

TABLE DES MATIERES

LISTE DES ABREVIATIONS	3
INTRODUCTION.....	5
PREMIERE PARTIE : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE.....	7
I. DONNEES GENERALES ET BIOLOGIE DES TROIS ESPECES	9
A. <i>Classification, systématique et taxonomie</i>	9
B. <i>Caractéristiques morphologiques</i>	10
1) <i>Caractéristiques communes</i>	10
2) <i>Vison d'Europe</i>	10
3) <i>Vison d'Amérique</i>	11
4) <i>Putois</i>	12
5) <i>Cri</i>	12
C. <i>Besoins écologiques</i>	12
1) <i>Vison d'Europe</i>	12
2) <i>Vison d'Amérique</i>	14
3) <i>Putois</i>	15
D. <i>Aire de répartition des trois espèces</i>	15
1) <i>Vison d'Europe</i>	15
2) <i>Vison d'Amérique</i>	18
3) <i>Putois</i>	18
E. <i>Statut légal des trois espèces</i>	19
1) <i>Vison d'Europe</i>	19
2) <i>Vison d'Amérique</i>	19
3) <i>Putois</i>	20
F. <i>Causes de régression du Vison d'Europe en France</i>	20
1) <i>La destruction de l'habitat</i>	20
2) <i>Les causes de surmortalité</i>	20
3) <i>L'interaction avec le Vison d'Amérique</i>	21
4) <i>L'action d'agents pathogènes</i>	21
II. FONCTION DE REPRODUCTION DES TROIS ESPECES	22
A. <i>Anatomie de l'appareil reproducteur</i>	22
B. <i>Maturité sexuelle</i>	25
C. <i>Œstrus, accouplement, ovulation et comportement de reproduction</i>	25
1) <i>Vison d'Europe</i>	25
2) <i>Vison d'Amérique</i>	26
3) <i>Putois</i>	28
D. <i>Gestation, développement embryonnaire, délai d'implantation</i>	29
1) <i>Vison d'Europe et Putois</i>	29
2) <i>Vison d'Amérique</i>	30
E. <i>Endocrinologie, photopériodisme</i>	30
1) <i>Déterminisme de la folliculogenèse et de l'ovulation</i>	30
2) <i>Déterminisme de la diapause et de l'implantation</i>	31
3) <i>Déterminisme chez le mâle</i>	32
F. <i>Production et élevage des jeunes</i>	32
1) <i>Vison d'Europe</i>	32
2) <i>Vison d'Amérique</i>	33
3) <i>Putois</i>	33
G. <i>Hybridation</i>	34

DEUXIEME PARTIE :	37
ETUDE PERSONNELLE	37
I. CADRE ET OBJECTIFS	39
A. <i>Cadre de l'étude</i>	39
B. <i>Objectifs de l'étude</i>	39
II. MATERIELS ET METHODES	40
A. <i>Zone d'étude</i>	40
B. <i>Matériel</i>	40
1) Origine des échantillons	40
2) Données récoltées	41
3) Echantillon	44
C. <i>Méthode</i>	45
1) Etude du cycle de reproduction	45
2) Etude de la taille de la portée embryonnaire	50
3) Taux de participation à la reproduction	60
III. RESULTATS	61
A. <i>Détermination du cycle de reproduction</i>	61
1) Période d'activité sexuelle des mâles	61
2) Stades de reproduction chez les femelles	69
B. <i>Paramètres de fécondité</i>	74
1) Nombre d'embryons portés	74
2) Taux de participation des femelles à la reproduction	76
IV. DISCUSSION	79
A. <i>Les différents modes de conservation des organes reproducteurs</i>	79
B. <i>Mise au point de la lecture des cicatrices placentaires</i>	80
1) Intérêt de la coloration	80
2) Comparaison de la lecture des cicatrices placentaires et du décompte des embryons portés	81
3) Nombre d'embryons portés	81
C. <i>Etude du cycle de reproduction</i>	83
D. <i>Taux de participation des femelles à la reproduction</i>	84
E. <i>Implications pour la conservation du Vison d'Europe</i>	84
CONCLUSION	87
BIBLIOGRAPHIE	89
ANNEXES	97

LISTE DES ABREVIATIONS

A: Adulte
ADV: Aleutian Disease Virus
Can : Canine
CCIE : Counter Current Immuno-electrophoresis
D : Droite
Dép : Département
Esp : Espagnol
Fra : Français
FSH : Hormone folliculostimulante
G : Gauche
GnRH : Hormone gonadolibérine
GREGE : Groupe de Recherche et d'Etude pour la Gestion de l'Environnement
I : Incisive
Ind : Indéterminé
J : Jeune
JA : Jeune adulte
LH : Hormone Lutéinisante
M : Molaire
MLU : *Mustela lutreola*
MPU : *Mustela putorius*
MVI : *Mustela vison*
PCBs : Polychlorinated biphenyls
PM : Prémolaire
PP : Post- partum
TCDD : Dioxine
VA : Vieil adulte

INTRODUCTION

Le Vison d'Europe (*Mustela lutreola*) est l'un des mammifères carnivores les plus menacés en Europe. En France, en moins de 20 ans, son aire géographique de répartition a été réduite de plus de 50 % et s'est fragmentée (Maizeret *et al.*, 2002). La population occidentale de Vison d'Europe se trouve actuellement limitée à sept départements du Sud-Ouest de la France et au Nord-Ouest de l'Espagne (Maizeret *et al.*, 2002). Seules quelques hypothèses sur les causes de disparition de ce petit mustéliné étaient avancées (Anonyme, MATE, 1999).

Face à ce constat et prenant en compte le fait que la sauvegarde de cette espèce constitue un enjeu majeur dans la conservation du patrimoine naturel français, un premier plan national de restauration de l'espèce a été mis en place de 1999 à 2003 par le Ministère en charge de l'environnement. Il avait pour but d'identifier les causes de disparition de l'espèce, de stopper son déclin et de permettre la recolonisation d'au moins une partie de son ancienne aire de répartition (Anonyme, 1999). Un important volet « Etudes et recherches » a notamment permis de montrer que le déclin du Vison d'Europe est dû à la conjonction de plusieurs facteurs essentiellement d'origine anthropique : dégradation et fragmentation de son habitat et surmortalité excessive (Anonyme, Mission Vison d'Europe, 2003). Cependant, les facteurs intrinsèques de l'espèce entrant en jeu dans la dynamique de la population n'ont pas été étudiés. Or, ces informations sont essentielles pour la réalisation de modèles prédictifs de dynamique des populations et il serait essentiel de savoir s'ils ne constituent pas un facteur limitant pour l'espèce. L'étude de la reproduction est une part importante de l'analyse démographique des populations animales et une base pour l'investigation de l'écologie des espèces. Par ailleurs cette espèce est sympatrique (espèces vivant dans la même aire géographique en occupant ou non le même habitat ; Lincoln *et al.*, 1982) du Vison d'Amérique (*Mustela vison*) et du Putois (*Mustela putorius*). Ces populations ont des évolutions différentes : alors que la population de visons d'Europe décline, celle de visons d'Amérique augmente et celle de putois reste stable. Dans notre étude, nous proposons de contribuer à l'étude des paramètres de reproduction du Vison d'Europe, du Vison d'Amérique et du Putois du Sud-Ouest de la France en milieu naturel. Ces paramètres sont extraits de données recueillies sur les animaux manipulés ou autopsiés lors des programmes scientifiques mis en place dans le cadre du Plan National de Restauration.

Nous présentons une synthèse bibliographique des connaissances actuelles sur la biologie et la reproduction de ces trois espèces. Puis nous développons notre projet sur l'étude comparative de plusieurs paramètres reproducteurs de ces trois espèces dans le Sud-Ouest de la France.

PREMIERE PARTIE : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE
--

**LE VISON D'EUROPE, LE VISON D'AMERIQUE
ET LE PUTOIS :
DONNEES GENERALES, BIOLOGIE ET FONCTION
DE REPRODUCTION**

I. Données générales et biologie des trois espèces

A. Classification, systématique et taxonomie

Les visons et putois appartiennent à la famille des Mustélidés, l'une des plus importantes de l'ordre des Carnivores. Elle comporte 67 espèces parmi 26 genres divisés en quatre sous-familles (Dunstone, 1993) réparties en Afrique, Eurasie et Amérique (Blandford, 1987). On distingue la sous-famille des Mélinés dont un représentant est le Blaireau (*Meles meles*), celle des Méphitins dont fait partie la Moufette (*Mephitis mephitis*), des Lutrinés dont fait partie la Loutre (*Lutra lutra*) et des Mustélinés qui comprend notamment le Vison d'Europe, le Vison d'Amérique et le Putois (Dunstone, 1993).

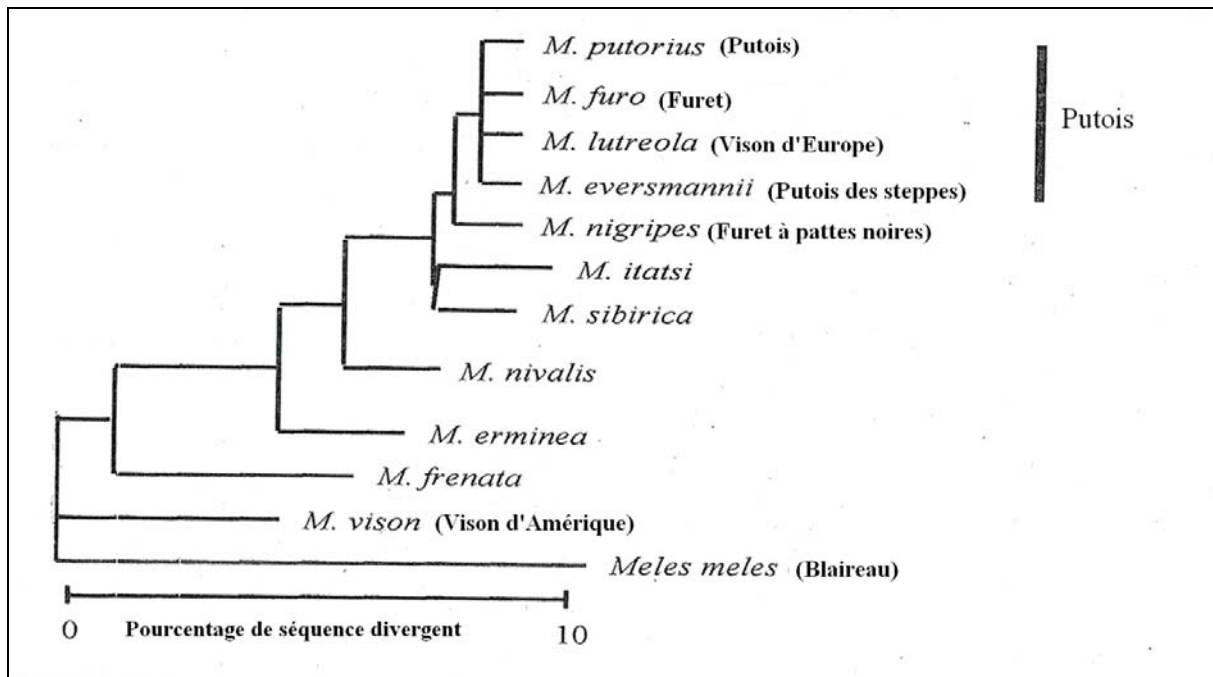
La sous-famille des Mustélinés montre la plus grande diversité comprenant dix genres divisés en 33 espèces, dont le genre *Mustela*. Youngman (1982), en se basant sur des caractéristiques morphologiques, immunologiques et sur le nombre et la structure des chromosomes, propose de classer les 14 espèces du genre *Mustela* en quatre groupes principaux ou sous-genres :

- le sous-genre *Putorius*, dont fait partie le Putois (*Mustela Putorius putorius*)
- le sous-genre *Lutreola*, qui inclut le Vison d'Europe (*Mustela Lutreola lutreola*)
- le sous-genre *Vison*, qui ne comprend que le Vison d'Amérique (*Mustela Vison vison*)
- le sous-genre *Mustela*, dont notamment l'Hermine (*Mustela Mustela ermina*) et la Belette (*Mustela Mustela nivalis*).

En France, l'existence d'un vison autochtone, alors appelé « vison du Poitou », ne fut révélée qu'à la moitié du XIX^{ème} siècle. La classification taxonomique du Vison d'Europe fut très longtemps confuse et controversée. Tantôt assimilé aux martres, tantôt aux belettes, il fut le plus souvent considéré comme une simple forme de Putois. Nommé par Linné en 1761 *Viverra lutreola*, il ne deviendra *Mustela lutreola* que dans la deuxième édition du *Systema Naturae* (De Bellefroid et Rosoux, 1998).

Récemment, des analyses phylogénétiques, morphologiques et moléculaires ont placé le Vison d'Amérique comme le membre le plus éloigné dans la parenté des Mustélidés (figure 1) (Youngman, 1982 ; Davison *et al.*, 2000). Ceci est cohérent avec les nombres chromosomiques qui sont chez *M. lutreola* $2n=38$ (Wirth, 1990 ; Davison *et al.*, 2000), chez *M. putorius* $2n=40$ (Davison *et al.*, 2000), alors que chez *M. vison*, $2n= 30$ (Linscombe *et al.*, 1982 ; Wirth, 1990). Le Vison d'Europe apparaît être un parent éloigné du Vison d'Amérique et être génétiquement plus proche du Putois. Youngman (1982) en conclut donc qu'une convergence d'évolution serait à l'origine de la ressemblance entre Vison d'Amérique et Vison d'Europe, plus qu'une origine phylogénétique commune. Maran (1996) parle d'un exemple de convergence adaptative à la vie semi-aquatique.

Figure 1 : Arbre phylogénétique des mustélidés (d'après Davison *et al.*, 2000)



B. Caractéristiques morphologiques

1) Caractéristiques communes

Vison d'Europe, Vison d'Amérique et Putois présentent les caractéristiques morphologiques typiques des Mustélidés. Le corps est allongé et mince, se prolongeant par une queue d'une longueur comprise entre le tiers et la moitié de la longueur tête-corps (Saint-Girons, 1991) et soutenu par des membres relativement courts. Le cou est peu différencié et la tête est légèrement aplatie dorso-ventralement portant un museau court et large et des oreilles petites et rondes qui ne dépassent que légèrement de la fourrure. Les pieds sont à demi-palmés. On observe un dimorphisme sexuel, les mâles étant de taille et de poids supérieurs aux femelles dans les trois espèces (Wiig, 1982 ; Thom *et al.* 2004a).

Les trois espèces que nous étudions ont des caractéristiques morphologiques très semblables et sont souvent confondues. Il est important de savoir les différencier (annexe 1), notamment parce qu'elles ont des statuts réglementaires différents (voir partie E).

2) Vison d'Europe

La fourrure du Vison d'Europe est de couleur brun-chocolat, uniforme, présentant des zones plus foncées au niveau des pattes et de la queue. Le poil de bourre plus clair que le poil de jarre est de couleur brun-gris. Une tache blanche bien délimitée en croissant de lune se dessine sur la lèvre supérieure et une tache blanche de forme variable sur la lèvre inférieure (figure 2). D'autres petites taches blanches peuvent se retrouver sur le corps. Assez rares, elles seraient plus fréquentes chez les visons d'Europe orientaux qu'occidentaux (Perrot, 2003).

Le Vison d'Europe est un animal de petite taille, mesurant de 54 à 58 cm (du bout de la truffe à la pointe de la queue) pour les mâles et de 47 à 48 cm pour les femelles, pesant de 400 à 650 g pour les femelles et de 600 à 1200 g pour les mâles (De Bellefroid, 1997).

Figure 2 : Vison d'Europe (Photo : Gilles Martin)



3) Vison d'Amérique

Il est aisé de confondre Vison d'Europe et Vison d'Amérique, les deux espèces ont en effet une fourrure de couleur identique (Boggess, 1983). Cependant il faut noter l'absence de tache blanche bien nette et symétrique sur la lèvre supérieure chez le Vison d'Amérique. Quelques poils blancs sont parfois observables en dessous de la truffe (figure 3). Le Vison d'Amérique possède par contre régulièrement une tache blanche asymétrique sur la lèvre inférieure pouvant se prolonger plus ou moins sur la gorge et le cou. Des taches blanches sur le reste du corps sont assez fréquentes.

Il existe une différence de taille et de poids entre ces espèces. Le Vison d'Amérique est beaucoup plus long et lourd, les mâles mesurant jusqu'à 90 cm et pesant de 800 à 2000 g (1500 g en moyenne) ; les femelles mesurent jusqu'à 70 cm et pèsent de 550 à 1000 g (800 g en moyenne).

Enfin le Vison d'Amérique a une tête plus aplatie et plus large que le Vison d'Europe.

Figure 3 : Vison d'Amérique (Photo : Alain Dal Molin / Laurent Joubert)



4) Putois

Le Putois comme le Vison d'Europe présente une tache blanche sur la lèvre supérieure et sur la lèvre inférieure, mais celles-ci sont plus étendues. Il présente un masque facial blanc-jaunâtre entre les oreilles et les yeux, absent chez les deux autres espèces (figure 4). Cependant ce masque n'est pas toujours bien visible et peut même être très discret voire absent chez certains putois très foncés dits mélaniques. En outre le contour des oreilles est clair (jaunâtre ou blanchâtre) et la fourrure n'est pas uniforme avec un poil de jarre noir à son extrémité, alors que les poils de bourre sont blancs à jaunâtres sur toute leur longueur. Les oreilles du Putois sont plus proéminentes que celles des deux autres espèces (Birks, 1993).

Le Putois est légèrement plus lourd et grand que le Vison d'Europe, mais leurs tailles et poids se recoupent largement. Les mâles pèsent de 700 à 1600 g, les femelles de 500 à 900 g (Collectif, 2003).

Figure 4 : Putois (Photo : Alain Dal Molin / Laurent Joubert)



5) Cri

Un critère intéressant est à retenir pour distinguer Vison d'Europe et Vison d'Amérique : les deux espèces possèdent un cri bien distinctif. Alors que le cri du Vison d'Europe est court et répétitif, ressemblant à un aboiement strident, celui du Vison d'Amérique est long et plaintif (Liabeuf, 2005). Les adultes putois quant à eux sont habituellement silencieux mais peuvent émettre des gloussements quand ils sont excités ; apeurés, ils émettent un cri très aigu et fort (Poole, 1970).

C. Besoins écologiques

1) Vison d'Europe

a) Habitat

Le Vison d'Europe apparaît strictement inféodé aux zones humides (figure 5) et bien qu'il passe la plupart de son temps sur la terre ferme, il évolue quasi exclusivement à proximité de l'eau. On parle d'espèce semi-aquatique (Maran, 1996). On le rencontre sur des petites et moyennes rivières. Les milieux occupés peuvent être regroupés en cinq grandes catégories :

les cours d'eau forestiers, les boisements inondables, les marais, les prairies humides et les ruisseaux et fossés traversant des zones agricoles. La présence d'une mosaïque de différents types de milieux humides constitue un atout important (Collectif, 2003). Le degré d'inondation est un critère dominant dans le choix des habitats en phase d'activité comme pour se gîter, les gîtes étant établis à moins de 5 mètres d'une zone d'eau libre (Collectif, GREGE, 2000), essentiellement à même le sol, sous le couvert d'une végétation dense : grands carex et ronciers, dans des racines enchevêtrées, sous des tas de bois, dans des troncs d'arbre creux, ou dans des terriers inoccupés creusés dans les rives.

Figure 5 : Un habitat du Vison d'Europe : une aulnaie inondable (Photo : Pascal Fournier)



Le Vison d'Europe est une espèce solitaire et territoriale : ses domaines vitaux sont axés sur 10 à 20 kilomètres linéaires de rivière principale avec une utilisation régulière de l'ensemble des petits affluents (ruisseaux, biefs, fossés, canaux de drainage ...) jusqu'aux têtes de bassins versants (Anonyme, Mission Vison d'Europe, 2003). Les déplacements principaux des animaux se font au quotidien, le long du réseau hydrographique, pour une recherche active de nourriture. Certains individus mâles ont été recapturés à des distances très importantes de leur premier point de capture (de 22 à 65 km). La fréquence de ce comportement normalement occasionnel chez les Mustélidés pourrait être le reflet de la densité extrêmement faible de la population.

b) Alimentation

Le Vison d'Europe est un prédateur généraliste relativement opportuniste et son régime alimentaire est dominé par les petits mammifères et quatre types de proies fortement liées au milieu aquatique : les amphibiens, les poissons, les oiseaux et les œufs (Collectif, 2003).

c) Activité

Son activité est surtout nocturne et crépusculaire, avec un pic d'activité entre 16 et 22 heures (Anonyme, Mission Vison d'Europe, 2003). L'activité diurne augmente au printemps et en été (Youngman, 1982).

2) Vison d'Amérique

a) Habitat

De même que le Vison d'Europe, le Vison d'Amérique est en grande partie tributaire de la présence de l'eau. Il suit linéairement les cours d'eau, habitant des zones humides de toutes sortes (lit des rivières, ruisseaux, canaux, étangs, marais, fossés, estuaires) et pouvant même être présent en bord de mer, dans certains secteurs de côtes, en Bretagne par exemple (Boggess, 1983 ; Wren, 1991 ; Léger et Ruette, 2005). Les mâles adultes ont en général un plus grand territoire que les juvéniles ou les femelles, respectivement de 2630 m, de 1230 m et de 1850 m linéaires de berge en moyenne. Les espaces vitaux nécessaires aux visons d'Amérique semblent donc plus petits que ceux du Vison d'Europe (Linscombe *et al.*, 1982). Les déplacements les plus grands chez les visons d'Amérique semblent associés à la dispersion des jeunes en été ou à l'automne. La densité de population varie avec l'habitat, la disponibilité alimentaire et la compétition avec les autres espèces comme les loutres (Linscombe *et al.*, 1982).

b) Alimentation

Le Vison d'Amérique est un animal carnivore, prédateur généraliste et opportuniste, bien adapté à la chasse aquatique et la chasse terrestre. Les proies habituellement rencontrées dans son alimentation incluent les mammifères (musaraignes, campagnols, surmulots et parfois rats musqués), les poissons, les oiseaux (foulques, poules d'eau, canards colverts...), les amphibiens, les crustacés (écrevisses), les insectes et les reptiles (Linscombe *et al.*, 1982 ; Boggess, 1983 ; Wren 1991 ; Léger et Ruette, 2005). Le régime alimentaire varie en fonction du lieu de vie de l'animal et de la saison.

c) Activité

L'activité dépend du sexe et de la saison. Dunstone (1993) a observé que les mâles et les femelles sortent un peu moins de trois heures par jour en moyenne tout au long de l'année. Ils passent le reste du temps dans le nid où ils sont inactifs. Les mâles ont un comportement plus nocturne que les femelles. Pendant la période de rut, les deux sexes sont actifs à des moments différents de la journée : le mâle, actif de cinq à six heures par jour, préfère le crépuscule et l'aube, tandis que la femelle présente un peu plus de trois heures d'activité qu'elle partage équitablement entre le jour et la nuit. De mai à juin, les périodes d'activité des deux sexes sont d'environ trois heures quotidiennes. La femelle a alors une activité majoritairement diurne, tandis que le mâle est nocturne. D'août à octobre, le mâle a une activité majoritairement crépusculaire et la femelle montre une activité plus élevée que pendant le reste de l'année. De novembre à janvier, les périodes d'activité des deux sexes sont indissociables et ont lieu surtout la nuit. Environ 90 % du temps d'activité est consacré à la chasse tandis que le temps restant est consacré à la défense du territoire (Dunstone, 1993).

3) Putois

a) Habitat

Le Putois occupe une large variété de territoires, principalement des milieux secs, parfois humides, tels que forêts, pâtures, marécages, prairies, haies, petits taillis et régions montagneuses. Ces territoires sont souvent aux abords des habitations (Poole, 1970 ; Blandford, 1987). Tout type d'habitat semble leur convenir du moment qu'il contient leurs proies (Poole, 1970).

Ils gîtent sous terre, utilisant le terrier d'autres animaux ou creusant le leur (Poole, 1970). La taille de leur territoire d'activité est de 2,53 km² à 31,3 km² chez les mâles et seulement de 0,74 km² à 12,4 km² chez les femelles (Blandford, 1987 ; Lodé, 2001a). Les mâles occupent différents gîtes sur un territoire restreint durant une période, puis parcourent des trajets de longue distance. Mais alors que certains mâles retournent à leur territoire initial, d'autres se gîtent loin de celui-ci. Certains mâles font des déplacements de plus de 6,1 km (Lodé, 2001a), voire de 35 km (Poole, 1970 ; Blandford, 1987), les plus grands déplacements ayant lieu en période de reproduction pour trouver des femelles (Lodé, 2001a).

b) Alimentation

Les putois sont principalement carnivores. Ils consomment en majeure partie des mammifères : rats, souris, campagnols, lapins, lièvres, hérissons, taupes et musaraignes. Mais aussi des petits oiseaux et leurs œufs, des lézards, des serpents, des grenouilles, des crapauds et des anguilles, dont on ne sait pas s'ils les attrapent dans l'eau ou dans les champs. En moindre quantité, les poissons et les invertébrés peuvent aussi faire partie de leur régime alimentaire : insectes, araignées, limaces et vers (Poole, 1970 ; Blandford, 1987).

c) Activité

Nocturnes ou crépusculaires, ces animaux solitaires sont actifs toute l'année, même si les activités de chasse sont fonction du temps et de la saison (Poole, 1970 ; Blandford, 1987 ; Birks, 1993).

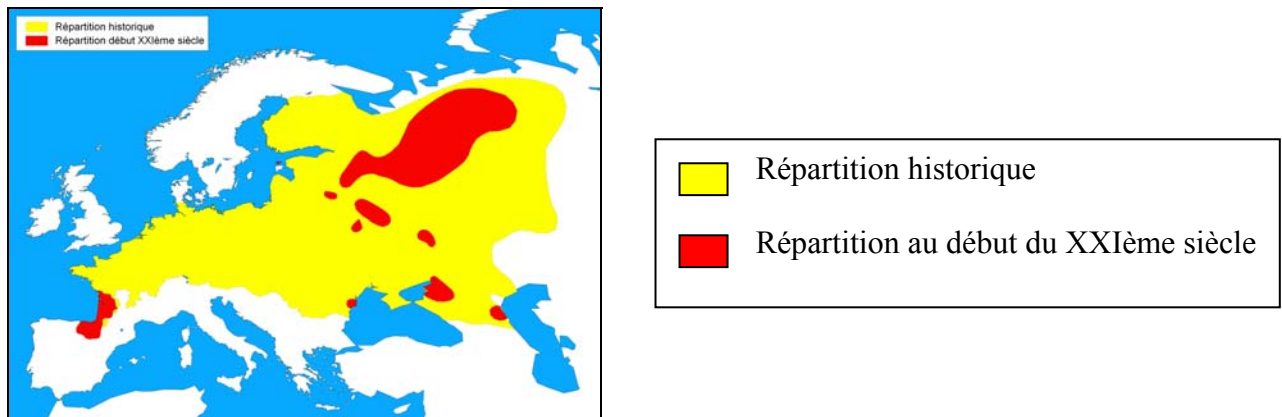
D. Aire de répartition des trois espèces

1) Vison d'Europe

Espèce présente uniquement sur le sous-continent européen, le Vison d'Europe est reconnu comme espèce sauvage en Europe centrale depuis trois siècles. Historiquement, il occupait au XIX^{ème} siècle la majeure partie du sous-continent européen, Europe centrale et orientale à l'exception de la zone méditerranéenne, de la Grande-Bretagne et des pays scandinaves (Youngman, 1982). Depuis cette époque, il n'a cessé de régresser disparaissant tour à tour des pays du centre et du nord de l'Europe (figure 6). Il ne subsiste plus aujourd'hui que des populations dispersées dans l'Est de l'Europe : le Vison d'Europe est majoritairement représenté en Russie, on en trouve également en Estonie, Biélorussie, Roumanie, Moldavie,

dans l'Oural et le Caucase, pour la partie orientale de l'Europe. De plus, une population occidentale est située dans le Sud-Ouest de la France et le Nord-Ouest de l'Espagne.

Figure 6 : Evolution historique de l'aire de répartition du Vison d'Europe (d'après Collectif, 2003)



Ce n'est qu'en 1831 qu'on en découvre en France (Saint Girons, 1991). La presque totalité de la France est alors colonisée, à l'exception des zones montagneuses et de la région méditerranéenne. Dès 1920, il devient rare dans le nord, le centre et l'est de la France. Dans les années 1950 on repère les premiers visons d'Europe dans les Pyrénées-Atlantiques et en Espagne. En 1984, l'espèce se trouve limitée à l'ouest de la France, de la Bretagne, aux Pyrénées, le déclin de l'espèce a commencé (figure 7). L'aire de répartition se limite actuellement à sept départements du Sud-Ouest de la France, à l'intérieur desquels la population semble se fragmenter (figure 8) : la Charente, la Charente-Maritime, la Dordogne, la Gironde, le Lot et Garonne, les Landes et les Pyrénées-Atlantiques (Maizeret *et al.*, 2002). Il ne reste plus que 20 % environ de l'aire de répartition historique française du Vison d'Europe qui soit encore occupée en 1990.

Figure 7 : Evolution de l'aire de répartition du Vison d'Europe en France (d'après Collectif, 2003)

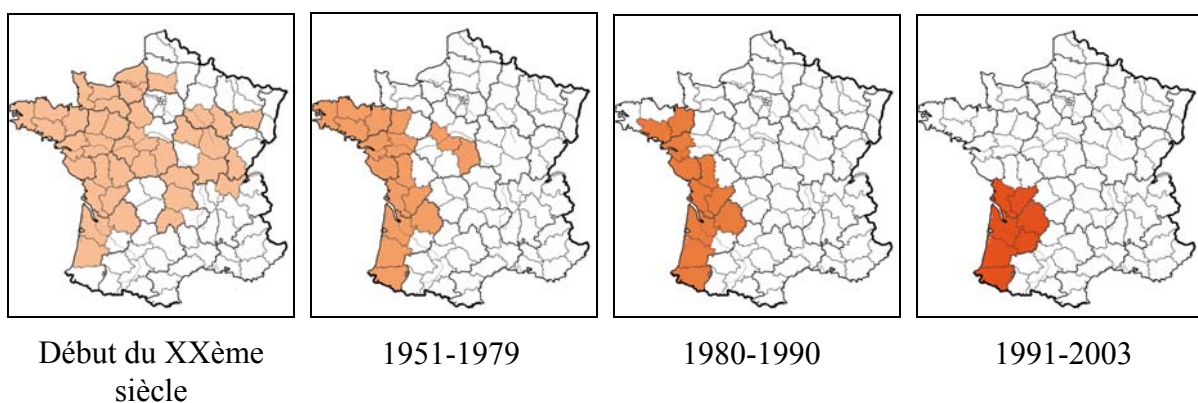
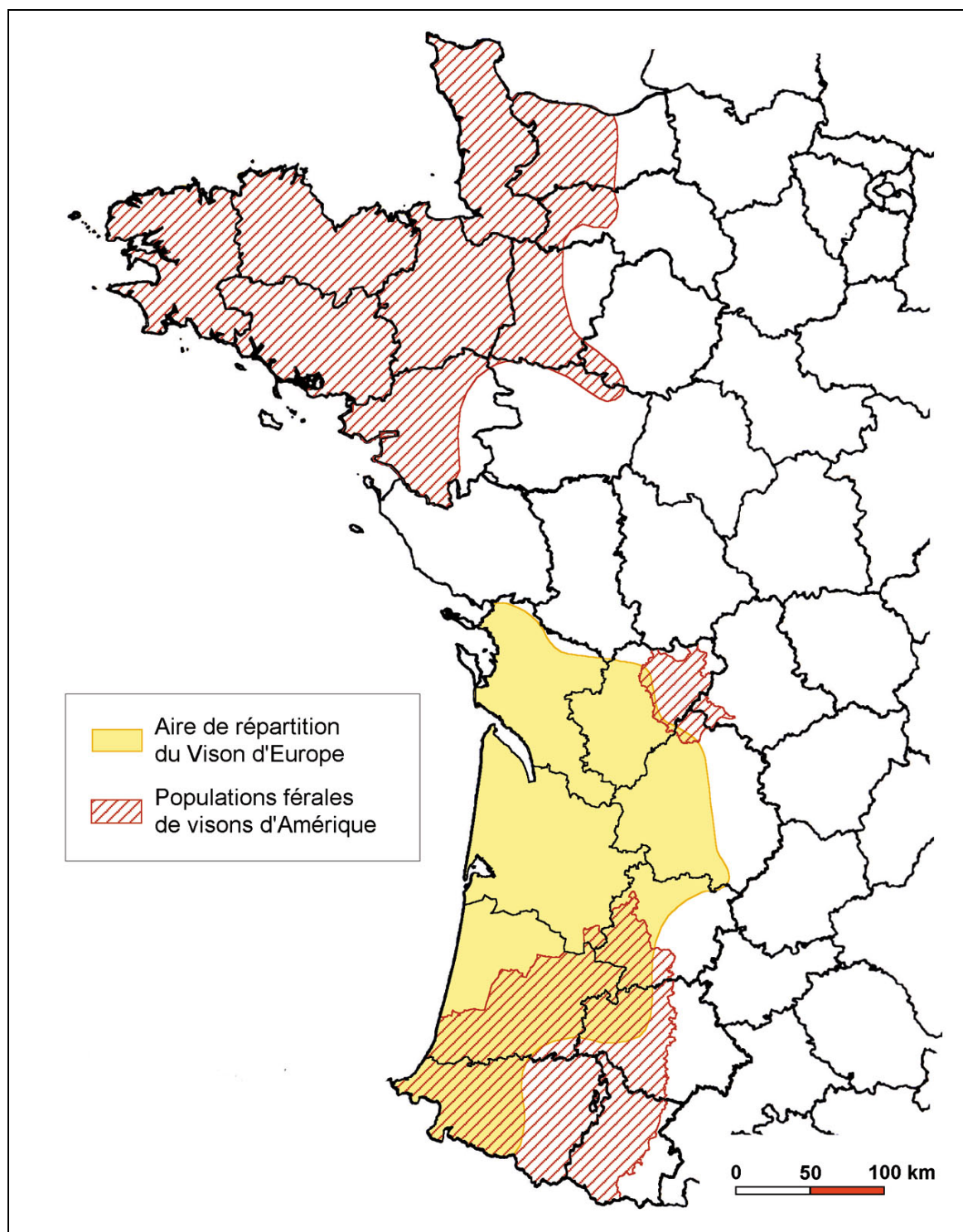


Figure 8 : Carte actuelle de répartition du Vison d'Europe et du Vison d'Amérique dans l'Ouest de la France (d'après Collectif 2003)



2) Vison d'Amérique

La répartition originelle du Vison d'Amérique était limitée à l'Amérique du Nord, à l'exception du Mexique, de la zone méridionale des Etats-Unis (Arizona, sud de la Californie, du Nouveau Mexique, du Texas et de la Floride) ainsi que des terres situées au nord du Cercle polaire arctique (Léger et Fournier, 2001 ; Léger et Ruetten, 2005). Les premiers élevages de fourrure sont apparus au début du vingtième siècle, tout d'abord au Canada, puis aux Etats-Unis et, vers 1920, en Europe occidentale. Très vite des individus échappés ont commencé à se répandre dans les milieux naturels. A partir de 1967, le cours des peaux ayant fortement chuté, de nombreuses exploitations ont cessé leur activité après avoir relâché pour certaines l'ensemble de leurs animaux.

