(1) Les agonistes de la GnRH**

L'utilisation des agonistes de la GnRH a montré une suppression de la spermatogenèse efficace après 6 semaines, créant un délai assez important entre le début du traitement et celui de son efficacité. Chez quelques individus, l'agressivité a diminué mais la territorialité est restée la même. Pour un certain nombre d'entre eux, les caractères secondaires mâles ont été amoindris. Enfin, les femelles continuent d'être stimulées par la présence du mâle. Elles restent donc soumises aux risques liés à une exposition de progestatifs (tumeurs mammaires, pyomètres, etc...). Leur emploi est donc possible mais les conditions sont assez lourdes de conséquence en termes de zootechnie (Munson 2006).

Chez le guépard en particulier, la dose annuelle recommandée est de 6 mg/animal. La taille des testicules diminue avec l'arrêt de la spermatogenèse. Aucun effet secondaire n'a été décrit (Bertschinger et al. 2006).

### **(2) Les contraceptifs chimiques**

Une dose quotidienne de 150 mg/kg de Bisdiamine entraîne chez le chat domestique un arrêt, réversible, de la spermatogenèse, apparemment sans effet toxique sur le reste de l'organisme. Deux raisons font que cette solution ne peut pas être adoptée pour les félins sauvages. D'une part si des femelles en ingèrent pendant une gestation, cela a un effet tératogène. Il faut pouvoir séparer mâles et femelles pour chaque repas, ce qui est compliqué. D'autre part, le coût prohibitif de la molécule, comparé au poids des félins sauvages, ne rentre pas dans les budgets accordés aux vétérinaires de zoo (Munson 2006).

### **(3) Les contraceptifs physiques**

La pose chirurgicale de matrices de silicone occlusives du canal déférent entraîne une inflammation de celui-ci. La stérilisation obtenue est non-réversible. De plus, la technique de micro-chirurgie associée est difficilement praticable pour les vétérinaires en zoo (Munson 2006).

### **(4) La castration chirurgicale**

La castration des félins sauvages ne présente pas de différences notables de celle des chats domestiques. Elle se fait à testicule découvert et le pôle vasculaire et l'épididyme sont ligaturés.

### **3. Effets secondaires**

Les contraceptifs ne sont pas tous sans risque, même si des solutions existent parfois pour limiter ceux-ci.

#### ***a) Descriptions des effets secondaires***

L'utilisation de MPA entraîne des modifications dans les taux de glucocorticoïdes. Ces modifications peuvent être à l'origine de diabète par exemple (Munson 2006). Le taux de tumeur des glandes mammaires ou utérines est plus important chez les animaux traités au MGA, toutes espèces de félins confondues. Les progestatifs n'ont aucun effet sur la croissance folliculaire et la production d'œstradiol est maintenue, ce qui permet la formation de vagues de croissance de follicules pouvant exacerber les effets délétères des progestatifs exogènes.

Il est donc recommandé lors de l'utilisation des implants de MGA de commencer le traitement bien avant le proœstrus, avant que le taux d'œstradiol ne soit trop élevé (Asa, Boutelle, and Bauman 2012).

La fréquence d'apparition des tumeurs mammaires est aussi plus importante chez les félins sauvages ayant reçu un traitement contraceptif à base de MPA ou même d'acétate de mégestrol (MA). En revanche, les tumeurs chez les individus ayant reçu ou non un traitement contraceptif sont de même nature, avec un grade souvent élevé, un taux de multiplication cellulaire fort et un pouvoir métastatique important. Aucune différence histologique ne permet donc de faire la distinction sur l'origine des tumeurs. Le fait qu'elles soient souvent de grade avancé, avec la présence de métastases, est toutefois probablement dû à la difficulté de diagnostiquer ces tumeurs précocement, le diagnostic se faisant souvent à la faveur d'une anesthésie, permettant la manipulation des animaux ainsi que la prise de radiographies (McAloose, Munson, and Naydan 2007).

De plus, un lien a été fait chez les félins entre l'usage de MGA et les hyperplasies de l'endomètre, avec des lésions très avancées en cas d'utilisation pendant une durée supérieure à 4 ans. (Putman et al. 2015) En plus des hyperplasies, l'emploi de progestatifs entraîne une minéralisation de l'endomètre ainsi que des hydromètres, des polypes, des pyomètres et des endométrites (Munson 2006).

Les agonistes de la GnRH n'ont pour le moment pas été liés à des tumeurs mammaires. En revanche, l'acétate de desloreline entraîne un taux plus élevé d'hyperplasies de l'endomètre et de pyomètres, proportionnellement au nombre d'années de traitement, que pour n'importe quelle autre méthode de contraception (Asa, Boutelle, and Bauman 2012). De plus, leur réversibilité n'est pas encore totalement prouvée ce qui peut poser problème pour les individus les plus précieux sur le plan de la génétique (Munson 2006).

#### ***b) Solutions pour limiter ces effets secondaires***

Les effets secondaires de l'acétate de desloreline pourraient être évités grâce à l'utilisation d'acétate de MA per os (PO) pendant 2 semaines au moment de la pose de l'implant (Asa, Boutelle, and Bauman 2012).

#### **4. Conséquences pour la reproduction ultérieure**

Après la pose d'un implant de MGA, le retour à la reproduction est possible après les 2 ans, ou après le retrait de l'implant. Chez une tigresse qui n'a pas eu d'implant, la probabilité de se reproduire dans les 2,66 ans après la mise en contact d'un nouveau mâle est de 85%. Cette probabilité descend à 62% pour les femelles ayant eu un implant retiré chirurgicalement, et à 30% pour celles ayant encore un implant dont la durée d'efficacité est dépassée, 6 ans après la date du retrait ou le jour de la fin de validité de l'implant. La taille des portées, le nombre de morts nés et le taux de survie des petits ne sont, par contre, pas affectés par l'utilisation préalable ou non d'un implant (Chuei et al. 2007).

D'après une autre source, la probabilité d'obtenir une portée, après retrait de l'implant, est de 62% après 5 ans, contre 85% dans les 2 ans pour les femelles tigres témoins n'ayant pas reçu d'implant (Asa, Boutelle, and Bauman 2012).

La durée d'efficacité de l'acétate de desloreline semble être bien supérieure aux 12 mois annoncés (entre 33 et 48 mois selon les études). Lors de la pose, il est important de placer l'implant dans un endroit facilitant son retrait pour un retour à la fertilité (Putman et al. 2015).

Les nouvelles recommandations concernant le MGA sont : d'attendre la 1<sup>ère</sup> portée pour l'utiliser, de ne pas en poser plus de deux sur le même individu et de faire faire une portée entre chaque implant (Putman et al. 2015). En effet, il a été démontré qu'il y a un meilleur remaniement de l'endomètre après une parturition (Asa, Boutelle, and Bauman 2012).



## CONCLUSION

La totalité des félins sauvages est inscrite dans les annexes I et II de la convention de Washington, preuve qu'à l'exception des chats domestiques, la famille entière des félins est en danger d'extinction. Les parcs zoologiques du monde entier ont ainsi un rôle à jouer dans la préservation de ces espèces. Ils doivent pour cela réguler la reproduction en captivité, afin de permettre la conservation d'un maximum de patrimoine génétique, tout en préservant un milieu de vie adapté à chaque espèce. Pour ces raisons, la zootechnie est indissociable de la préservation des espèces par leur reproduction en captivité.

Néanmoins, l'essence même des parcs zoologiques réside en la présentation des espèces peu communes d'animaux au public. Les revenus sont ainsi fortement conditionnés par l'avis des visiteurs du parc. Or, les critères zootechniques, essentiels à la reproduction, sont absents de la vision des visiteurs. Les critères de jugement de ces derniers vont même, pour certains, à l'encontre des objectifs de reproduction. L'équilibre entre la satisfaction du visiteur et la qualité des soins, assurant la conservation des espèces animales, est complexe à obtenir.

En se basant sur les connaissances actuelles, bien qu'insuffisantes, la zootechnie des félins peut être adaptée plus précisément pour chacune des espèces, optimisant ainsi les chances de reproduction en captivité. La gestion zootechnique reste ainsi la meilleure alternative en France pour augmenter le nombre de naissances, l'utilisation des biotechnologies de la reproduction ne faisant pas partie de la culture de notre pays. A l'inverse, en ce qui concerne la contraception, plusieurs moyens sont à disposition des Vétérinaires de parcs zoologiques pour réguler la reproduction et optimiser le patrimoine génétique des populations captives.