L'introduction du Vison d'Amérique en France est ainsi liée à l'apparition des premiers élevages de fourrure dans les années 1920. Les élevages se développèrent des années 1970 à 1990 de la Bretagne au sud de la France, donnant naissance à une population sauvage qui a rapidement colonisé l'ensemble du réseau hydrographique de l'ouest de la France. Il existe actuellement en France trois populations férales de visons d'Amérique : la première a fait souche en Bretagne et s'est étendue en Normandie et Pays de la Loire, la deuxième est localisée dans le nord des départements de la Charente et de la Vienne et semble stable, la troisième (figure 8) occupe plusieurs réseaux hydrographiques de l'Adour, dans les départements des Hautes-Pyrénées, des Pyrénées-Atlantiques, du Gers, des Landes et du Lot-et-Garonne. Ainsi l'aire de répartition du Vison d'Amérique chevauche celle du Vison d'Europe (Léger et Fournier, 2001 ; Léger et Ruetten, 2005).

3) Putois

En Europe, le Putois se trouve de la côte atlantique à l'Oural ; à l'ouest de la Grande-Bretagne ; du nord au sud-est de la Norvège, dans le sud de la Finlande et en Suède ; le sud de la Méditerranée et la Mer noire, en excluant les côtes adriatiques de la Yougoslavie et la plupart des Balkans (Blandford, 1987).

E. Statut légal des trois espèces

1) Vison d'Europe

a) Statut légal

Le Vison d'Europe est une espèce intégralement protégée par la loi du 10 juillet 1976 depuis la mise en application de l'arrêté ministériel du 17 avril 1981, dont l'article premier interdit la destruction, la capture, le transport, la vente et l'achat des visons d'Europe. Il figure également à l'annexe II de la Convention de Berne du 19 septembre 1979, relative à la « Conservation de la vie sauvage et du milieu naturel de l'Europe ». Cette convention le classe parmi les « espèces de faune strictement protégées ». Enfin, il est inscrit aux annexes II et IV de la Directive « Habitat-Faune-Flore » 92/43/CEE du Conseil du 21 mai 1992 concernant la conservation des habitats naturels ainsi que de la faune et de la flore sauvages. L'annexe II concerne les espèces d'intérêt communautaire dont la conservation nécessite la délimitation de « zones spéciales de conservation ». L'annexe IV concerne les espèces animales d'intérêt communautaire qui nécessitent une protection stricte. Cette directive impose une protection intégrale de l'espèce et des habitats spécifiques répertoriés dans la liste des sites « Natura 2000 » et classe le Vison d'Europe comme « **Espèce prioritaire** » depuis mai 2004.

b) Statut de conservation

L'Union Mondiale pour la Nature classe le Vison d'Europe parmi les espèces « **menacées d'extinction** » au niveau mondial (IUCN, 2004). Il appartient à la catégorie des « espèces ayant déjà disparu d'une grande partie de leur aire d'origine et dont les effectifs sont réduits à un seuil minimal critique. Ces espèces sont menacées de disparition si les causes responsables de leur situation actuelle continuent d'agir ». En France, le Plan National de Restauration mis en place par le Ministère de l'Aménagement du Territoire et de l'Environnement (MATE, 1999) a pour vocation la conservation voire la restauration de la population française. Il s'articule autour de mesures directes de protection (lutte contre les destructions directes d'individus, ...) mais également indirectes en agissant sur l'environnement des animaux (protection et réhabilitation des habitats, ...). Un deuxième plan est en cours de rédaction.

2) Vison d'Amérique

Le Vison d'Amérique est classé sur la liste nationale des espèces susceptibles d'être classées « nuisibles », selon l'article L.227-8 du Code rural, arrêté du 30 septembre 1988. Lorsqu'il n'est pas nuisible, il est chassable, chaque département choisit alors son statut. Dans notre zone d'étude, le Vison d'Amérique est classé nuisible dans les Landes, les Pyrénées-Atlantiques et le Gers et chassable en Charente, Charente-Maritime, Gironde, Dordogne, Lot-et-Garonne.

3) Putois

De même le Putois est sur la liste nationale des espèces susceptibles d'être classées « nuisibles », selon l'article L.227-8 du Code rural, arrêté du 17 avril 1981. Mais son statut est variable dans les différents départements français. Dans notre zone d'étude il est classé « nuisible » dans les départements dans les Pyrénées-Atlantiques, la Gironde, les Landes et le Gers. Il est « non protégé » soit chassable en Charente, Charente-Maritime, Dordogne et dans le Lot-et-Garonne.

F. Causes de régression du Vison d'Europe en France

Les études et recherches développées dans le cadre du plan de restauration de l'espèce ont montré que les causes de régression du Vison d'Europe sont multiples (Anonyme, Mission Vison d'Europe, 2003). Aucune cause déterminante n'a pu être mise en évidence, il semblerait qu'une association de différentes causes explique cette régression.

1) La destruction de l'habitat

La canalisation de nombreuses rivières, le drainage et l'assèchement des zones humides ont contribué à une forte régression des habitats préférentiels pour le Vison d'Europe. Outre la raréfaction des zones humides, la pollution de l'eau peut provoquer des intoxications par accumulation de biocides rémanents (métaux lourds, pesticides,...), ou réduire la disponibilité en proies des milieux aquatiques. Ces polluants pourraient également être une cause de diminution de la capacité de reproduction et de résistance aux maladies (Collectif, 2003 ; Anonyme, DIREN, 2002).

2) Les causes de surmortalité

Historiquement, du milieu du XIXème siècle à la seconde moitié du XXème siècle, le Vison d'Europe a été victime d'un piégeage intensif pour le commerce de la fourrure et pour lutter contre son action de prédation. Protégé depuis 1972 en France, le Vison d'Europe est cependant détruit involontairement, par confusion avec des visons d'Amérique ou des putois, en particulier au cours des campagnes massives de piégeage du Vison d'Amérique qui ont été réalisées sans précaution. L'ensemble des moyens de lutte contre les animaux déprédateurs est préjudiciable pour le Vison d'Europe :

- Les campagnes d'empoisonnement aux anticoagulants, pour lutter contre les ragondins et les rats musqués, sont responsables d'intoxications secondaires (par consommation d'espèces cibles ou non cibles) : des intoxications secondaires à la bromadiolone et à la chlorophacinone ont été récemment mises en évidence chez les mustélidés semi-aquatiques, dont le Vison d'Europe (Collectif, 2003 ; Fournier-Chambrillon *et al.*, 2004).
- De même l'utilisation de pièges tuants dans les zones humides ou sur le bord des cours d'eau est responsable de la destruction directe de visons d'Europe.
- Le piégeage accidentel de femelles gestantes ou allaitantes entraîne la destruction de la portée.

Les collisions routières sont également une cause majeure de mortalité directe (60 % des individus autopsiés). L'accroissement de la circulation augmente les risques de collision avec des véhicules. Enfin une proportion non négligeable de visons d'Europe est tuée par des prédateurs, en particulier les chiens (Collectif 2003).

3) L'interaction avec le Vison d'Amérique

Putois et Vison d'Europe cohabitent dans certaines régions depuis longtemps. Ils peuvent se rencontrer, mais n'utilisent pas l'environnement de la même manière, n'ont pas le même régime alimentaire et gâtent dans des lieux différents (Perrot, 2003), le Vison d'Europe occupant une niche écologique semi-aquatique, le Putois nichant plus à l'intérieur des terres. Il est ainsi peu probable que la présence d'une espèce affecte la survie de l'autre.

L'expansion du Vison d'Amérique dans le Sud-Ouest de la France constitue par contre une menace bien réelle pour le Vison d'Europe. Non seulement le Vison d'Amérique occupe la même niche écologique que le Vison d'Europe et apparaît comme le concurrent aux interactions les plus marquées avec celui-ci, mais encore, il contribue de façon directe et indirecte à sa régression : destructions accidentelles de visons d'Europe par confusion avec le Vison d'Amérique, compétition interspécifique, rôle majeur dans la diffusion de la maladie aléoutienne (par transmission indirecte et directe) (Anonyme, Mission Vison d'Europe, 2003).

Ce partage de territoires pourrait avoir des conséquences sur la reproduction. En effet les femelles des deux espèces seraient en chaleur à la même période de l'année, alors que les mâles de Vison d'Amérique entreraient en période de reproduction avant les mâles visons d'Europe. Or on a prouvé en captivité l'existence d'une fécondation interspécifique aboutissant à la résorption des embryons (Ternovskii, 1977 ; Wirth, 1990). L'accouplement d'une femelle Vison d'Europe par un mâle Vison d'Amérique pourrait ainsi expliquer un échec dans la reproduction du Vison d'Europe. Les femelles visons d'Europe accouplées avec un mâle Vison d'Amérique peuvent revenir en chaleur durant la saison de reproduction, mais pour celles qui n'entreront plus en chaleur au cours de l'année, elles sont alors perdues pour la reproduction (Saint Girons, 1991).

Le problème principal lié à la cohabitation de ces deux espèces sur un même territoire reste le risque de confusion entre les deux espèces et ainsi dans le cadre du piégeage du Vison d'Amérique, le risque de destruction accidentelle de visons d'Europe.

4) L'action d'agents pathogènes

Certains agents pathogènes, viraux, bactériens, ou parasitaires, pourraient jouer un rôle dans le déclin du Vison d'Europe. On sait qu'aux Etats-Unis, le Furet à pattes noires (*Mustela nigripes*) a pratiquement disparu suite à une épizootie de maladie de Carré (Collectif, 2003). Une étude menée dans le Sud-Ouest de la France met en évidence une prévalence de 12 % de la maladie aléoutienne chez le Vison d'Europe. Celui-ci est probablement sensible à ce parvovirus, puisqu'il est susceptible de développer une hypergammaglobulinémie (Fournier-Chambrillon *et al.*, 2004). Ce virus ne peut être à lui seul responsable du déclin de l'espèce, mais pourrait agir en synergie avec d'autres facteurs, notamment par les effets négatifs qu'il entraînerait sur la dynamique de la population.

II. Fonction de reproduction des trois espèces

Les Mustélidés sont des animaux solitaires, asociaux et territoriaux. Mâles et femelles ne se rapprochent que pour de courtes durées en période de reproduction (Linscombe *et al.*, 1982). Les mustélidés présentent des modalités de reproduction remarquables notamment par l'existence de différences considérables de la durée de gestation (Canivenc *et al.*, 1978). En dépit de la similitude dans la dénomination et dans la niche écologique occupée, la physiologie reproductive entre Vison d'Europe et Vison d'Amérique est considérablement différente, alors que le Vison d'Europe et le Putois ont des physiologies reproductives similaires. Ces données fonctionnelles confirment les données phylogénétiques moléculaires.

A. Anatomie de l'appareil reproducteur

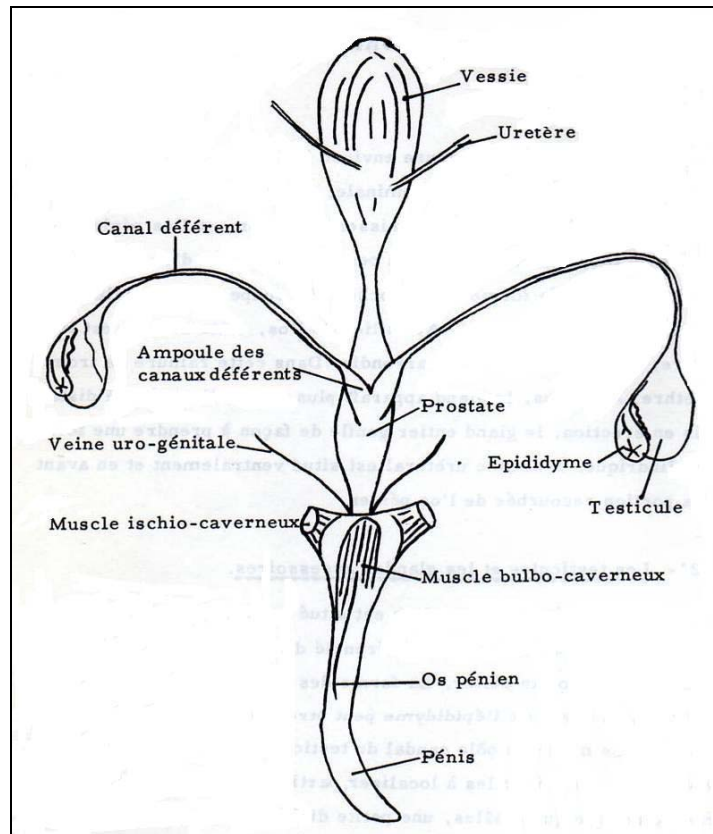
Peu de données bibliographiques existent sur l'anatomie du Vison d'Europe, mais d'après nos observations sur les animaux manipulés, l'anatomie de l'appareil reproducteur est semblable dans ces trois espèces. Ainsi les données présentées correspondent au Vison d'Amérique, celles propres au Vison d'Europe ou au Putois sont spécifiées.

L'anatomie du système reproducteur est semblable à celle des autres carnivores. Les organes reproducteurs varient de façon saisonnière en taille et dans leur activité fonctionnelle (chez le Vison d'Amérique : Morque, 1981 ; Linscombe *et al.*, 1982 ; chez le Putois mâle : Poole, 1970 ; Blandford, 1987 ; Lodé, 2001 a).

a) Anatomie de l'appareil génital mâle (figure 9)

Le pénis mesure environ 5 à 6 cm de longueur chez l'adulte. Au repos, il est dans le fourreau. Les corps caverneux s'unissent pour former l'os pénien (Morque, 1981 ; Rème, 1999). L'urètre est contenu dans une gouttière longitudinale sur la surface ventrale de l'os pénien (Enders, 1952 ; Morque, 1981 ; Linscombe *et al.*, 1982). Recourbé en forme de crochet en son extrémité distale, l'os fait protubérance durant l'érection de sorte que l'orifice urétral s'ouvre ventralement et antérieurement à l'extrémité recourbée et permet le positionnement du pénis contre le col, au moment de l'éjaculation, assurant un dépôt du sperme au plus près possible du canal cervical (Morque, 1981 ; Linscombe *et al.*, 1982 ; Dunstone, 1993). Les testicules sont en permanence dans le scrotum. Une légère différence de taille existe entre les deux testicules (Morque, 1981). Ils ne sont fonctionnels que quelques mois autour de la saison de reproduction, puis subissent une phase de régression pour entrer dans un état de quiescence jusqu'à la prochaine saison d'activité sexuelle. On peut apprécier ce cycle physiologique de l'activité spermatogénétique par les variations de la taille et du poids des testicules et des épидидymes (Linscombe *et al.*, 1982 ; Rème, 1999). Les glandes accessoires des mâles consistent en des ampoules des canaux déférents et une prostate entourant complètement l'urètre ; il n'y a pas de vésicules séminales ni de glandes bulbo-urétrales comme chez les autres carnivores (Linscombe *et al.*, 1982 ; Morque, 1981).

Figure 9 : Appareil génital mâle de Vison d'Amérique en période de reproduction (d'après Basrur et Ramos, 1973)



b) Anatomie de l'appareil génital femelle (figure 10)

Chez la femelle au début de la saison de reproduction, les ovaires, les oviductes et l'utérus augmentent de taille. Chez le Vison d'Amérique la vulve n'augmente que modestement et progressivement de taille et de couleur, passant du blanc au rouge quand la saison de reproduction approche. Le gonflement persiste tout au long de l'œstrus (Morque, 1981 ; Linscombe *et al.*, 1982), mais permet difficilement de déterminer le stade reproducteur des femelles à partir d'un examen externe (Ternovskii, 1977 ; Dunstone, 1993). Au contraire, la vulve du Vison d'Europe et du Putois prend une couleur rouge-violacée et augmente de taille lors de l'œstrus, respectivement jusqu'à 25 fois (Lindeberg, 2003) et 50 fois (Ternovskii, 1977 ; Dunstone, 1993 ; Youngman 1982 ; 1990 ; Lindeberg, 2003) sa taille normale. Cette congestion de la vulve est associée à la maturation folliculaire et à l'œstrus (Lindeberg, 2003). Ainsi, lors des expériences de transferts d'embryons, le proœstrus est défini comme la période d'augmentation de la taille de la vulve. L'œstrus est défini lorsque la vulve atteint sa taille maximale et prend une couleur rouge-rosée chez le Vison d'Europe (Amstislavsky *et al.*, 2004), comme chez le Putois (Lindeberg *et al.*, 2002). Chez ce dernier, la taille maximale de la vulve est atteinte une à deux semaines après le début de l'augmentation de taille (Lindeberg *et al.*, 2002).

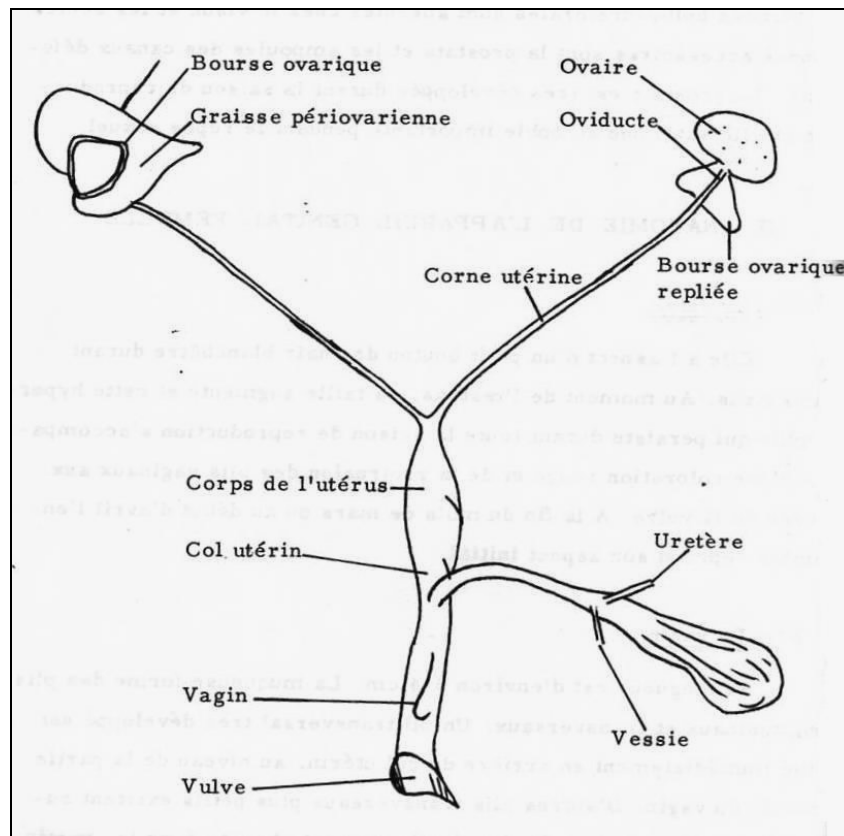
Le vagin mesure entre 3 et 4 cm de longueur, la muqueuse présente des plis longitudinaux et transversaux ; un pli transversal bien développé est situé immédiatement caudalement au col utérin, au niveau de la partie dorsale du vagin. Les plis longitudinaux sont absents dans la partie cervicale. Au moment de l'œstrus, les plis transversaux augmentent en nombre et en hauteur ; le muscle circulaire de la partie cervicale se développe (Morque, 1981 ; Linscombe *et al.*, 1982). Les changements de l'épithélium sont corrélés au cycle œstral.

L'utérus est bicorne. Les cornes utérines se rejoignent en avant du col pour former un corps mesurant environ un tiers de la longueur des cornes. Durant l'anœstrus, les cornes des femelles nullipares sont filiformes et mesurent environ 3 cm de longueur, alors que les cornes des multipares sont plus épaisses et plus longues (Morque, 1981 ; Linscombe *et al.*, 1982). Quand la saison de reproduction approche, l'utérus s'allonge et ses parois deviennent épaisses (Morque, 1981 ; Linscombe *et al.*, 1982), jusqu'au moment de la migration blastocytaire durant laquelle les cornes utérines sont très contournées (Morque, 1981). La muqueuse est convolutive durant l'œstrus (Morque 1981 ; Linscombe *et al.*, 1982). Deux semaines après la parturition, l'aspect externe et la taille de l'utérus sont redevenus identiques à ceux de l'anœstrus (Linscombe *et al.*, 1982). Le col présente un sphincter circulaire bien développé (Linscombe *et al.*, 1982).

Les ovaires sont en forme de haricot et pèsent en moyenne 0,3 g en anœstrus, à 0,65 g en saison de reproduction. Il n'y a pas de différence de taille entre les deux ovaires (Linscombe *et al.*, 1982). L'oviducte, d'environ 3 cm de longueur, est fermement attaché à la capsule ovarienne. La jonction utéro-tubaire est marquée par un sphincter musculaire lisse (Linscombe *et al.*, 1982).

Six à huit glandes mammaires sont présentes mais elles ne sont pas toutes fonctionnelles. Chez le Putois on en compte 10 au maximum (Blandford, 1987).

Figure 10 : Appareil génital femelle de Vison d'Amérique (d'après Morque, 1981)



Aussi bien chez le mâle que chez la femelle, les sécrétions des glandes annales ont lieu lors de l'excitation des animaux. L'odeur est particulièrement prononcée lors de la période de reproduction (Linscombe *et al.*, 1982).

B. Maturité sexuelle

La plupart des Mustélidés atteint la maturité sexuelle à l'âge de 8-12 mois (Amstislavsky et Ternovskaya, 2000), soit la première année vers l'âge de 10 mois chez le Vison d'Europe (Youngman, 1990 ; Dunstone, 1993), le Vison d'Amérique (Linscombe *et al.*, 1982 ; Boggess, 1983 ; Wren, 1991 ; Dunstone, 1993) et le Putois (Ternovskii, 1977 ; Blandford, 1987 ; Lodé, 1990 ; 2001a) (tableau I).

C. Œstrus, accouplement, ovulation et comportement de reproduction

La majorité des Mustélidés de l'hémisphère nord sont des espèces à reproduction saisonnière (Amstislavsky et Ternovskaya, 2000). Le cycle œstral se compose d'un proœstrus, d'un œstrus, d'un metœstrus et d'un anœstrus. Le proœstrus est la phase de reprise de l'activité sexuelle de la femelle. L'œstrus est la période durant laquelle la femelle accepte l'accouplement. Le metœstrus correspond à un retour à une situation antérieure à l'œstrus. Et l'anœstrus est la période de repos. La saison de reproduction est relativement courte, de un ou deux mois. La plupart des femelles produit une seule portée chaque année (tableau I). Certaines espèces ont un unique cycle œstral à chaque cycle de reproduction et sont donc mono-œstriennes, tandis que d'autres ont des cycles œstraux récurrents durant la saison de reproduction, elles sont dites poly-œstriennes. Un second œstrus peut aussi avoir lieu dans les espèces mono-œstriennes soit en cas de mort embryonnaire ou fœtale (la femelle résorbe alors les embryons), soit si la femelle perd sa première portée peu de jours après la naissance (Mead, 1989).

Chez les mâles de la plupart des espèces, la production de sperme est restreinte à une période relativement bien définie durant trois à quatre mois. Les testicules et l'épididyme contiennent du sperme longtemps avant que les femelles ne soient en chaleur, alors que la régression testiculaire commence habituellement avant la fin de la saison de reproduction des femelles. En conséquence, peu de mâles semblent capables de féconder des femelles qui perdent leur portée du premier œstrus et présentent un second œstrus (Mead, 1989).

Pour la majorité des Mustélidés l'ovulation est provoquée par le coït. C'est le cas chez le Vison d'Europe, le Vison d'Amérique et le Putois (Mead, 1989 ; Dunstone, 1993), mais chez le Vison d'Amérique, l'ovulation peut être spontanée dans certaines conditions (Amstislavsky et Ternovskaya, 2000). La durée de l'accouplement varie selon les individus et selon les espèces.

1) Vison d'Europe

Le Vison d'Europe se reproduit une fois par an. La saison de reproduction semble être plus tardive que pour le Vison d'Amérique : de mars à juin avec une majorité des accouplements fin avril (Ternovskii, 1977 ; Youngman, 1982 ; Dunstone, 1993 ; Sidorovich, 1997 ; Amstislavsky et Ternovskaya, 2000 ; Lindeberg et Jarvinen, 2003 ; Amstislavsky *et al.*, 2004).

L'ovulation est induite par l'accouplement. Le proœstrus commence en mars ou dans la première moitié d'avril et ne dure pas habituellement plus de six jours. La durée du metœstrus

varie de un à 32 jours, 10 jours en moyenne. L'œstrus dure de un à 10 jours, cinq jours en moyenne (Amstislavsky et Ternovskaya, 2000 ; Lindeberg 2003 ; Lindeberg et Jarvinen, 2003 ; Amstislavsky *et al.*, 2004), commence entre le 20 mars et le 1^{er} juin (Youngman, 1990 ; Dunstone, 1993) et se termine au plus tard au 30 juin (Youngman, 1990). Un œstrus peut avoir lieu deux à trois fois pendant la saison de reproduction chez les femelles qui ne se sont pas reproduites (Mead, 1989 ; Amstislavsky et Ternovskaya, 2000 ; Amstislavsky *et al.*, 2004). En captivité, une seconde portée peut naître si les jeunes sont retirés rapidement après la naissance et placés avec une mère adoptive (Mead, 1989). Le Vison d'Europe est donc une espèce à poly-œstrus saisonnier (Mead, 1989 ; Youngman 1990 ; Amstislavsky et Ternovskaya, 2000).

Chez les mâles, le sperme est présent de février à avril (Dunstone, 1993), la différenciation active des spermatides en sperme mature ayant lieu durant cette période (Youngman, 1990).

Les femelles n'acceptent pas tous les mâles pour l'accouplement, même s'ils sont prêts à reproduire. Il y a un choix du mâle par la femelle. Ainsi une femelle adulte sexuellement mature, en œstrus, peut rejeter un mâle, même s'il est sexuellement mature et cherche à s'accoupler, mais la même femelle peut immédiatement accepter un autre mâle (Amstislavsky et Ternovskaya, 2000 ; Festl *et al.*, 2003).

L'accouplement dure de 25 minutes à trois heures (Ternovskii, 1977 ; Youngman, 1982 ; 1990).

2) Vison d'Amérique

La période de reproduction a lieu une fois par an de fin janvier à début avril, la période de rut commençant fin février (Ternovskii, 1977 ; Linscombe *et al.*, 1982 ; Boggess, 1983 ; Bonnefond, 1985 ; Mead, 1989 ; Wren, 1991 ; Douglas *et al.*, 1994 ; Dunstone, 1993 ; Sidorovich, 1993). On observe de mi-novembre à début mars, une augmentation progressive de la taille et de l'activité fonctionnelle des testicules et des épидидymes, puis une régression après avril (Linscombe *et al.*, 1982). Quand la saison de reproduction approche, l'activité physique générale des animaux augmente. Les mâles voyagent loin, cherchant des femelles pour l'accouplement (Linscombe *et al.*, 1982 ; Dunstone 1993). Quand la fin de la saison de reproduction approche, il y a de moins en moins de femelles réceptives, la compétition est donc intense entre les mâles pour celles qui sont encore en chaleur. Les mâles sont alors obligés de se déplacer plus loin de leur territoire pour trouver des possibilités d'accouplement (Dunstone, 1993).

L'œstrus est plus de type mono- œstrus que chez le Vison d'Europe. Pendant la période de rut, une fois qu'une femelle est entrée en œstrus, elle reste réceptive au mâle à tout moment de la saison de reproduction jusqu'à l'accouplement et peut accepter plusieurs accouplements durant cette période de réceptivité (Dunstone, 1993 ; Amstislavsky et Ternovskaya, 2000). L'ovulation est induite par l'accouplement, même au cours de la gestation (Linscombe *et al.*, 1982 ; Mead, 1989 ; Dunstone, 1993). Si les follicules ont atteint une taille suffisante, il y a ovulation suite au coït dans les 33 à 72 heures (Linscombe *et al.*, 1982 ; Bonnefond, 1985 ; Dunstone, 1993 ; Amstislavsky et Ternovskaya, 2000). Il semblerait que ce soit la stimulation du vagin par le pénis qui soit à l'origine de l'ovulation. Mais des corps jaunes ont été observés sur les ovaires de femelles ne s'étant pas reproduites, indiquant que l'ovulation peut avoir lieu spontanément, sous certaines conditions, suite à un simple contact avec un mâle, ou au combat précédant l'accouplement lors de la parade nuptiale (Dunstone, 1993 ; Amstislavsky

et Ternovskaya, 2000). La femelle se réaccouple habituellement six à dix jours après le premier accouplement. Une seconde ovulation pouvant produire des ovocytes fécondables a lieu seulement si l'intervalle entre deux accouplements successifs est d'au moins sept jours (Linscombe *et al.*, 1982 ; Mead, 1989 ; Douglas *et al.*, 1994). La plupart des animaux ovulent alors en réponse à ce deuxième accouplement (Mead, 1989). Il existe ainsi une superfœtation et une super-fécondation (Linscombe *et al.*, 1982 ; Dunstone 1993). La superfœtation correspond à l'implantation d'une nouvelle portée alors que l'utérus contient déjà une portée en développement. La super-fécondation a lieu lorsqu'après une première fécondation un deuxième accouplement provoque une nouvelle ovulation permettant ainsi de nouvelles fécondations de différents ovules par différents mâles et l'existence de portées à pères multiples. Si une femelle est saillie plus d'une fois avant l'ovulation, c'est habituellement le sperme du dernier mâle qui féconde le plus grand nombre d'ovocytes (Dunstone, 1993). De même, si une femelle a été fécondée par un ou plusieurs mâles et qu'elle s'accouple avec un autre mâle six à dix jours plus tard, le dernier mâle est le père de la majorité des petits nés. Ceci est dû au fait que le nombre d'ovocytes fécondés est plus élevé que le nombre d'embryons qui peuvent s'implanter et se développer et les derniers ovocytes fécondés ont le plus de chance de survie (Dunstone, 1993). La paternité finale de la portée ne sera définie que lorsque la femelle arrêtera d'ovuler (Dunstone, 1993). Les visons sont polygames (Boggess, 1983). Les caractéristiques physiologiques de la femelle l'adaptent à des paternités multiples. La polyandrie dans cette espèce doit plus résulter du comportement de la femelle, par un choix actif de sa part, que de contraintes exercées par les mâles, les femelles s'opposant parfois aux accouplements (Thom *et al.*, 2004c).

Lorsqu'un mâle se trouve dans le voisinage d'une femelle en chaleur, il manifeste son intérêt par l'émission de cris étouffés qui semblent avoir une fonction de contact (Dunstone, 1993) ; quand ils sont sexuellement excités, mâle et femelle émettent des vocalises qui ressemblent à de petits rires (Linscombe *et al.*, 1982). Le mâle contrôle tout d'abord les régions qui ont été marquées par la femelle et fréquemment il marque l'endroit à son tour avec ses sécrétions glandulaires et son urine. Alors la parade nuptiale commence réellement, en général avec un violent combat : le mâle agrippe la femelle dans le bas du cou et avec l'aide de ses pattes arrières et de son corps essaie de la mettre en position pour l'accouplement en piétinant ses hanches et en essayant de redresser son dos arqué pour permettre le coït. Si la femelle est en chaleur, après une lutte de durée variable, elle est alors réceptive et autorise la pénétration en cambrant le dos, courbant sa queue sur le côté et adoptant une position de lordose (Linscombe *et al.*, 1982 ; Bréfort, 1983 ; Dunstone, 1993). Le mâle peut infliger de sévères blessures à la femelle durant l'accouplement (Dunstone, 1993). Des croûtes et des poils blancs sont souvent observés sur la surface dorsale du cou des femelles s'étant récemment accouplées (Linscombe *et al.*, 1982).

Les accouplements peuvent être longs (Linscombe *et al.*, 1982 ; Dunstone, 1993), de une à trois heures (Ternovskii, 1977 ; Enders, 1952 ; Dunstone, 1993). Le pénis ne présentant pas de corps intumescents comme chez les canidés, la pénétration peut être interrompue à n'importe quel moment. Il semble que durant les accouplements prolongés, le mâle éjacule plusieurs fois (Linscombe *et al.*, 1982). Des périodes d'activité suivies de périodes de repos de plusieurs heures ne sont pas inhabituelles (Linscombe *et al.*, 1982). Les mâles les plus grands ainsi que les mâles en fin de saison de reproduction s'accouplent pendant plus longtemps, augmentant ainsi peut-être leur chance de paternité par un plus grand transfert de sperme ; la durée de l'accouplement est ainsi probablement sous le contrôle des mâles (Dunstone, 1993 ; Thom *et al.*, 2004c).

3) Putois

Les putois se reproduisent une fois par an (Birks, 1993). La saison de reproduction a lieu de février à juin, la plupart des accouplements ayant lieu de mars à avril (Poole, 1970 ; Ternovskii, 1977 ; Amstislavsky et Ternovskaya, 2000 ; Lodé, 2001a ; Lindeberg 2003 ; Lindeberg et Jarvinen, 2003). Le poids des testicules augmente de janvier à mars et reste en plateau jusqu'à mai, où il diminue alors rapidement. La saison de reproduction des mâles finit fin juin quand les testicules diminuent en taille et reprennent leur stade de repos (Poole, 1970 ; Blandford, 1987). Les spermatozoïdes sont abondants durant la phase de plateau et très rares en juin, une fois que les testicules ont régressé.

Ce sont des animaux à monoestrus (Lodé, 2001a). Les femelles entrent en chaleur à partir de fin mars. Cet œstrus est continu jusqu'à l'accouplement (Blandford, 1987 ; Linderberg, 2003 et 2006 ; Lindeberg et Jarvinen, 2003). Cet accouplement induit l'ovulation (Blandford, 1987 ; Lodé, 2001a), environ 30 à 40 heures après celui-ci (Lindeberg et Jarvinen, 2003 ; Lindeberg, 2006). La femelle, qui entre normalement en anœstrus 10 à 20 jours après l'accouplement, peut revenir en chaleur deux à trois semaines plus tard : si la femelle perd sa première portée avant la fin juillet, elle se reproduit habituellement à nouveau et produit une nouvelle portée. Mais il apparaît douteux qu'une femelle puisse produire une deuxième portée la même année, si elle a déjà élevé une portée avec succès (Poole, 1970 ; Blandford, 1987).