# Bibliographie

---

- Andrabi, S.M.H., and W.M.C. Maxwell. 2007. "A Review on Reproductive Biotechnologies for Conservation of Endangered Mammalian Species." *Animal Reproduction Science* 99 (3-4): 223–43.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2006.07.002>.
- Araujo, G. R. de, T.A.R. de Paula, T. de Deco-Souza, R. de Morais Garay, C.F.L. Bergo, A.C. Csermak-Júnior, L.C. da Silva, and S.V.P. Alves. 2015. "Ocelot and Oncilla Spermatozoa Can Bind Hen Egg Perivitelline Membranes." *Animal Reproduction Science* 163 (December): 56–62.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2015.09.018>.
- Article L413-2 du C.env. 2016. *Article L413-2. Code de L'environnement [En Ligne]*. URL : [https://www.legifrance.gouv.fr/affichCodeArticle.do;jsessionid=1791BE10B85280DB2EE5A0B1752F3542.tplgfr29s\\_3?idArticle=LEGIARTI000033035550&cidTexte=LEGITEXT000006074220&dateTexte=20180127](https://www.legifrance.gouv.fr/affichCodeArticle.do;jsessionid=1791BE10B85280DB2EE5A0B1752F3542.tplgfr29s_3?idArticle=LEGIARTI000033035550&cidTexte=LEGITEXT000006074220&dateTexte=20180127). [Consulté le 26 juillet 2017]
- Article L413-6 du C.env. 2016. *Article L413-6. Code de L'environnement [En Ligne]*. URL : [https://www.legifrance.gouv.fr/affichCodeArticle.do;jsessionid=1791BE10B85280DB2EE5A0B1752F3542.tplgfr29s\\_3?idArticle=LEGIARTI000033030766&cidTexte=LEGITEXT000006074220&dateTexte=20180127&categorieLien=id&oldAction=&nbResultRech=](https://www.legifrance.gouv.fr/affichCodeArticle.do;jsessionid=1791BE10B85280DB2EE5A0B1752F3542.tplgfr29s_3?idArticle=LEGIARTI000033030766&cidTexte=LEGITEXT000006074220&dateTexte=20180127&categorieLien=id&oldAction=&nbResultRech=). [Consulté le 8 août 2017]
- Article L413-7 du C.env. 2016. *Article L413-7. Code de L'environnement [En Ligne]*. URL : [https://www.legifrance.gouv.fr/affichCodeArticle.do;jsessionid=1791BE10B85280DB2EE5A0B1752F3542.tplgfr29s\\_3?idArticle=LEGIARTI000033030768&cidTexte=LEGITEXT000006074220&dateTexte=20180127&categorieLien=id&oldAction=&nbResultRech=](https://www.legifrance.gouv.fr/affichCodeArticle.do;jsessionid=1791BE10B85280DB2EE5A0B1752F3542.tplgfr29s_3?idArticle=LEGIARTI000033030768&cidTexte=LEGITEXT000006074220&dateTexte=20180127&categorieLien=id&oldAction=&nbResultRech=). [Consulté le 8 août 2017]
- Article L415-3 du C.env. 2016. *Article L415-3. Code de L'environnement [En Ligne]*. URL : [https://www.legifrance.gouv.fr/affichCodeArticle.do;jsessionid=1791BE10B85280DB2EE5A0B1752F3542.tplgfr29s\\_3?idArticle=LEGIARTI000033035158&cidTexte=LEGITEXT000006074220&dateTexte=20180127](https://www.legifrance.gouv.fr/affichCodeArticle.do;jsessionid=1791BE10B85280DB2EE5A0B1752F3542.tplgfr29s_3?idArticle=LEGIARTI000033035158&cidTexte=LEGITEXT000006074220&dateTexte=20180127). [Consulté le 8 août 2017]
- Article R413-25 du C.env. 2008. *Article R413-25. Code de L'environnement [En Ligne]*. URL: [https://www.legifrance.gouv.fr/affichCodeArticle.do;jsessionid=1791BE10B85280DB2EE5A0B1752F3542.tplgfr29s\\_3?idArticle=LEGIARTI000006837793&cidTexte=LEGITEXT000006074220&dateTexte=20180127](https://www.legifrance.gouv.fr/affichCodeArticle.do;jsessionid=1791BE10B85280DB2EE5A0B1752F3542.tplgfr29s_3?idArticle=LEGIARTI000006837793&cidTexte=LEGITEXT000006074220&dateTexte=20180127). [Consulté le 8 août 2017]
- Article R413-26 du C.env. 2011. *Article R413-26. Code de L'environnement [En Ligne]*. URL: [https://www.legifrance.gouv.fr/affichCodeArticle.do;jsessionid=1791BE10B85280DB2EE5A0B1752F3542.tplgfr29s\\_3?idArticle=LEGIARTI000024286394&cidTexte=LEGITEXT000006074220&dateTexte=20180127&categorieLien=id&oldAction=&nbResultRech=](https://www.legifrance.gouv.fr/affichCodeArticle.do;jsessionid=1791BE10B85280DB2EE5A0B1752F3542.tplgfr29s_3?idArticle=LEGIARTI000024286394&cidTexte=LEGITEXT000006074220&dateTexte=20180127&categorieLien=id&oldAction=&nbResultRech=). [Consulté le 8 août 2017]

- Article R421-1 du C.env. 2005. *Article R421-1. Code de L'environnement [En Ligne]*. URL : [https://www.legifrance.gouv.fr/affichCodeArticle.do;jsessionid=7788913AAF4B231DCD9A5220C97F81F5.tplgfr29s\\_3?idArticle=LEGIARTI000006837881&cidTexte=LEGITEXT000006074220&dateTexte=20180127](https://www.legifrance.gouv.fr/affichCodeArticle.do;jsessionid=7788913AAF4B231DCD9A5220C97F81F5.tplgfr29s_3?idArticle=LEGIARTI000006837881&cidTexte=LEGITEXT000006074220&dateTexte=20180127). [Consulté le 8 août 2017]
- Asa, C, S Boutelle, and K Bauman. 2012. "AZA Wildlife Contraception Center Programme for Wild Felids and Canids." *Reproduction in Domestic Animals* 47 (December): 377–80. Disponible sur : <https://doi.org/10.1111/rda.12004>.
- Axnér, E., D. Holm, D. Gavier-Widén, A. Söderberg, and A.S. Bergqvist. 2015. "Macroscopic and Microscopic Evaluation of Eurasian Lynx (*Lynx Lynx*) Female Tubular Reproductive Organs in Relation to Ovarian Structures." *Theriogenology* 84 (5): 710–15. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2015.05.002>.
- Azevedo, M. H. F., T. A. R. Paula, M. K. Balarini, S. L. P. Matta, J. V. Peixoto, F. L. Guião Leite, J. L. Rossi Jr., and E. P. da Costa. 2008. "Organization and Quantification of the Elements in the Intertubular Space in the Adult Jaguar Testis (*Panthera Onca*, Linnaeus, 1758)." *Micron* 39 (8): 1166–70. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.micron.2008.05.005>.
- Bachelot-Narquin, R., and H. Gaymard. 2009. *Arrêté Du 25 Mars 2004 Fixant Les Règles Générales de Fonctionnement et Les Caractéristiques Générales Des Installations Des établissements Zoologiques à Caractère Fixe et Permanent, Présentant Au Public Des Spécimens Vivants de La Faune Locale Ou étrangère. - Article 4.* [En ligne]. URL : <https://www.legifrance.gouv.fr/affichTexte.do?cidTexte=JORFTEXT000000610915&fastPos=1&fastReqId=1727887148&categorieLien=cid&oldAction=rechTexte>.
- Balarini, M. K., T. A. R. de Paula, S.L. P. Matta, J. V. Peixoto, F. L. Guião-Leite, J.L. R. Júnior, A.C. C. Junior, and N.J. Walker. 2012. "Stages and Duration of the Cycle of the Seminiferous Epithelium in *Oncilla* (*Leopardus Tigrinus*, Schreber, 1775)." *Theriogenology* 77 (5): 873–80. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2011.09.011>.
- Barber-Meyer, S. M., S. R. Jnawali, J. B. Karki, P. Khanal, S. Lohani, B. Long, D. I. MacKenzie, et al. 2013. "Influence of Prey Depletion and Human Disturbance on Tiger Occupancy in Nepal: Nepal Tiger Occupancy." Edited by Andrew Kitchener. *Journal of Zoology* 289 (1): 10–18. Disponible sur : <https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.2012.00956.x>.
- Barone, R. 1967. "La Myologie Du Lion (*Panthera Leo*)." *Mammalia* 31 (3): 19. Disponible sur : <https://doi.org/10.1515/mamm.1967.31.3.459>.
- Barros, J. B. G. de, T. A. R. Paula, S. L. P. Matta, C. C. Fonseca, F. L. Guião Leite, J. L. R. Jr, P. C. Oliveira, and E. P. Costa. 2007. "Sertoli Cell Index and Spermatic Reserves in Adult Captive African Lions (*Panthera Leo*, Linnaeus, 1758)." *Animal Reproduction Science* 102 (3-4): 350–56. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2007.04.002>.