Chez les Mustélidés, l'identification olfactive joue un rôle prépondérant dans les phases précopulatoires. Quand les mâles et femelles se rencontrent, le mâle s'approche de la femelle en levant son membre antérieur et entreprend une série de contrôles olfactifs de sa région anogénitale. Les deux animaux émettent alors des vocalisations saccadées, des « caquètements » qui apaisent l'inquiétude des partenaires (Poole, 1970 ; Blandford, 1987 ; Lodé, 2001b). Le mâle prend la femelle par le bas du cou, ceci causant en général son relâchement complet et la tire sous le couvert d'un terrier (Poole, 1970 ; Blandford, 1987). Il est ainsi possible d'observer des croûtes, des blessures sur les femelles (Lodé, 2001a). Fréquemment, le mâle lâche sa prise et la poursuite reprend alors jusqu'à ce que le mâle agrippe à nouveau la femelle. Ce rituel est accompagné de gloussements et de cris continus et finalement de l'accouplement (Poole, 1970). La fréquence des émissions sonores, les attouchements corporels et la prise à la nuque sont déterminants pour induire l'acceptation de la femelle (Lodé, 2001b). L'accouplement dure de 30 minutes à deux heures (Ternovskii, 1977 ; Blandford, 1987 ; Lodé, 2001a).

Les putois mâles fécondent plusieurs femelles pendant la même saison de reproduction, on parle de polygynie et comme les femelles sont individualistes, on parle de polygynie dispersée (Lodé, 2001a et b). La plupart des mâles vont d'une femelle à l'autre mais parfois on observe une vie en couple allant de un à six jours (Lodé, 2001a). Chaque femelle ne forme un couple qu'avec un seul mâle. La variabilité de la durée de vie en couple dépend du nombre de femelles avec lesquelles le mâle vit, celui-ci pouvant vivre avec une à trois femelles réceptives (Lodé, 2001a).

D. Gestation, développement embryonnaire, délai d'implantation

Rappelons que la gestation, période entre la fécondation et la mise-bas, est composée de deux phases de durées très inégales en qualité et en importance : la diapause qui débute avec la fécondation et s'achève avec l'implantation ; la période qui commence à l'implantation et s'achève au moment de la mise-bas. A ces deux grandes périodes correspondent deux états différents de la vie de l'embryon. En diapause, l'embryon est en vie libre et subit fécondation, segmentation et blastulation. En gestation, l'embryon est fixé à l'utérus, c'est la phase placentaire (Canivenc *et al.*, 1978).

On distingue trois principaux types de gestation chez les Mustélidés (Mead, 1989 ; Dunstone, 1993 ; Amstislavsky et Ternovskaya, 2000 ; Lindeberg, 2003) :

- une période relativement courte de gestation de durée constante, avec une implantation du blastocyste qui suit immédiatement la fécondation de l'ovocyte, donc sans diapause. Cette gestation est rencontrée chez le Vison d'Europe et toutes les espèces de putois.
- une durée de gestation relativement courte et de durée variable, pouvant ou non inclure une diapause au stade blastocyste. C'est le cas du Vison d'Amérique et de la Mouffette.
- une longue diapause obligatoire du blastocyste et une longue durée de gestation de sept à dix mois ; notamment rencontrée chez l'Hermine et la Martre européenne (*Martes martes*).

Nous nous intéresserons uniquement aux deux premiers types de gestation.

Le placenta des visons est semblable à celui de la majorité des carnivores et en particulier à celui du Furet (*Mustela putorius furo*) (Linscombe *et al.*, 1982) : il s'agit d'un placenta zonaire, avec une barrière endothéliochoriale et un hématome central antimésométrial (Pfarrer *et al.*, 1998).

1) Vison d'Europe et Putois

Les espèces comme le Vison d'Europe et le Putois, ont une période relativement courte de gestation de durée constante, respectivement de 39 à 44 jours (41,6 jours en moyenne ; Ternovskii, 1977 ; Youngman 1982 ; 1990 ; Dunstone, 1993 ; Lindeberg, 2003 ; Amstislavsky *et al.*, 2004) et de 40 à 42 jours (42 jours en moyenne ; Poole, 1970 ; Ternovskii, 1977 ; Blandford, 1987 ; Lindeberg, 2003 ; 2006). Il n'y a pas de retard à l'implantation du blastocyste (Dunstone, 1993 ; Amstislavsky et Ternovskaya, 2000). Chez le Putois, la période entre l'ovulation et le stade morula est de cinq à six jours. La plupart des embryons ont quitté l'oviducte pour l'utérus au septième jour, entrant dans l'utérus au stade morula ou jeune blastocyste (Amstislavsky et Ternovskaya, 2000 ; Lindeberg 2006). Après migration dans l'utérus, les blastocystes grandissent jusqu'à 2 mm de diamètre avant de s'implanter, sans délai, principalement aux 12-13èmes jours après l'accouplement (Lindeberg, 2006). La période de développement post-implantatoire dure alors 27 à 28 jours (Amstislavsky et Ternovskaya, 2000) (tableau I).

La migration est certainement la même chez le Vison d'Europe compte tenu de leur reproduction assez semblable (Amstislavsky *et al.*, 2004).

2) Vison d'Amérique

La gestation varie en tout de 40 à 75 jours avec une moyenne de 50 jours (Ternovskii, 1977 ; Linscombe *et al.*, 1982 ; Boggess, 1983 ; Bonnefond, 1985 ; Mead 1989 ; Dunstone, 1993) (tableau I). Cette variabilité est due à l'existence d'un retard d'implantation, appelé période d'implantation différée, ovo-implantation différée ou diapause embryonnaire. Cette diapause est un intervalle de temps variable entre l'accouplement et l'implantation au cours duquel le développement embryonnaire des ovocytes fécondés est stoppé au stade blastocyste quelque soit l'origine (accouplement unique ou réaccouplement) (Canivenc *et al.*, 1978 ; Bonnefond, 1985 ; Mead 1989). Cette diapause dure de 0 à 40 jours environ (Bonnefond, 1985 ; Stoufflet, 1988 ; Mead, 1989). Dans la durée de la gestation, c'est ainsi la durée de diapause qui varie, la durée de la phase placentaire étant toujours de 30 jours environ (Canivenc *et al.* 1978 ; Linscombe *et al.*, 1982 ; Bonnefond, 1985). La période entre l'ovulation et le stade morula doit être comparable à celle du Putois et du Vison d'Europe, soit de cinq à six jours. La durée de la diapause dépend de la date d'accouplement, mais quelle que soit cette date, l'implantation des blastocystes se fait en même temps (Bonnefond, 1985 ; Mead, 1989 ; Dunstone, 1993), la première semaine du mois d'avril (Bonnefond, 1985). La durée de la diapause est plus courte chez les femelles ayant reproduit tard dans la saison, alors que les femelles se reproduisant tôt dans la saison de reproduction ont la plus longue durée entre l'ovulation et la mise-bas (Canivenc *et al.*, 1978 ; Linscombe *et al.*, 1982 ; Bréfort, 1983 ; Mead, 1989). Chez les femelles qui acceptent des accouplements multiples, l'ovulation et la fécondation peuvent avoir lieu durant la diapause (Linscombe *et al.*, 1982).

E. Endocrinologie, photopériodisme

Les aspects endocriniens du retard d'implantation ont été étudiés chez le Vison d'Amérique en élevage. Chez cet animal saisonné, comme pour la plupart des espèces de Mustélidés, l'élément essentiel du déterminisme de la reproduction est le photopériodisme (Sense Guilbert, 1988 ; Amstislavsky et Ternovskaya, 2000). Il s'agit d'espèces saisonnées à jours décroissants, les animaux sont stimulés sexuellement par la diminution de la longueur des jours lorsque la durée du jour devient inférieure à celle de la nuit après l'équinoxe d'automne (Boissin-Agasse, 1982 ; Boissin-Agasse *et al.*, 1983 ; Rème, 1999). Tandis que l'implantation est sous contrôle d'une augmentation de la durée d'éclairement.

1) Déterminisme de la folliculogénèse et de l'ovulation

L'adénohypophyse est stimulée, sous la dépendance de l'hypothalamus, pour sécréter une hormone gonadotrope, la FSH (hormone folliculostimulante), qui agit sur les ovaires en stimulant la formation des follicules. Les cellules folliculaires sécrètent des œstrogènes qui entraînent la croissance du tractus reproducteur et initient l'activité glandulaire des ovaires et la formation des ovocytes (Dunstone, 1993 ; Lodé, 2001b). Ainsi la concentration plasmatique en œstradiol diminue légèrement chez les femelles durant la première moitié de l'œstrus, de juillet à octobre (Amstislavsky et Ternovskaya, 2000), puis augmente progressivement avant la saison de reproduction durant la deuxième moitié de l'œstrus, d'octobre à décembre, pour atteindre son maximum en fin de proœstrus, de janvier à février. La concentration en œstrogènes plasmatiques dans ces espèces est significativement plus élevée en mars qu'en janvier (Amstislavsky et Ternovskaya, 2000).

Lors de l'accouplement, des influx nerveux vont du vagin à l'hypothalamus, qui stimule alors la sécrétion de LH (hormone lutéinisante) par la glande pituitaire (Dunstone, 1993 ;

Amstislavsky et Ternovskaya, 2000). Cette augmentation de la LH est suivie d'un pic de la concentration plasmatique en œstradiol-17 β , ce qui promeut le développement final et la rupture du follicule libérant l'ovocyte (Dunstone, 1993 ; Bäcklin, 1997). Une vague synchronisée de développement folliculaire suit l'ovulation (Douglas *et al.*, 1994). Chez le Vison d'Amérique, si la femelle n'ovule pas, les follicules peuvent être lutéinisés sans avoir ovulés, ou dégénèrent à la fin de la saison de reproduction (Amstislavsky et Ternovskaya, 2000). La folliculogenèse et l'ovulation sont donc sous contrôle de l'axe hypothalamo-hypophysaire. L'hormone hypothalamique à l'origine de ce contrôle est la GnRH (hormone gonadolibérine).

2) Déterminisme de la diapause et de l'implantation

La diapause embryonnaire est sous régulation hormonale. Elle est due à un retard d'entrée en activité des corps jaunes, donc à un niveau extrêmement bas de progestérone plasmatique (Bréfort, 1983 ; Bonnefond, 1985 ; Sense Guilbert, 1988 ; Stoufflet, 1988 ; Amstislavsky et Ternovskaya, 2000). L'augmentation progressive du taux plasmatique de la prolactine hypophysaire au cours de l'équinoxe de printemps provoque l'activation des corps jaunes, qui commence par une hypertrophie cellulaire, puis par une augmentation du nombre de cellules lutéales (Bäcklin *et al.*, 1997 ; Amstislavsky et Ternovskaya, 2000). Suite à l'activation des corps jaunes, le taux de progestérone plasmatique augmente et l'implantation a lieu cinq à dix jours après le début de l'augmentation en progestérone plasmatique, au plus haut niveau de progestérone plasmatique (Pilbeam *et al.*, 1979 ; Bonnefond, 1985 ; Sense Guilbert, 1988 ; Bäcklin *et al.*, 1997 ; Amstislavsky et Ternovskaya, 2000). La progestérone plasmatique reste à des concentrations à la limite du détectable durant l'anœstrus, l'œstrus et le præstrus, augmentant légèrement en œstrus et atteignant un maximum au moment du début de l'implantation. La progestérone diminue continuellement après l'implantation et atteint les valeurs de base après la parturition (Pilbeam *et al.*, 1979). La parturition est précédée d'une chute de la sécrétion de prolactine et donc d'une baisse de progestérone plasmatique. Suite à la parturition le taux de prolactine plasmatique augmente à nouveau (Bréfort, 1983 ; Amstislavsky et Ternovskaya, 2000).

L'arrêt de la diapause, soit le moment de l'implantation, est ainsi associé à une augmentation de la sécrétion de prolactine, principal facteur lutéotrope chez le Vison d'Amérique (Amstislavsky et Ternovskaya, 2000). La régulation de la sécrétion de prolactine est notamment photodépendante via la mélatonine, sécrétée par l'épiphyse durant la période plus ou moins longue de la nuit (Bréfort, 1983 ; Bonnefond, 1985). Ainsi, plus il y a de lumière, plus la durée de gestation est courte, puisque l'allongement de la durée quotidienne d'éclairement est responsable de la diminution de la durée de la diapause embryonnaire (Bonnefond, 1985). La sécrétion de prolactine s'élève progressivement au cours de l'équinoxe de printemps ; les corps jaunes commencent à sécréter autour du 20 mars, quand la durée des jours est d'au moins 12 heures de lumière par 24 heures (Bonnefond, 1985). Suivant la sensibilité des femelles au photopériodisme, l'implantation aura lieu plus ou moins tardivement, ce qui pourrait expliquer une durée de gestation extrêmement variable. Pourraient également moduler la durée de la diapause la latitude (Thom *et al.*, 2004b), la température et le stress (Sense Guilbert, 1988).

3) Déterminisme chez le mâle

Les hormones gonadotropes adénohypophysaires (LH et FSH), sous la dépendance de l'hypothalamus via l'hormone hypothalamique GnRH, régulent la sécrétion des hormones androgènes et la production de spermatozoïdes, la FSH ayant pour cible les cellules de Sertoli qui stimulent alors la spermatogenèse, alors que la LH agit sur les cellules de Leydig stimulant la sécrétion de la testostérone, qui stimule la croissance du tractus reproducteur et initie l'activité glandulaire des testicules par leur action sur les cellules de Sertoli (Dunstone, 1993 ; Lodé, 2001b). Les concentrations plasmatiques en androgènes sont basses de juillet à septembre et augmentent en octobre et novembre, puis le volume des testicules et les concentrations plasmatiques en testostérone augmentent très rapidement du début décembre à la fin janvier. La testostérone plasmatique présente un maximum annuel en janvier-février (Boissin-Agasse *et al.*, 1983). A partir de mi-mars, le taux de testostérone plasmatique diminue et les testicules régressent (Boissin-Agasse *et al.*, 1981 ; Allain et Martinet, 1986).

L'activité testiculaire est synchronisée par le photopériodisme. Il existe en fait une phase photosensible circadienne chez le Vison d'Amérique mâle, dont le cycle annuel reproducteur est caractérisé par un développement testiculaire en automne, alors que la durée d'éclairement journalière diminue (Dunstone, 1993). Il existe des phases spéciales dans le cycle des jours dans lesquelles la lumière inhibe le développement testiculaire. Le Vison est un animal à jours courts : l'augmentation de la durée des jours exerce une influence inhibitrice sur la croissance testiculaire, il est stimulé sexuellement par la diminution de la longueur des jours, après le solstice d'été, ou lorsque la durée du jour devient inférieure à celle de la nuit après l'équinoxe d'automne (Boissin-Agasse *et al.*, 1982 ; Boissin-Agasse *et al.*, 1983 ; Rème, 1999). La période de reproduction du début de l'activité sexuelle à la régression de gonades prend ainsi place entre les équinoxes d'automne et de printemps quand la durée d'éclairement est inférieure à 12 heures.

F. Production et élevage des jeunes

1) Vison d'Europe

Naissent de un à sept petits, quatre en moyenne dans le milieu naturel (Ternovskii, 1977 ; Youngman ; 1990 ; Camby, 1990 ; Dunstone 1993 ; Sidorovich, 1997 ; Ceña *et al.*, 2003) et de un à neuf, quatre en moyenne en élevage (Festl *et al.*, 2003 ; Amstislavsky *et al.*, 2004) (tableau I). Les naissances ont lieu en avril-mai en milieu naturel (Camby, 1990), avril-juin en Europe de l'Est (Sidorovich, 1997). En élevage, on observe un taux de 12 % de mortalité post-natale dix jours après la naissance (Amstislavsky *et al.*, 2004), estimée à 25 % en milieu naturel (Camby, 1990). Le sex-ratio est égal à un à la naissance et le reste tout le long de la vie (Ternovskii, 1977 ; Camby, 1990).

En élevage, les nouveau-nés pèsent de 6 à 10 grammes (Youngman, 1982 ; 1990 ; Amstislavsky *et al.*, 2004) et mesurent de 7,2 à 10 cm de la tête au bout de la queue (Youngman, 1982 ; 1990). Les femelles croissent plus vite que les mâles (Youngman, 1982). Le conduit auditif externe s'ouvre vers les 23 et 27^{èmes} jours et les yeux vers les 30 à 36^{èmes} jours (Youngman, 1990). Les dents apparaissent aux 15-17^{èmes} jours, avec un remplacement complet aux 60-67^{èmes} jours. La chasse, capture et consommation des proies commencent aux

52-62^{èmes} jours. La séparation de la portée d'avec la mère et des petits entre eux se fait entre 2,5 et 4 mois (Ternovskii, 1977 ; Dunstone, 1993).

2) Vison d'Amérique

Les mises bas ont lieu de fin avril à mi-juin (Linscombe *et al.*, 1982 ; Boggess, 1983 ; Dunstone, 1993 ; Sidorovich, 1993 ; Bäcklin *et al.*, 1997), à raison d'une seule portée par an (Boggess, 1983 ; Dunstone, 1993), comptant de un à dix jeunes ou plus, quatre en moyenne dans le milieu naturel (Linscombe *et al.*, 1982 ; Boggess, 1983 ; Wren 1991 ; Dunstone, 1993 ; Sidorovich, 1993) et de cinq à cinq et demi en moyenne dans les élevages chez les multipares (Pilbeam *et al.*, 1979 ; Bäcklin, 1996 ; Elmeros et Hammershøj, 2005 ; Liabeuf, 2005) et trois à quatre en moyenne chez les primipares (Pilbeam *et al.*, 1979 ; Elmeros et Hammershøj, 2005) (tableau I).

Le taux de mortalité des jeunes durant l'allaitement est de 21 % en milieu naturel (Sidorovich, 1993).

Les petits naissent sourds, aveugles et glabres. De 8 à 10 g à la naissance, ils croissent vite pour atteindre les 100 g au cours du premier mois (Linscombe *et al.*, 1982 ; Wren, 1991). La fourrure apparaît après la première semaine, celle-ci s'allonge et s'épaissit et forme le manteau juvénile à la fin du premier mois. Les dents apparaissent aux 18-21^{èmes} jours, avec un remplacement complet aux 62-72^{èmes} jours (Dunstone, 1993). Les yeux s'ouvrent entre cinq et six semaines d'âge (Linscombe *et al.* 1982 ; Boggess, 1983), les petits sont alors plus mobiles et sortent parfois du terrier. La croissance rapide des petits nécessite une bonne production laitière de la mère. Ils grandissent rapidement, atteignant 40 % de leur poids adulte et 60 % de leur taille à environ sept semaines (Linscombe *et al.*, 1982 ; Wren, 1991). A partir de trois à quatre semaines, la mère commence à leur apporter quelques proies. Alors que le taux de croissance est le même pendant les deux premiers mois, soit durant l'allaitement, les mâles ont ensuite un taux de croissance plus élevé que les femelles. Les petits sont très joueurs, s'attaquant constamment les uns les autres, ils deviennent autonomes en août (Dunstone, 1993). La portée se sépare au début de l'automne (Linscombe *et al.*, 1982 ; Sidorovich, 1993 ; Wren, 1991).

3) Putois

Naissent de deux à 12 petits par portée en milieu naturel (Poole, 1970 ; Blandford, 1987 ; Birks, 1993) et en élevage, huit en moyenne (Lindeberg, 2006), sur lesquels quatre à huit survivent au sevrage en milieu naturel (Poole, 1970) (tableau I). Il est probable que les faibles ou ceux en mauvaise santé meurent ou soient tués par leur mère (Poole, 1970 ; Blandford, 1987).

Les jeunes naissent de mai à juin (Birks, 1993 ; Lodé, 2001a ; Lindeberg, 2006) et pèsent alors de 9 à 10 g et mesurent de 55 à 70 mm de longueur tête-corps et 14 à 15 mm de longueur de queue (Poole, 1970 ; Blandford, 1987). Ils sont aveugles, sourds et roses avec une fourrure blanche clairsemée. Ils peuvent bouger pour chercher de la chaleur et de la nourriture et s'ils ont froid et faim émettent un cri. A une semaine, les jeunes sont recouverts d'une fourrure blanche. Durant les deux semaines suivantes, un nouveau manteau se développe de couleur foncée sauf sur la face et l'extrémité des oreilles. A trois semaines, ils commencent à recevoir de l'alimentation solide de leur mère, partageant les proies que leur mère ramène au terrier (Poole, 1970 ; Blandford, 1987). Les yeux s'ouvrent à environ cinq semaines et un ou

deux jours après, ils commencent à jouer. Ils ne commencent probablement pas à chasser avec leur mère avant huit semaines. Quand la famille sort chasser, la mère mène et les jeunes suivent derrière elle formant une colonne nez contre queue. A trois mois, les jeunes ont fini leur croissance et ressemblent aux adultes, à l'exception du pelage qui est plus foncé. A ce moment, la famille se sépare, probablement vers septembre-octobre (Poole, 1970).

G. Hybridation

Nous avons déjà évoqué l'impossibilité de l'hybridation entre Vison d'Europe et Vison d'Amérique, l'accouplement étant stérile. D'après des études sur les caractéristiques morphologiques et des études génétiques, on a pu prouver l'existence ponctuelle d'hybrides entre Vison d'Europe et Putois dans la nature (Ternovskii, 1977 ; Sidorovich, 1997 ; Amstislavsky et Ternovskaya, 2000 ; Davison *et al.*, 2000). Youngman (1982) a examiné cinq crânes d'individus supposés hybrides, qui présentaient des bulles tympaniques de type Putois et des mandibules de type Vison d'Europe, mais qui cependant ne formaient pas un groupe homogène et n'apparaissaient pas intermédiaires entre les deux espèces. D'après cet auteur, les hybrides seraient surtout présents dans les régions où les deux espèces sont entrées récemment en contact. Ces hybridations peuvent être nuisibles puisque les hybrides sont moins adaptés aux habitats propres à chaque espèce (Davison *et al.*, 2000), mais ne pourraient pas constituer une cause de déclin du Vison d'Europe (Sidorovich, 1997). Cependant pour une espèce vulnérable en extinction, chaque facteur nuisible peut avoir un effet catastrophique. Il est suggéré que comme le Vison d'Europe décline, la probabilité d'hybridation va augmenter (Davison *et al.*, 2000), surtout que les hybrides femelles sont fertiles, les mâles étant stériles (Lindeberg, 2003). Les hybridations détectées avec les putois sont probablement un symptôme de niveau dangereusement bas de population, plutôt qu'une explication pour l'extinction locale du Vison d'Europe (Davison *et al.*, 2000).

Les principaux paramètres reproducteurs connus pour le Vison d'Europe, d'Amérique et le Putois sont rassemblés dans le tableau I. Mais les données sur les paramètres reproducteurs du Vison d'Europe en milieu naturel sont issues de quelques observations en Europe de l'Est. Seules quelques observations ponctuelles ont été notées en France ou en Espagne lors de la découverte de femelles mortes gravides, mais elles restent largement insuffisantes. L'obtention de données sur des populations vivant en milieu naturel fera l'objet de notre étude expérimentale.

**Tableau I : Paramètres reproducteurs
du Vison d'Europe, du Putois et du Vison d'Amérique**

() : moyenne

	Vison d'Europe	Putois	Vison d'Amérique
Nombre de chromosomes	2n= 38	2n= 40	2n= 30
Détection de l'œstrus	augmentation jusqu'à 25 fois la taille normale de la vulve coloration rouge violacée	augmentation jusqu'à 50 fois la taille normale de la vulve coloration rouge violacée	légère augmentation de taille de la vulve coloration rouge
Maturité sexuelle	9-10 mois	mâles: 10 mois femelles: 11 mois	10 mois
Saison de reproduction	mars-juin	février-juin	fin janvier-début avril
Durée de l'œstrus	1 à 10 jours (5)	continu jusqu'à l'accouplement	continu jusqu'à l'accouplement
Nombre de cycles œstraux par saison de reproduction	1 à 3	1 à 3	1 à 3
Type d'ovulation	induite	induite	induite
Délai d'ovulation	non étudié	30 à 40 heures après l'accouplement	33 à 72 heures après l'accouplement
Implantation	non étudiée	12 à 13 jours après l'accouplement	0 à 40 jours après l'accouplement
Durée entre l'ovulation et le stade morula	5 à 6 jours	5 à 6 jours	5 à 6 jours
Durée de la diapause	pas de diapause	pas de diapause	0 à 40 jours
Durée de la phase placentaire	27 à 28 jours	27 à 28 jours	30 jours
Durée de la gestation	39 à 44 jours (41,6)	40 à 42 jours (42)	40 à 75 jours (50)
Mise-bas	avril-juin	mai-juin	fin avril-mi juin
Durée de l'allaitement	2 mois	2 mois	2 mois
Séparation de la portée	septembre-octobre	septembre-octobre	septembre-octobre
Nombre de portée par an	1	1	1
Taille de portée	1 à 7 (4)	2 à 12 (8)	1 à 10 (4)

Les études scientifiques menées pour déterminer les causes de régression du Vison d'Europe ont permis de confirmer la circulation du virus de la maladie aléoutienne dans les populations de Vison d'Europe, de Vison d'Amérique et de Putois, dans toute l'aire de répartition du Vison d'Europe, avec des prévalences relativement importantes, respectivement de 12 %, 23 % et 11 % (Fournier-Chambrillon *et al.*, 2004). De plus, les souches circulantes dans le milieu naturel sont potentiellement pathogènes pour les visons d'Europe (certains individus présentent en effet de l'hypergammaglobulinémie, caractéristique d'une évolution pathologique de la maladie : amaigrissement, déshydratation, apathie et parfois un syndrome hémorragique ou/et des troubles nerveux). Même si les symptômes de ce virus n'ont jusqu'ici jamais été décrits chez le Vison d'Europe, le virus de la maladie aléoutienne est bien connu dans les élevages de visons d'Amérique pour ses effets négatifs sur la reproduction. Il existe une transmission placentaire, qui paraît être le mode de transmission verticale le plus fréquent (Haagsma, 1969). Le virus traverse le placenta et infecte les fœtus in utero, entraînant leur mort et donc un avortement dans la majorité des cas, ou la mise-bas de jeunes affaiblis qui meurent rapidement après la naissance. Le virus peut donc entraîner stérilité, avortements (Padgett *et al.*, 1967 ; Haagsma, 1969 ; Gorham *et al.*, 1976 ; Broll et Alexandersen, 1996), mortinatalité (Haagsma, 1969 ; Alexandersen *et al.*, 1994) et mortalité des jeunes durant la lactation (Haagsma, 1969), donc une diminution du renouvellement de la population.

Un autre sujet majeur développé dans le cadre des études et recherches sur le Vison d'Europe est la caractérisation génétique de la population franco-ibérique. Les résultats des analyses menées sur 135 individus suggèrent fortement un étranglement génétique pour cette population ou alors une colonisation récente des régions occidentales à partir d'un très petit nombre d'individus (Michaux *et al.*, 2005). Au contraire des animaux est-européens, tous les animaux franco-ibériques présentent exactement le même patron mitochondrial, signe d'une ascendance maternelle commune, les mitochondries se transmettant de manière matrilineaire (Libois *et al.*, 2002 ; Michaux *et al.*, 2005). Les allèles caractérisant les visons occidentaux étant également retrouvés chez plusieurs individus orientaux, la population franco-ibérique ne semble pas être isolée génétiquement des autres populations et ne devrait pas être considérée en tant qu'unité de gestion particulière. Cependant, les animaux d'Europe de l'Est sont nettement plus polymorphes suggérant une meilleure santé "génétique" pour ces populations. Les études effectuées sur d'autres espèces de carnivores en voie de disparition (Lion d'Asie, Guépard, Puma de Floride...O'Brien, 1994) tendent à montrer qu'une grande homogénéité génétique telle qu'observée chez les visons franco-ibériques est souvent associée à une augmentation de la mortalité infantile ainsi qu'à une diminution élevée du taux de fertilité et de fécondité (associée notamment à une diminution qualitative et quantitative des spermatozoïdes).

Une meilleure connaissance des paramètres reproducteurs du Vison d'Europe apparaît donc indispensable. Elle permettrait d'évaluer si ces derniers sont un facteur limitant pour le renouvellement de la population tout en apportant des éléments de réponse quant à l'éventuel rôle de problèmes de reproduction dans le déclin de l'espèce. En outre, une fois ces paramètres connus, ils permettront d'alimenter les modèles de survie et de dynamique de populations pour un meilleur suivi de l'espèce. Notre objectif sera également de comparer les paramètres reproducteurs du Vison d'Europe avec ceux du Vison d'Amérique et du Putois vivant sur la même zone.

DEUXIEME PARTIE : ETUDE PERSONNELLE

**ETUDE DES PARAMETRES REPRODUCTEURS
DU VISON D'EUROPE, DU VISON D'AMERIQUE ET
DU PUTOIS DANS LE MILIEU NATUREL**

I. Cadre et objectifs

A. Cadre de l'étude

Notre étude a été réalisée dans le cadre des recherches menées par le bureau d'études GREGE (Groupe de Recherche et d'Etude pour la Gestion de l'Environnement) sur les petits carnivores du Sud-Ouest de la France et plus particulièrement sur le Vison d'Europe. Le GREGE (S.A.R.L. GREGE-ARPEN - Route de Préchac - 33 730 Villandraut), représenté par le Docteur Vétérinaire Pascal Fournier, s'est vu confier par la DIREN Aquitaine (Direction Régionale de l'Environnement) différents programmes d'étude du Plan National de Restauration du Vison d'Europe :

- l'étude comparative du mode d'utilisation et d'occupation de l'espace par le Vison d'Europe et le Putois dans les Landes de Gascogne,
- le suivi de la répartition du Vison d'Europe,
- la recherche de facteurs pathogènes susceptibles de contribuer à la régression du Vison d'Europe,
- le contrôle des populations de Vison d'Amérique dans le Sud-Ouest de la France.

B. Objectifs de l'étude

L'objectif du programme global d'étude est de contribuer à une meilleure connaissance des paramètres reproducteurs chez le Vison d'Europe dans le milieu naturel, à savoir :

- période de reproduction,
- nombre d'embryons par portée,
- taux de prolificité (nombre moyen de nouveau-nés par femelle),
- taux de participation des femelles à la reproduction,
- taux de survie des jeunes.

Compte tenu des faibles effectifs de l'espèce (on considère qu'il ne reste que quelques centaines d'individus en France, mais aucun recensement n'est possible), de la nécessité de sa protection et des contraintes techniques liées au suivi direct des individus, certains paramètres seront difficiles à caractériser (pas d'investigation directe sur les animaux possible puisque l'on souhaite déterminer ces paramètres en milieu naturel).

Une première approche des paramètres reproducteurs peut cependant être réalisée de manière indirecte, par examen des animaux capturés ou découverts morts et récoltés depuis 1991 par le réseau « Vison d'Europe ». Ils permettront de :

- définir la période de reproduction,
- dénombrer les femelles se reproduisant et les embryons implantés et portés à terme chez les animaux gravides. Chez les femelles non gravides, on peut évaluer la taille de la portée précédente par l'étude des cicatrices placentaires,
- réaliser une étude comparative avec des spécimens de visons d'Amérique (populations férales) et de putois issus de la même zone géographique, afin de mettre en évidence d'éventuelles spécificités du Vison d'Europe pouvant être mises en relation avec le statut des populations (le Vison d'Amérique est en phase de colonisation sur la zone considérée, les populations de Putois sont considérées comme stables).

Nous avons de plus mis en place une collaboration avec l'Espagne, qui nous a permis de disposer de prélèvements. Les résultats obtenus seront comparés aux données obtenues avec celles de la population française.

II. Matériels et méthodes

A. Zone d'étude

Notre étude porte sur la population française de Vison d'Europe, rencontrée uniquement dans le Sud-Ouest de la France et sur les populations de Vison d'Amérique et de Putois de cette même zone géographique. La zone d'étude s'étend donc aux sept départements occupés par le Vison d'Europe : la Charente, la Charente-Maritime, la Dordogne, la Gironde, le Lot-et-Garonne, les Landes et les Pyrénées-Atlantiques, plus le Gers, département limitrophe où l'on trouve des visons d'Amérique et des putois et où a eu lieu en mars 2000 une capture accidentelle de Vison d'Europe.

Enfin, nous disposons également de prélèvements effectués sur des visons d'Europe espagnols de la province de Navarre.

B. Matériel

1) Origine des échantillons

a) Constitution du réseau de piégeurs

La mise en place de campagnes de piégeage standardisé sur plusieurs départements pour les études scientifiques liées au Plan National de Restauration a nécessité la mobilisation d'un réseau de piégeurs formés et encadrés. Le piégeage est réalisé par des bénévoles, les pièges et les appâts étant fournis. Participent ainsi de nombreux organismes et établissements publics, des collectivités, des associations de piégeurs et de protection de la nature (« réseau Vison d'Europe », annexe 2).

Un réseau plus vaste d'informateurs a été créé, suite à un effort important d'information, de sensibilisation et de formation, afin de recueillir le maximum de données de la présence des espèces étudiées, notamment par les captures accidentelles et la récolte de spécimens découverts morts dans le milieu naturel.

b) Origine des captures

(i) Piégeage spécifique

Les animaux manipulés vivants proviennent :

- des captures réalisées lors du suivi par radiopistage de visons d'Europe et de putois dans les Landes de Gascogne de 1996 à 1999 : lors de la capture, on place sous anesthésie un émetteur intra-abdominal, puis on suit les déplacements de l'animal grâce à deux voitures équipées d'une antenne.
- des captures réalisées dans le cadre du plan national de restauration du Vison d'Europe de 1999 à 2003, suivant trois programmes de piégeages standardisés :
 - ✓ le suivi de la répartition du Vison d'Europe.
 - ✓ le suivi sanitaire des espaces protégés d'Aquitaine.

✓ le contrôle du Vison d'Amérique dans le Sud-Ouest de la France.

Les animaux sont capturés dans des pièges cages de 75 x 15 x 15 cm à porte tombante. Ils sont appâtés avec des sardines fraîches ou à l'huile placées dans une logette spéciale au fond et en hauteur dans le piège. L'appât est changé tous les deux jours, le piège est relevé tous les matins. Le piège est disposé le long d'un cours d'eau, ou à proximité d'un étang ou dans une zone humide. Il est camouflé sous un couvert végétal. Une campagne de piégeage correspond à dix pièges posés pendant dix nuits successives. Les campagnes ont lieu de septembre à fin avril afin d'éviter la capture de femelles visons d'Europe gravides ou allaitantes (et la mort de la portée). Ainsi peu de jeunes sont capturés.

- des captures réalisées lors de la phase transitoire du plan national de restauration de 2003 à 2006, dans le cadre du suivi de la répartition et du contrôle de la population de Vison d'Amérique.

(ii) Captures accidentelles

Quarante pour cent des données récoltées proviennent du piégeage accidentel lors de la régulation des nuisibles, principalement dans le cadre du piégeage du Ragondin (*Myocastor coypus*). En dehors des périodes de piégeage, d'avril à septembre, pour éviter les captures de femelles Vison d'Europe gestantes ou allaitantes, est préconisée auprès des piégeurs agréés, la réalisation de trous de 5 x 5 cm sur une des parois du piège à Ragondin afin de permettre le passage des visons. Ces trous peuvent être maintenus ouverts l'été et fermés l'hiver.

c) Spécimens découverts morts

L'ensemble du réseau « Vison d'Europe » est sensibilisé à la récolte de spécimens découverts morts dans le milieu naturel. Ils sont le plus souvent découverts morts le long des routes.

2) Données récoltées

a) Manipulation des animaux

Les manipulations de visons d'Europe et de putois ont lieu chez le piégeur qui a capturé l'animal. Les visons d'Amérique sont transportés au laboratoire pour y subir, en plus de la manipulation décrite chez le Vison d'Europe et le Putois, une stérilisation sans castration, c'est-à-dire vasectomie ou hystérectomie. On laisse les gonades afin que les animaux gardent leur comportement sexuel, notamment dans l'occupation du territoire.

Les animaux sont anesthésiés par voie intramusculaire avec l'association médétomidine (Domitor® ; 127,5 µg/kg) - kétamine (Imalgène® ; 7,5 mg/kg) afin de subir un examen clinique complet :

- Poids et état général, défini par une estimation de la corpulence par palpation de masses musculaires dorsales et des cuisses.
- Sexe et selon le cas, mensuration des testicules, état reproducteur de la femelle (gestation par palpation de l'utérus, lactation ou allaitement antérieur).
- Age, déterminé par l'observation de la dentition. Ceci nous amène à distinguer quatre classes d'âge : les animaux présentant des dents de lait ou en pousse ou des dents neuves à l'automne sont considérés comme jeunes (J), ce sont des animaux âgés de 0 à

8 mois environ. Ceux ayant des dents très peu usées avec peu ou pas de tartre sont classés comme jeunes adultes (JA), soit âgés de 9 mois à 2 ans environ. Les individus dont les dents sont usées avec du tartre sont considérés comme des adultes (A), animaux d'environ 3 à 4 ans et ceux avec des dents très usées voire cassées avec un tartre important sont les vieux (V). Cette méthode a été validée chez le Vison d'Europe par une comparaison des résultats obtenus avec ceux issus du décompte des stries d'accroissement du cément dentaire après coupe des dents (P. Fournier, communication personnelle).

- Biométrie : on relève la longueur du pied gauche, la longueur totale du bout de la tête au bout de la queue, la longueur du corps, la longueur de la queue et enfin l'épaisseur des plis de peau au niveau du cou et de l'abdomen pour évaluer les dépôts de gras sous-cutanés.
- Marquage : un prélèvement d'un morceau de cartilage auriculaire destiné à des analyses génétiques laissant une entaille apparente à l'oreille gauche, constitue un premier marquage. Un marquage définitif individuel est effectué à l'aide d'un transpondeur placé dans le tissu conjonctif sous-cutané, entre les scapulas pour les mâles, un peu plus caudalement pour les femelles pour éviter une altération suite aux morsures lors de l'accouplement.
- Un prélèvement de sang à la jugulaire d'environ 2 ml est réalisé à chaque première capture ou lors d'une recapture à au moins trois mois d'intervalle de la première. Un test CCIE (Counter Current Immunoelectrophoresis) (Aasted *et al.*, 1986), test sérologique de précipitation par reconnaissance antigène- anticorps par migration dans un gel, est immédiatement réalisé pour les visons d'Amérique pour détecter la présence du virus de la maladie aléoutienne (ADV- Aleutian Disease Virus). Si l'animal est positif au test, il est euthanasié puis autopsié. En effet les visons d'Amérique porteurs du virus jouent un rôle non négligeable dans la diffusion importante de ce dernier dans le milieu naturel.
- Enfin toute information remarquable est notée, telle que la présence de blessures par exemple.

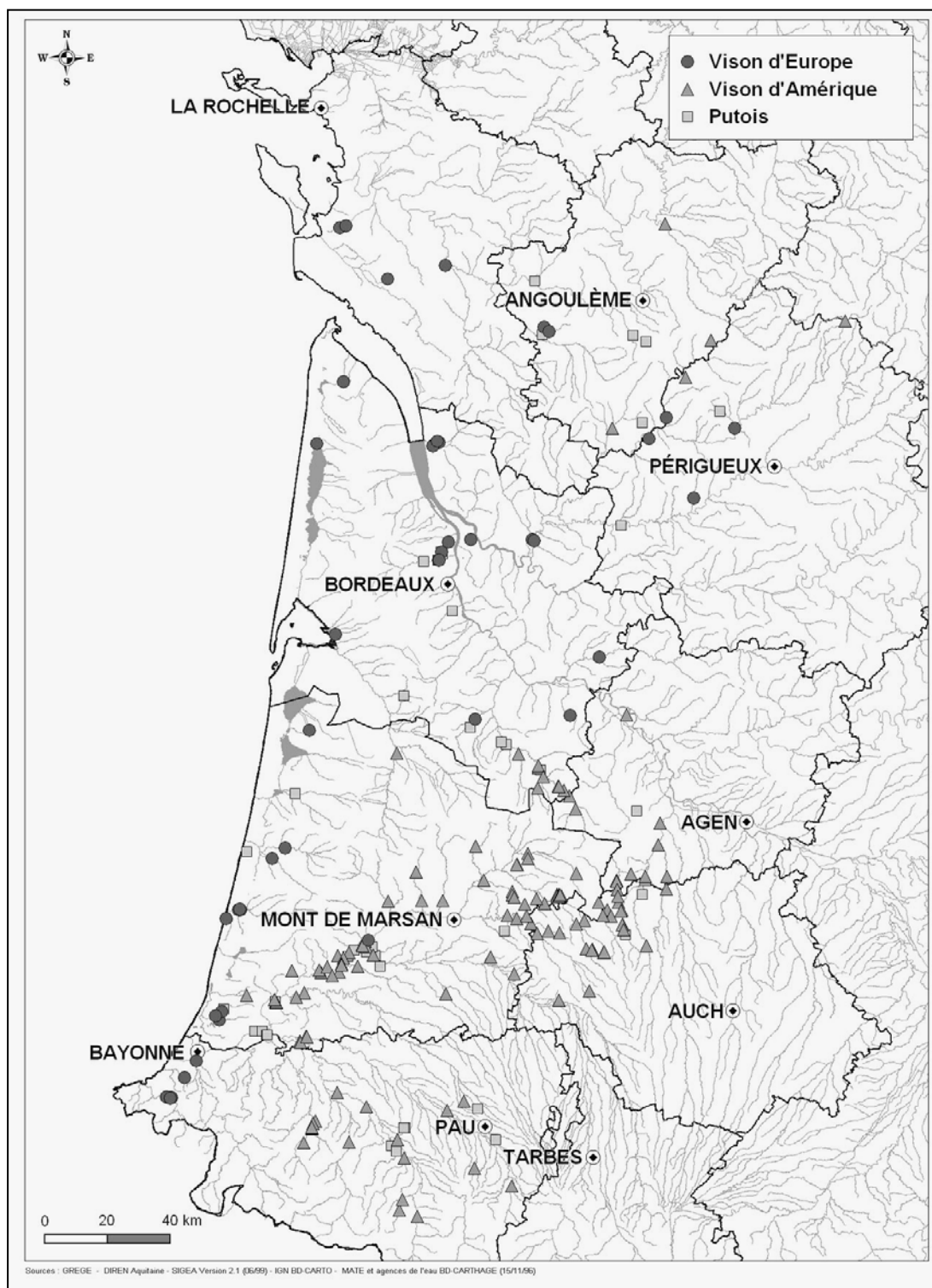
Ces informations sont notées sur la fiche de capture de l'animal. A chaque animal est attribué un numéro et à chaque nouvelle capture d'un même animal une nouvelle fiche est remplie, permettant ainsi un suivi sur plusieurs années pour certains individus. Toutes ces données sont ensuite entrées dans une base informatique Access dédiée.

b) Autopsies des cadavres

Les prélèvements réalisés lors des autopsies proviennent des visons d'Amérique euthanasiés suite au test ADV positif, ou présentant un mauvais état de santé, ou à l'origine de dégâts dans des piscicultures ou des élevages avicoles et des animaux trouvés morts récupérés par le réseau Vison d'Europe. Les autopsies sont réalisées dans les 24 à 48 heures après la découverte des spécimens, sinon ces derniers sont congelés pour une autopsie ultérieure.

Lors de l'autopsie, la fiche de capture est remplie comme pour une manipulation classique et différents prélèvements sont réalisés (études parasitologiques, écotoxicologiques, pathologiques...). Pour notre étude, sont notamment prélevés les testicules et épидидymes, les ovaires et l'utérus. Une partie de ces prélèvements a été conservée congelée (dans de l'eau pour les utérus, dans de l'aluminium à sec pour les ovaires et testicules) et une autre partie dans du formol à 10 %. Selon la cause de la mort et le délai écoulé depuis celle-ci, certains organes peuvent être altérés.

Figure 11 : Carte de répartition de notre échantillon français
Chaque point correspond à une capture.



3) Echantillon

Nous présentons ici la totalité de l'échantillon dont nous disposons pour notre étude. Celui-ci a été collecté de 1996 à 2006 pour les visons d'Europe, de 1998 à 2006 pour les putois et de 1997 à 2006 pour les visons d'Amérique (Figure 11).

a) Animaux vivants

L'échantillon (tableau II) est basé sur les données des fiches de capture des animaux manipulés vivants.

Chez les femelles, nous prenons en compte les individus sur lesquels nous avons des données sur la palpation de l'utérus, des observations sur la vulve, des données sur la lactation. Chez les mâles, nous comptons les animaux pour lesquels nous avons des données de palpation et de mesure des testicules.

Nous ne disposons de données sur les animaux vivants que pour les individus français.

Tableau II : Observations sur animaux vivants : nombre d'animaux utilisables pour l'étude

	Vison d'Europe	Putois	Vison d'Amérique
Mâles	143	197	188
Femelles	165	134	165

b) Animaux morts

L'échantillon des animaux morts (tableau III) est basé sur les prélèvements issus des autopsies, mais également des utérus récupérés suite aux hystérectomies réalisées sur les femelles visons d'Amérique dans le cadre du contrôle de l'espèce.

Nous distinguons différents échantillons en fonction du mode de conservation : formol à 10%, ou congélation dans de l'eau.

Tous les putois et visons d'Amérique proviennent de France, les visons d'Europe sont, eux, originaires de France ou d'Espagne.

Tableau III : Organes reproducteurs : nombre d'animaux utilisables pour l'étude

Fra : Français Esp : Espagnol

		Vison d'Europe				Putois		Vison d'Amérique	
Conservation		Formolé		Congelé		Formolé	Congelé	Formolé	Congelé
Origine		Fra	Esp	Fra	Esp	Fra		Fra	
Mâles : testicules et épидидymes		18	6	2	—	20	9	59	3
Femelles	ovaires	15	3	—	—	9	3	44	4
	Utérus	10	—	11	3	7	8	17	72

C. Méthode

Nous avons choisi d'utiliser des méthodes d'analyse des organes reproducteurs les moins destructrices possible afin de préserver au maximum ce matériel rare, en particulier les organes des visons d'Europe.

1) Etude du cycle de reproduction

a) Analyse des gonades

(i) Méthodologies décrites dans la bibliographie

Les visons et les putois sont des espèces à reproduction saisonnière pour lesquelles le poids et la taille des organes reproducteurs varient au cours de la saison de reproduction. Chez de nombreuses espèces, ces paramètres sont utilisés afin d'évaluer l'activité des gonades, donc la période de reproduction.

Ainsi chez la femelle Renard roux (*Vulpes vulpes*), Artois *et al.* (1982) ont suivi le poids des ovaires au cours de l'année, tous les 15 jours sur plusieurs années. Chez le Vison d'Amérique, Pilbeam *et al.* (1979) ont étudié le poids des ovaires au cours de l'année par un suivi mensuel. Le poids des ovaires double au moment de l'œstrus (Pilbeam *et al.*, 1979), est maximal au moment de la gestation à partir de l'implantation (Artois *et al.*, 1982 ; Amstislavsky et Ternovskaya, 2000) et diminue avant la mise-bas en fin de gestation, lorsque l'activité lutéale diminue (Pilbeam *et al.*, 1979). En fait, bien que des follicules primaires soient présents tout au long de l'année, l'augmentation de taille des ovaires est principalement due à une augmentation du nombre et de la taille des follicules (Linscombe *et al.*, 1982), puis à l'apparition des corps jaunes. Pilbeam *et al.* (1979) montrent en élevage, que le poids des ovaires diminue de 215 ± 46 mg/kg en juillet à 157 ± 15 mg/kg en août et reste bas jusqu'au début de la saison de reproduction début mars. Puis il augmente avant le début de la saison de reproduction (entre février et mars), de 165 ± 21 à 342 ± 28 mg/kg, puis diminue durant la gestation de 285 ± 17 mg/kg fin avril à 204 ± 10 mg/kg au début mai avant la parturition.

Pour les mâles visons d'Amérique, l'évolution du poids de testicules non formolés de visons d'élevage a été étudié : le poids augmente de novembre à mars, passant d'un poids compris entre 500 et 1000 mg en novembre, à plus de 1500 mg fin décembre, puis à plus de 2500 mg en mars (de 300 à 3000 mg pour Bréfort, 1983 ; de 1000-2000 à plus de 4000 mg pour Sidorovich, 1993). Le poids diminue de mars à août et est minimal en août (Morque, 1981 ; Bréfort, 1983 ; Sidorovich, 1993). D'autres auteurs se sont intéressés au volume des testicules soit par mesure de la longueur et de la largeur à travers la paroi du scrotum (Pilbeam *et al.*, 1979 ; Boissin-Agasse *et al.*, 1982 ; Allain et Martinet, 1986), soit par mesure des testicules isolés : le volume testiculaire augmente significativement d'octobre à décembre (il quadruple). La croissance la plus rapide est observée entre décembre et janvier (Boissin-Agasse *et al.*, 1982 ; Allain et Martinet, 1986) et les valeurs les plus élevées en février (Boissin-Agasse *et al.*, 1982). La régression testiculaire est observée à partir du 15 mars (Allain et Martinet, 1986).

Pour mesurer le volume des testicules et des ovaires, nous disposons de tubes à prélèvement sanguin et de pots à prélèvement contenant du formol à 10 %. Un trait sert de repère de hauteur du volume sans l'organe puis on mesure la différence de hauteur de trait après avoir plongé l'organe dans le formol. Cette mesure est réalisée avec un pied à coulisse, l'erreur de lecture étant de 0,2 mm, ce qui entraîne une erreur de lecture de 49,77 mm³, 73,29 mm³ et 521,15 mm³ en fonction des tubes (respectivement petit tube de 8,90 mm de diamètre, tube de

10,80 mm de diamètre et pot à prélèvement de 28,80 mm de diamètre). Le poids est mesuré grâce à une balance électronique à 0,001 g près.

On pourrait suivre l'activité des gonades par analyse histologique (Zapata *et al.*, 2000 ; Daniels *et al.*, 2002) ou par dosage endocrinien (testostérone plasmatique pour les testicules, œstrogènes pour les ovaires ; Boissin-Agasse *et al.*, 1982 ; Allain et Martinet, 1986). Mais ces deux techniques sont matériellement irréalisables dans le cadre de notre étude. Cependant il est possible d'envisager ultérieurement de réaliser l'analyse histologique. C'est pourquoi épидидyme et testicule ont été pesés ensemble et n'ont pas été séparés en vue d'une utilisation histologique ultérieure.

Dans le cas d'une ovulation induite par l'accouplement, la présence de corps jaune est un indicateur de reproduction. Cependant ceux-ci disparaissent très vite s'il n'y a pas de gestation et il faut de plus prendre en compte l'existence de pseudo-gestations dues à des ovulations spontanées, à des gestations qui ont avorté, à un stress alimentaire, ou à des accouplements infertiles par des mâles stériles, des mâles castrés, ou lors d'échec de fécondation ou de gestation (Daniels *et al.*, 2002). De plus sur nos échantillons, pour certains formolés depuis plus de dix ans, la couleur et la consistance des ovaires sont modifiées et il est parfois difficile de discerner sous la loupe binoculaire s'il y a ou non présence de corps jaunes. Cette méthode est donc trop peu précise pour déterminer le statut reproducteur ou non des femelles.

(ii) Méthodes retenues

➤ Méthode

Les imprécisions de mesure sont élevées dans la mesure du volume, alors que les mesures du poids sont très précises. Plusieurs auteurs se sont servis uniquement du poids pour déterminer la période de reproduction (Pilbeam *et al.*, 1979 ; Artois *et al.*, 1982 ; Sidorovich, 1993). Nous choisissons donc de travailler uniquement avec le poids des organes.

La conservation des organes dans du formol déshydrate les tissus, c'est pourquoi nous ne pouvons pas comparer les poids des organes formolés et congelés. Nous choisissons de travailler sur les échantillons formolés dont nous disposons en plus grande quantité (tableau IV). Ainsi après avoir isolé les testicules et épидидymes de la vaginale et les ovaires de la bourse ovarique, nous les pesons un par un.

Les testicules sont considérés comme « apparents » lorsqu'ils sont descendus dans le scrotum. Les mesures des testicules réalisées lors de l'examen clinique sont faites à l'aide d'un pied à coulisse, on note ainsi la longueur et la largeur du testicule gauche à travers la peau du scrotum, on note également le caractère apparent ou non des testicules.

➤ Echantillon

Sur notre échantillon de départ, quelques d'individus présentent des anomalies, tels que cryptorchidie (5 % chez les putois et les visons d'Amérique), anisotrophie testiculaire pour les mâles (5 % chez les putois, 2 % chez les visons d'Amérique), ou encore les organes ne sont pas intacts (cadavres décomposés). Ces animaux ne sont pas pris en compte dans l'échantillon afin de ne pas avoir d'erreur liée à une anomalie ou à un artéfact. Nous travaillons uniquement sur les animaux ayant atteint leur taille adulte, c'est-à-dire que nous excluons les « Jeunes » jusqu'à fin septembre. Nous estimons en effet qu'à partir d'octobre les poids testiculaires sont comparables à ceux des adultes.

Tableau IV : Echantillon utilisé pour l'étude de la période de reproduction

		Vison d'Europe		Putois	Vison d'Amérique
Conservation		Formol		Formol	Formol
Origine		Fra	Esp	Fra	Fra
Mâles : testicules et épидидymes		13	6	16	52
Femelles	ovaires	14	3	4	39

(iii) Analyse des données

Une moyenne du poids des deux gonades est ensuite réalisée pour chaque individu.

Nous considérons que la saison de reproduction chez les femelles, qui commence avec l'œstrus, débute lorsque le poids des ovaires augmente et que lorsque celui-ci est maximal, cela correspond à la période des gestations.

Nous comparons les résultats obtenus à partir des pesées de testicules et des mesures des testicules réalisées lors de l'examen clinique à l'aide d'une régression, afin de valider ou non l'utilisation des mensurations à travers le scrotum (Logiciel Statistica).

La taille de l'échantillon ne permettant pas l'analyse de variations annuelles, les données ont été regroupées sur plusieurs années (Marboutin *et al.*, 2003).

b) Analyse de la vulve

Lors de l'œstrus, la vulve est saillante chez le Vison d'Amérique (Ternovskii, 1977 ; Morque, 1981 ; Linscombe *et al.*, 1982 ; Dunstone, 1993) et prend une couleur rouge-violacée chez le Vison d'Europe (Ternovskii, 1977 ; Yougman, 1982 ; Dunstone, 1993 ; Lindeberg, 2003 ; Amstislavsky *et al.*, 2004) et le Putois (Poole, 1970 ; Blandford, 1987 ; Lodé, 2001a ; Lindeberg, 2003). Ainsi grâce aux caractéristiques morphologiques de la vulve, nous pouvons plus précisément dater la période d'entrée en reproduction (Pilbeam *et al.*, 1979).

Nous daterons la période d'œstrus en nous basant sur la période où des vulves saillantes et/ou œdémateuses ont été notées. La durée de l'œstrus étant courte, nous ne disposons que de peu de données.

c) Analyse des tétines

L'examen des tétines nous permet d'estimer la lactation : une femelle est estimée en lactation lorsque ses tétines sont tirées et qu'il y a un écoulement de lait. Ainsi en recoupant les données des différentes femelles en lactation, on va pouvoir estimer la période de l'année d'allaitement pour les trois espèces et donc, par déduction, de mises-bas. La durée moyenne de l'allaitement dans les trois espèces est de deux mois, soit 60 jours.

d) Analyse des utérus

(i) Méthodologie

On souhaiterait déterminer le stade de reproduction des femelles c'est-à-dire déterminer si une femelle est en « repos sexuel », « en reproduction » c'est-à-dire prête à être fécondée, en « gestation » ou ayant mis bas, ou si elle est « ne s'étant pas reproduite ». On pourra ainsi sur une année définir les femelles qui se sont reproduites, celles qui ne sont pas reproduites. On classera celles qui sont « en reproduction » comme « indéterminées », puisque nous sommes incapables de déterminer si elles vont ou non se reproduire.

➤ Description de l'utérus

De ce fait, pour déterminer le statut reproducteur, nous nous intéresserons aux femelles dont nous avons pu analyser l'utérus. Sur la fiche (annexe 3) les caractéristiques morphologiques des utérus sont notées avant ouverture, les deux cornes sont mesurées en longueur et en diamètre. Les utérus sont photographiés. On cherche également pour les utérus de Vison d'Amérique la présence éventuelle de blastocystes, du fait de l'existence de la diapause. Pour se faire, nous coupons le plus à ras possible chaque corne à son extrémité, puis nous injectons un peu de sérum physiologique à l'aide d'une seringue à insuline, à la base de chaque corne et à l'aide d'une pince nous exerçons une pression en remontant le long de la corne, puis nous regardons le liquide ainsi extrait sous loupe binoculaire. Après ouverture des cornes la muqueuse est décrite.

Les femelles sont ainsi classées en quatre classes sur la base des caractéristiques morphologiques des utérus :

- o Femelles en repos sexuel (figure 12) : L'utérus est de couleur pâle, dans les tons roses ou blancs. La muqueuse utérine est fine, avec peu ou pas de replis.
- o Femelles en reproduction (figure 13) : L'utérus prend une teinte rouge plus foncée. Les cornes utérines sont épaisses et rondes (Helle et Kauhala, 1995). La paroi utérine est épaisse (Artois *et al.*, 1982), les replis sont plus marqués.
- o Femelles s'étant reproduites :
 - Femelles en gestation : En début de gestation, les cornes utérines sont légèrement en spirale ou vrillées (figure 14) (Helle et Kauhala, 1995), puis des renflements se forment le long des cornes, d'abord non dénombrables, puis pouvant être comptés avec précision (Helle et Kauhala, 1995), enfin on observe des ampoules contenant des fœtus (Artois *et al.*, 1982). On considère également un utérus en gestation lorsqu'il contient des blastocystes ou des embryons plus précoces. Selon Cuadrado

(2000), chez le Putois, la taille des fœtus est de 28 mm à 39 jours de gestation. Nous avons vu que la taille et le poids des nouveau-nés sont comparables dans les trois espèces, aussi nous nous baserons sur ces résultats pour estimer le stade de gestation.

- Femelles ayant mis-bas : femelles dont les utérus présentent des cicatrices placentaires (voir 2).
- o Femelles ne s'étant pas reproduites : animaux hors saison de reproduction. Les femelles sans embryon ou ne montrant pas de preuves de gestation sont considérées comme n'ayant pas reproduit (Zapata *et al.*, 2000).

Figure 12 : Utérus en période de repos sexuel (Photo : Mazzola-Rossi E.)



Figure 13 : Utérus en reproduction (Photo : Mazzola-Rossi E.)



Figure 14 : Utérus vrillé en gestation (Photo : Mazzola-Rossi E.)



➤ Palpation abdominale

De plus, nous disposons des commentaires de la fiche capture sur la description de la palpation de l'utérus (tableau V) : les utérus palpés sont classés en quatre catégories en fonction de leur diamètre, par ordre croissant allant de 2 mm, à 4 mm, à 6-7 mm, puis à « ampoules fœtales palpables ».

Nous souhaitons associer à ces catégories un des trois stades : en « repos sexuel », « en reproduction », ou en « gestation » afin de déterminer si un critère de palpation correspond à un stade de reproduction et ainsi pouvoir déterminer la période du cycle de reproduction des femelles pour lesquelles nous ne disposons que de données de palpation. Pour cela nous disposons d'utérus pour lesquels nous avons à la fois des données de caractéristiques morphologiques des utérus et de palpation qui nous vont nous permettre de définir si une catégorie de palpation correspond à un stade de reproduction.

(ii) Echantillon

Tableau V : Echantillon des utérus à la fois analysés lors de notre étude et palpés lors de l'examen clinique

	Vison d'Europe	Putois	Vison d'Amérique
Nombre d'utérus analysés et palpés	2	2	38

2) Etude de la taille de la portée embryonnaire

On souhaite déterminer la prolificité des trois espèces, mais nous n'avons que peu de données basées sur des observations dans le milieu naturel nous permettant de déterminer la taille de portée à la naissance. Nous ne disposons que d'organes reproducteurs, ovaires et utérus.

On pourrait penser compter le nombre de corps jaunes mais ceux-ci ne sont pas une indication exacte de la taille de la portée, puisque chaque ovocyte n'est pas amené à être fécondé ou à s'implanter après fécondation (Daniels *et al.*, 2002). De plus, il existe une mortalité intra-utérine. Par ailleurs pour déterminer l'absence ou la présence de corps jaunes et pour les décompter, il est souhaitable de réaliser des coupes histologiques (Lindstrom, 1981 ; Bäcklin et Bergman, 1992 ; Douglas *et al.*, 1994 ; Helle et Kauhala, 1995 ; Zapata *et al.*, 2000 ; Daniels *et al.*, 2002), ce qui était matériellement irréalisable dans cette étude.

Nous allons donc voir comment nous pouvons déterminer la taille de portée embryonnaire à partir des utérus.

a) Etude des cicatrices placentaires

(i) Méthodes décrites dans la bibliographie

Chez les mammifères avec un placenta de type endothéliochorial, épithéliochorial ou hémochorial discoïde, un site d'implantation bien distinct est formé pour chaque fœtus dans l'utérus (Elmeros et Hammershøj, 2005). La rupture de la zone d'attache entre l'épithélium chorionique extra-embryonnaire et la surface maternelle endométriale durant la parturition entraîne des saignements locaux dans les tissus utérins. De la phagocytose du placenta et des restes de sang par les macrophages, alors gorgés d'hémosidérine dans la paroi utérine, il en résulte une cicatrice sombre pigmentée à chaque site d'implantation du placenta fœtal, qui est reconnaissable pendant une certaine durée post-partum (Wydoski et Davis, 1961 ; Martin *et al.*, 1976 ; Elmeros et Hammershøj, 2005).

Le décompte des cicatrices placentaires a été utilisé pour estimer la prolificité des femelles chez les carnivores, les lagomorphes et les rongeurs (Elder, 1952 ; Martin *et al.* 1976 ; Lindström 1981 ; Artois *et al.*, 1982 ; Allen, 1983 ; Lindström, 1994 ; Vos, 1994 ; Hele and Kauhala, 1995 ; Strand *et al.*, 1995 ; Mowat *et al.*, 1996 ; Bray *et al.*, 2003 ; Marboutin *et al.*, 2003 ; Elmeros et Hammershøj, 2005). Mais selon Englund (1970), il ne permet de déterminer que le nombre d'embryons portés pour chaque espèce, mais pas le nombre de petits nés vivants.

La persistance des cicatrices placentaires varie en fonction des espèces et la fiabilité de leur décompte a seulement été évaluée pour quelques unes, dont le Vison d'Amérique (Elder, 1952 ; Hammershøj, 2004 ; Elmeros et Hammershøj, 2005), mais ni chez le Vison d'Europe, ni chez le Putois.

Pour réaliser cette analyse, différentes méthodes ont été utilisées, basées sur un classement des cicatrices en fonction de l'intensité de la coloration, classiquement en six catégories (Englund 1970), la question étant alors de définir ce que représente chaque nuance : doit-on prendre en compte toutes les cicatrices dans le décompte d'estimation du taux de gestation et de la taille de la portée ? Il est en effet évident que l'intensité de coloration va dépendre de différents paramètres, tels que le délai entre la mise-bas et le moment de prélèvement de l'utérus (Martin *et al.*, 1976 ; Lindström, 1981 ; Allen, 1983 ; Strand *et al.*, 1995 ; Mowat *et al.*, 1996 ; Hammershøj, 2004 ; Elmeros et Hammershøj, 2005), l'existence d'avortements et la distinction des cicatrices correspondantes avec celles des petits nés (Englund, 1970 ; Lindström, 1981 ; Allen, 1983 ; Lindström, 1994 ; Helle et Kauhala, 1995 ; Strand *et al.*, 1995 ; Mowat *et al.*, 1996 ; Elmeros et Hammershøj, 2005) et la persistance de cicatrices des années antérieures. L'existence d'une seule portée par an chez nos trois espèces exclut le problème de la distinction entre les cicatrices des différentes gestations d'une même saison de reproduction.

Chez le Vison d'Amérique, les résultats de la lecture des cicatrices sont contestés. La fréquence des cicatrices les plus foncées diminue avec l'augmentation du délai parturition-mort et la bibliographie s'accorde pour dire que chez le Vison d'Amérique, les cicatrices ne sont visibles qu'une courte période après la mise-bas (Hammershøj, 2004). Selon Elder (1952), l'examen des utérus en décembre échoue à mettre en évidence une relation entre le nombre de cicatrices visibles et le nombre de jeunes produits, les cicatrices étant précocement résorbées avant que les animaux ne soient tués. Selon Wren (1991), les cicatrices placentaires ne sont visibles que pendant quelques semaines après la mise-bas. Elmeros et Hammershøj (2005), quant à eux, estiment que le taux de gestation et la taille de la portée peuvent être déterminés avec précision chez des individus jusqu'à trois mois post-partum. Les cicatrices étaient détectables chez la plupart des femelles de l'échantillon jusqu'à sept à huit mois post-partum, mais la proportion de visons mal classés comme stériles était surestimée et la taille moyenne de portée sous-estimée (Elmeros et Hammershøj, 2005).

Bray *et al.* (2003), sur le Lièvre (*Lepus europaeus*), complètent l'analyse des cicatrices placentaires avec une coloration des tissus qui rend la lecture plus facile. Cette méthode a déjà montré des résultats encourageants chez la Martre et la Fouine (S. Ruette et M. Albaret, communication personnelle). Nous allons évaluer la méthode classique d'analyse des cicatrices placentaires chez le Vison d'Amérique, en la complétant par une coloration des utérus.

(ii) Mise au point méthodologique

❖ Analyse d'utérus de visons d'Amérique d'élevage

Nous avons pu obtenir dans un élevage de Vison d'Amérique de notre zone d'étude, sept utérus de femelles au passé reproducteur connu. L'objectif était de comparer le nombre de jeunes produits et noté par l'éleveur et le nombre de cicatrices placentaires estimé par deux observateurs, avant et après coloration des tissus.

Dans un premier temps, les deux observateurs ont dénombré les cicatrices de façon indépendante, puis ils ont confronté leurs résultats pour aboutir à un dénombrement commun.

➤ Origine des échantillons

Les femelles ont toutes été tuées fin novembre 2005 par l'éleveur et avaient mis-bas entre le 27 avril et 3 mai 2005. Elles ont été asphyxiées au gaz carbonique dans une caisse chacune avec un lot de mâles, puis passées sur la chaîne d'abattage dans l'ordre, mais sans être marquées, aucun marquage n'étant réalisé par l'éleveur sur les animaux pour ne pas abîmer la fourrure. Les utérus collectés immédiatement après la mort ont été congelés dans de l'eau, après avoir été dégagés des ovaires et des tissus conjonctifs.

Pour chaque femelle l'éleveur nous a indiqué son passé reproducteur.

➤ Protocole d'analyse

Rappelons que chez le Vison d'Amérique, le placenta est allanto-chorial, à structure microscopique endothélio-choriale, zonaire (figure 15) avec un hématome central antimésométrial (Pfarrer, 1999). C'est pourquoi on a choisi d'ouvrir les utérus à l'aide d'une paire de ciseaux très fine le long du mésométrium, après qu'ils aient été décongelés sous l'eau froide.

Figure 15 : Insertion zonaire du placenta sur un fœtus Vison d'Amérique après ouverture de l'ampoule fœtale (Photo : Mazzola-Rossi E.)



Les utérus sont alors observés une première fois sous loupe binoculaire, après avoir été étalés sur une plaque de verre, puis colorés afin de rendre les caractéristiques macroscopiques des cicatrices plus visibles avant une deuxième observation.

On colore les utérus comme suit (Bray *et al.*, 2003) :

- On place les utérus dix minutes dans une solution fraîche de sulfure d'ammonium ($\text{H}_8\text{N}_2\text{S}$) à 10 % préparée avec autant de volume de solution à 20 % de sulfure d'ammonium que d'eau distillée.
- On rince à l'eau du robinet quelques minutes.
- On immerge les utérus dix minutes dans une solution contenant autant de solution à 1% d'acide chlorhydrique, préparée en diluant 5 ml d'une solution à 35 % d'acide chlorhydrique dans 170 ml d'eau distillée, que de solution à 20 % de ferrate de potassium ($\text{K}_4[\text{Fe}(\text{CN})_6] \cdot 3\text{H}_2\text{O}$) préparée avec 40 g de ferrocyanure de potassium dissout dans 160 ml d'eau distillée.
- On rince à l'eau du robinet quelques minutes.

Les commandes des produits sont passées par Elvetec-Service auprès de PROLABO à Lyon (34 rue Saint-Romain- 69379 Lyon cedex 08).

Suite à cette coloration, l'hémosidérine contenue dans les macrophages est colorée en bleu foncé. Les cicatrices sont alors plus visibles et certaines très pâles à l'observation sans coloration, deviennent alors visibles. La lecture doit être réalisée dans les deux heures après la fin de la coloration afin que les caractéristiques de l'utérus ne soient pas modifiées par ces produits corrosifs (Bray *et al.*, 2003).

➤ Identification et évolution des cicatrices

Avant coloration (figure 16) : Les cicatrices placentaires sur des individus tués sept mois après la mise-bas se présentent macroscopiquement comme des « spots » oranges sur la muqueuse pâle endométriale. Ces spots se situent du côté anti-mésométrial de l'utérus. Sur certaines cicatrices, il apparaît au centre de la zone orange une petite dépression noire. Une cicatrice mesurant entre 1 mm et 2 mm de diamètre.

Après coloration (figures 17 et 18) : Les cicatrices sont nettement plus visibles. Les cicatrices les plus marquées se caractérisent par un petit cratère orange ou sombre qui interrompt, sur sa face anti-mésométriale, la structure longitudinalement plissée de l'endomètre. De part et d'autre de ce cratère, on observe souvent deux fines bandes de couleur noire. Sur les cicatrices moins marquées, on remarque toujours une dépression dont la couleur de bordure varie du orange au noir et dont le centre est souvent incolore. On observe une réduction de la largeur et de l'intensité de couleur des deux bandes latérales.