- Baudi, D.L.K., K. Jewgenow, B.S. Pukazhenth, K.M. Spercoski, A.S. Santos, A.L.S. Reghelin, M.V. Candido, M.L. Javorouski, G. Müller, and R.N. Morais. 2008. "Influence of Cooling Rate on the Ability of Frozen–thawed Sperm to Bind to Heterologous Zona Pellucida, as Assessed by Competitive in Vitro Binding Assays in the Ocelot (*Leopardus Pardalis*) and Tigrina (*Leopardus Tigrinus*)." *Theriogenology* 69 (2): 204–11. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2007.09.013>.
- Bauer, H., G. Chapron, K. Nowell, P. Henschel, P. Funston, L. T. B. Hunter, D. W. Macdonald, and C. Packer. 2015. "Lion (*Panthera Leo*) Populations Are Declining Rapidly across Africa, except in Intensively Managed Areas." *Proceedings of the National Academy of Sciences* 112 (48): 14894–99.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1073/pnas.1500664112>.
- Bertschinger, H.J., M. Jago, J.O. Nöthling, and A. Human. 2006. "Repeated Use of the GnRH Analogue Deslorelin to down-Regulate Reproduction in Male Cheetahs (*Acinonyx Jubatus*)." *Theriogenology* 66 (6-7): 1762–67.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2006.01.040>.
- Brackman, J. 2009. "Le Lynx Ibérique (*Lynx Pardinus*) une espèce menacée." ENVA : Thèse de Doctorat Vétérinaire, Faculté de Médecine, Créteil.
- Breton, G., and S. Barrot. 2014. "Influence of Enclosure Size on the Distances Covered and Paced by Captive Tigers (*Panthera Tigris*)." *Applied Animal Behaviour Science* 154 (May): 66–75. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.applanim.2014.02.007>.
- Brown, J. L. 2006. "Comparative Endocrinology of Domestic and Nondomestic Felids." *Theriogenology* 66 (1): 25–36.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2006.03.011>.
- Brown, J. L. 2011. "Female Reproductive Cycles of Wild Female Felids." *Animal Reproduction Science* 124 (3-4): 155–62.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2010.08.024>.
- Buarpong, S., T. Tharasanit, P. Comizzoli, and M. Techakumphu. 2013. "Feline Spermatozoa from Fresh and Cryopreserved Testicular Tissues Have Comparable Ability to Fertilize Matured Oocytes and Sustain the Embryo Development after Intracytoplasmic Sperm Injection." *Theriogenology* 79 (1): 149–58.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2012.09.022>.
- Byers, A. P., A. G. Hunter, U. S. Seal, G. A. Binczik, E. F. Graham, N. J. Reindl, and R. L. Tilson. 1989. "In-Vitro Induction of Capacitation of Fresh and Frozen Spermatozoa of the Siberian Tiger (*Panthera Tigris*)." *Journal of Reproduction and Fertility* 86 (2): 599–607.
- Byers, A. P., A. G. Hunter, U. S. Seal, E. F. Graham, and R. L. Tilson. 1990. "Effect of Season on Seminal Traits and Serum Hormone Concentrations in Captive Male Siberian Tigers (*Panthera Tigris*)." *Journal of Reproduction and Fertility* 90 (1): 119–25.
- Campbell, N., and J. Reece. 2007. *Biologie*. 7ème édition. Pearson Education France.

- Can, Ö. E., N. D’Cruze, M. Balaskas, and D. W. Macdonald. 2017. “Scientific Crowdsourcing in Wildlife Research and Conservation: Tigers (*Panthera Tigris*) as a Case Study.” *Plos Biology* 15 (3): e2001001.
- Carroll, C., and D. G. Miquelle. 2006. “Spatial Viability Analysis of Amur Tiger (*Panthera Tigris Altaica*) in the Russian Far East: The Role of Protected Areas and Landscape Matrix in Population Persistence: Landscape Models of Tiger Viability.” *Journal of Applied Ecology* 43 (6): 1056–68.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1111/j.1365-2664.2006.01237.x>.
- Chuei, J. Y., C. S. Asa, M. Hall-Woods, J. Ballou, and K. Traylor-Holzer. 2007. “Restoration of Reproductive Potential after Expiration or Removal of Melengestrol Acetate Contraceptive Implants in Tigers (*Panthera Tigris*).” *Zoo Biology* 26 (4): 275–88.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1002/zoo.20137>.
- Dehnhard, M., C. Finkenwirth, A. Crosier, L. Penfold, J. Ringleb, and K. Jewgenow. 2012. “Using PGFM (13,14-Dihydro-15-Keto-Prostaglandin F2 $\alpha$ ) as a Non-Invasive Pregnancy Marker for Felids.” *Theriogenology* 77 (6): 1088–99.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2011.10.011>.
- Dehnhard, M., S. Naidenko, A. Frank, B. Braun, F. Göritz, and K. Jewgenow. 2008. “Non-Invasive Monitoring of Hormones: A Tool to Improve Reproduction in Captive Breeding of the Eurasian Lynx.” *Reproduction in Domestic Animals = Zuchthygiene* 43 Suppl 2 (July): 74–82.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1111/j.1439-0531.2008.01145.x>.
- Dehnhard, M., S. V. Naidenko, and K. Jewgenow. 2014. “Comparative Metabolism of PGFM (13,14-Dihydro-15-Keto-PGF2 $\alpha$ ) in Feces of Felids.” *Theriogenology* 81 (5): 733–43.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2013.12.007>.
- Donoghue, A. M., A. P. Byers, L. A. Johnston, D. L. Armstrong, and D. E. Wildt. 1996. “Timing of Ovulation after Gonadotrophin Induction and Its Importance to Successful Intrauterine Insemination in the Tiger (*Panthera Tigris*).” *Journal of Reproduction and Fertility* 107 (1): 53–58.
- Donoghue, A. M., L. A. Johnston, U. S. Seal, D. L. Armstrong, L. G. Simmons, T. Gross, R. L. Tilson, and D. E. Wildt. 1992. “Ability of Thawed Tiger (*Panthera Tigris*) Spermatozoa to Fertilize Conspecific Eggs and Bind and Penetrate Domestic Cat Eggs in Vitro.” *Journal of Reproduction and Fertility* 96 (2): 555–64.
- Donoghue, A. M., L. A. Johnston, U. S. Seal, D. L. Armstrong, R. L. Tilson, P. Wolf, K. Petrini, L. G. Simmons, T. Gross, and D. E. Wildt. 1990. “In Vitro Fertilization and Embryo Development in Vitro and in Vivo in the Tiger (*Panthera Tigris*).” *Biology of Reproduction* 43 (5): 733–44.
- Durrant, B. S. 1990. “Semen Collection, Evaluation, and Cryopreservation in Exotic Animal Species: Maximizing Reproductive Potential.” *ILAR Journal* 32 (1): 2–10.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1093/ilar.32.1.2>.
- EAZA. 2018. “Programmes EAZA.” 2018. [En ligne].  
URL : <http://www.eaza.net/conservation/programmes/>. [Consulté le 29 juillet 2018]

- Fanson, K. V., N. C. Wielebnowski, T. M. Shenk, J. H. Vashon, J. R. Squires, and J. R. Lucas. 2010. "Patterns of Ovarian and Luteal Activity in Captive and Wild Canada Lynx (*Lynx Canadensis*)." *General and Comparative Endocrinology* 169 (3): 217–24. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2010.09.003>.
- Finkenwirth, C., K. Jewgenow, H.H.D. Meyer, A. Vargas, and M. Dehnhard. 2010. "PGFM (13,14-Dihydro-15-Keto-PGF2 $\alpha$ ) in Pregnant and Pseudo-Pregnant Iberian Lynx: A New Noninvasive Pregnancy Marker for Felid Species." *Theriogenology* 73 (4): 530–40. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2009.10.008>.
- Fontbonne, Alain, Xavier Levy, Emmanuel Fontaine, and Catherine Gilson. 2007. *Guide pratique de reproduction clinique canine et féline*. Med'com.
- Fukui, D., M. Nagano, R. Nakamura, G. Bando, S. Nakata, M. Kosuge, H. Sakamoto, M. Matsui, Y. Yanagawa, and Y. Takahashi. 2013. "The Effects of Frequent Electroejaculation on the Semen Characteristics of a Captive Siberian Tiger (*Panthera Tigris Altaica*)." *The Journal of Reproduction and Development* 59 (5): 491–95.
- Ganan, N., A. Sestelo, J J. Garde, F. Martinez, A. Vargas, I. Sanchez, M. J. Perez-Aspa, et al. 2010. "Reproductive Traits in Captive and Free-Ranging Males of the Critically Endangered Iberian Lynx (*Lynx Pardinus*)." *Reproduction* 139 (1): 275–85. Disponible sur : <https://doi.org/10.1530/REP-09-0259>.
- Gelsi, P. 2015. "Les Félines Sauvages, Tigre, lion, panthere, jaguar, guepard, puma, lynx, petis félins." 2015. Disponible sur : <http://www.les-felins.com/>.
- Gjørret, J. O., E. G. Crichton, N. M. Loskutoff, D. L. Armstrong, and P. Hyttel. 2002. "Ultrastructure of Oocyte Maturation, Fertilization, and Early Embryo Development in Vitro in the Siberian Tiger (*Panthera Tigris Altaica*)." *Molecular Reproduction and Development* 63 (1): 79–88. Disponible sur : <https://doi.org/10.1002/mrd.10133>.
- Goeritz, F., J. Painer, K. Jewgenow, R. Hermes, K. Rasmussen, M. Dehnhard, and T. Hildebrandt. 2012. "Embryo Retrieval after Hormonal Treatment to Control Ovarian Function and Non-Surgical Artificial Insemination in African Lions (*Panthera Leo*)." *Reproduction in Domestic Animals* 47 (December): 156–60. Disponible sur : <https://doi.org/10.1111/rda.12026>.
- Goodrich, J. M., I. V. Seryodkin, D. G. Miquelle, L. L. Kerley, H. B. Quigley, and M. G. Hornocker. 2011. "Effects of Canine Breakage on Tiger Survival, Reproduction and Human-Tiger Conflict: Tiger Canine Breakage." *Journal of Zoology* 285 (2): 93–98. Disponible sur : <https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.2011.00819.x>.
- Görritz, F., K. Neubauer, S. V. Naidenko, J. Fickel, and K. Jewgenow. 2006. "Investigations on Reproductive Physiology in the Male Eurasian Lynx (*Lynx Lynx*)." *Theriogenology* 66 (6-7): 1751–54. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2006.02.036>.
- Gour, D. S., J. Bhagavatula, M. Bhavanishankar, P. A. Reddy, J. A. Gupta, M. S. Sarkar, S. M. Hussain, S. Harika, R. Gulia, and S. Shivaji. 2013. "Philopatry and Dispersal Patterns in Tiger (*Panthera Tigris*)." *Plos One* 8 (7): e66956. Disponible sur : <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0066956>.