Figure 16 : Cicatrices placentaires avant coloration (Vison d'Amérique) (Photo : Mazzola-Rossi E.)

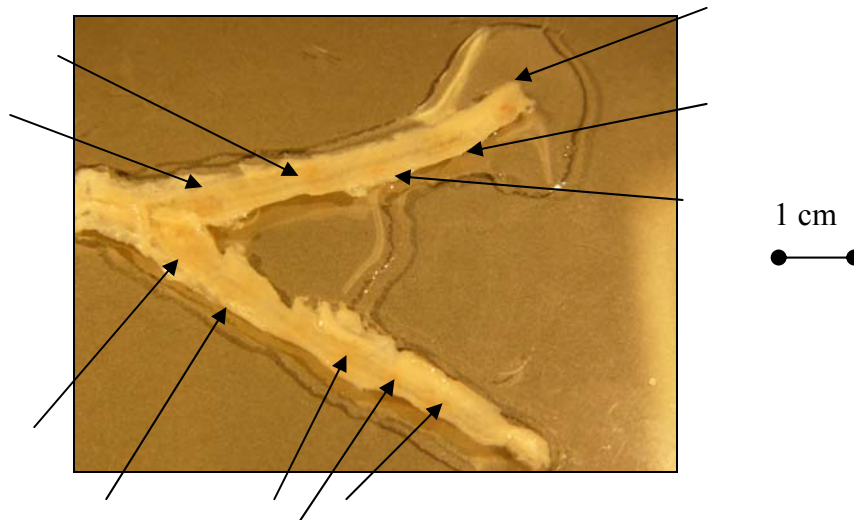


Figure 17 : Cicatrices placentaires après coloration (Vison d'Amérique) (Photo : Mazzola-Rossi E.)

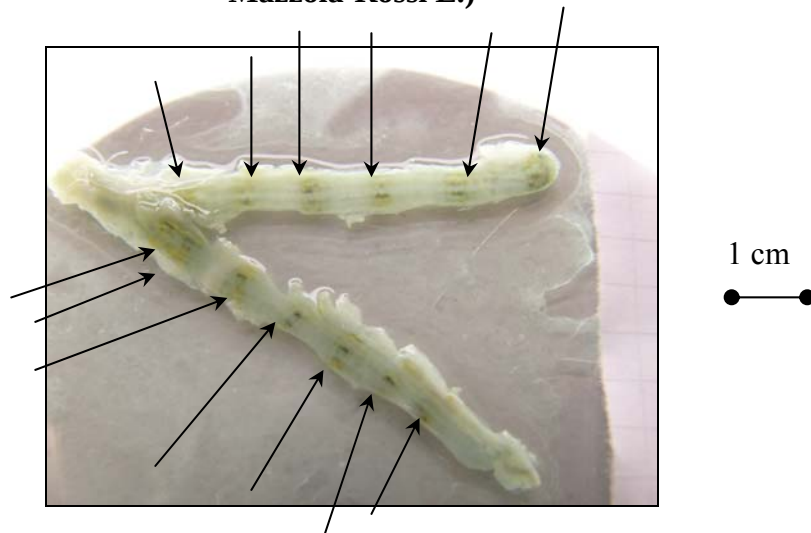


Figure 18 : Cicatrices placentaires après coloration (Vison d'Amérique) (Photo : Mazzola-Rossi E.)



➤ Résultats

- Corrélation des lectures des deux observateurs

Pour les deux observateurs, la coloration rend plus aisé le dénombrement des cicatrices placentaires en permettant d'émettre plus facilement un avis sur les éléments artéfactuels et donc de trancher en terme de présence ou absence d'une cicatrice (tableau VI).

Sur les cinq utérus des femelles ayant mis-bas dans l'année de l'abattage, on constate avant et après coloration une très bonne relation entre les nombres de cicatrices placentaires estimés par chacun des observateurs. En effet, les nombres de cicatrices placentaires dénombrées par les deux observateurs n'ont différé au maximum que d'une unité.

Tableau VI : Nombre de cicatrices placentaires estimées par les deux observateurs

Numéro de l'animal	Coloration	Observateur 1	Observateur 2	Observation commune
AGRA 51	Avant coloration	6	7	7
	Après coloration	10	9	10
AGRA 52	Avant coloration	8	5	8
	Après coloration	9	8	9
AGRA 53	Avant coloration	12	6	7
	Après coloration	7	8	7
AGRA 54	Avant coloration	0	0	0
	Après coloration	0	0	0
AGRA 55	Avant coloration	9	10	8
	Après coloration	13	13	13
AGRA 56	Avant coloration	8	8	10
	Après coloration	8	7	7
AGRA 57	Avant coloration	1	3	1
	Après coloration	2	5	ND

- Corrélation du nombre de cicatrices avec le nombre de petits nés

Sur les sept femelles analysées (tableau VII), cinq s'étaient reproduites l'année de leur mort. Aucune conclusion n'a pu être apportée sur l'utérus d'une des femelles (AGRA 57) ne s'étant pas reproduite l'année de l'abattage. Cette femelle était dans sa quatrième année de reproduction et n'avait pas eu de petits pour la première fois cette année. La surface de son utérus présentait diverses zones plus ou moins colorées dont une au moins laissait à penser qu'il y avait présence d'une cicatrice. Du fait de la présence de ces éléments atypiques il n'a pas été possible de réaliser une estimation consensuelle.

Sur quatre utérus sur les cinq femelles ayant mis bas dans l'année de l'abattage, le nombre de cicatrices placentaires a été supérieur au nombre de petits trouvés par l'éleveur (de + 2 à +3).

Sur le cinquième utérus, le nombre de cicatrices est inférieur au nombre de petits (- 2).

Tableau VII : Historique de la reproduction des sept visons d'Amérique femelles d'élevage et comparaison avec le nombre de cicatrices placentaires estimé en commun

Numéro de l'animal	Année de naissance	Première mise-bas	Nombre de portées	Nombre de petits nés (déclaration de l'éleveur)	Nombre de cicatrices estimé	
					Avant coloration	Après coloration
AGRA 51	2004	oui	1	7	7	10
AGRA 52	2004	oui	1	7	8	9
AGRA 53	2002	oui	3	4	7	7
AGRA 54	2004	oui	0	0	0	0
AGRA 55	2004	oui	1	5	10	13
AGRA 56	2003	oui	2	9	8	7
AGRA 57	2001	non	4	0	1	ND

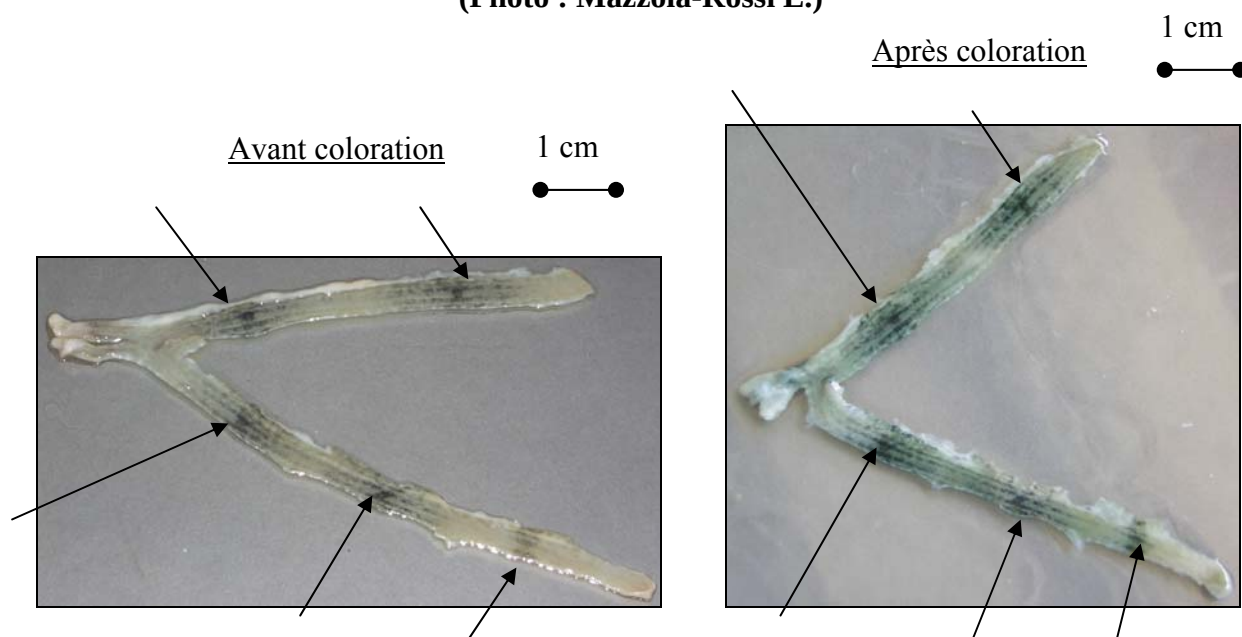
❖ Application aux utérus de Vison d'Europe et de Putois

Nous avons appliqué la méthode de coloration à quelques utérus de Vison d'Europe et de Putois. Nous avons constaté que la coloration améliore également la visibilité des cicatrices placentaires : ainsi sur un utérus de Putois on n'observait pas de cicatrice placentaire avant coloration, alors que cinq cicatrices étaient clairement dénombrées après coloration.

Nous avons pu constater de légères différences dans les caractéristiques morphologiques des cicatrices chez les trois espèces.

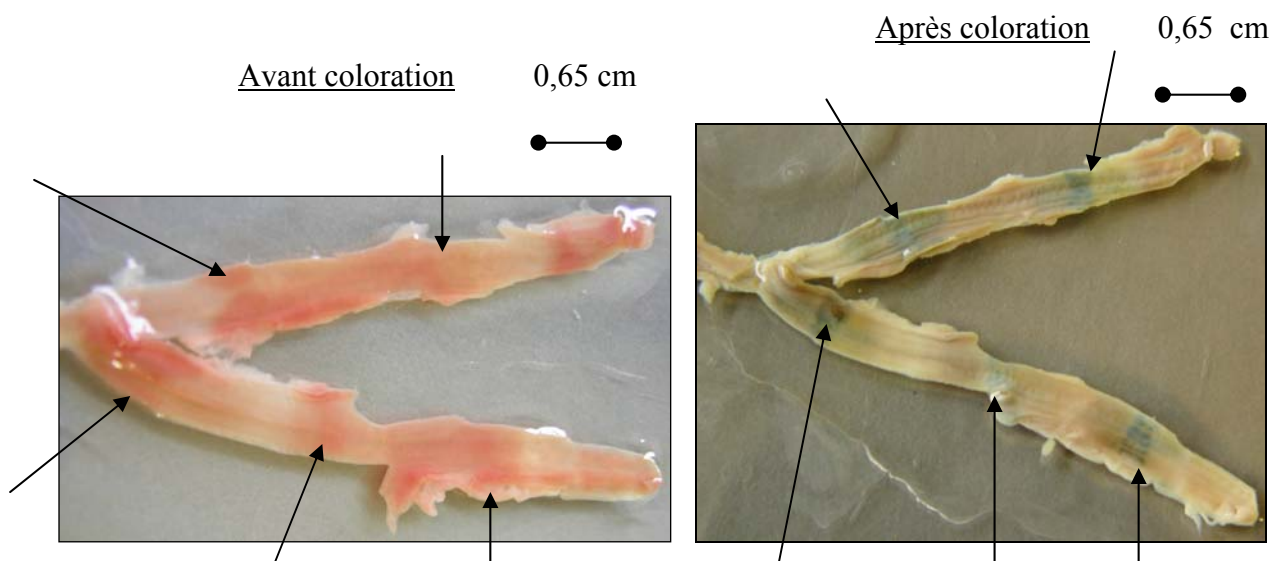
Chez le Vison d'Europe, avant coloration, les cicatrices se présentent comme des bandes sombres, plus diffuses que sur les utérus de visons d'Amérique. On ne retrouve pas les spots oranges tels que décrits chez le Vison d'Amérique. De même après coloration, les cicatrices ne sont pas aussi géométriques et bien délimitées que celles du Vison d'Amérique. En effet on n'observe pas de cratère orange entouré de deux bandes sombres, mais un point noir central entouré de larges zones sombres (figure 19).

Figure 19 : Utérus de Vison d'Europe avant et après coloration : les cicatrices placentaires se présentent sous forme de bandes noires diffuses
(Photo : Mazzola-Rossi E.)



Chez le Putois, de même que le Vison d'Europe, les cicatrices apparaissent plus diffuses avant coloration que chez le Vison d'Amérique, mais elles sont dans les tons rouges et non noires comme chez le Vison d'Europe. On ne retrouve pas non plus chez le Putois les spots oranges décrits chez le Vison d'Amérique. Suite à la coloration, des bandes transversales bien nettes se dessinent à la surface de la muqueuse, sans que l'on délimite nettement un cratère. Les caractéristiques morphologiques des cicatrices placentaires du Putois ressemblent plus à celles du Vison d'Europe qu'à celles du Vison d'Amérique (figure 20).

Figure 20 : Utérus de Putois avant et après coloration : les cicatrices placentaires se présentent sous forme de bandes diffuses (Photo : Mazzola-Rossi E.)



❖ Utérus formolés

Avant coloration, nous observons que la conservation dans le formol modifie la consistance des utérus, ceux-ci ayant été durcis par le formol. Le formol atténue également la couleur. Nous avons ainsi constaté que le formol altère l'aspect et la couleur ne permettant plus de distinguer les cicatrices.

La coloration n'apporte rien de plus pour la lecture des utérus formolés, le formol étant un produit chimique qui interagit avec les produits de la coloration (Y. Bray, communication personnelle). Nous n'utiliserons donc pas les utérus formolés pour décompter les cicatrices placentaires.

❖ Bilan

➤ Apport de la coloration

La coloration des tissus améliore donc nettement la lecture des utérus. Elle est d'autant plus intéressante que les utérus sont le plus fréquemment frais chez le Vison d'Amérique, prélevés suite à une euthanasie ou à une hystérectomie, au contraire des utérus de Vison d'Europe et de Putois qui proviennent de cadavres découverts à des délais variables après leur mort.

Après coloration, le dénombrement des cicatrices placentaires chez le Vison d'Amérique conduit le plus souvent à une surestimation du nombre de petits retrouvés vivants par l'éleveur. Cette surestimation pourrait provenir de cas de mortalité embryonnaire post-implantation ou à du cannibalisme maternel lors de la mise-bas, comportement connu et fréquent chez les petits carnivores, notamment si les jeunes sont mort-nés (l'éleveur a observé ce comportement dans son élevage). Compte tenu de la bonne lisibilité des utérus observés, le cas de sous-estimation de la production est plus difficilement interprétable (tableau VII). Il est possible que les deux utérus (n° 55 et 56) aient été inversés par une erreur d'identification des deux femelles après qu'elles aient été tuées.

Le décompte des cicatrices placentaires ne permet donc pas de déterminer la taille de portée à la naissance, mais estime le nombre d'embryons portés.

Enfin, le fait que des traces, bien qu'atypiques, aient été trouvées sur une femelle n'ayant pas mis bas l'année de sa mort, mais ayant été mise à la reproduction, pose la question de

déterminer à quoi correspondent de telles traces : seraient-elles liées à la persistance des cicatrices d'une année sur l'autre ou serait-ce des cicatrices correspondant à des avortements après implantation (résorption complète ou avortement total) ?

➤ Durée de vie des cicatrices

Après coloration, sur des animaux ayant mis bas fin avril-début mai et tués fin novembre, le dénombrement des cicatrices placentaires chez le Vison d'Amérique a été positif sur toutes les femelles ayant mis-bas avec le plus souvent une surestimation du nombre de petits retrouvés vivants par l'éleveur. On peut donc estimer la taille de portée embryonnaire à partir de la lecture des cicatrices jusqu'à sept mois post-partum. A sept mois post-partum les cicatrices sont lisibles avant coloration et très visibles après : nous considérons qu'elles disparaissent probablement progressivement et que nous pouvons donc appliquer la méthode de décompte des cicatrices placentaires en colorant les utérus pour déterminer la taille de portée embryonnaire jusqu'à huit mois post-partum. Compte tenu de nos résultats et du type de placentation, nous considérons que les cicatrices ne persistent pas d'une année à l'autre. Toutes les cicatrices visibles ont été comptées, qu'elles soient plus ou moins colorées, à l'exception des taches de forme atypique.

(iii) Echantillon étudié

On utilise pour cette analyse les utérus congelés uniquement (tableau VIII). Nous excluons également les utérus dont il manque une partie.

Tableau VIII : Effectif total des utérus disponibles pour l'analyse des cicatrices placentaires

Fra : Français Esp : Espagnol

	Vison d'Europe		Putois	Vison d'Amérique
Conservation	Congelé		Congelé	Congelé
Origine	Fra	Esp	Fra	Fra
utérus	10	2	8	65

b) Etude des ampoules foetales

(i) Méthode décrite dans la bibliographie

Une estimation plus précise du nombre de jeunes nés vivants est obtenue par le décompte des embryons durant la deuxième moitié de gestation (Allen, 1983 ; Vos, 1994 ; Helle et Kauhala, 1995). Helle et Kauhala (1995) comptent en début de gestation les renflements visibles, chaque renflement représentant un embryon implanté, puis à un délai plus proche de la parturition les ampoules foetales, les fœtus et les placentas. La distinction des embryons et des fœtus morts, ou commençant à être résorbés peut être réalisée par le fait que les ampoules ou renflements sont nettement plus petits que les autres de la portée et/ou que certaines ampoules sont vides (Englund, 1970 ; Helle et Kauhala, 1995).

(ii) Méthode appliquée

Nous choisissons, sur notre échantillon (tableau IX), de décompter toutes les ampoules (figure 21), même celles suspectées ne pas être amenées à aboutir à terme puisque nous ne sommes pas capables de distinguer les cicatrices placentaires liées à des avortements après implantation des cicatrices de gestations menées à terme.

Tableau IX : Effectif total des utérus disponibles pour l'analyse des ampoules foetales

Conservation	Vison d'Europe				Putois		Vison d'Amérique	
	Formol		Congelé		Formol	Congelé	Formol	Congelé
Origine	Fra	Esp	Fra	Esp	Fra	Fra	Fra	Fra
utérus	1	—	—	1	—	—	—	6

**Figure 21 : Sept ampoules foetales sur un utérus de Vison d'Amérique
(Photo : Mazzola-Rossi E.)**



Nous appelons « nombre d'embryons portés » le nombre de cicatrices placentaires et le nombre d'ampoules foetales, ce qui inclut les embryons qui sont allés à terme et d'éventuels embryons avortés après implantation, mais ce qui exclut les embryons avortés avant implantation, qui n'ont de ce fait pas laissé de cicatrices visibles, ni permis la formation d'ampoules foetales.

c) Analyse de données : comparaison de moyennes

On utilise le test t de Student, les échantillons étant inférieurs à 30.

Le test de comparaison entre deux moyennes m_A et m_B , observées sur deux échantillons de n_A et n_B cas, est significatif si $|t|$ est supérieure à la valeur lue dans la table pour d.d.l. = $n_A + n_B - 2$, pour un risque de 5 % (Schwartz, 1963).

3) Taux de participation à la reproduction

a) Critères

On souhaite étudier le taux de participation des femelles à la reproduction, ainsi que l'influence de l'âge, l'influence de la maladie aléoutienne (animaux négatifs ou positifs au test de dépistage sérologique) et l'influence de la stérilisation mise en place dans le cadre du contrôle du Vison d'Amérique.

Pour cela nous avons considéré qu'un cycle de reproduction s'étend de janvier à décembre et nous avons classé les femelles en fonction de leur participation à la reproduction sur une année en distinguant trois classes : les femelles « oui », qui se sont reproduites, ce sont les femelles ayant eu a priori une portée soit les femelles avec des cicatrices placentaires ou avec des ampoules fœtales. Les femelles « non », ce sont les femelles dont l'utérus a été prélevé après la saison de reproduction et qui ne présentent pas de cicatrices placentaires. Et les femelles « indéterminées » ce sont les femelles qui sont en période de reproduction, prêtes à être fécondées ou celles qui ont été prélevées pendant la période de l'année où l'on ne sait pas si les cicatrices sont visibles, soit en décembre et en janvier.

Nous excluons tous les individus jeunes nés au printemps jusqu'au mois de décembre inclus, ces individus n'ayant bien évidemment pas participé à la reproduction.

b) Zone de stérilisation du Vison d'Amérique

Pour déterminer quelles femelles peuvent être sur le territoire de mâles stérilisés (femelles sous influence de la stérilisation), nous avons regardé par grande unité hydrographique quand avaient stérilisés les premiers mâles et quelle année de reproduction cela avait pu influencer. Nous avons alors coché les femelles susceptibles d'être sous influence de la stérilisation, puisque se trouvant sur un territoire où les mâles ont été stérilisés.

La stérilisation des visons d'Amérique a commencé en 2001. De 2001 à 2002, les premières stérilisations ont été réalisées dans les Landes, sur les affluents de la rive droite de l'Adour ; on procédait alors à des vasectomies pour les mâles et à des ligatures des trompes pour les femelles. A partir de novembre 2002, les stérilisations ont commencé dans le Gers, puis dans le Lot-et-Garonne à partir de février 2003. Suite à l'observation de kystes ovariens et utérins sur les femelles dont on avait ligaturé les trompes, on a alors procédé à des hystérectomies dès septembre 2004. A partir de novembre 2003, on a stérilisé les visons d'Amérique piégés en Gironde et enfin à partir de février 2004, ce fut au tour des Pyrénées-Atlantiques. Dans les autres départements limitrophes, où il arrive parfois de piéger des visons d'Amérique, ceux-ci représentent des individus isolés et sont euthanasiés.

c) Comparaison d'effectifs

Les variables que nous avons à comparer sont des variables qualitatives. On utilise un test du Khi-deux corrigé de Yates, dont les conditions d'application sont des effectifs calculés suffisants, soit inférieurs à cinq et supérieurs à 3. La correction de Yates est utilisée si au moins un des effectifs calculés est inférieur à cinq.

Dans tous les cas d'utilisation de ce test, nous avons affaire à des tableaux de contingence 2 x 2. Les tests sont de ce fait significatifs si $\chi^2 \geq 3,84$ et le risque de signification est fixé par le risque lu dans la table de χ^2 pour 1 degré de liberté (Schwartz, 1963).

III. Résultats

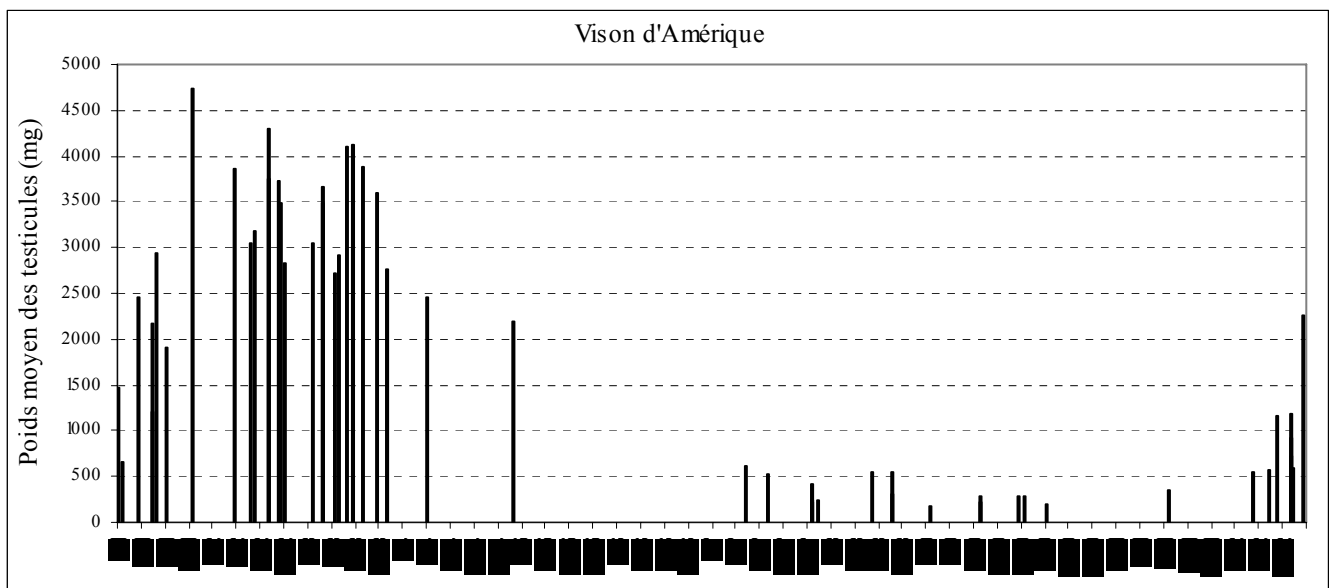
A. Détermination du cycle de reproduction

1) Période d'activité sexuelle des mâles

a) Evolution du poids des testicules

Chez le Vison d'Amérique (figure 22), en période de repos, les testicules pèsent environ de 500 mg. A partir du 14 décembre, les premiers poids supérieurs à 1000 mg apparaissent, puis à partir du 13 janvier tous les poids sont supérieurs à 1500 mg allant jusqu'à plus de 4500 mg (soit un poids au moins triplé par rapport au repos) et tous restent supérieurs à 1500 jusqu'au 3 mai, mais nous avons peu de données en avril et mai. Du 3 mai au 15 juillet, nous n'avons aucune donnée, il ne nous est donc pas possible de définir avec précision la fin de la période de reproduction. La période d'activité sexuelle est donc comprise entre mi-décembre et début mai au moins. Et le poids moyen des testicules serait donc supérieur à 1500 mg en période de reproduction et inférieur à 500 mg en période de repos sexuel.

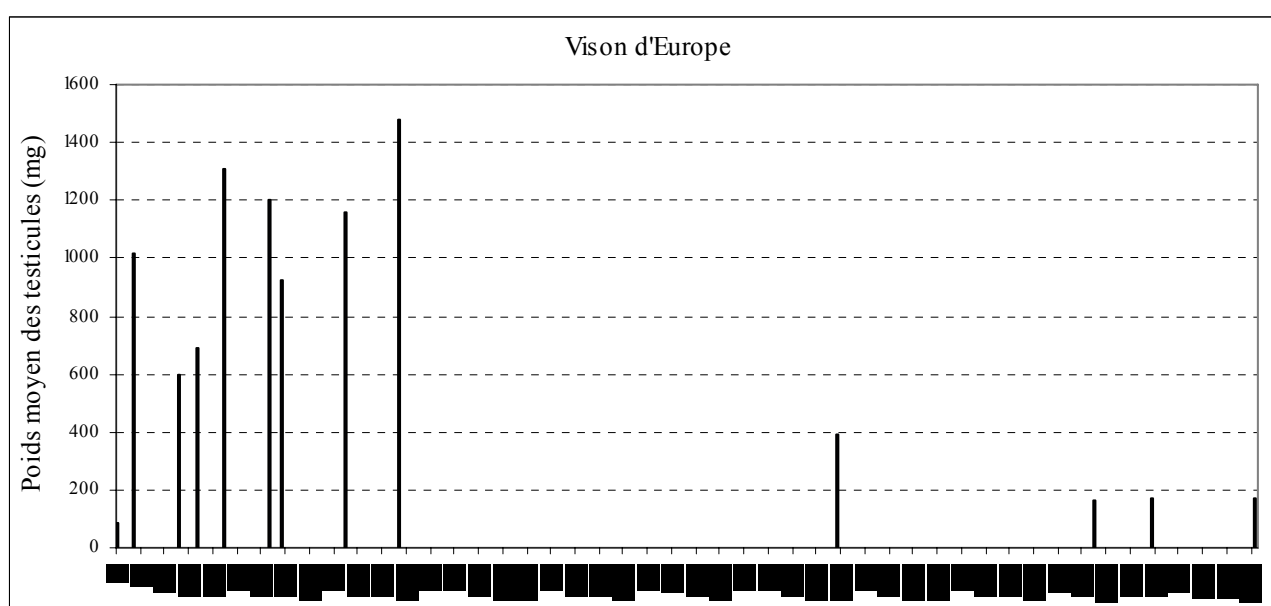
Figure 22 : Poids moyen des testicules des visons d'Amérique par ordre chronologique de date de janvier à décembre (n= 52)



Pour le Vison d'Europe (figure 23), aucune donnée n'est disponible pour décembre, mais à partir du 6 janvier, tous les poids sont largement supérieurs à 200 mg et même à 400 mg et ce jusque mi-mai. Du 15 octobre au 1er janvier, les poids sont tous inférieurs à 200 mg (trois individus). Au 30 juillet, les mesures sur un animal ont un poids d'environ 400 mg. La période d'activité sexuelle est donc comprise entre début janvier (au plus tard) et mi-mai (au moins). En période de reproduction, les testicules pèsent donc plus de 400 mg.

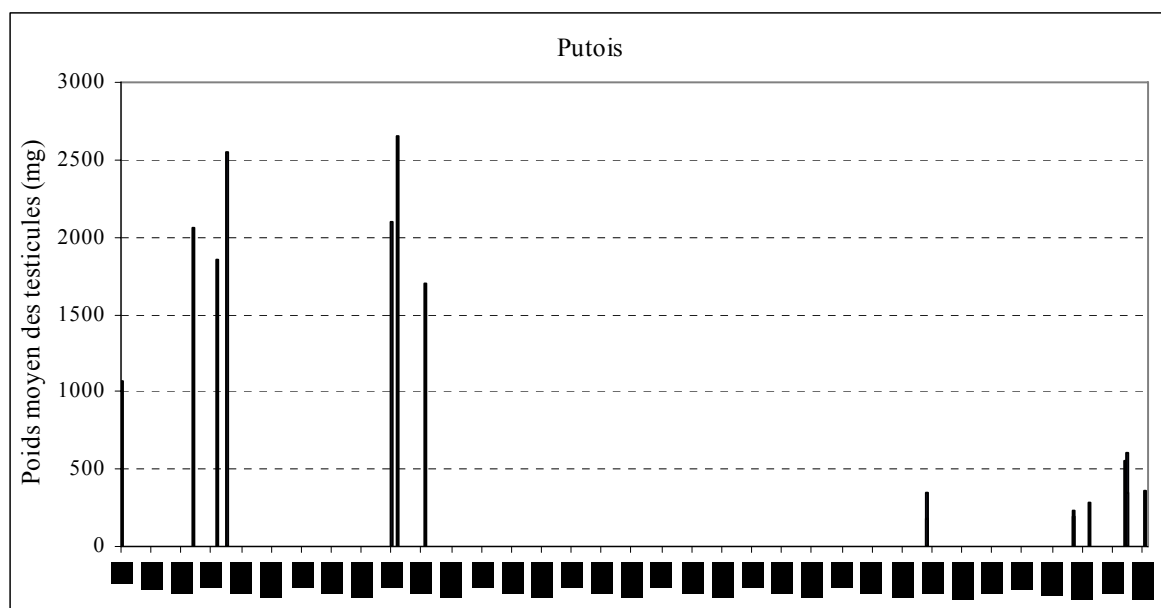
En ce qui concerne les six individus espagnols, ceux-ci se situent dans la « norme française » : Avec au 22 janvier un poids moyen de 613 mg, au 23 février de 809 mg, au 27 février de 564 mg, au 1^{er} mars de 1194 mg et au 11 mai de 965 mg en période de reproduction. Et en repos sexuel au 17 octobre un poids moyen testiculaire de 172 mg.

Figure 23 : Poids moyen des deux testicules de chaque Vison d'Europe par ordre chronologique de date de janvier à décembre (n= 13)



Chez le Putois (figure 24), en période de repos, tous les poids sont de 500 mg environ. A partir du 6 janvier, les premiers poids supérieurs à 1000 mg apparaissent, puis à partir du 3 février, tous les poids sont supérieurs à 1500 mg, ils ont donc au moins triplé par rapport au repos. Tous restent supérieurs à 1500 jusqu'au 21 avril. Nous n'avons pas de données entre le 21 avril et le 10 octobre, nous ne pouvons donc pas définir avec précision la fin de la période de reproduction. La période d'activité sexuelle est donc comprise entre mi-janvier et fin avril au moins. Et le poids moyen des testicules serait donc supérieur à 1500 mg en période de reproduction et inférieur à 500 mg en période de repos sexuel.

Figure 24 : Poids moyen des deux testicules de chaque Putois par ordre chronologique de date de janvier à décembre (n= 16)

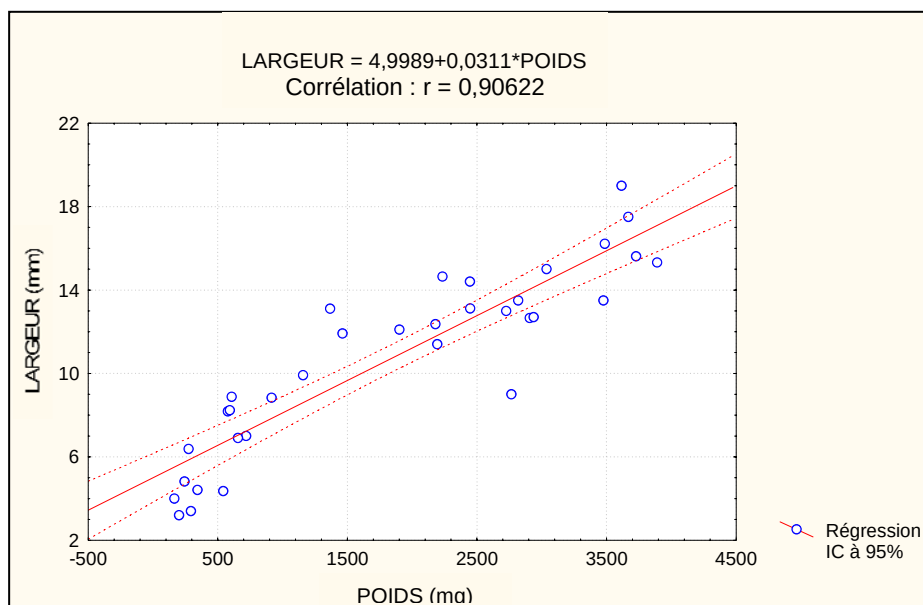


b) Evolution des mensurations des testicules

(i) Etude de la relation entre le poids et les mensurations

La droite de régression (figure 25) donne un bon coefficient de corrélation chez le Vison d'Amérique entre la longueur et le poids des testicules ($r=0,84$) et entre la largeur et le poids ($r=0,91$). Donc il est possible de remplacer la mesure du poids, difficile et praticable uniquement après exérèse, par la mesure des dimensions testiculaires.

Figure 25 : Corrélation entre la largeur du testicule gauche et le poids moyen des deux testicules chez le Vison d'Amérique
IC : intervalle de confiance

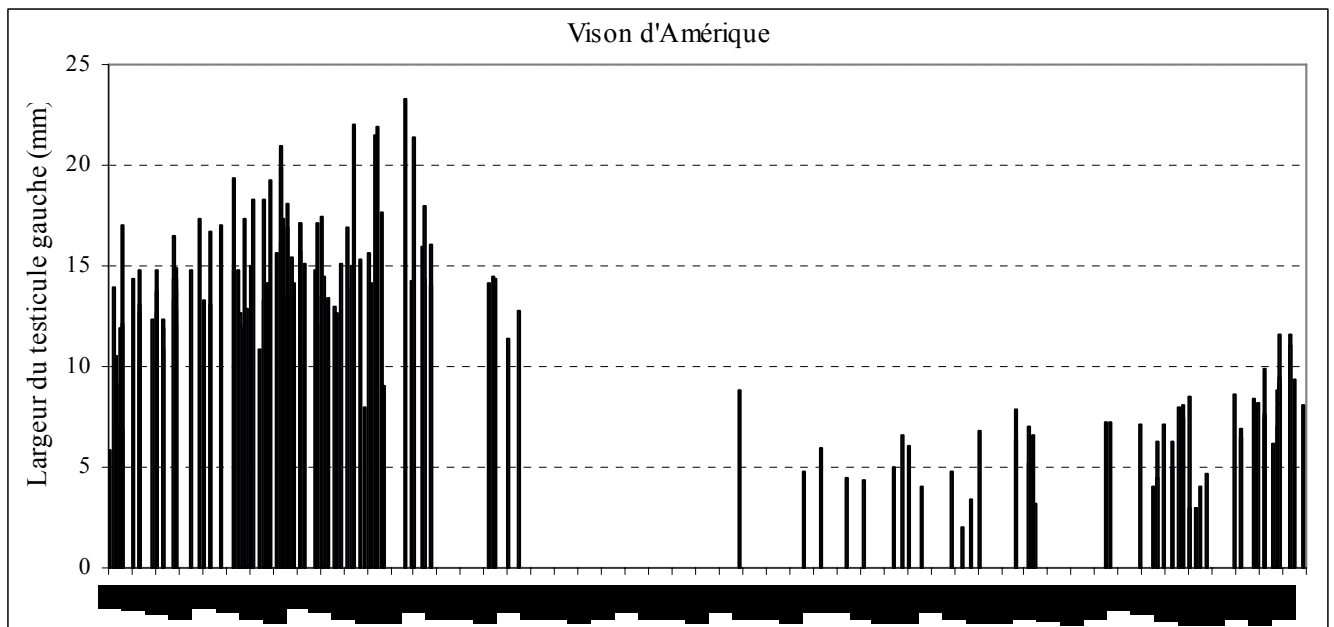


(ii) Evolution de la largeur des testicules

Le coefficient de corrélation étant meilleur entre le poids et la largeur, nous avons privilégié la largeur et abandonné la longueur. Les histogrammes sont réalisés toutes années confondues. Pour les trois espèces, l'interprétation des dates charnières est moins évidente qu'en utilisant le poids des testicules.

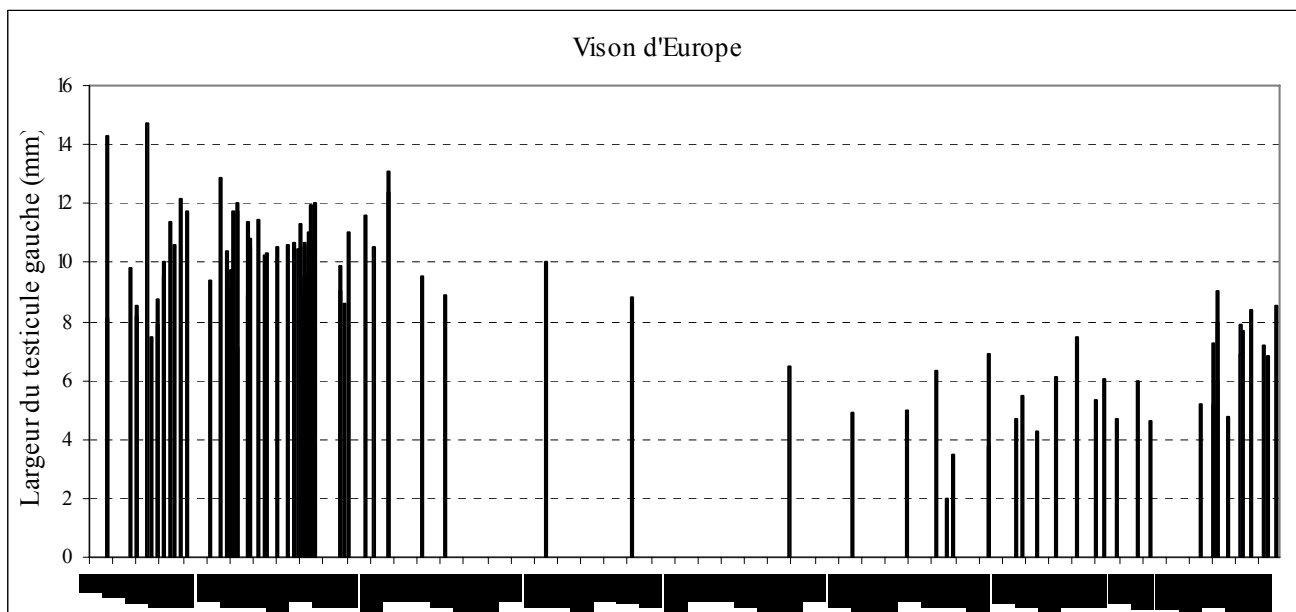
Pour le Vison d'Amérique (figure 26), on observe des valeurs supérieures à 10 mm de largeur dès mi-décembre et ce jusque mi-mai. On observe une augmentation importante début janvier avec des valeurs élevées jusque mi-mai. Nous n'avons pas cependant pas de données de mi-mai à mi-juillet. Cela confirme une période d'activité sexuelle commençant mi-décembre et cela nous permet d'affirmer qu'elle se prolonge jusque mi-mai au moins.

Figure 26 : Largeur du testicule gauche de chaque Vison d'Amérique par ordre chronologique de janvier à décembre (n= 158)



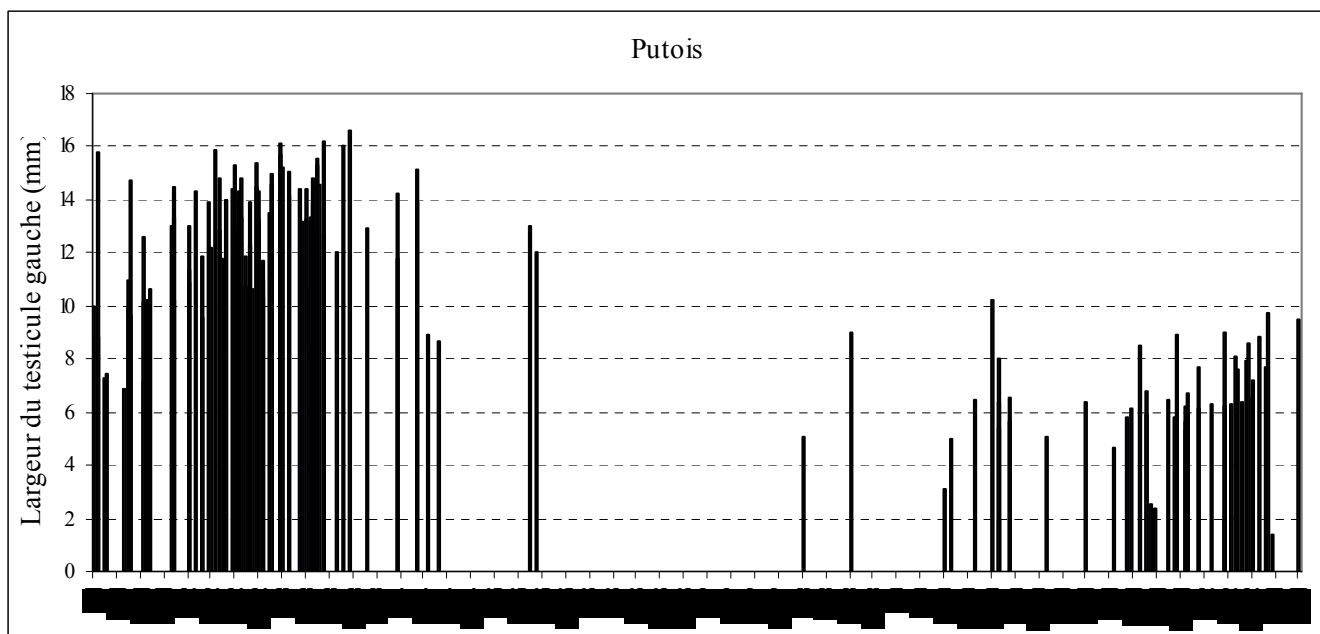
Pour le Vison d'Europe (figure 27), la largeur testiculaire est supérieure à 8 mm dès début décembre et jusque mi-juin. On observe une augmentation en janvier et avec des valeurs élevées qui se maintiennent jusqu'en juin. La période d'activité sexuelle est donc comprise entre début janvier et mi-juin au moins.

Figure 27 : Largeur du testicule gauche de chaque Vison d'Europe par ordre chronologique de janvier à décembre (n= 93)



Pour le Putois (figure 28), les largeurs sont supérieures à 10 mm dès début janvier et jusque mi-mai. La période d'activité sexuelle est donc comprise entre début janvier et mi-mai au moins.

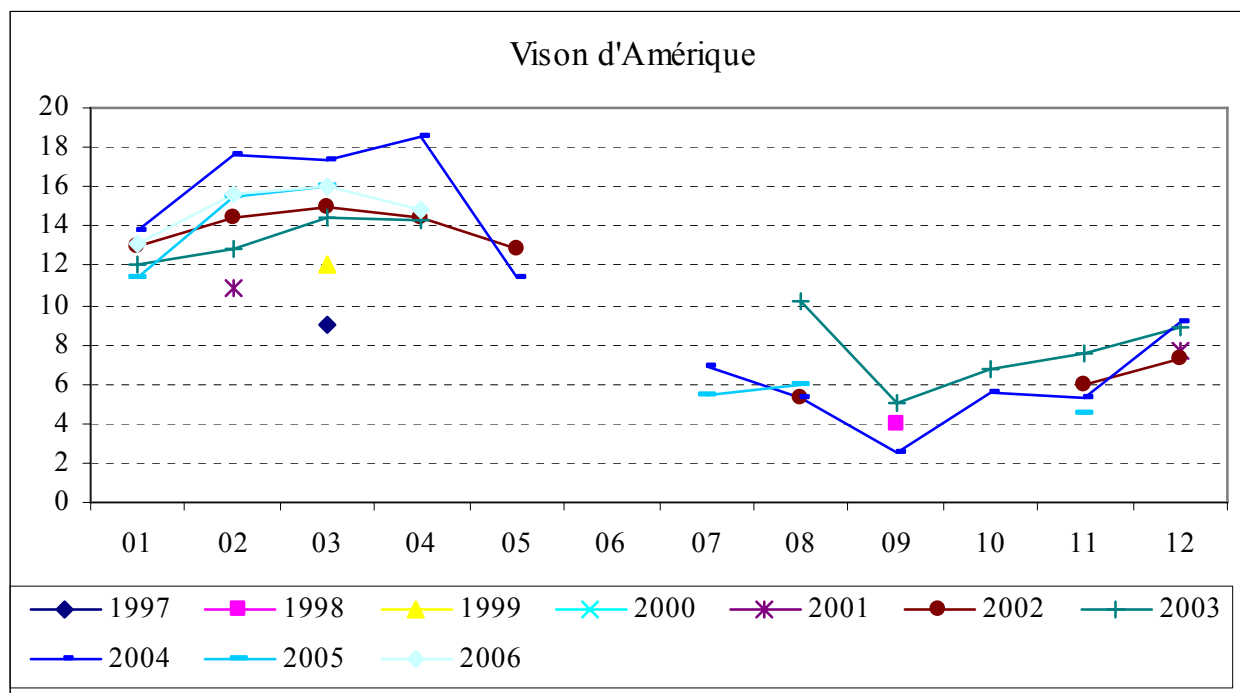
Figure 28 : Largeur du testicule gauche de chaque Putois par ordre chronologique de janvier à décembre (n= 144)



L'étude de la mensuration des testicules nous a permis de préciser les périodes de reproduction, puisque nous disposons d'un plus grand nombre de données et sur une période plus importante de l'année.

Chez le Vison d'Amérique, quelque soit l'année (figure 29), les variations de la largeur des testicules ont lieu à la même époque : la saison de reproduction ne varie donc pas d'une année à l'autre.

Figure 29 : Largeur moyenne des testicules des visons d'Amérique par mois et par année (n= 158)



c) Evolution du caractère « apparent » des testicules

Les testicules apparents sont détectés de novembre à mai chez le Vison d'Amérique et le Putois (figures 30 et 32), de décembre à mai chez le Vison d'Europe (figure 31). On observe une majorité d'individus avec des testicules apparents de janvier à mai dans les trois espèces. Les conclusions sur les périodes d'activité sexuelle sont donc à peu près identiques aux autres données. Chez les visons d'Amérique et les putois, les testicules apparents seraient détectés plus tôt que l'augmentation du poids, dès novembre, soit en période de repos sexuel et pour toutes les espèces, les testicules redeviennent inapparents avant d'avoir diminué de taille et de poids.

Figure 30 : Evolution mensuelle du caractère apparent des testicules chez le Vison d'Amérique

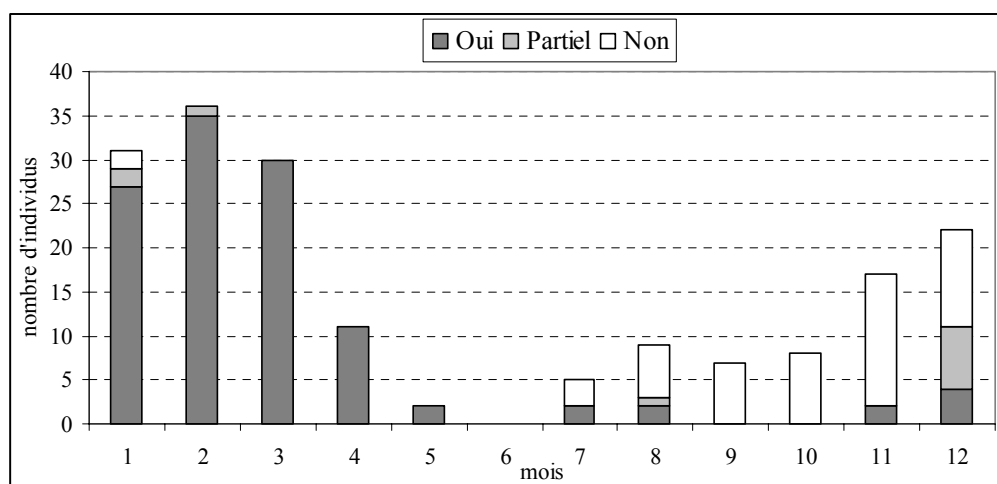


Figure 31 : Evolution mensuelle du caractère apparent des testicules chez le Vison d'Europe

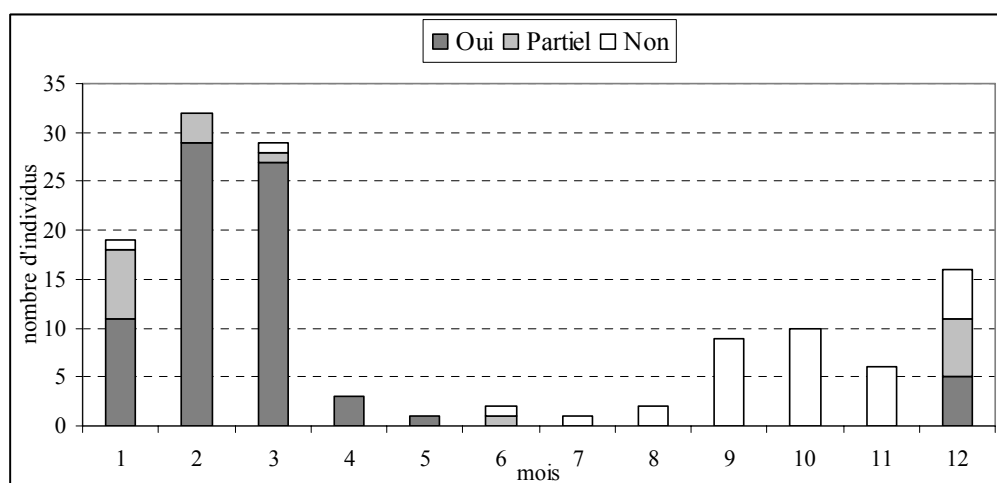
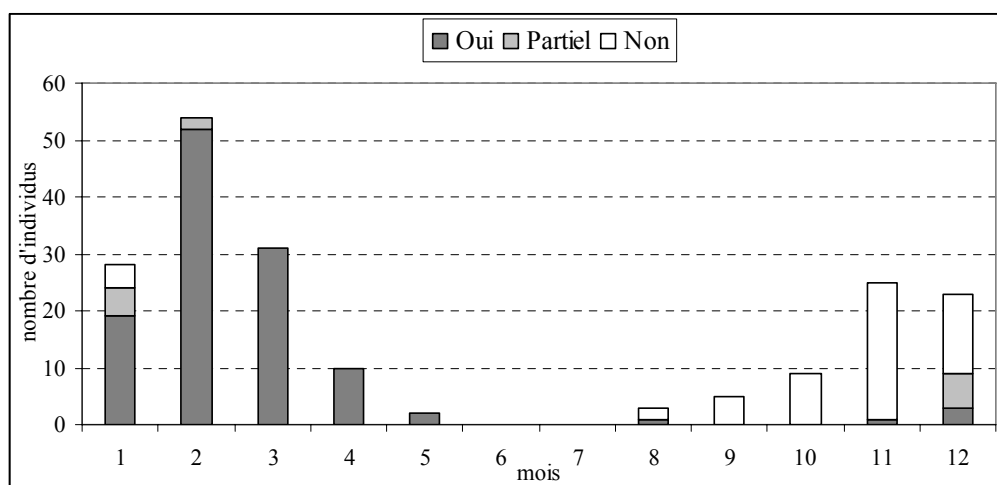


Figure 32 : Evolution mensuelle du caractère apparent des testicules chez le Putois



d) Bilan : période d'activité sexuelle des mâles

Nous avons donc pu déterminer la période d'activité sexuelle des mâles visons d'Europe, d'Amérique et de putois (tableaux X, XI, XII) en fonction de la signification des différentes méthodes, mentionnées dans la bibliographie.

Tableau X : Période d'activité sexuelle des mâles visons d'Amérique

Testicules	Janv	Fév	Mars	Avril	Mai	Juin	Juil	Août	Sept	Oct	Nov	Déc
Augmentation du poids						ND						
Augmentation largeur						ND						
Testicules apparents						ND						
Période d'activité sexuelle des mâles (extrêmes)						ND						

<i>Légende</i>	Majorité des individus	
	Partie des individus	
	Pas de données	ND

Tableau XI : Période d'activité sexuelle des mâles visons d'Europe

Testicules	Janv	Fév	Mars	Avril	Mai	Juin	Juil	Août	Sept	Oct	Nov	Déc
Augmentation du poids				ND	ND	ND	ND	ND	ND			ND
Augmentation largeur							ND					
Testicules apparents												
Période d'activité sexuelle des mâles (extrêmes)												

<i>Légende</i>	Majorité des individus	
	Partie des individus	
	Pas de données	ND

Tableau XII : Période d'activité sexuelle des mâles putois

Testicules	Janv	Fév	Mars	Avril	Mai	Juin	Juil	Août	Sept	Oct	Nov	Déc
Augmentation du poids					ND	ND	ND	ND	ND			
Augmentation largeur						ND	ND					
Testicules apparents						ND	ND					
Période d'activité sexuelle des mâles (extrêmes)						ND	ND					

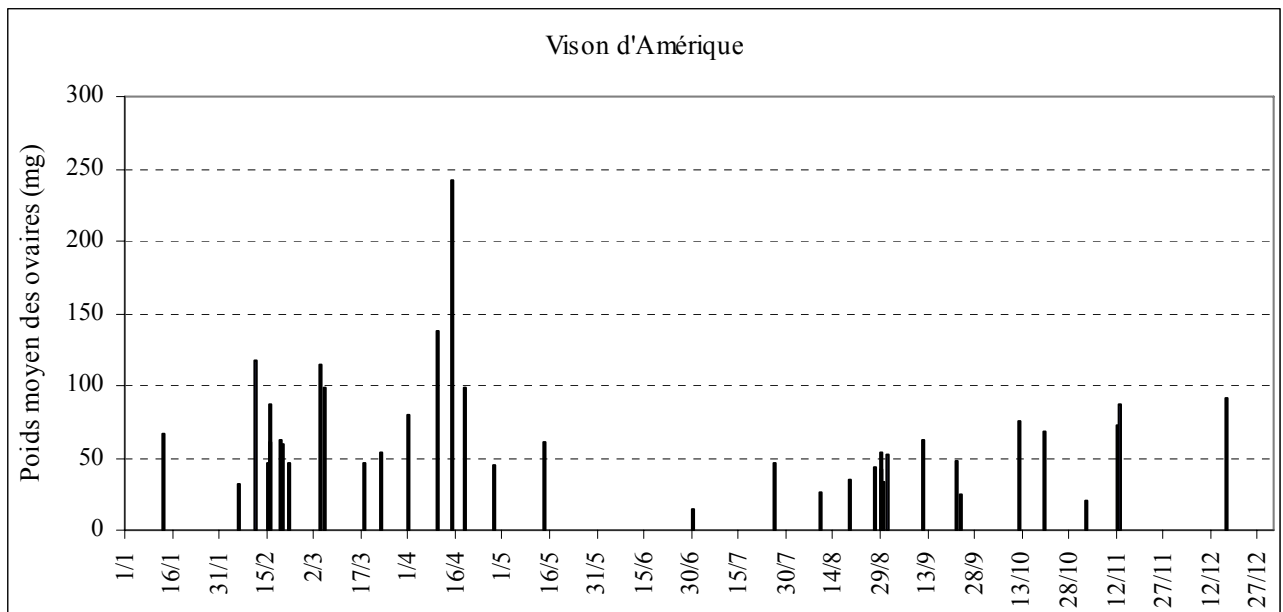
<i>Légende</i>	Majorité des individus	
	Partie des individus	
	Pas de données	ND

2) Stades de reproduction chez les femelles

a) Evolution du poids des ovaires

Chez le Vison d'Amérique (figure 33), le poids des ovaires est stable au cours de l'année, variant de 50 à 100 mg. Un poids maximal, de 242 mg, est observé en avril, ce point correspond à une femelle gestante dont l'analyse de l'utérus révèle la présence de 7 ampoules foetales.

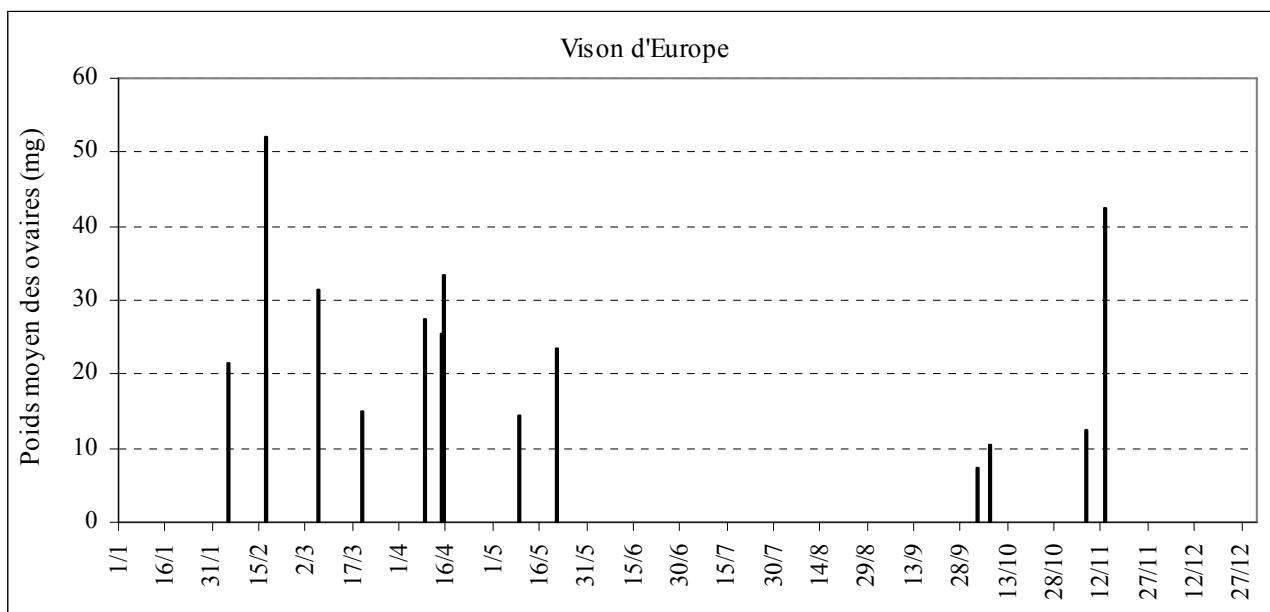
Figure 33 : Poids moyen des deux ovaires de chaque Vison d'Amérique par ordre chronologique de janvier à décembre (n= 37)



Chez le Vison d'Europe (figure 34), les valeurs évoluent autour de 8 et 30 mg au cours de l'année. On observe deux valeurs plus élevées : une de 42,5 mg le 13 novembre et une de 52 mg le 17 février. Il se trouve, d'après l'analyse de l'utérus, que la seule femelle effectivement gravide présente un poids moyen des deux ovaires de 25,5 mg au 22 avril.

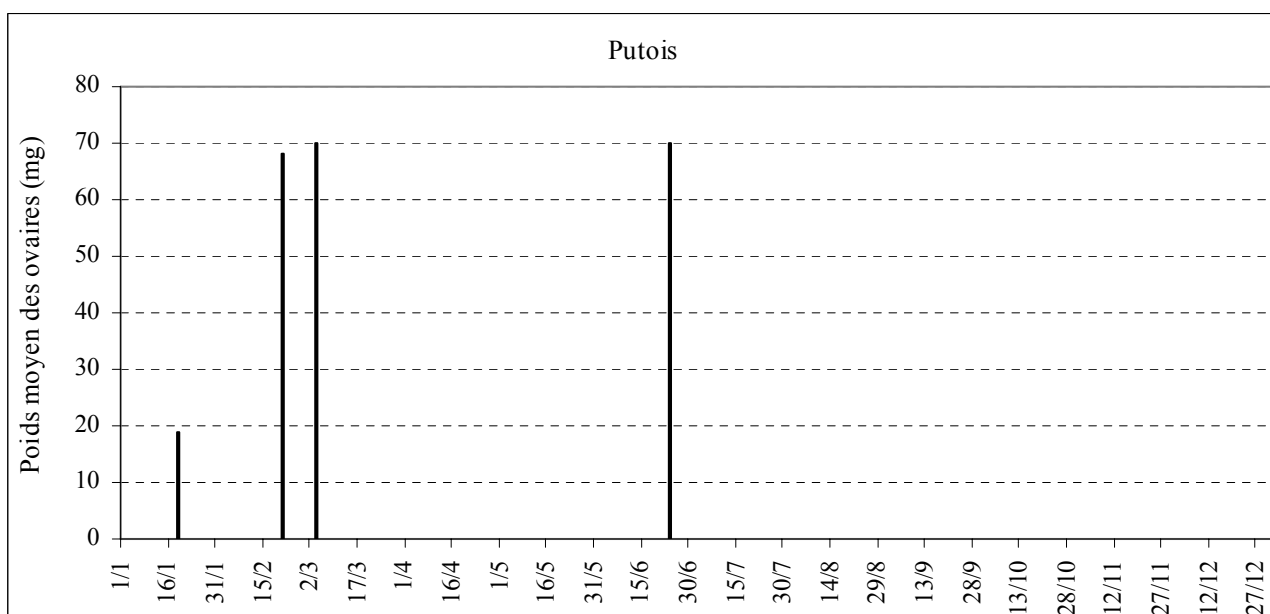
Les trois visons espagnols se situent dans les normes françaises avec pour poids moyen des ovaires: au 27 octobre de 16 mg, au 6 décembre de 9 mg et au 16 avril de 66,5 mg chez une femelle gestante.

Figure 34 : Poids moyen des deux ovaires de chaque Vison d'Europe par ordre chronologique de janvier à décembre (n= 14)



Chez le Putois (figure 35), nous disposons de très peu de données deux en mars et une fin juin dont aucune ne correspond à des gestations d'après l'analyse des utérus. Nous pouvons seulement conclure que le Putois est en période de reproduction de mars à juin.

Figure 35 : Poids moyen des deux ovaires de chaque Putois par ordre chronologique de janvier à décembre (n= 4)



L'analyse du poids moyen des deux ovaires au cours de l'année ne nous permet donc pas de déterminer la période de reproduction des femelles.

b) Evolution morphologique de l'utérus

(i) Aspect de l'utérus

Chez le Vison d'Amérique (annexe 4), nous observons des utérus au repos du 14 mai au 6 janvier, des utérus en période de reproduction du 9 janvier au 28 avril, des gestations du 2 mars au 6 mai. Etant donné que le délai entre l'implantation et la mise-bas est de 30 jours et que la gestation la plus précoce décelée le 2 mars était très peu avancée (embryons de 1 mm environ), la date la plus précoce de mise-bas est estimée aux derniers jours de mars. Selon le même calcul, les gestations les plus tardives enregistrées le 28 avril et le 6 mai sont peu avancées, les dates de mises-bas les plus tardives étant alors fin mai, début juin.

Chez le Vison d'Europe (annexe 5), nous observons des utérus au repos du 26 juin au 13 novembre et un utérus en gestation proche de la mise-bas (foetus de 33 mm de long) le 22 avril. La seule donnée de mise-bas dont nous disposions se situe donc fin avril.

Chez le Putois (annexe 6), nous observons des utérus au repos du 23 juillet au 8 novembre et des utérus en période de reproduction du 22 janvier au 4 mars. Nous n'avons pas de données nous permettant de définir les périodes de gestation et de mises-bas.

(ii) Palpation de l'utérus

➤ Validation de la palpation abdominale

Pour les utérus de 2 mm de diamètre : sur huit cas, trois correspondaient à « en reproduction », quatre à « non » et un seul à « gestation », en début de gestation. Il n'apparaît donc pas possible d'associer cette palpation à un stade de reproduction (annexe 7).

Le taux d'erreur (annexe 7) en interprétant les utérus de 4 mm comme des utérus « en reproduction » est de 13 % : sur 23 cas, 20 correspondaient à « en reproduction », un seul à « non » et deux à « gestation », en début de gestation. On peut donc associer la palpation 4 mm à un utérus en reproduction, en sachant que l'on a une erreur de 13 %.

Pour les utérus de 6 à 7 mm : sur cinq cas, un seul correspondait à « en reproduction », un seul à « non » et trois à « gestation », une en début, une avec des renflements et une avec des ampoules. Nous choisissons cependant d'associer la palpation 6-7 mm à un utérus en gestation, car il est difficile de connaître le taux d'erreur sur cinq cas.

Pour les utérus palpés comme présentant des ampoules fœtales : les six cas correspondaient bien à « gestation » sans aucune erreur. La palpation permet donc bien d'identifier les gestations à partir du moment où il y a des ampoules fœtales.

Il apparaît donc en pratique qu'un utérus palpé « 4mm » peut être considéré « en reproduction », un utérus palpé avec des ampoules fœtales comme gestant et avec une marge d'erreur inconnue un utérus palpé « 6-7 mm » comme étant « en gestation ». Par contre on ne peut pas interpréter un utérus palpé « 2mm ».

- Application à l'interprétation des résultats de la palpation chez les autres individus.

Tout l'intérêt de la validation est de pouvoir extrapoler les indications données par la palpation aux visons d'Europe et aux putois manipulés vivants et aux visons d'Amérique non hystérectomisés. Ainsi on peut déterminer la période de reproduction en considérant toutes les données de palpation d'utérus soit à la fois des animaux uniquement palpés et des individus palpés dont l'utérus a été analysé (annexes 8, 9 et 10).

Chez le Vison d'Amérique (annexe 8), nous ne prenons pas en compte les utérus palpés « 4mm » en novembre et décembre. Ainsi les femelles en sont « en reproduction » du 18 janvier au 11 avril (on sait par l'analyse de l'utérus que la femelle du 28 avril est en gestation) et en gestation du 23 mars au 6 mai. Au 23 mars, les renflements sont palpables et au 6 mai on observe un début de gestation. Sachant que le délai entre l'implantation et la mise-bas est de 30 jours, les mises-bas ont donc lieu entre mi-avril et début juin.

Chez le Vison d'Europe (annexe 9), nous ne prenons pas en compte les utérus palpés « 4mm » en novembre. Les utérus sont « en reproduction » du 3 mars au 13 avril (mais nous n'avons pas de données en décembre, janvier et février) et en gestation du 7 mars au 21 mai. Nous ne prenons pas en compte les résultats « 6-7 mm » d'octobre et novembre, sachant que cette palpation comporte une erreur non nulle. Sachant que la phase placentaire de la gestation dure 27 à 28 jours, les mises-bas ont donc lieu entre début avril et mi-juin.

Chez le Putois (annexe 10), nous n'avons des données que du mois de janvier au mois d'avril. Les utérus sont « en reproduction » sur toute cette période et en gestation du 5 février au 14 mars. Sachant que la phase placentaire de la gestation dure 27 à 28 jours, les mises-bas ont donc lieu entre début mars et mi-avril.

Nous souhaitons souligner qu'il faut modérer la validité des palpations 6-7 mm. Aussi, au vu de nos autres résultats, nous avons choisi de ne pas associer la palpation « 4 mm » à des utérus en reproduction au mois de novembre et décembre et la palpation « 6-7 mm » à des utérus en gestation dans certains cas.

c) Autres paramètres

(i) Aspect de la vulve

La période d'œstrus (annexe 11) s'étale au minimum du 13 au 24 mars chez les visons d'Europe, du 28 février au 24 avril chez les putois et du 30 janvier au 21 mars chez les visons d'Amérique.

(ii) Etude de la période de lactation

Dans les trois espèces, la lactation dure environ deux mois, soit environ 60 jours.

Des fins de lactation (annexe 12) sont observées du 12 août au 22 octobre au plus tôt chez le Vison d'Europe, le 24 juin chez le Putois, ce qui correspondrait donc à des mises-bas du 14 juin au 23 août pour les visons d'Europe et le 25 avril pour l'individu putois. Pour les autres données, dont on ne sait pas s'il s'agit d'un début ou d'un milieu de lactation, cela donne au moins des indications sur les premières dates de mise-bas, les animaux ayant au minimum mis

bas durant les jours précédents. Ainsi les visons d'Europe ont mis bas au minimum mi-mai, les putois fin avril et les visons d'Amérique mi-avril.