- Graham, L. H., A. P. Byers, D. L. Armstrong, N. M. Loskutoff, W. F. Swanson, D. E. Wildt, and J. L. Brown. 2006. "Natural and Gonadotropin-Induced Ovarian Activity in Tigers (*Panthera Tigris*) Assessed by Fecal Steroid Analyses." *General and Comparative Endocrinology* 147 (3): 362–70.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2006.02.008>.
- Grajal, Alejandro, Jerry F. Luebke, Lisa-Anne DeGregoria Kelly, Jennifer Matiasek, Susan Clayton, Bryan T. Karazsia, Carol D. Saunders, Susan R. Goldman, Michael E. Mann, and Ricardo Stanoss. 2017. "The Complex Relationship between Personal Sense of Connection to Animals and Self-Reported Proenvironmental Behaviors by Zoo Visitors: Sense of Connection to Animals." *Conservation Biology* 31 (2): 322–30.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1111/cobi.12780>.
- "Grands reportages - Animaux : vous avez demandé les urgences !" 2017. Magazine de reportages.
- Gu, J., Y. Guo, P. Stott, G. Jiang, and J. Ma. 2016. "A Comparison of Reproductive Parameters of Female Amur Tigers (*Panthera Tigris Altaica*) in the Wild and Captivity." *Integrative Zoology* 11 (1): 33–39.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1111/1749-4877.12177>.
- Haines, A. M., M. E. Tewes, L. L. Laack, J. S. Horne, and J. H. Young. 2006. "A Habitat-Based Population Viability Analysis for Ocelots (*Leopardus Pardalis*) in the United States." *Biological Conservation* 132 (4): 424–36.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2006.04.035>.
- Hampson, M. C., and C. Schwitzer. 2016. "Effects of Hand-Rearing on Reproductive Success in Captive Large Cats *Panthera Tigris Altaica*, *Uncia Uncia*, *Acinonyx Jubatus* and *Neofelis Nebulosa*." Edited by N. Moreira. *Plos One* 11 (5): e0155992.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0155992>.
- Jewgenow, K., M. Dehnhard, T. B. Hildebrandt, and F. Göritz. 2006. "Contraception for Population Control in Exotic Carnivores." *Theriogenology* 66 (6-7): 1525–29.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2006.01.027>.
- Jewgenow, K., S.V. Naidenko, F. Goeritz, A. Vargas, and M. Dehnhard. 2006. "Monitoring Testicular Activity of Male Eurasian (*Lynx Lynx*) and Iberian (*Lynx Pardinus*) Lynx by Fecal Testosterone Metabolite Measurement." *General and Comparative Endocrinology* 149 (2): 151–58.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2006.05.015>.
- Jimenez Soto, M., and M. Pereira Mora. 2016. "Rescue and Rehabilitation of Wild Animals in Costa Rica: the case of the Jaguarondi." In, 125–26. Paris. Disponible sur : [http://bourgelat.net/cours\\_en\\_ligne/data/E-book/Proceedings-Yaboumba2016.pdf](http://bourgelat.net/cours_en_ligne/data/E-book/Proceedings-Yaboumba2016.pdf).
- Kaphegyi, T.A.M., U. Kaphegyi, and U. Müller. 2006. "Status of the Eurasian Lynx (*Lynx Lynx*) in the Black Forest Region, South Western Germany." *Mammalian Biology - Zeitschrift Für Säugetierkunde* 71 (3): 172–77.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.mambio.2006.01.001>.



- Kenney, J., F. W. Allendorf, C. McDougal, and J. L. D. Smith. 2014. "How Much Gene Flow Is Needed to Avoid Inbreeding Depression in Wild Tiger Populations?" *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 281 (1789): 20133337–20133337. Disponible sur : <https://doi.org/10.1098/rspb.2013.3337>.
- Kheirkhah, M.S., M. Mollapour sisakht, M. Mohammadsadegh, and H.R. Moslemi. 2017. "Sperm Evaluation of Jungle Cat (*Felis Chaus*) Obtained by Urethral Catheterization (CT) after Medetomidine Administration." *Theriogenology* 91 (March): 17–20. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2016.12.034>.
- Kinoshita, K., S. Inada, K. Seki, A. Sasaki, N. Hama, and H. Kusunoki. 2011. "Long-Term Monitoring of Fecal Steroid Hormones in Female Snow Leopards (*Panthera Uncia*) during Pregnancy or Pseudopregnancy." *Plos One* 6 (5): e19314. Disponible sur : <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0019314>.
- Kruger Mbaye, E. 2011. "Pathologie comparée chez le lion d'Afrique (*Panthera leo*) et le tigre (*Panthera tigris*), risques sanitaires pour l'Homme et stratégies de gestion." Thèse de Doctorat Vétérinaire, Université Cheikh anta diop, Faculté de Médecine, Dakar.
- Leite, F. L. G., T. A. R. de Paula, S. L. P. da Matta, C. C. Fonseca, M. T. D. das Neves, and J. B. G. de Barros. 2006. "Cycle and Duration of the Seminiferous Epithelium in Puma (*Puma Concolor*)." *Animal Reproduction Science* 91 (3-4): 307–16. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2005.04.003>.
- Leon-Quinto, T., M. A. Simon, R. Cadenas, J. Jones, F. J. Martinez-Hernandez, J. M. Moreno, A. Vargas, F. Martinez, and B. Soria. 2009. "Developing Biological Resource Banks as a Supporting Tool for Wildlife Reproduction and Conservation." *Animal Reproduction Science* 112 (3-4): 347–61. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2008.05.070>.
- Lévy, X., J. Y. Routier, A. Fontbonne, N. Nudelman, P. A. Boutant, J. M. Elbaz, and P. Rogers. 2016. "Glandular Prostatic Hyperplasia in Felids - A clinical case in a cheetah." In , 104–5. Paris.
- Lévy, X., J. Y. Routier, J. Tyler, L. Tucker, A. Fontbonne, N. Nudelman, P. A. Boutant, J. M. Elbaz, and P. Rogers. 2016. "Ovarian Cyst in a White lioness : Diagnosis an Surgical cyst removal." In , 102–3. Paris.
- Lewis, J. S., K. A. Logan, M. W. Alldredge, L. L. Bailey, S. VandeWoude, and K. R. Crooks. 2015. "The Effects of Urbanization on Population Density, Occupancy, and Detection Probability of Wild Felids." *Ecological Applications: A Publication of the Ecological Society of America* 25 (7): 1880–95.
- Linkie, M., G. Guillera-Arroita, J. Smith, and D. M. Rayan. 2010. "Monitoring Tigers with Confidence." *Integrative Zoology* 5 (4): 342–50. Disponible sur : <https://doi.org/10.1111/j.1749-4877.2010.00215.x>.
- Loi, P., C. Galli, and G. Ptak. 2007. "Cloning of Endangered Mammalian Species: Any Progress?" *Trends in Biotechnology* 25 (5): 195–200. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.tibtech.2007.03.007>.