Les mises-bas ont donc lieu de mi-mai à fin août chez le Vison d'Europe, au moins fin avril chez le Putois et au moins mi-avril chez le Vison d'Amérique.

d) Bilan : Cycle de reproduction des femelles

Nous avons pu déterminer les périodes d'œstrus, de gestation et de mises-bas et de lactation pour les trois espèces dans le Sud-Ouest de la France (tableaux XIII, XIV, XV).

Tableau XIII : Périodes du cycle de reproduction des femelles visons d'Amérique

Femelles	Janv	Fév	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Août	Sept	Oct	Nov	Déc
Oestrus												
Gestations												
Mises-bas												
Lactation												

Tableau XIV : Périodes du cycle de reproduction des femelles visons d'Europe

Femelles	Janv	Fév	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Août	Sept	Oct	Nov	Déc
Oestrus												
Gestations												
Mises-bas												
Lactation												

Tableau XV : Périodes du cycle de reproduction des femelles putois

Femelles	Janv	Fév	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Août	Sept	Oct	Nov	Déc
Oestrus												
Gestations												
Mises-bas												
Lactation												

B. Paramètres de fécondité

1) Nombre d'embryons portés

a) Etude des cicatrices placentaires

Nous avons déterminé que nous pouvions utiliser la méthode de lecture des cicatrices placentaires avec coloration jusqu'à huit mois post-partum. Nous venons de définir la période des mises-bas pour les trois espèces : celle-ci commence au plus tôt fin mars chez le Vison d'Amérique et le Putois et en avril chez le Vison d'Europe. On peut donc décompter les cicatrices placentaires pour déterminer la taille de portée embryonnaire jusqu'à fin novembre chez les trois espèces. Au-delà, on ne connaît pas la validité de la lecture.

On obtient une moyenne de 3,3 cicatrices placentaires chez le Vison d'Europe (n= 6, extrêmes « de 2 à 5 », écart-type= 1,03), de 5,5 chez le Putois (n= 4, extrêmes « de 5 à 6 », écart-type= 0,58) et de 6,1 chez le Vison d'Amérique (n= 9, extrêmes « de 1 à 10 », écart-type= 3,26) (figure 36 et annexe 13). Ces différences sont significatives entre le Vison d'Europe et le Vison d'Amérique (p= 0,067) et entre le Vison d'Europe et le Putois (p= 0,005), mais pas entre le Vison d'Amérique et le Putois (p= 0,723).

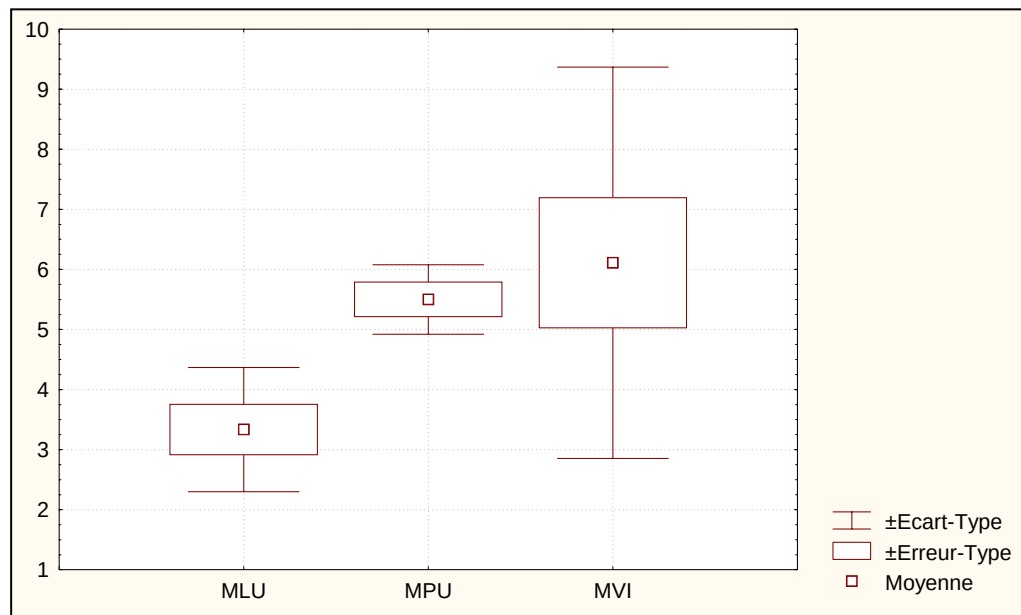
Un Vison d'Europe espagnol a deux cicatrices placentaires.

Figure 36 : Nombre de cicatrices placentaires par espèce

MLU : Vison d'Europe

MPU : Putois

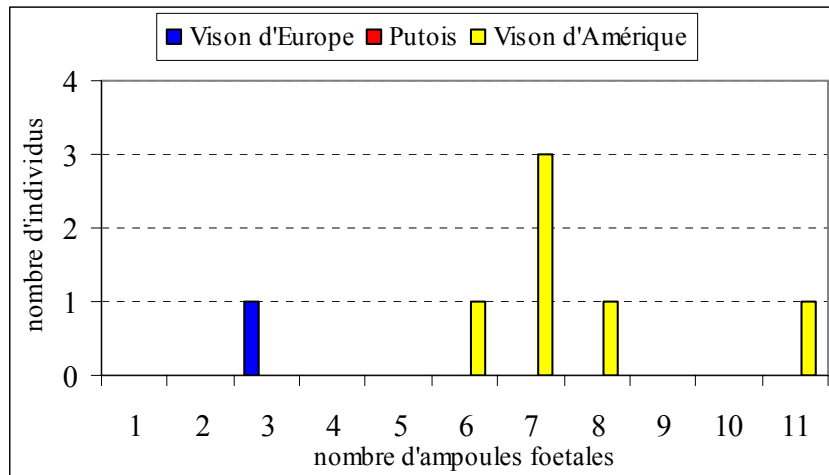
MVI : Vison d'Amérique



b) Nombre d'ampoules fœtales

On observe (figure 37) un Vison d'Europe avec trois ampoules fœtales et une moyenne de 7,7 ampoules fœtales chez le Vison d'Amérique ($n=6$, écart-type= 1,75, min-max= 6-11). Un Vison d'Europe espagnol a trois ampoules fœtales.

Figure 37 : Nombre d'ampoules fœtales par espèce



c) Bilan : Nombre moyen d'embryons portés

On n'observe pas de différence significative entre le nombre de cicatrices placentaires et le nombre d'ampoules fœtales (figure 38 et annexe 14), ni chez le Vison d'Europe ($p=0,777$), ni chez le Vison d'Amérique ($p=0,307$). Nous présentons donc ces résultats en les compilant, afin de déterminer le nombre d'embryons portés.

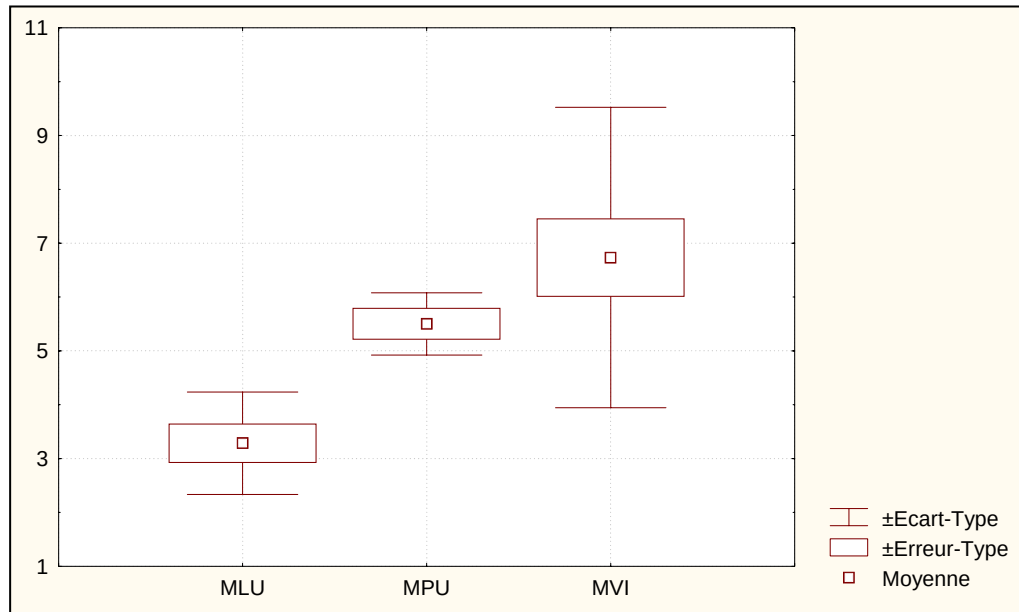
Le nombre moyen d'embryons portés est de 3,3 embryons chez le Vison d'Europe ($n=7$, extrêmes « de 2 à 5 », écart-type= 0,95), de 5,5 chez le Putois ($n=4$, extrêmes « de 5 à 6 », écart-type= 0,58) et de 6,7 chez le Vison d'Amérique ($n=15$, extrêmes « de 1 à 11 », écart-type= 2,79) (tableau XVII). Ces différences sont significatives entre le Vison d'Europe et le Vison d'Amérique ($p=0,005$) et entre le Vison d'Europe et le Putois ($p=0,002$), mais pas entre le Vison d'Amérique et le Putois ($p=0,4$) (figures 39 et 40).

Figure 38 : Nombre d'embryons portés par espèce

MLU : Vison d'Europe

MPU : Putois

MVI : Vison d'Amérique



2) Taux de participation des femelles à la reproduction

En ne tenant pas compte des « Jeunes », individus nés au printemps n'ayant pas reproduit puisqu'ils n'en avaient pas la possibilité et en considérant qu'en janvier on est dans la nouvelle saison de reproduction et qu'on ne peut plus lire de cicatrices, la répartition des femelles s'étant reproduites ou non (tableau XVI et annexe 15) nous indique des femelles classées « indéterminées » de janvier à avril chez le Vison d'Amérique. Il s'agit des femelles qui sont en période de reproduction, mais qui ne sont pas en gestation et dont on ne sait pas de ce fait si elles ont eu une portée ou non. Etant donné qu'on ne peut lire les cicatrices placentaires avec certitude que jusqu'en novembre, nous allons considérer uniquement la période de mai à novembre pour étudier le taux de participation des femelles à la reproduction.

En ce qui concerne les visons d'Europe espagnols, un capturé en avril et un capturé en octobre ont reproduit, un capturé en décembre n'a pas reproduit.

Tableau XVI : Statut de reproduction des femelles par espèce par mois

Mois	Vison d'Amérique				Putois				Vison d'Europe			
	Indéterminé	Jeunes	Non	Oui	Indéterminé	Jeunes	Non	Oui	Indéterminé	Jeunes	Non	Oui
01	3		1		1							
02	10								1			
03	6			2	1			1				1
04	3			9								2
05				2								1
06				1				1				
07		3				1		1				1
08		3	1	1								1
09		2	2	1						1		
10				3				1		2		1
11		1	3	2		1						
12		5	5	2								

a) Influence de la zone de stérilisation

Les différences entre zone de stérilisation et hors zone (tableau XVII) ne sont alors pas significatives à 5 % ($\chi^2=3,15$, pour d.d.l.= 1). Il n'y a pas plus de femelles s'étant reproduites hors zone de stérilisation que dans la zone de stérilisation des visons d'Amérique.

Tableau XVII : Reproduction des femelles visons d'Amérique en fonction de leur appartenance à la zone sous influence de la stérilisation

Mai à novembre	Zone Stérilisation	Hors zone
Femelles s'étant reproduites	4	4
Femelles ne s'étant pas reproduites	4	2

Les femelles visons d'Amérique non reproduites sur la période de mai à novembre sont, hors de la zone de stérilisation : une adulte en août et une jeune adulte en septembre, dans la zone de stérilisation : une adulte en septembre et trois jeunes adultes en novembre.

b) Influence de l'âge

Nous cherchons à savoir s'il y a une différence du taux de participation en fonction de l'âge. Pour analyser l'influence de l'âge nous ne prenons pas en compte les jeunes de l'année, qui n'ont bien évidemment pas participé à la reproduction. Chez le Vison d'Amérique (tableau XVIII), la différence n'est pas significative à 5 % ($\chi^2=3,65$, pour d.d.l.= 1).

Tableau XVIII : Reproduction des femelles visons d'Amérique en fonction de leur âge

Mai à novembre	Jeunes adultes	Adultes
Femelles s'étant reproduites	2	8
Femelles ne s'étant pas reproduites	4	2

On ne peut pas étudier l'influence de l'âge chez le Vison d'Europe et le Putois sur la participation à la reproduction, puisque nous n'avons pas d'individus « non reproduit » dans notre échantillon.

c) Influence de la maladie aléoutienne

Nous souhaitons savoir si le taux de participation à la reproduction est inférieur chez les femelles positives au test de dépistage des antigènes ADV. Pour cela nous ne prenons pas en compte les jeunes de l'année. On ne peut pas étudier l'influence de l'ADV chez le Vison d'Europe et le Putois sur la participation à la reproduction, puisque nous n'avons pas d'individus « non reproduit » dans notre échantillon. Chez le Vison d'Amérique, seules deux femelles de la période mai à novembre sont ADV positives, elles ne se sont toutes les deux pas reproduites, nous ne pouvons donc pas conclure sur l'influence de l'ADV sur la participation à la reproduction.

Nos résultats nous ont permis de préciser la période de reproduction du Vison d'Europe, du Vison d'Amérique et du Putois dans le Sud-Ouest de la France. Ils semblent donc indiquer que les accouplements ont lieu de février à avril chez le Vison d'Europe, de janvier à avril chez le Putois et le Vison d'Amérique (tableau XIX). Nous avons en outre pu montrer une différence de prolificité entre ces trois espèces (tableau XIX).

Tableau XIX : Bilan : Période d'activité sexuelle par sexe et par espèce et taille de portée embryonnaire moyenne par espèce

		Vison d'Europe	Putois	Vison d'Amérique
Saison de reproduction des mâles		mi-décembre-mai	mi-décembre-avril	mi-décembre-mai
Saison de reproduction des femelles	Œstrus	février-avril	janvier-avril	janvier-avril
	Gestation	mars-mai	février-mars	mars-mai
	Mises-bas	avril-août	mars-avril	mars-juin
	Lactation	avril-octobre	mars-juin	avril-septembre
Nombre d'embryons portés		3,3	5,5	6,7

IV. Discussion

Il nous a été difficile d'obtenir des données bibliographiques sur les paramètres reproducteurs du Vison d'Europe, du Vison d'Amérique et du Putois en milieu naturel. Pour le Vison d'Europe un grand nombre de données sont issues des pays d'Europe de l'Est, ce sont des données ponctuelles ou observées en élevage (Ternoskii, 1977 ; Sidorovich, 1993 et 1997) et l'essentiel des publications reprennent ces références bibliographiques. Nous n'avons pas de références françaises. Pour le Vison d'Amérique, un grand nombre de données sont issues des élevages, donc d'animaux sélectionnés pour leurs capacités reproductrices et dont la reproduction est contrôlée par l'Homme. Pour le Putois, les données proviennent d'élevages ou en milieu naturel, mais pas dans le milieu naturel français (Poole, 1970 ; Blandford, 1987). Dans ces trois espèces, aucun protocole précis n'avait été mis en place afin de déterminer les paramètres reproducteurs en milieu naturel. Seules quelques observations ponctuelles ont amené aux conclusions obtenues dans la bibliographie.

Suite à ce constat, nous avons réalisé (à notre connaissance) la première étude expérimentale comparative des paramètres reproducteurs, en milieu naturel, de ces trois espèces issues d'une même zone géographique, le Sud-Ouest de la France.

A. Les différents modes de conservation des organes reproducteurs

Dans la plupart des études rencontrées, les ovaires et testicules étaient conservés dans du formol à 10 % (Artois *et al.*, 1982 ; Bäcklin et Bergman, 1992 ; Zapata *et al.*, 1997). Ce mode de conservation permet la pesée des organes et surtout la réalisation de coupes histologiques. Mais certaines des gonades de notre échantillon étaient formolées depuis dix ans, ce qui risque d'avoir altéré la qualité des coupes histologiques réalisables. Afin d'exploiter au mieux les prélèvements sur le long terme, l'idéal est de peser et relever toutes les données, telles que le nombre de corps jaunes par exemple, puis d'inclure ces organes dans de la paraffine (Bäcklin et Bergman, 1992). Les organes étant fixés, ils ne sont pas altérés et on peut obtenir des coupes histologiques de bonne qualité. Il serait très intéressant d'appliquer cette méthode à la conservation des gonades prélevées, mais cela nécessite des moyens qu'il est difficile de mettre en oeuvre sur le terrain.

En ce qui concerne les utérus formolés on ne peut pas les utiliser pour décompter les cicatrices placentaires car celles-ci ne sont plus visibles, mais on peut réaliser des coupes histologiques qui permettent de distinguer avec exactitude l'origine des cicatrices : avortement précoce, tardif ou post-partum (Bäcklin et Bergman, 1992 et 1995). Pour l'analyse des cicatrices placentaires, le meilleur type de conservation est la congélation dans l'eau. Celle-ci a l'avantage de moins déshydrater les tissus qu'une congélation sans eau. L'idéal est de pouvoir exploiter histologiquement des tractus congelés. Pour cela il faut compenser les effets potentiels d'une longue congélation des tissus. Daniels *et al.* (2002) proposent de fixer les organes décongelés dans du formol à 10 % une semaine, en renouvelant la solution de formol toutes les 24 heures pour éviter des réactions possibles avec le formaldéhyde. Ainsi on pourrait peut-être en congelant les utérus, pouvoir tout de même réaliser des coupes histologiques. Mais nous avons vu que la coloration est corrosive pour les utérus ne permettant peut-être pas d'avoir une lecture aisée des coupes histologiques. Il serait intéressant d'évaluer cette méthode sur quelques utérus en incluant dans l'échantillon des

utérus congelés préalablement colorés ou non. L'inconvénient de cette méthode est la nécessité d'inclure en paraffine pour réaliser les coupes, comme ceci est cité pour les gonades.

B. Mise au point de la lecture des cicatrices placentaires

1) Intérêt de la coloration

Nous avons déterminé, après analyse des sept utérus de visons d'Amérique d'élevage au passé reproducteur connu, que l'on pouvait décompter les cicatrices placentaires jusqu'à huit mois après la mise-bas afin de déterminer la taille de portée embryonnaire et que compte tenu des dates de mises-bas estimées dans le milieu naturel, cette analyse est valable jusqu'en fin novembre. Dans notre échantillon témoin, nous n'avons aucun faux négatif et la taille de portée n'est pas sous-estimée (le seul individu pour lequel la taille de portée est sous-estimée est très certainement une erreur liée à une inversion de deux animaux). Ainsi nos résultats divergent de ceux d'Elmeros et Hammershøj (2005), qui considèrent que la lecture des cicatrices placentaires n'est valable que jusqu'à trois mois post-partum, les cicatrices étant détectables jusqu'à sept à huit mois post-partum mais la proportion de visons mal classés comme stériles est alors surestimée et la taille de portée sous-estimée. Chez le Vison d'Amérique, Elmeros et Hammershøj (2005) ont trouvé une variation importante de l'intensité de la pigmentation des cicatrices placentaires avec l'âge, mais estiment que la distinction des cicatrices en fonction de leur intensité de coloration pour indication soit d'une gestation menée à terme, soit d'une perte post-implantation des embryons n'est pas possible. Ils ne précisent pas le mode de congélation : il est possible que lorsque les utérus n'ont pas été congelés dans de l'eau, ceux-ci soient moins lisibles. Peut-être qu'en colorant les utérus, leurs résultats concorderaient avec les nôtres. Cependant nous obtenons aussi une bonne concordance avant coloration. Pour Elder (1952), l'examen des utérus le jour de la mort, ou plusieurs jours plus tard, échoue à mettre en évidence une relation entre le nombre de cicatrices visibles et le nombre de jeunes produits : il n'observe que quelques cicatrices sur peu d'animaux. Mais Elder (1952) a réalisé cette étude sur des animaux tués en décembre et ayant mis bas au printemps et n'utilisait pas de coloration. Il serait intéressant de savoir à quelle date ont eu lieu les mises-bas précisément, car nous avons vu que les cicatrices sont lisibles jusqu'à huit mois post-partum, si les mises-bas ont eu lieu en mars cela pourrait donc expliquer pourquoi Elder n'observe pas de cicatrices.

Selon Bray *et al.* (2003), la coloration permet d'estimer le nombre de cicatrices avec beaucoup plus de précision et permet d'obtenir des résultats semblables entre les différents observateurs. Chez le Lièvre, qui a plusieurs portées par saison de reproduction, la méthode permet de dater les cicatrices et ainsi de déterminer le nombre de portées. Avec cette méthode, la taille de portée est surestimée chez le Vison d'Amérique, ce qui peut s'expliquer par du cannibalisme à la mise-bas, ou un biais de lecture lié à des artefacts, ou des pertes d'embryons après implantation. Des cicatrices atypiques observées comme incomplètes correspondraient à des résorptions embryonnaires. De même chez la Martre et la Fouine, la coloration améliore nettement la lecture des cicatrices placentaires. Ainsi sur des utérus pour lesquels aucune cicatrice n'est visible sans coloration, on en voit après coloration (M. Albaret, S. Ruette, communication personnelle).

En accord avec Bray *et al.* (2003) et M. Albaret et S. Ruette (communication personnelle), notre étude montre l'intérêt de la coloration des utérus afin de décompter les cicatrices placentaires. Cependant même après coloration, nous avons vu qu'il ne nous est pas possible de distinguer les cicatrices issues d'avortements, de celles correspondant à des petits

effectivement nés. Nous pouvons poser l'hypothèse que les traces atypiques observées sur un utérus de vison d'élevage correspondent à des cicatrices d'avortement. Nous estimons que les différences d'intensité de coloration ne sont pas une indication soit d'une gestation menée à terme, soit d'une perte post-implantation des embryons, mais dépendent plutôt du délai de lecture après la mise-bas.

Nous avons pu observer des cicatrices sur des utérus provenant du milieu naturel jusqu'à la fin du mois de décembre (le 31 décembre, six cicatrices sur une femelle Vison d'Amérique). Il serait donc intéressant de renouveler l'étude d'utérus de femelles issues d'élevage au passé reproducteur connu, en récupérant des utérus prélevés à différentes périodes, afin de tester le délai de persistance des cicatrices placentaires et d'estimer la fiabilité de la technique de coloration à différentes périodes de l'année. Nous proposons de prélever trois femelles fin novembre afin d'augmenter notre échantillon actuel, dix fin décembre, dix début janvier, afin de pouvoir ainsi mieux décrire l'évolution des cicatrices.

2) Comparaison de la lecture des cicatrices placentaires et du décompte des embryons portés

Chez le Raton-Laveur (*Nyctereutes procyonoides*), Helle et Kauhala (1995) considèrent que la méthode la plus précise pour déterminer la taille de portée à la naissance est celle qui utilise le nombre de fœtus puisque l'on peut décompter les embryons qui sont morts, soit ceux qui sont clairement plus petits ou qui ont commencé à être résorbés, mais il est difficile d'obtenir du matériel en quantité suffisante. Ils estiment que l'étude des cicatrices placentaires est la seconde méthode la plus précise et la plus pratique pour déterminer la taille de portée à la naissance, puisque certaines cicatrices correspondent à des embryons morts avant la naissance et que d'autres peuvent s'être effacées. Après avoir comparé la taille de portée à la naissance estimée en comptant le nombre de cicatrices placentaires au nombre de fœtus décomptés entre différents échantillons, ils en concluent que les deux méthodes sont comparables.

Nos résultats montrent une équivalence entre les résultats de ces deux méthodes pour le Vison d'Europe et le Vison d'Amérique et donc justifient l'utilisation du décompte des cicatrices placentaires. Mais notre échantillon est de très petite taille et il serait intéressant de réaliser la comparaison sur un échantillon plus grand afin de confirmer que la différence n'est pas significative.

3) Nombre d'embryons portés

Nous avons vu que le nombre d'embryons portés est supérieur au nombre de jeunes vivants observés après la parturition, puisqu'il y a des pertes d'embryons après l'implantation, un cannibalisme des jeunes par la mère à la parturition, notamment sur les petits non viables (Martin *et al.*, 1976 ; Lindström, 1981 ; M. Agraffel, communication personnelle) et qu'il existe de plus une mortalité néonatale.

Selon notre étude, nous obtenons une moyenne de 3,3 embryons portés par femelle chez le Vison d'Europe (n=7). En Europe de l'Est, naissent de 2 à 7 jeunes (4 en moyenne) selon Ternovskii (1977) et Camby (1990) et de 3 à 6 (4 en moyenne) selon Sidorovich (1997). En milieu naturel en Espagne, ont été observées trois femelles avec respectivement 2, 2 et 4 jeunes (Ceña *et al.*, 2003). En élevage naissent de 1 à 9 petits, quatre en moyenne (Fest *et al.*, 2003 ; Amstislavsky *et al.*, 2004). Nous constatons donc que notre moyenne de taille de

portée embryonnaire est inférieure aux observations de nombre de jeunes vivants, sauf en Espagne où nos données sont semblables. Et ce d'autant plus que la taille de portée embryonnaire surestime la taille de portée à la naissance. Camby (1990) estime à 25 % le taux de mortalité post-natale en milieu naturel. Notre moyenne pourrait s'extrapoler à une estimation du nombre de jeunes vivants qui est alors de 2,5, soit presque la moitié des données de la littérature en milieu naturel. En ce qui concerne les données en élevage, les animaux étant probablement sélectionnés pour leur prolificité, il est donc logique que nos résultats soient inférieurs. De plus, nous savons que la population franco-ibérique est génétiquement isolée et moins sujette à un brassage génétique que la population d'Europe de l'Est (Michaux *et al.*, 2005), ce qui pourrait expliquer un déficit de reproduction par rapport à la population d'Europe de l'Est, qui est, elle, en meilleure « santé génétique ». Il serait intéressant de comparer les données espagnoles et françaises sur un plus grand échantillon.

Nous estimons une moyenne de 6,7 (n=15) embryons portés par femelle chez le Vison d'Amérique. Alors qu'en milieu naturel, en Amérique du Nord, Dunstone (1993) estime que naissent de 2 à 3 petits chez les visons sauvages, Wren (1991) de 2 à 10 (4,5 en moyenne) et Boggess (1983) de 3 à 6. En Europe de l'Est en milieu naturel, Sidorovich (1993) estime que la taille de portée moyenne est de 4. Dans les élevages, chez les multipares, la taille de portée est de 5 à 5,5 en moyenne (Pilbeam *et al.*, 1979 ; Linscombe *et al.*, 1982 ; Bäcklin, 1996 ; Elmeros et Hammershøj, 2005 ; Liabeuf, 2005). Nous obtenons une taille de portée embryonnaire supérieure à la taille de portée à la naissance décrite dans la bibliographie. Sidorovich (1993) estime le taux de mortalité néonatale à 21 % en milieu naturel dans les pays de l'Est. En extrapolant à nos résultats, nous obtenons ainsi une taille de portée de 5,4, soit une taille de portée plus proche de celle des élevages que de celle du Vison d'Amérique sauvage. Nos résultats pourraient s'expliquer par le fait que la population de Vison d'Amérique française est issue de lignées d'élevage qui pourraient être sélectionnées pour leur prolificité. De plus, selon Sidorovich (1993), la fécondité d'une espèce en phase de colonisation est plus importante. Nous pouvons nous intéresser aux trois utérus à une, deux et trois cicatrices placentaires chacun. Il s'agit de trois individus adultes, dont les utérus ont été respectivement prélevés le 12 décembre, le 17 novembre et le 1^{er} octobre. Ces utérus qui apparaissent « hors norme » pourraient s'expliquer par un long délai entre la mise-bas et le prélèvement de l'utérus expliquant la disparition de certaines cicatrices ou par des avortements.

Selon notre étude nous obtenons une moyenne de 5,5 (n=4) embryons portés par femelle chez le Putois. Naissent de 2 à 12 petits par portée en milieu naturel en Grande-Bretagne (Poole, 1970 ; Blandford, 1987 ; Birks, 1993) et en élevage, 8 en moyenne (Lindeberg, 2006). Nous obtenons donc une taille de portée embryonnaire inférieure aux tailles de portées à la naissance, décrites dans la littérature. Chez le Putois nous ne disposons que d'un très faible échantillon donc il nous est difficile de conclure. Et à part les données en élevage, qui sont logiquement plus élevées, les données de la littérature sont peu précises (pas de moyenne).

Comme Sidorovich (1993), nous avons pu mettre en évidence que le Vison d'Amérique est plus prolifique que le Vison d'Europe. Par contre, Putois et Vison d'Amérique auraient des tailles de portées comparables, mais nous sommes limités dans cette analyse par la petite taille de notre échantillon. Ceci peut être un facteur explicatif de l'expansion de la population de Vison d'Amérique, alors que celle de Vison d'Europe régresse. Il apparaît ainsi être difficile à une population peu prolifique, soumise à de multiples causes de régression et en compétition avec une espèce plus prolifique qu'elle, d'assurer son renouvellement. Et à l'inverse, pour la population de visons d'Amérique qui dispose de niches écologiques vacantes dans un milieu adapté et ayant une taille de portée importante, la colonisation du milieu est rapide. Nous

avons mis en évidence que la reproduction a des répercussions sur le développement des populations.

C. Etude du cycle de reproduction

Dans le Sud-Ouest de la France, l'analyse du poids et de la largeur des testicules nous indique que la période d'activité sexuelle des mâles a lieu de mi-décembre à mai chez le Vison d'Amérique. Alors qu'elle a lieu de mi-novembre à avril en milieu naturel en Amérique du Nord selon Linscombe *et al.* (1982) et de novembre à mars en élevage (Morque, 1981 ; Bréfort, 1983). Nous avons vu que la saison de reproduction est sous influence de la photopériode, la diminution de la durée des jours stimulant l'activité sexuelle, peut-être ceci expliquerait-il nos différences de résultats par rapport à l'Amérique du Nord.

Nous trouvons de même que l'activité sexuelle a lieu de mi-décembre à mai chez le Vison d'Europe dans le Sud-Ouest de la France, alors qu'elle aurait lieu de février à avril selon Dunstone (1993) et Youngman (1990) dans les pays de l'Est. Les données bibliographiques ne sont basées sur aucune méthodologie précise, peut-être est-ce un facteur explicatif de notre différence de résultats.

Chez le Putois, nous avons obtenu une période d'activité sexuelle allant de mi-décembre à avril dans le Sud-Ouest de la France, alors que selon Blandford (1987) et Poole (1970), elle a lieu de janvier à mai en Grande-Bretagne. Notre taille d'échantillon est faible et ne nous permet pas de déterminer la fin de période de reproduction.

Selon notre étude, la saison de reproduction aurait lieu à la même période pour les mâles visons d'Amérique et pour les mâles visons d'Europe. Nos résultats iraient donc à l'encontre de l'hypothèse selon laquelle les mâles visons d'Amérique entrant en reproduction avant les mâles visons d'Europe pourraient s'accoupler avec des femelles visons d'Europe, leur faisant ainsi manquer une année de reproduction (Ternovskii, 1977 ; Wirth, 1990).

Dans notre étude, la période d'œstrus a lieu de janvier à avril chez le Vison d'Amérique, ce qui concorde avec les données d'Europe de l'Est où elle a lieu de fin-janvier à début avril (Ternovskii, 1977 ; Sidorovich, 1993).

Selon nos résultats la période d'œstrus a lieu de février à avril chez le Vison d'Europe. Elle a lieu du 20 mars au 30 juin en milieu naturel (Youngman, 1990 ; Dunstone, 1993). A nouveau, ces données ne sont basées sur aucune méthodologie précise.

Nous constatons que l'œstrus a lieu de janvier à avril chez le Putois. Il a lieu en mars-avril en milieu naturel en Grande-Bretagne (Blandford, 1997) et en élevage Lindeberg, 2003 et 2006 ; Lindeberg et Jarvinen, 2003). Les données en milieu naturel ne sont basées sur aucune méthodologie précise ce qui peut expliquer notre différence de résultats.

Nous trouvons que la période de gestation a lieu de mars à mai chez le Vison d'Amérique et chez le Vison d'Europe et de février à mars chez le Putois. Nous n'avons pas de références bibliographiques en ce qui concerne la période de gestation dans ces trois espèces.

Selon nos résultats, la période de mises-bas a lieu de fin mars à juin chez le Vison d'Amérique. Elle a lieu de fin avril à mi-juin en milieu naturel (Linscombe *et al.*, 1982 ; Boggess, 1983 ; Dunstone, 1993 ; Sidorovich, 1993) et en élevage (Bäcklin *et al.*, 1997). Peut-être le décalage observé s'explique-t-il par une différence dans la photopériode, l'allongement de la durée des jours stimulant l'implantation.

Nous constatons que la période de mises-bas a lieu d'avril à août chez le Vison d'Europe. Elle a lieu de avril à mai en milieu naturel dans les pays de l'Est (Camby, 1990), mais les données bibliographiques ne sont basées sur aucune méthodologie précise, ce qui peut expliquer la différence de résultats.

Dans notre étude, la période de mises-bas a lieu mars à avril chez le Putois. Elle a lieu de mai à juin, aussi bien en milieu naturel en Grande-Bretagne qu'en élevage (Birks, 1993 ; Lodé, 2001a ; Lindeberg, 2006). Nous disposons de peu de données sur le Putois, il serait intéressant de travailler sur un plus grand échantillon.

Dans notre étude, la période de lactation s'observe d'avril à septembre chez le Vison d'Amérique, d'avril à octobre chez le Vison d'Europe et de mars à juin chez le Putois. Elle doit vraisemblablement se prolonger jusqu'en octobre, puisque nous avons constaté que le cycle de reproduction du Putois est semblable à celui du Vison d'Europe. Nous n'avons pas trouvé de références bibliographiques sur la période de lactation de ces trois espèces.

D. Taux de participation des femelles à la reproduction

Nous n'observons pas de femelles n'ayant pas reproduit dans notre échantillon chez le Vison d'Europe et le Putois (en France), alors que nous en observons chez le Vison d'Amérique. Cela pourrait s'expliquer par la petite taille de nos échantillons de visons d'Europe et de putois et aussi par un impact de la stérilisation des visons d'Amérique sur la reproduction de la population. Notre échantillon est trop faible pour pouvoir étudier l'influence de la stérilisation des visons d'Amérique, de l'âge et de l'ADV sur la participation à la reproduction. Il serait intéressant d'avoir un échantillon plus important afin de déterminer si le programme de stérilisation des visons d'Amérique pourrait avoir une influence sur la reproduction.