- Maehr, D. S., E. D. Land, D. B. Shindle, O. L. Bass, and T. S. Hoctor. 2002. "Florida Panther Dispersal and Conservation." *Biological Conservation* 106: 187–97.
- Martins, M. I. M., X. Levy, N. Nudelman, J. Y. Routier, and A. Fontbonne. 2016. "Development of a semen freezing extender in cheetahs." In , 106. Paris.
- McAloose, D., L. Munson, and D. K. Naydan. 2007. "Histologic Features of Mammary Carcinomas in Zoo Felids Treated with Melengestrol Acetate (MGA) Contraceptives." *Veterinary Pathology* 44 (3): 320–26.
- Mellen, J. D. 1991. "Factors Influencing Reproductive Success in Small Captive Exotic Felids (*Felis Spp.*): A Multiple Regression Analysis." *Zoo Biology* 10 (2): 95–110.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1002/zoo.1430100202>.
- Miller, A., and C. W. Kuhar. 2008. "Long-Term Monitoring of Social Behavior in a Grouping of Six Female Tigers (*Panthera Tigris*)." *Zoo Biology* 27 (2): 89–99.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1002/zoo.20162>.
- Miller, Lance J., Jamie A. Ivy, Greg A. Vicino, and Ivana G. Schork. 2018. "Impacts of Natural History and Exhibit Factors on Carnivore Welfare." *Journal of Applied Animal Welfare Science: JAAWS*, April, 1–9.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1080/10888705.2018.1455582>.
- Morais, R.N., R.G. Mucciolo, M.L.F. Gomes, O. Lacerda, W. Moraes, N. Moreira, L.H. Graham, W.F. Swanson, and J.L. Brown. 2002. "Seasonal Analysis of Semen Characteristics, Serum Testosterone and Fecal Androgens in the Ocelot (*Leopardus Pardalis*), Margay (*L. Wiedii*) and Tigrina (*L. Tigrinus*)." *Theriogenology* 57 (8): 2027–41. Disponible sur : [https://doi.org/10.1016/S0093-691X\(02\)00707-0](https://doi.org/10.1016/S0093-691X(02)00707-0).
- Morato, R. G., I. T. N. Verreschi, M. A.B.V Guimarães, K. Cassaro, C. Pessuti, and R. C. Barnabe. 2004. "Seasonal Variation in the Endocrine–testicular Function of Captive Jaguars (*Panthera Onca*)." *Theriogenology* 61 (7-8): 1273–81.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2003.07.011>.
- Morin-Garraud, S. 2001. "Anatomie et ethologie du Lion (*Panthera leo*)." Toulouse: ENVT : Thèse de Doctorat Vétérinaire, Université Paul Sabatier, Toulouse.
- Moro, L., J. Jarazo, C. Buemo, M. Hiriart, A. Sestelo, and D. Salamone. 2015. "Tiger, Bengal and Domestic Cat Embryos Produced by Homospecific and Interspecific Zona-Free Nuclear Transfer." *Reproduction in Domestic Animals* 50 (5): 849–57.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1111/rda.12593>.
- Munson, L. 2006. "Contraception in Felids." *Theriogenology* 66 (1): 126–34.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2006.03.016>.
- Narayan, E. J., T. Parnell, G. Clark, P. Martin-Vegue, A. Mucci, and J-M. Hero. 2013. "Faecal Cortisol Metabolites in Bengal (*Panthera Tigris Tigris*) and Sumatran Tigers (*Panthera Tigris Sumatrae*)." *General and Comparative Endocrinology* 194 (December): 318–25.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2013.10.002>.

- O'Brien, J.K., K.J. Steinman, and T.R. Robeck. 2009. "Application of Sperm Sorting and Associated Reproductive Technology for Wildlife Management and Conservation." *Theriogenology* 71 (1): 98–107.  
Disponibile sur : <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2008.09.052>.
- Painer, J., F. Goeritz, M. Dehnhard, T. B. Hildebrandt, S. V. Naidenko, I. Sánchez, M. A. Quevedo Muñoz, and K. Jewgenow. 2014. "Hormone-Induced Luteolysis on Physiologically Persisting Corpora Lutea in Eurasian and Iberian Lynx (*Lynx Lynx* and *Lynx Pardinus*)." *Theriogenology* 82 (4): 557–62.  
Disponibile sur : <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2014.05.004>.
- Pelican, K. M., D. E. Wildt, B. Pukazhenth, and J. G. Howard. 2006. "Ovarian Control for Assisted Reproduction in the Domestic Cat and Wild Felids." *Theriogenology* 66 (1): 37–48. Disponibile sur : <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2006.03.013>.
- Pukazhenth, B. S., J. A. Long, D. E. Wildt, M. A. Ottinger, D. L. Armstrong, and J. Howard. 1998. "Regulation of Sperm Function by Protein Tyrosine Phosphorylation in Diverse Wild Felid Species." *Journal of Andrology* 19 (6): 675–85.
- Pukazhenth, B. S., K. Neubauer, K. Jewgenow, J. G. Howard, and D. E. Wildt. 2006. "The Impact and Potential Etiology of Teratospermia in the Domestic Cat and Its Wild Relatives." *Theriogenology* 66 (1): 112–21.  
Disponibile sur : <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2006.03.020>.
- Putman, S. B., J. L. Brown, A. D. Franklin, E. C. Schneider, N. P. Boisseau, C. S. Asa, and B. S. Pukazhenth. 2015. "Characterization of Ovarian Steroid Patterns in Female African Lions (*Panthera Leo*), and the Effects of Contraception on Reproductive Function." *Plos One* 10 (10): e0140373.
- Putranto, H. D., S. Kusuda, K. Inagaki, G. Kumagai, R. Ishii-Tamura, Y. Uziie, and O. Doi. 2007. "Ovarian Activity and Pregnancy in the Siberian Tiger, *Panthera Tigris Altaica*, Assessed by Fecal Gonadal Steroid Hormones Analyses." *The Journal of Veterinary Medical Science / the Japanese Society of Veterinary Science* 69 (5): 569–71.
- Reece, William O, and Eric W Rowe. 2017. *Functional Anatomy and Physiology of Domestic Animals*.
- Rocha, D. G., R. Sollmann, E. E. Ramalho, R. Ilha, and C. K. W. Tan. 2016. "Ocelot (*Leopardus Pardalis*) Density in Central Amazonia." Edited by C. A. Hagen. *Plos One* 11 (5): e0154624. Disponibile sur : <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0154624>.
- Roelke, M. E., J. S. Martenson, and S. J. O'Brien. 1993. "The Consequences of Demographic Reduction and Genetic Depletion in the Endangered Florida Panther." *Current Biology* 3 (6): 340–50. Disponibile sur : [https://doi.org/10.1016/0960-9822\(93\)90197-V](https://doi.org/10.1016/0960-9822(93)90197-V).
- Saunders, S. P., T. Harris, K. Traylor-Holzer, and K. G. Beck. 2014. "Factors Influencing Breeding Success, Ovarian Cyclicity, and Cub Survival in Zoo-Managed Tigers (*Panthera Tigris*)." *Animal Reproduction Science* 144 (1-2): 38–47.  
Disponibile sur : <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2013.11.006>.

- Schmidt-Burbach, J., D. Ronfot, and R. Srisangiam. 2015. "Asian Elephant (*Elephas Maximus*), Pig-Tailed Macaque (*Macaca Nemestrina*) and Tiger (*Panthera Tigris*) Populations at Tourism Venues in Thailand and Aspects of Their Welfare." Edited by K. Sestak. *Plos One* 10 (9): e0139092. Disponible sur : <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0139092>.
- Schulman, M.L., R.M. Kirberger, A.S.W. Tordiffe, L.L. Marker, A. Schmidt-Küntzel, and M.J. Hartman. 2015. "Ultrasonographic and Laparoscopic Evaluation of the Reproductive Tract in Older Captive Female Cheetahs (*Acinonyx Jubatus*)." *Theriogenology* 84 (9): 1611–19. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2015.08.011>.
- Schwarzenberger, F., E. Möstl, R. Palme, and E. Bamberg. 1996. "Faecal Steroid Analysis for Non-Invasive Monitoring of Reproductive Status in Farm, Wild and Zoo Animals." *Animal Reproduction Science* 42 (1-4): 515–26. Disponible sur : [https://doi.org/10.1016/0378-4320\(96\)01561-8](https://doi.org/10.1016/0378-4320(96)01561-8).
- Seal, U. S., E. D. Plotka, J. D. Smith, F. H. Wright, N. J. Reindl, R. S. Taylor, and M. F. Seal. 1985. "Immunoreactive Luteinizing Hormone, Estradiol, Progesterone, Testosterone, and Androstenedione Levels during the Breeding Season and Anestrus in Siberian Tigers." *Biology of Reproduction* 32 (2): 361–68.
- Szokalski, M. S., C. A. Litchfield, and W. K. Foster. 2012. "Enrichment for Captive Tigers (*Panthera Tigris*): Current Knowledge and Future Directions." *Applied Animal Behaviour Science* 139 (1-2): 1–9. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.applanim.2012.02.021>.
- Terrell, K. A., D. E. Wildt, N. M. Anthony, B. D. Bavister, S. P. Leibo, L. M. Penfold, L. L. Marker, and A. E. Crosier. 2011. "Oxidative Phosphorylation Is Essential for Felid Sperm Function, but Is Substantially Lower in Cheetah (*Acinonyx Jubatus*) Compared to Domestic Cat (*Felis Catus*) Ejaculate." *Biology of Reproduction* 85 (3): 473–81. Disponible sur : <https://doi.org/10.1095/biolreprod.111.092106>.
- Thuwanut, P., S. Srisuwatanasagul, G. Wongbandue, N. Tanpradit, A. Thongpakdee, D. Tongthainan, S. Manee-In, and K. Chatdarong. 2013. "Sperm Quality and the Morphology of Cryopreserved Testicular Tissues Recovered Post-Mortem from Diverse Wild Species." *Cryobiology* 67 (2): 244–47. Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.cryobiol.2013.07.002>.
- Turnock, Suzanne, and Andrew Moss. 2015. "Quality vs. Quantity: Assessing the Visibility of the Jaguars Housed at Chester Zoo, UK: Assessing the Visibility of Jaguars." *Zoo Biology* 34 (2): 189–92. Disponible sur : <https://doi.org/10.1002/zoo.21196>.
- UNEP. 1979. "Lignes Directrices Pour Le Transport et La Préparation Au Transport Des Animaux et Des Plantes Sauvages Vivants | CITES." CITES [En Ligne]. URL : <https://cites.org/fra/resources/transport/index.php>.
- UNEP. 2013. "Les annexes I, II et III de la CITES." CITES [En Ligne]. June 12, 2013. URL : <http://www.cites.org/fra/app/index.php>.
- Utilisateurs. 2017. "Google Maps." Google Maps [En Ligne]. September 2017. URL : <https://www.google.fr/maps/@46.9194162,4.6292864,5z>. [Consulté le 1<sup>er</sup> septembre 2017]

- Vaz, J., E. J. Narayan, R. D. Kumar, K. Thenmozhi, K. Thiyagesan, and N. Baskaran. 2017. "Prevalence and Determinants of Stereotypic Behaviours and Physiological Stress among Tigers and Leopards in Indian Zoos." *Plos One* 12 (4): e0174711.
- Wearn, O. R., J. M. Rowcliffe, C. Carbone, H. Bernard, and R. M. Ewers. 2013. "Assessing the Status of Wild Felids in a Highly-Disturbed Commercial Forest Reserve in Borneo and the Implications for Camera Trap Survey Design." Edited by E. Z. Cameron. *Plos One* 8 (11): e77598. Disponible sur : <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0077598>.
- Whitworth, A. W. 2012. "An investigation into the determining factors of zoo visitors attendances in UK Zoos.," January, 10.
- Wildt, D. E. 1986. "Reproductive Physiology of the Clouded Leopard: I. Electroejaculates Contain High Proportions of Pleiomorphic Spermatozoa throughout the Year." *Biology of Reproduction* 34 (5): 937–47.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1095/biolreprod34.5.937>.
- Wildt, D. E., L. G. Phillips, L. G. Simmons, P. K. Chakraborty, J. L. Brown, J. G. Howard, A. Teare, and M. Bush. 1988. "A Comparative Analysis of Ejaculate and Hormonal Characteristics of the Captive Male Cheetah, Tiger, Leopard, and Puma." *Biology of Reproduction* 38 (2): 245–55.
- Yildiz, C., B. Mullen, K. Jarvi, C. McKerlie, and K. C. Lo. 2013. "Effect of Different Cryoprotectant Agents on Spermatogenesis Efficiency in Cryopreserved and Grafted Neonatal Mouse Testicular Tissue." *Cryobiology* 67 (1): 70–75.  
Disponible sur : <https://doi.org/10.1016/j.cryobiol.2013.05.004>.



# ANNEXES

## ANNEXE 1 AIRE DE REPARTITION NATURELLE DES FELIDES SELON LES ANNEXES DE LA CITES

<b>Id</b>	<b>Nom scientifique</b>	<b>Nom commun</b>	<b>Aire de répartition naturelle</b>
8935	<i>Acinonyx jubatus</i>	Guépard	DZ,AO,BJ,BW,BF,CM,CF,TD,CD,DJ,ER,ET,IR,KE,MW,ML,MR,MZ,NA,NE,NG,SO,ZA,SS,SD,SZ,TG,UG,TZ,EH,ZM,ZW
4645	<i>Caracal caracal</i>	Caracal, Lynx du désert ou Lynx de Perse	AF,DZ,AO,BJ,BW,CM,CF,TD,CD,DJ,EG,ER,ET,GA,GM,GH,GN,GW,IN,IR,IQ,IL,JO,KZ,KE,KW,LB,LS,LY,MW,MR,MA,MZ,NA,NE,NG,OM,PK,SA,SN,SO,ZA,SS,SD,SY,TJ,TG,TN,TR,TM,UG,AE,TZ,UZ, YE,ZM,ZW
5147	<i>Catopuma badia</i>	Chat bai ou Chat doré de Bornéo	BN,ID,MY
8985	<i>Catopuma temminckii</i>	Chat de Temminck ou Chat doré d'Asie	BD,BT,KH,CN,IN,ID,LA,MY,MM,NP,TH,VN
11144	<i>Felis bieti</i>	Chat de Biet	CN
9395	<i>Felis chaus</i>	Chat des marais ou Chat de la jungle	AF,BD,BT,KH,CN,EG,IN,IR,IQ,IL,JO,KZ,LA,LB,MN,MM,NP,PK,RU,LK,SY,TJ,TH,TR,TM,UZ,VN
7334	<i>Felis manul</i>	Chat de Pallas ou Manul	AF,AM,AZ,CN,IN,IR,KZ,KG,MN,PK,RU,TJ,TM,UZ
9009	<i>Felis margarita</i>	Chat des sables ou Chat du désert	DZ,TD,EG,IR,IL,JO,KZ,KW,LB,MA,NE,OM,PK,QA,SA,SN,SS,TM, AE,UZ, YE
6355	<i>Felis nigripes</i>	Chat à pieds noirs	BW,NA,ZA,ZW
7300	<i>Felis silvestris</i>	Chat sauvage	AF,AL,DZ,AO,AM,AT,AZ,BY,BE,BJ,BA,BW,BG,BF,BI,CM,CF,TD, CN,CG,HR,CZ,CD,DJ,EG,ER,ET,Former RS and ME,FR,GM,GE,DE, GH,GR,GN,GW,HU,IN,IR,IQ,IL,IT,JO,KZ,KE,KW,KG,LB,LS,LY,LU,MW,ML,MR,MN,ME,MA,MZ,NA,NE,NG,OM,PK,PL,PT,MD,RO,RU,RW,SA,SN,SL,SK,SI,SO,ZA,SS, ES,SD,SZ,CH,SY,TJ,MK,TG,TN,TR, TM,UG,UA,AE,GB,TZ,US,UZ,EH, YE,ZM,ZW
3072	<i>Leopardus braccatus</i>	Chat du Pantanal	BR,PY,UY
3049	<i>Leopardus colocolo</i>	Chat des pampas	AR,CL,PE
3167	<i>Leopardus geoffroyi</i>	Chat de Geoffroy	AR,BO,BR,CL,PY,UY
7534	<i>Leopardus guigna</i>	Kodkod ou Guiña	AR,CL
6408	<i>Leopardus jacobitus</i>	Chat des Andes	AR,BO,CL,PE
9189	<i>Leopardus pajeros</i>	Chat des pampas	AR,BO,CL,CO,EC,PE
10120	<i>Leopardus pardalis</i>	Ocelot	AR,BZ,BO,BR,CO,CR,EC,SV,GF [FR],GT,GY,HN, MX,NI,PA,PY,PE,SR,TT,US,UY, VE
3399	<i>Leopardus tigrinus</i>	Oncille	AR,BO,BR,CO,CR,EC,GF [FR],GY,PA,PE,SR, VE
4427	<i>Leopardus wiedii</i>	Margay ou Chat-tigre	AR,BZ,BO,BR,CO,CR,EC,SV,GF [FR],GT,GY, HN,MX,NI,PA,PY,PE,SR,US,UY, VE
9160	<i>Leptailurus serval</i>	Serval	AO,BJ,BW,BF,BI,CM,CF,TD,CG,CI,CD,DJ,ER,ET,GA,GM,GH,GN, GW,KE,LR,MW,ML,MR,MA,MZ,NA,NE,NG,RW,SN,SL,SO,ZA,SS, SD,SZ,TG,UG,TZ,ZM,ZW
7928	<i>Lynx canadensis</i>	Lynx du CA ou Lynx gris, Lynx polaire, Lynx bleu, Loup-cervier	CA,US
7414	<i>Lynx lynx</i>	Lynx boréal ou Lynx d'Eurasie, Lynx commun, Loup-cervier	AF,AL,AM,AT,AZ,BY,BT,BA,CN,HR,CZ,KP,EE,FI, Former RS and ME,FR,GE,DE,GR,HU,IN,IR,KZ,KG,LV,LT, MN,ME,NP,NO,PK,PL,RO,RU,SK,ES,SE,TJ,MK,TR,TM,UA,UZ
8879	<i>Lynx pardinus</i>	Lynx Ibérique ou Lynx d'Espagne, Lynx pardelle	PT,ES
4992	<i>Lynx rufus</i>	Lynx roux ou Lynx bai	CA,MX,US
10199	<i>Neofelis nebulosa</i>	Panthère nébuleuse ou Panthère longibande	BD,BT,BN,KH,CN,IN,ID,LA,MY,MM,NP,TW, Province of CN,TH,VN

6353	<i>Panthera leo</i>	Lion	AO,BJ,BW,BF,BI,CM,CF,TD,CI,CD,ER,ET,GA,GH,GN,IN,KE,LS, MW,ML, MZ,NA,NE,NG,SN,SL,SO,ZA,SS,SD,SZ,TG,UG,TZ,ZM,ZW
12268	<i>Panthera leo persica</i>	Lion asiatique	IN
6385	<i>Panthera onca</i>	Jaguar	AR,BZ,BO,BR,CO,CR,EC,GF [FR],GT,GY,HN, MX,NI,PA,PY,PE,SR,VE
8619	<i>Panthera pardus</i>	Léopard	AF,DZ,AO,AM,AZ,BD,BI,BT,BW,BF,BI,KH,CM,CF,TD,CN,CG,CI, KP,CD,DJ,EG,GQ,ER,ET,GA,GM,GE,GH,GN,GW,IN,ID,IR,IQ,IL,JO, KE,LA,LB,LS,LR, MW,MY,ML,MA,MZ,MM,NA,NP,NE,NG,OM,PK, KR,RU,RW,SA,SN,SL,SO, ZA,SS,LK,SD,TJ,TH,TG,TN,TR,TM,UG, AE,TZ,VN,YE,ZM,ZW
6047	<i>Panthera tigris</i>	Tigre	AZ,BD,BT,KH,CN,KP,IN,ID,LA,MY,MM,NP,RU,TH,VN
7454	<i>Pardofelis marmorata</i>	Chat marbré	BN,KH,CN,IN,ID,LA,MY,MM,NP,TH,VN
10598	<i>Prionailurus bengalensis</i>	Chat-léopard ou Chat de Chine	AF,BD,BT,BN,KH,CN,KP,HK, SAR,IN,ID,JP,LA,MY, MM,NP,PK,PH,KR,RU,SG,TW, Province of CN,TH,VN
12271	<i>Prionailurus bengalensis bengalensis</i>	Chat-léopard ou Chat de Chine	BD,KH,CN,IN,LA,MM,PK,TH,VN
5764	<i>Prionailurus iriomotensis</i>	Chat d'Iriomote	JP
9833	<i>Prionailurus planiceps</i>	Chat à tête plate	BN,ID,MY,MM,TH
9151	<i>Prionailurus rubiginosus</i>	Chat rubigineux	IN,LK
8400	<i>Prionailurus viverrinus</i>	Chat pêcheur ou Chat viverrin	BD,BT,BN,KH,CN,IN,ID,LA,MY,MM,NP,PK,LK,TW, Province of CN,TH,VN
5607	<i>Profelis aurata</i>	Chat doré africain	AO,BJ,BI,CM,CF,CG,CI,CD,GQ,ET,GA,GM,GH,GN,GW, KE,LR,RW,SL, TG,UG
6330	<i>Puma concolor</i>	Puma ou Cougar	AR,BZ,BO,BR,CA,CL,CO,CR,EC,SV,GF [FR], GT,GY,HN,MX,NI,PA,PY,PE,SR,US,UY,VE
12189	<i>Puma concolor coryi</i>	Panthère de Floride	US
12230	<i>Puma concolor costaricensis</i>	Puma ou Cougar	CR,PA
12325	<i>Puma concolor cougar</i>	Puma ou Cougar	CA,US
9682	<i>Puma yagouaroundi</i>	Jaguarondi	AR,BZ,BO,BR,CO,CR,EC,SV,GF [FR], GT,GY,HN,MX,NI,PA,PY,PE,SR,US,VE
10828	<i>Uncia uncia</i>	Once ou Irbis, Panthère des neiges, Léopard des neiges	AF,BT,CN,IN,KZ,KG,MN,MM,NP,PK,RU,TJ,UZ

**Abréviation des pays selon le code ISO :** **AE** Emirats Arabes Unis, **AF** Afghanistan, **AL** Albanie, **AM** Arménie, **AO** Angola, **AR** Argentine, **AT** Autriche, **AZ** Azerbaïdjan, **BA** Bosnie-Herzégovine, **BD** Bangladesh, **BE** Belgique, **BF** Burkina Faso, **BG** Bulgarie, **BI** Burundi, **BJ** Bénin, **BN** Brunei Darussalam, **BO** Bolivie (Etat plurinational de), **BR** Brésil, **BT** Bhoutan, **BW** Botswana, **BY** Belarus, **BZ** Belize, **CA** Canada, **CD** Congo (République démocratique du), **CF** République Centrafricaine, **CG** Congo, **CH** Suisse, **CI** Côte d'Ivoire, **CL** Chili, **CM** Cameroun, **CN** Chine, **CO** Colombie, **CR** Costa Rica, **CZ** République Tchèque, **DE** Allemagne, **DJ** Djibouti, **DZ** Algérie, **EC** Equateur, **EE** Estonie, **EG** Egypte, **EH** Sahara Occidental, **ER** Erythrée, **ES** Espagne, **ET** Ethiopie, **FI** Finlande, **Former RS and ME** Serbie et Monténégro, **FR** France, **GA** Gabon, **GB** Royaume-Uni, **GE** Géorgie, **GF [FR]** Guyane Française, **GH** Ghana, **GM** Gambie, **GN** Guinée, **GQ** Guinée Equatoriale, **GR** Grèce, **GT** Guatemala, **GW** Guinée-Bissau, **GY** Guyana, **HK** Hong Kong, **HN** Honduras, **HR** Croatie, **HU** Hongrie, **ID** Indonésie, **IL** Israël, **IN** Inde, **IQ** Iraq, **IR** Iran (République Islamique d'), **IT** Italie, **JO** Jordanie, **JP** Japon, **KE** Kenya, **KG** Kirghizistan, **KH** Cambodge, **KP** Corée (république populaire démocratique de), **KR** Corée (République de), **KW** Koweït, **KZ** Kazakhstan, **LA** Lao (République démocratique populaire), **LB** Liban, **LK** Sri Lanka, **LR** Libéria, **LS** Lesotho, **LT** Lituanie, **LU** Luxembourg, **LV** Lettonie, **LY** Libyenne (Jamahiriya Arabe), **MA** Maroc, **MD** Moldova (République de), **ME** Monténégro, **MK** Macédoine (L'ex-République Yougoslave de), **ML** Mali, **MM** Myanmar, **MN** Mongolie, **MR** Mauritanie, **MW** Malawi, **MX** Mexique, **MY** Malaisie, **MZ** Mozambique, **NA** Namibie, **NE** Niger, **NG** Nigeria, **NI** Nicaragua, **NO** Norvège, **NP** Népal, **OM** Oman, **PA** Panama, **PE** Pérou, **PH** Philippines, **PK** Pakistan, **PL** Pologne, **Province of CN** Province de Chine, **PT** Portugal, **PY** Paraguay, **QA** Qatar, **RO** Roumanie, **RU** Russie (Fédération de), **RW** Rwanda, **SA** Arabie Saoudite, **SAR** Sare Pol (Province d'Afghanistan), **SD** Soudan, **SE** Suède, **SG** Singapour, **SI** Slovénie, **SK** Slovaquie, **SL** Sierra Leone, **SN** Sénégal, **SO** Somalie, **SR** Suriname, **SS** Soudan du Sud, **SV** El Salvador, **SY** Syrienne (République Arabe), **SZ** Swaziland, **TD** Tchad, **TG** Togo, **TH** Thaïlande, **TJ** Tadjikistan, **TM** Turkménistan, **TN** Tunisie, **TR** Turquie, **TT** Trinité-et-Tobago, **TW** Taiwan (Province de Chine), **TZ** Tanzanie (République-Unie de), **UA** Ukraine, **UG** Ouganda, **US** Etats-Unis, **UY** Uruguay, **UZ** Ouzbékistan, **VE** Venezuela (République Bolivarienne du), **VN** Viêt Nam, **YE** Yémen, **ZA** Afrique du Sud, **ZM** Zambie, **ZW** Zimbabwe.



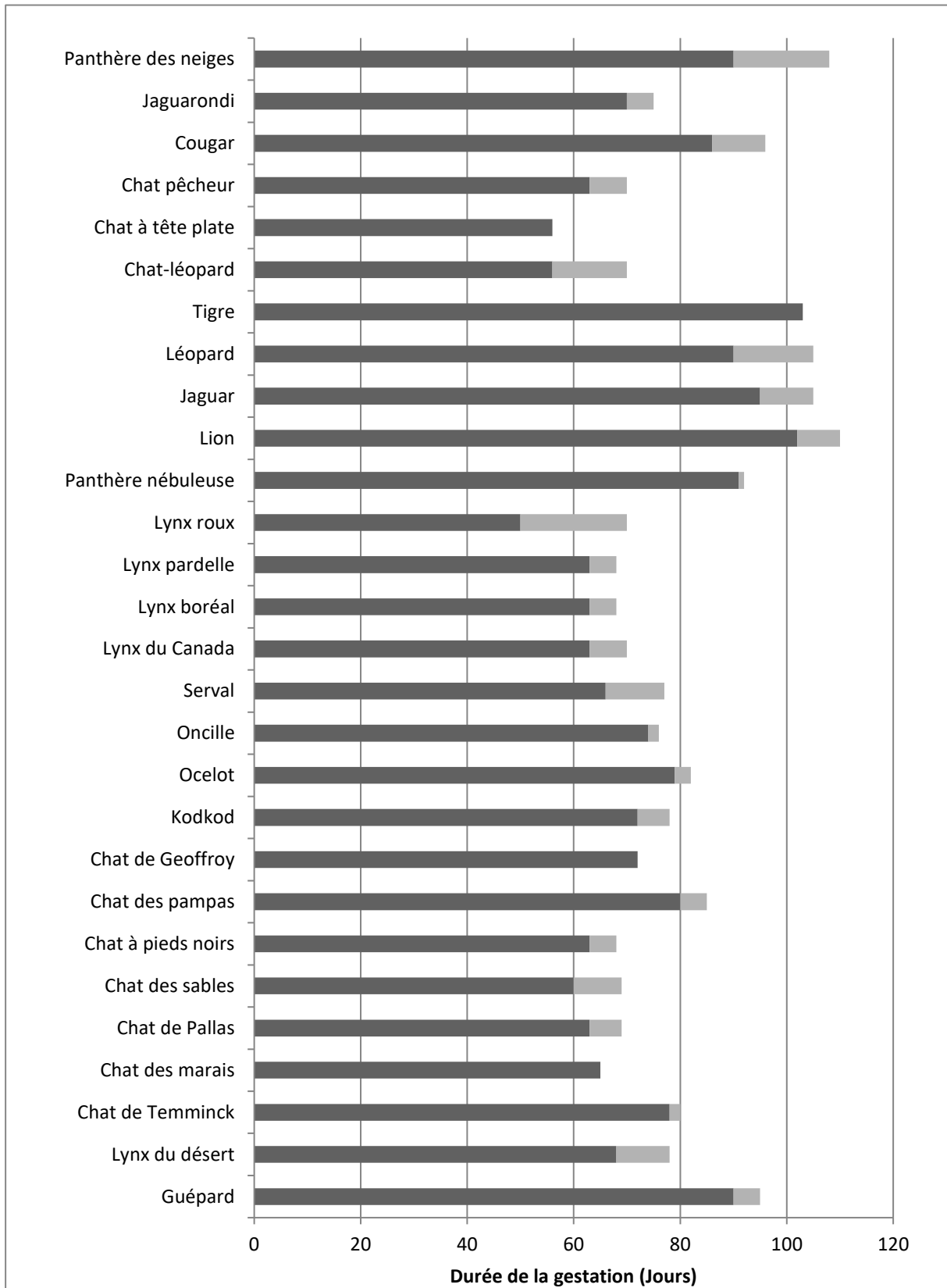
**ANNEXE 2 FELIDES EN DANGER D'EXTINCTION SELON LES ANNEXES DE LA CITES ET PAYS OU CES ESPECES SE SONT ETEINTES**

<b>Id</b>	<b>Nom scientifique</b>	<b>Nom commun</b>	<b>Auteur</b>	<b>Annexe</b>	<b>Pays où l'espèce s'est éteinte</b>	<b>Extinction non confirmée</b>
8935	<i>Acinonyx jubatus</i>	Guépard	(Schreber, 1775)	I	AF,BI,IN,IQ,IL,JO, KZ,KW,KG, LB,LY, MA,PK, SA,SN,SY, TJ, TN,TM,UZ, YE	EG
4645	<i>Caracal caracal</i>	Lynx du désert ou Lynx de Perse	(Schreber, 1776)	I/II		
5147	<i>Catopuma badia</i>	Chat bai ou Chat doré de Bornéo	(Gray, 1874)	II		
8985	<i>Catopuma temminckii</i>	Chat de Temminck ou Chat doré d'Asie	(Vigors & Horsfield, 1827)	I		
11144	<i>Felis bieti</i>	Chat de Biet	Milne-Edwards, 1892	II		
9395	<i>Felis chaus</i>	Chat des marais ou Chat de la jungle	Schreber, 1777	II		
7334	<i>Felis manul</i>	Chat de Pallas ou Manul	Pallas, 1776	II		
9009	<i>Felis margarita</i>	Chat des sables ou Chat du desert	Loche, 1858	II		
6355	<i>Felis nigripes</i>	Chat à pieds noirs	Burchell, 1824	I		
7300	<i>Felis silvestris</i>	Chat sauvage	Schreber, 1777	II	LV,LT	
3072	<i>Leopardus braccatus</i>	Chat du Pantanal	(Cope, 1889)	II		
3049	<i>Leopardus colocolo</i>	Chat des pampas	(Molina, 1782)	II		
3167	<i>Leopardus geoffroyi</i>	Chat de Geoffroy	(d'Orbigny & Gervais, 1844)	I		
7534	<i>Leopardus guigna</i>	Kodkod ou Guiña	(Molina, 1782)	II		
6408	<i>Leopardus jacobitus</i>	Chat des Andes	(Cornalia, 1865)	I		
9189	<i>Leopardus pajeros</i>	Chat des pampas	(Desmarest, 1816)	II		
10120	<i>Leopardus pardalis</i>	Ocelot	(Linnaeus, 1758)	I		
3399	<i>Leopardus tigrinus</i>	Oncille	(Schreber, 1775)	I		
4427	<i>Leopardus wiedii</i>	Margay ou Chat-tigre	(Schinz, 1821)	I		
9160	<i>Leptailurus serval</i>	Serval	(Schreber, 1776)	II		DZ,TN
7928	<i>Lynx canadensis</i>	Lynx du Canada ou Lynx gris, Lynx polaire, Lynx bleu, Loup-cervier	Kerr, 1792	II		
7414	<i>Lynx lynx</i>	Lynx boréal ou Lynx d'Eurasie, Lynx commun, Loup-cervier	(Linnaeus, 1758)	II	BG,MD,SI,CH	
8879	<i>Lynx pardinus</i>	Lynx Ibérique ou Lynx d'Espagne, Lynx pardelle	(Temminck, 1827)	I		

4992	<i>Lynx rufus</i>	Lynx roux ou Lynx bai	(Schreber, 1777)	II		
10199	<i>Neofelis nebulosa</i>	Panthère nébuleuse ou Panthère longibande	(Griffith, 1821)	I	SG	
6353	<i>Panthera leo</i>	Lion	(Linnaeus, 1758)	II	AF,DZ,CD,DJ,EG,GM,GR,IR,IQ,IL,JO,KW,LB,LY,MR,MA,PK,RW,SA,SY,TN,TR,EH	
12268	<i>Panthera leo persica</i>	Lion asiatique	Meyer, 1826	I	AF,GR,IR,IQ,IL,JO,KW,LB,LY,PK,SA,SY,TR	
6385	<i>Panthera onca</i>	Jaguar	(Linnaeus, 1758)	I	SV,US,UY	
8619	<i>Panthera pardus</i>	Léopard	(Linnaeus, 1758)	I	HK, SAR,LY,SG,SY	
6047	<i>Panthera tigris</i>	Tigre	(Linnaeus, 1758)	I	GE,IR,IQ,KZ,KG,PK,KR,SG,TJ,TR, TM,UZ	
7454	<i>Pardofelis marmorata</i>	Chat marbré	(Martin, 1837)	I		
10598	<i>Prionailurus bengalensis</i>	Chat-léopard ou Chat de Chine	(Kerr, 1792)	II		
12271	<i>Prionailurus bengalensis bengalensis</i>	Chat-léopard ou Chat de Chine	(Kerr, 1792)	I/II		
5764	<i>Prionailurus iriomotensis</i>	Chat d'Iriomote	Imaizumi, 1967	II		
9833	<i>Prionailurus planiceps</i>	Chat à tête plate	(Vigors & Horsfield, 1827)	I		
9151	<i>Prionailurus rubiginosus</i>	Chat rubigineux	(I. Geoffroy Saint-Hilaire, 1831)	I/II		
8400	<i>Prionailurus viverrinus</i>	Chat pêcheur ou Chat viverrin	(Bennett, 1833)	II		
5607	<i>Profelis aurata</i>	Chat doré africain	(Temminck, 1827)	II		
6330	<i>Puma concolor</i>	Puma ou Cougar	(Linnaeus, 1771)	II		
12189	<i>Puma concolor coryi</i>	Panthère de Floride	(Bangs, 1899)	I		
12230	<i>Puma concolor costaricensis</i>	Puma ou Cougar	(Merriam, 1901)	I		
12325	<i>Puma concolor cougar</i>	Puma ou Cougar	(Kerr, 1792)	I		
9682	<i>Puma yagouaroundi</i>	Jaguarondi	(I. Geoffroy Saint-Hilaire, 1803)	I/II	UY	
10828	<i>Uncia uncia</i>	Once ou Irbis, Panthère des neiges, Léopard des neiges	(Schreber, 1775)	I		

**Abréviation des pays selon le code ISO :** AF Afghanistan, BG Bulgarie, BI Burundi, CD Congo, CH Suisse, DJ Djibouti, DZ Algérie, EG Egypte, EH Sahara occidental, GE Géorgie, GM Gambie, GR Grèce, HK Hong Kong, IL Israël, IN Inde, IQ Iraq, IR Iran, JO Jordanie, KG Kirghizistan, KR Corée (République de), KW Koweït, KZ Kazakhstan, LB Liban, LT Lituanie, LV Lettonie, LY Libyenne (Jamahiriya Arabe), MA Maroc, MD Moldova (République de), MR Mauritanie, PK Pakistan, RW Rwanda, SA Arabie Saoudite, SAR Sare Pol (Province d'Afghanistan), SG Singapour, SI Slovénie, SN Sénégal, SV El Salvador, SY Syrienne (République Arabe), TJ Tadjikistan, TM Turkménistan, TN Tunisie, TR Turquie, US Etats-Unis, UY Uruguay, UZ Ouzbékistan, YE Yémen.

**ANNEXE 3 DUREE DE LA GESTATION DE PLUSIEURS ESPECES DE FELINS SAUVAGES**



**ANNEXE 4 NOMBRE DE JEUNES PAR PORTEE POUR PLUSIEURS ESPECES DE FELINS SAUVAGES**