E. Implications pour la conservation du Vison d'Europe

Pour pouvoir limiter l'impact du piégeage sur la population de Vison d'Europe, on souhaite éviter que les périodes de piégeage scientifique ou accidentel aient lieu lors de la période de fin de gestation et d'élevage des jeunes. Notre étude a montré que les premières mises-bas ont lieu en avril et que l'allaitement se prolonge jusque fin octobre. Nous recommandons donc d'avril à octobre, dans l'aire de répartition du Vison d'Europe, l'arrêt du piégeage scientifique et l'ouverture des trous à visons sur les pièges à Ragondin pour permettre aux femelles capturées accidentellement de s'échapper.

De même, en ce qui concerne les travaux d'entretien des cours d'eau, les travaux des infrastructures (routes, ponts...) et globalement tous les travaux ayant lieu dans les habitats du Vison d'Europe, nous recommandons d'éviter tous travaux lors de la période de gestation et d'allaitement car les femelles concernées ont plus de risque de dérangement et de mortalité accidentelle (Collectif, 2003), soit d'avril à octobre.

Nous recommandons de poursuivre la lutte contre le Vison d'Amérique. Cette espèce très prolifique colonise rapidement le milieu. Même s'il n'y a pas d'interactions directes, cela interfère avec la population de Vison d'Europe et limite les chances de recolonisation de celui-ci.

Nous recommandons de continuer la lutte contre toutes les causes de surmortalité (route, bromadiolone...) car le Vison d'Europe n'a pas les moyens de reconstituer ses effectifs rapidement.

Enfin il serait intéressant de développer des études complémentaires pour essayer de confirmer les hypothèses de départ (notamment influence de l'étranglement génétique) :

- poursuivre cette étude pour augmenter la taille de l'échantillon.
- augmenter l'échantillon espagnol pour faire une étude comparative.
- réaliser des études complémentaires sur la reproduction. Notamment la réalisation de spermogrammes (Michaux *et al.*, 2005) afin d'évaluer les capacités reproductrices des mâles, de pouvoir comparer les résultats avec les visons d'Europe mâles espagnols, la population de Vison d'Europe en Espagne se portant mieux que la population française et d'étudier la présence d'éventuels hybrides dans le milieu naturel.
- réaliser des études complémentaires génétiques (Michaux *et al.*, 2005). Nous avons vu que les femelles se reproduisent avec plusieurs mâles et que les mâles se reproduisent avec plusieurs femelles de leur entourage. Ceci entraînant une augmentation de déficit de l'hétérozygotie, le système reproducteur de ces mustélidés devant être peu efficace à prévenir la consanguinité (Lodé, 2001b). Ceci doit être encore plus marqué sur une population isolée comme l'est celle du Vison d'Europe actuellement en France.

CONCLUSION

Nous avons pu, au cours de ce travail, préciser certains des paramètres reproducteurs et réaliser la première étude comparative des paramètres reproducteurs du Vison d'Europe, du Vison d'Amérique et du Putois dans le milieu naturel du Sud-ouest de la France.

Nous avons, par la mise au point de la technique de lecture des cicatrices placentaires chez le Vison d'Amérique, pu démontrer que la taille de portée embryonnaire du Vison d'Europe est significativement inférieure à celle du Vison d'Amérique et du Putois (respectivement de 3,3 ; 6,7 ; et 5,5 en moyenne). Cette différence de prolificité entre le Vison d'Europe et le Vison d'Amérique et le Putois peut en partie expliquer la différence de statut des trois populations dans le Sud-Ouest de la France, respectivement en régression, en expansion et en stagnation. Nous avons pu préciser les périodes de reproduction des trois espèces et les implications qui en découlent pour la conservation du Vison d'Europe, à savoir éviter le piégeage scientifique et accidentel ainsi que les interventions dans ses habitats d'avril à octobre.

Le Vison d'Europe, menacé d'extinction, fait partie de notre patrimoine. Cependant moins médiatisé que d'autres espèces, il souffre d'un manque d'engagement de l'Etat et de moyens pour mettre en place rapidement et efficacement des mesures de conservation qui s'imposent. Ainsi il serait notamment souhaitable de poursuivre et intensifier la lutte contre le Vison d'Amérique dans le Sud-Ouest de la France, de poursuivre la lutte contre toutes les causes de surmortalité de l'espèce et de développer les études et recherches sur la dynamique et la génétique des populations.

BIBLIOGRAPHIE

1. Aasted B, Alexandersen S, Cohn A, Hansen M. (1986) Counter current line absorption immunoelectrophoresis is an alternative diagnostic screening test to counter current immunoelectrophoresis in Aleutian disease (AD) eradication programs. *Acta Veterinaria Scandinavica*, **27**, 410-420.
2. Alexandersen S, Larsen S, Aasted B, Uttenthal A, Bloom ME, Hansen M. (1994) Acute interstitial pneumonia in Mink kits inoculated with defined isolates of Aleutian Mink disease parvovirus. *Veterinary Pathology*, **31**, 216-228.
3. Allain D, Martinet L. (1986) Rôle des testicules dans le contrôle du cycle annuel des mues chez le vison (*Mustela vison*). In : *Endocrine regulations as adaptative mechanisms to the environment. Colloque International CNRS*.
4. Allen S H. (1983) Comparison of Red fox litter sizes determined from counts of embryos and placental scars. *Journal of Wildlife Management*, **47**, 860-863.
5. Amstislavsky S, Ternovskaya Y. (2000) Reproduction in mustelids. *Animal Reproduction Science*, **60-61**, 571-581.
6. Amstislavsky S, Aalto J, Järvinen M, Lindeberg H, Valtonen M, Zudova G *et al.* (2004) Transfer of European Mink (*Mustela lutreola*) embryos into hybrid recipients. *Theriogenology*, **62**, 458-467.
7. Artois M, Aubert MFA, Gérard Y. (1982) Reproduction du renard roux (*Vulpes vulpes*) en France. Rythme saisonnier et fécondité des femelles. *Acta Oecologica*. **3** (2), 205-216.
8. Bäcklin BM. (1996) *Studies on reproduction in female mink (Mustela vison) exposed to polychlorinated biphenyls*. PhD thesis, Uppsala, 46 pages.
9. Bäcklin BM, Bergman A. (1992) Morphological aspects on the reproductive organs in female Mink (*Mustela vison*) exposed to polychlorinated biphenyls and fractions thereof. *Ambio. Stockholm*. **21**, 596-601.
10. Bäcklin BM, Bergman A. (1995) Histopathology of postpartum placental sites in Mink (*Mustela vison*) exposed to polychlorinated biphenyls or fractions thereof. *Acta Pathologica*. **103**, 843-854.
11. Bäcklin BM, Madej A., Forsberg M. (1997) Histology of ovaries and uteri and levels of plasma progesterone, oestradiol-17 beta and oestrone sulphate during the implantation period in mated and gonadotrophin-releasing hormone-treated Mink (*Mustela vison*) exposed to polychlorinated biphenyls. *Journal of Applied Toxicology*. **17**, 297-306.
12. Basrur PK, Ramos AS. (1973) Seasonal changes in the accessory sex glands and gonaducts of male mink. *Canadian Journal of Zoology*. **51**, 1125-1132.
13. Birks JDS. (1993) The return of the polecat. *British Wildlife*. 16-25.

14. Blandford PRS. (1987) Biology of the Polecat *Mustela putorius* : A literature review. *Mammal Review*. **17** (4), 155-198.
15. Boggess E.K. (1983) Mink. In: *Prevention and control of wildlife damage*. Robert M. Timm, Lincoln 456-500.
16. Boissin-Agasse L, Maurel D, Boissin J. (1981) Seasonal variations in thyroxine and testosterone levels in relation to the moult in the adult male Mink (*Mustela vison* Peale and Beauvois). *Canadian Journal of Zoology*. **59**, 1062-1066.
17. Boissin-Agasse L, Boissin J, Ortavant R. (1982) Circadian photosensitive phase and photoperiodic control of testis activity in the Mink (*Mustela vison* Peale and Beauvois), a short-day mammal. *Biology of Reproduction*. **26**, 110-119.
18. Boissin-Agasse L, Ravault JP, Boissin J. (1983) Photosensibilité circadienne et contrôle photoperiodique du cycle annuel de la prolactinémie chez le Vison. C. R. Acad. Sc. Paris, t. 296. Série III, 707-710.
19. Bonnefond C. (1985) *Gestation du vison: 1. Cathéterisme chronique et quelques applications. 2. Influences de la température et de la photopériode*. D.E.A. de Physiologie de la reproduction, Université Pierre et Marie Curie (Paris VI).
20. Bray Y, Marboutin E, Péroux R, Ferron J. (2003) Reliability of stained placental-scar counts in European hares. *Wildlife Society Bulletin*. **31**, 237-246.
21. Bréfort A. (1983) *Physiologie de la reproduction du vison et implantation différée*. Th. Doc. Vét., Alfort ; n° 162, 119 pages.
22. Broll S, Alexandersen S. (1996) Observations on lesions in lung and in lymph nodes of experimentally Aleutian Mink disease parvovirus-infected pregnant adult mink. *Scientificur*, **20**, 215-222.
23. Camby A. (1990) Le Vison d'Europe (*Mustela lutreola* Linnaeus, 1761). In: *Encyclopédie des carnivores de France*. 13^{ème} ed. Paris : Société Française pour l'Etude et la Protection des Mammifères, 1-19.
24. Canivenc R, Bonnin-Laffargue M, Relexans MC. (1978) Cycles génitaux de quelques mustelidés européens. *Journal Entretien de Chizé*. **1**, 85-104.
25. Ceña JC, Gómez A, Ceña A, López de Luzuriaga J. (2003) Aspectos del comportamiento reproductor de las hembras de Visón Europeo (*Mustela lutreola*) en su medio natural. *International Conference on the Conservation of the European Mink*. Logroño (La Rioja, Spain), 5 - 9 Novembre 2003: 46.
26. Collectif. (2003) *La Gestion des Habitats du Vison d'Europe - Recommandations techniques*. Conseil général des Landes, GREGE, CETE du Sud-Ouest, Sétra, SFEPM. DIREN Aquitaine, 63 pages.
27. Cuadrado JM (2000). *Contribution à l'étude de l'anatomie de l'échographie abdominale du Furet (Mustela putorius furo)*. Th. Doc. Vét., Toulouse ; 61 pages.

28. Daniels MJ, Wright TCM, Bland KP, Kitchener AC. (2002) Seasonality and reproduction in wild-living cats in Scotland. *Acta Theriologica*, **47**, 73-84.
29. Davison A, Birks JDS, Maran T, MacDonald DW, Sidorovich VE, Griffiths HI. (2000) Conservation implications of hybridisation between polecats, ferrets and European mink (*Mustela* spp.). In: Griffiths H.I. (ed). *Mustelids in a modern world. Management and conservation aspects of small carnivores: human interactions*. Leiden, Backhuys Publishers, 153-161.
30. De Bellefroid MN. (1997) Le vison d'Europe, statut, répartition et devenir en Poitou-Charentes et dans les zones limitrophes. *Pro. Lutra et Parc Interrégional du marais poitevin*. Rapport interne : 46 pages.
31. De Bellefroid MN, Rosoux R. (1998) Le " Vison du Poitou ", un hôte des zones humides menacé dans le Centre-Ouest atlantique. *Annales de la Société des Sciences Naturelles de la Charente-Maritime*, **8**, 865-879.
32. Douglas DA, Pierson RA, Murphy BD. (1994) Ovarian follicular development in mink (*Mustela vison*). *Journal of Reproduction and Fertility*, **100**, 583-590.
33. Dunstone N. (1993) *The Mink*. T & AD Poyser Ltd., London, 232 pages.
34. Elder WH. (1952) Failure of placental scars to reveal breeding history in mink. *Journal of Wildlife Management*, **16**, 110.
35. Elmeros M, Hammershøj M. (2006) Experimental evaluation of the reliability of placental scar counts in American mink (*Mustela vison*). *European Journal of Wildlife Resource*, **52** (2), 132-135.
36. Enders RK. (1952) Reproduction in mink. *Proc. Amer. Phil. Soc.*, **96**, 691-755.
37. Englund J. (1970) Some aspects of reproduction and mortality rates in Swedish foxes (*Vulpes vulpes*), 1961-63 and 1966-69. *Swedish Wildlife*, **8**, 1-82.
38. Festl W, Bodenstein C, Seebass C. (2003) Captive breeding of European mink *Mustela lutreola* (Linné, 1761) – effects of keeping methods and stress factors on the reproduction success. *International Conference on the Conservation of the European mink. Logroño, la Rioja, Spain, 5-8 Novembre 2003*. 12 pages.
39. Fournier-Chambrillon C, Aasted B, Perrot A, Pontier D, Sauvage F, Artois M *et al.* (2004). Antibodies to Aleutian mink disease parvovirus in free-ranging European mink (*Mustela lutreola*) and other small carnivores from southwestern France. *Journal of Wildlife Diseases*, **40**, 394-402.
40. Fournier-Chambrillon C, Berny PJ, Coiffier O, Barbedienne P, Dassé B, Delas G *et al.* (2004). Evidence of secondary poisoning of free-ranging riparian mustelids by anticoagulant rodenticides in France: implications for conservation of European mink (*Mustela lutreola*). *Journal of Wildlife Diseases*, **40**(4), 688-695.

41. Gorham J, Henson JB, Crawford TB, Padgett GA. (1976) The epizootiology of Aleutian disease. In: *Slow virus diseases of animals and man*, R. H. Kimberlin (eds). North-Holland Publishing Company, Amsterdam, The Netherlands, 135-158.
42. Haagsma J. (1969) Epizootiology of Aleutian disease (plasmocytosis) in mink. *Netherland Journal of Veterinary Science*, **2**, 19-30.
43. Hammershøj M. (2004) *Population ecology of free-ranging American mink Mustela vison in Denmark*. PhD thesis, National Environmental Research Institute, Kalø, Denmark, 30 pages.
44. Helle E, Kauhala K. (1995) Reproduction in the raccoon dog in Finland. *Journal of Mammalogy*. **76**, 1036-1046.
45. Léger F, Fournier P. (2001) Extension of the American Mink (*Mustela vison*) in France. *20th International Mustelid Colloquium*. Universität Osnabrück, Papenburg: 8-9.
46. Léger F, Ruetten S. (2005) Le vison d'Amérique, une espèce qui se développe en France. *Faune sauvage* n° 266, 29-36.
47. Liabeuf M. (2005) *Contribution à l'évaluation des risques sanitaires pour le vison d'Europe liés à la présence d'élevages et de population féroces de visons d'Amérique dans le Sud-ouest de la France*. Th. Doc. Vét., Nantes ; 126 pages.
48. Libois R, Michaux J, Rosoux R, De Beaulieu Y, Fournier P, De Bellefroid MN. (2002) Diversité génétique : du diagnostic à la conservation. Le cas du Vison d'Europe. *Annales de la société des sciences naturelles de la Charente-Maritime*, 219-223.
49. Lincoln RJ, Boxshall GA, Clark PF. (1982) *A dictionary of ecology, evolution and systematics*. Cambridge University Press, Cambridge, 298 pages.
50. Lindeberg H, Amstislavsky S, Järvinen M, Aalto J, Valtonen M. (2002) Surgical transfer of in vivo produce farmed European polecat (*Mustela putorius*) embryos. *Theriogenology*, **57**, 2167-2177.
51. Lindeberg H, Järvinen M. (2003) Early embryonic development and in vitro culture of in vivo produced embryos in the farmed European polecat (*Mustela putorius*). *Theriogenology*, **60**, 965-975.
52. Lindeberg H. (2003) *Embryo Technology in the Farmed European Polecat (Mustela putorius)*. PhD thesis, Kuopio, University Publications C. Natural and Environmental Sciences 162, 110 pages.
53. Lindeberg H. (2006) Biotechnologies in assisted reproductive techniques for framed foxes and polecats. In: *5th Biannual Congress, European Veterinary Society for Small Animal Reproduction*. Budapest, Hungary, 7-9 Avril 2006, 160-166.
54. Lindström ER. (1981) Reliability of placental scar counts in the Red fox (*Vulpes vulpes* L.) with special reference to fading of the scars. *Mammal Review*, **11**, 137-149.

55. Lindström ER. (1994) Placental scar counts in the Red fox (*Vulpes vulpes* L.) revisited. *Z. Säugetierkunde*, **59**, 169-173.
56. Linscombe G, Kinler N, Aulerich RJ.(1982) Mink - *Mustela vison*. In: *Wild Mammals of North America: Biology, Management, and Economics*, J.A. Chapman and C.A. Feldhamer (editors). Baltimore: Johns Hopkins University Press. 629-643.
57. Lodé T. (2001a) Mating system and genetic variance in a polygynous mustelid, the European Polecat. *Genes Genet. Syst.*, **76**, 221-227.
58. Lodé T. (2001b) *Les stratégies de reproduction des animaux*. Dunod, Paris, 274 pages.
59. Maizeret C, Migot P, Rosoux R, Chusseau JP, Gatelier T, Maurin H *et al.* (2002) The distribution of the European mink (*Mustela lutreola*) in France: towards a short term extinction? *Mammalia*, **66**, 525-532.
60. Maran T. (1996) Ex situ and in situ conservation of the European mink. *International Zoo News*, **43** (5), 399-407.
61. Marboutin E, Bray Y, Péroux R, Mauvy B, Lartiges A. (2003) Population dynamics in European hare: breeding parameters and sustainable harvest rates. *Journal of Applied Ecology*, **40**, 580-591.
62. Martin KH, Stehn RA, Richmond ME. (1976) Reliability of placental scar counts in the prairie vole. *Journal of wildlife management*, **40**, 264-271.
63. Mead RA. (1989) Reproduction in Mustelids. In: *Conservation biology and the black-footed ferret*. Seal US, Thorne ET, Bogan MA, Anderson SH (eds). New Haven (CT), Yale University Press; 124-137.
64. Michaux JR, Hardy OJ, Justy F, Fournier P, Kranz A, Cabria M *et al.* (2005) Conservation genetics and population history of the threatened European mink *Mustela lutreola*, with an emphasis on the west European population. *Molecular Ecology*, 1-16.
65. Morque JL. (1981) *Contribution à l'étude physico-pathologique de la reproduction du vison d'élevage*. Th. Doc. Vét., Toulouse, n° 108, 76 pages.
66. Mowat G, Boutin S, Slough BG. (1996) Using placental scar counts to estimate litter size and pregnancy rate in lynx. *Journal of Wildlife Management*. **60**(2), 430-440.
67. O'Brien SJ. (1994) A role for molecular genetics in biological conservation. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA.*, **91**, 5748-5755.
68. Padgett GA, Gorham JR, Henson JB. 1967. Epizootiologic studies of Aleutian disease. I. Transplacental transmission of the virus. *Journal of Infectious Diseases*, **117**, 35-38.

69. Perrot A. (2003) *Le déclin du vison d'Europe (Mustela lutreola) : une origine infectieuse ? Le point sur la maladie aléoutienne en France*. Th. Doct. Vét., Toulouse, 103 pages.
70. Pfarrer C, Winther H, Leiser R. (1999) The development of the endotheliochorial mink placenta : light microscopy and scanning electron microscopical morphometry of maternal vascular casts. *Anatomia Histologia Embryologia*. **199**, 63-74.
71. Pilbeam TE, Concannon PW, Travis HF. (1979) The annual reproductive cycle of mink (*Mustela vison*). *Journal of Animal Science*, **48** (3), 578-585.
72. Poole TB. (1970) *Polecats. Forestry Commission: Forest Record n° 76*, London: H.M.S.O. 17 pages.
73. Rème C. (1999) *Photorégulation de la reproduction et horloges biologiques chez le vison mâle, expériences en lumières poly et monochromatiques*. Th. Doc. Vét., Lyon, n° 107, 284 pages.
74. Saint Girons MC. (1991) *Le Vison Sauvage Mustela lutreola en Europe*. Collection Sauvegarde de la nature, Conseil de l'Europe, Strasbourg, 54 pages.
75. Schwartz D. (1963). *Méthodes statistiques à l'usage des médecins et des biologistes*. 4th ed. Paris : Médecine-Sciences. Flammarion. Collection statistique en biologie et en médecine. 311 pages.
76. Sense Guilbert M. (1988) *Contribution à l'étude des paramètres de la reproduction du vison, analyse statistique des résultats de l'élevage de l'INRA de Jouy-en-Josas de 1971 à 1986*. Th. Doct. Vét., Alfort, n°96, 94 pages.
77. Sidorovich VE. (1993) Reproductive plasticity of the American Mink (*Mustela vison*) in Belarus. *Acta Theriologica*, **38** (2), 175-183.
78. Sidorovich VE. (1997) *Mustelids in Belarus*. Zolotoy uley publisher, Minsk. 281pages.
79. Stoufflet I. (1988) *Evolution de la sécrétion des stéroïdes ovariens pendant la diapause embryonnaire et au moment de l'implantation chez le vison (Mustela vison). Etude in vivo et in vitro*. Thèse de doctorat, Université Paris VI, 35 pages.
80. Strand O, Skogland T, Kvam T. (1995) Placental scars and estimation of litter size: an experimental test in the arctic fox. *Journal of Mammalogy*, **76**, 1220-1225.
81. Ternovskii DV. (1977) *Biologia kuniceobraznyh (Mustelidae)*. Novosibirsk.Izd: Nauka. *The biology of the Mustelidae*. Akademii Nauk, Novosibirsk, 280 pages,(in russian).
82. Thom MD, Harrington LA, Macdonald DW. (2004a) Why are American mink sexually dimorphic? A role for niche separation. *OIKOS*, **105**, 525-535.

83. Thom MD, Johnson DDP, Macdonald DW. (2004b) The evolution and maintenance of delayed implantation in the mustelidae (Mammalia carnivore). *Evolution*, **58** (1), 175-183.
84. Thom MD, Macdonald DW, Mason GJ, Pedersen V, Johnson PJ. (2004c) Female American mink, *Mustela vison*, mate multiply in a free-choice environment. *Animal Behaviour*, **67**, 975-984.
85. Vos AC. (1994) Reproductive performance of the Red fox, *Vulpes vulpes*, in Garmisch- Partenkirchen, Germany, 1987-1992. *Z. Säugetierkunde*, **59**, 326-331.
86. Wiig Ø. (1982) Sexual Dimorphism in the Skull of the Feral American Mink (*Mustela vison* Schreber). *Zoologica Scripta*, **11**, 315-316.
87. Wirth R. (1990) European Minks : captive breeding, hybridisation, and introduction. *Small Carnivore Conservation*, **2**, 14.
88. Wren CD. (1991) Cause-effect linkages between chemicals and populations of mink (*Mustela vison*) and otter (*Lutra canadensis*) in the Great Lakes Basin. *Journal of Toxicology and Environmental Health*, **33**, 549-585.
89. Wydoski RS, Davis DE. (1961) The occurrence of placental scars in mammals. *Pennsylvania Acad Sci*, **35**, 197-204.
90. Youngman PM. (1982) Distribution and systematics of the European Mink *Mustela lutreola* Linnaeus 1761. *Acta Zoologica Fennica*, **166**, 1-39.
91. Youngman PM. (1990) *Mustela lutreola*. *The American Society of Mammalogists. Mammalian Species*, **362**, 1-3.
92. Zapata SC, Travaini A, Delibes M. (1997) Reproduction of the Red fox, *Vulpes vulpes*, in Donona, Southern Spain. *Mammalia*, **61** (4), 628- 631.

Autres documents consultés ou autres sources d'informations

1. Anonyme, DIREN Aquitaine. (2002a) Vison infos n°1, Bulletin d'information du plan national de restauration du Vison d'Europe, 6 pages.
2. Anonyme, GREGE. (2000) Etude du mode d'utilisation de l'espace et des exigences écologiques du vison d'Europe. Document n°5 : Etat d'avancement de l'étude au 1^{er} mai 2000 : 45 pages.
3. Anonyme, GREGE. (2003) Plan national de restauration du Vison d'Europe. Mise en évidence d'intoxications secondaires aux anticoagulants chez les mustélidés semi-aquatiques : implication pour la conservation du vison d'Europe. Rapport pour le comité de pilotage du plan : 12 pages.
4. Anonyme, MATE (Ministère de l'Aménagement du territoire et de l'Environnement). (1999) Plan national de restauration du Vison d'Europe, *Mustela lutreola* (Linnaeus, 1761). Paris, 63 pages.

5. Anonyme, Mission Vison d'Europe. (2003) Plan National de Restauration du Vison d'Europe. 1999-2003. Bilan. Direction Régionale de l'Environnement / Aquitaine. 113 pages.
6. IUCN (International Union for the Conservation of Nature and Natural Resources). 2004. 2004 IUCN Red List of Threatened Species, www.redlist.org. Accessed 08 February 2005.

ANNEXES

Annexe 1 : Critères d'identification du Vison d'Europe, du Vison d'Amérique et du Putois (d'après Collectif 2003)	99
Annexe 2 : Liste des participants au réseau « Vison d'Europe » 1991-2006.....	101
Annexe 3 : Fiche d'analyse des utérus	103
Annexe 4 : Aspect des utérus et statut de reproduction chez le Vison d'Amérique classés par ordre chronologique	105
Annexe 5 : Aspect des utérus et statut de reproduction chez le Vison d'Europe classés par ordre chronologique	109
Annexe 6 : Aspect des utérus et statut de reproduction chez le Putois classés par ordre chronologique.....	109
Annexe 7 : Diamètre estimé de l'utérus par palpation et stade reproducteur de l'utérus estimé selon l'aspect par espèce par ordre chronologique	111
Annexe 8 : Taille palpée des utérus chez le Vison d'Amérique par ordre chronologique.....	113
Annexe 9 : Taille palpée des utérus chez le Vison d'Europe par ordre chronologique	115
Annexe 10 : Taille palpée des utérus chez le Putois par ordre chronologique.....	117
Annexe 11 : Aspect de la vulve par espèce par ordre chronologique	119
Annexe 12 : Femelles en lactation par espèce par ordre chronologique.....	119
Annexe 13 : Nombre de cicatrices placentaires par espèce	121
Annexe 14 : Nombre d'embryons portés par espèce.....	121
Annexe 15 : Résultats sur l'état de reproduction des femelles	123

Annexe 1 : Critères d'identification du Vison d'Europe, du Vison d'Amérique et du Putois
(d'après Collectif 2003)

Vison d'Amérique (<i>Mustela vison</i>)	Vison d'Europe (<i>Mustela lutreola</i>)	Putois (<i>Mustela putorius</i>)
Femelle : 550 à 1000 g Mâle : 800 à 2000 g	Femelle : 400 à 650 g Mâle : 600 à 1200 g	Femelle : 500 à 900 g Mâle : 700 à 1600 g
		
	Taille plus grande	
Jamais de blanc sur la lèvre supérieure Forme variable de la tâche sur le menton (peut être absente)	Présence de blanc sur la lèvre supérieure Présence de blanc sur le menton Attention aux jeunes putois et aux adultes mélaniques dont le masque facial est peu visible, voir absent ; le poil de bourre reste toujours jaunâtre et non brun-gris	
	Pas de masque facial Poil de jarre uniformément brun chocolat Poil de bourre brun-gris	Présence d'un masque facial jaunâtre entre les oreilles et les yeux Contour des oreilles jaunâtre ou blanchâtre Présence de blanc sur la lèvre supérieure et le menton Poil de jarre noir Poil de bourre jaune
Couleur et silhouette semblables		
		

Annexe 2 : Liste des participants au réseau « Vison d'Europe » 1991-2006

Association Curuma

A.I. 17

Associations Départementales des Piégeurs Agréés de Charente, de Dordogne, du Gers, de Gironde, de Lot-et-Garonne, des Pays de l'Adour et des Hautes-Pyrénées

Association pour la Connaissance de la Vie Fluviale

Association pour la Défense de l'Environnement en Vendée

Association pour la Gestion Ecologique des Ressources de l'Agriculture et de ses Dérivés

Association pour la Gestion et la Régulation des Prédateurs en Charente-Maritime

Association Pro Lutra

Centre d'activité et de découverte de la Trave

Centre de Formation Professionnelle Pour Adultes de Coulounieix-Chamiers

Centres Permanents d'Initiation à l'Environnement de Saint-Martin-de-Seignanx et de Sireuil

Charente Nature

Cistude Nature

Communauté de communes de Haute-Saintonge

Conseils Généraux de Dordogne, du Gers, de Gironde, des Landes et des Pyrénées-Atlantiques

Conseil d'architecture, d'urbanisme et d'environnement de Dordogne

Conseil Supérieur de la Pêche

Conservatoires Régionaux des Espaces Naturels d'Aquitaine et de Poitou-Charentes

Direction Départementale de l'Agriculture et la Forêt des Pyrénées-Atlantiques

Epidor

Erminea

Fédérations Départementales des Chasseurs de Charente, de Charente-Maritime, des Côtes d'Armor, des Deux-Sèvres, de Dordogne, du Finistère, du Gers, de Gironde, d'Ille-et-Vilaine, des Landes, de Loire-Atlantique, de Lot-et-Garonne, du Morbihan, des Pyrénées-Atlantiques, des Hautes-Pyrénées et de Vendée

Fédérations Départementales de Groupements de Lutte contre les Organismes Nuisibles de Charente, de Dordogne, de Gironde et des Landes

Groupe Mammalogique Breton

Groupe Mammalogique Normand

Groupe de Recherche et d'Etude pour la Gestion de l'Environnement

Institut d'Ecologie et de Gestion de la Biodiversité

Institut National de Recherche Agronomique

Institut de Recherche sur les Grands Mammifères

Ligue pour la Protection des Oiseaux

Lycée agricole et forestier de Bazas

Maison d'Initiation à la Faune et aux Espaces Naturels

Mairie de Biscarosse

Marais aux Oiseaux

Muséum d'Histoire Naturelle de la Rochelle

Nature Environnement 17

Observatoire du Patrimoine Naturel des Pyrénées-Atlantiques

Office National de la Chasse et de la Faune Sauvage – Services Départementaux et Direction de la Recherche

Orgambideska Col Libre

Piégeurs agréés des Landes

Parc National des Pyrénées

Parcs Naturels Régionaux d'Armorique, de la Brenne, du Cotentin et du Bessin, des Landes de Gascogne, du Marais Poitevin, des Pyrénées Occidentales et du Périgord-Limousin

Réserves Naturelles de la Baie de l'Aiguillon, du Courant d'Huchet, de l'Etang du Cousseau-Lacanau, de l'Etang de la Mazière, de l'Etang Noir, des Marais de Bruges, des Marais d'Orx et de Saucats-La Brède

Société Française pour l'Etude et la Protection des Mammifères

Société des Sciences Naturelles de la Charente-Maritime

Société pour l'Etude, la Protection et l'Aménagement de la Nature dans le Sud-Ouest

Société pour l'Etude, la Protection et l'Aménagement de la Nature dans le Lot-et-Garonne

Syndicat d'Aménagement Hydraulique des Bassins Versants du Centre Médoc

Syndicat Intercommunal d'Aménagement du Bassin Versant de l'Avance

Syndicat Intercommunal d'Aménagement du Bassin Versant de la Livenne

Syndicat Intercommunal d'Aménagement Hydraulique de la Tude

Syndicat Intercommunal du Bassin Versant de la Jalle de Castelnaud

Syndicat Intercommunal d'Aménagement pour l'Opération "Jalle Rivière Propre"

Syndicat Mixte d'Etude et d'Aménagement du Pays des cantons de Ribérac-Verteillac-Montagrier

Syndicat Mixte d'Etude et de Travaux pour l'Aménagement et l'Entretien du Bassin de l'Isle

Syndicat Mixte d'Etude et de Travaux pour l'Aménagement et la Protection de la rivière Dordogne

Annexe 3 : Fiche d'analyse des utérus

N° ANIMAL :

Date :

➤ LECTURE DE L'UTERUS

Type de conservation : formol congélation congélation dans de l'eau frais

Etat de l'utérus : bien conservé un peu décomposé

Estimation délai entre la mort et le prélèvement :

Recherche de blastocystes : oui non si oui résultat :

➤ ASPECT MACROSCOPIQUE EXTERIEUR

Photographie de l'utérus entier sur fond noir ☐

Poids :

Taille des cornes : longueur : G D

Largeur : G D

Symétrie des 2 cornes : Couleur :

Consistance :

Observation (kystes, excroissances, bosselé : momification ...) :

➤ DETERMINATION DU NOMBRE DE CICATRICES

Type de découpe : **mésométriale**(ou anti-mésométriale)

Photographie de l'utérus ouvert/ des cicatrices ☐

Description macroscopique de la muqueuse utérine (lisse, foliée...) :

Distance entre les cicatrices :

Taille des cicatrices :

Apport de l'observation à la loupe binoculaire :description+décompte des cicatrices.

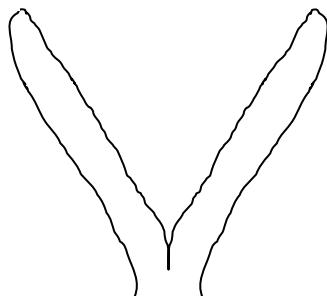
=> premier classement en vieille/ récente/avortement/PP

Apport de la coloration : confirmation ou infirmation des cicatrices déjà détectées, observation de cicatrices en plus.

=> classement en vieille/ récente/avortement/PP

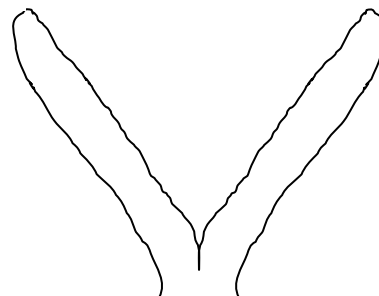
Photographie après coloration ☐

Avant coloration



Après coloration

*



➤ CONCLUSION

Cicatrices placentaires : non oui

Nombre :

Anciennes (cratère peu visible, peu colorée)

Récents (cratère bien visible très colorée) :

Avortement :

Post-Partum

Annexe 4 : Aspect des utérus et statut de reproduction chez le Vison d'Amérique classés par ordre chronologique

Code Animal	Mois	Jour	Aspect Utérus	Reproduction	Cicatrices placentaires
MVI 079 GE	1	6	blanc, ferme, muqueuse lisse, peu de replis	non	non
MVI 012 GI	1	9	rose foncé, ferme, muqueuse épaisse, nombreux replis	en reproduction	non
MVI 018 GE	1	9	rouge, mou, muqueuse moyennement épaisse, très peu de replis,	en reproduction	non
MVI 157 LA	1	11	blanc rosé, moyennement ferme muqueuse épaisse, pas de replis	en reproduction	non
MVI 007 LG	1	24	Rouge foncé, moyennement ferme muqueuse très épaisse, nombreux replis	en reproduction	non
MVI 009 LG	2	1	blanc rosé, ferme, muqueuse épaisse, replis	en reproduction	non
MVI 022 PA	2	15	rose, moyennement ferme, muqueuse moyennement épaisse, peu de replis	en reproduction	non
MVI 023 PA	2	19	rose foncé, moyennement ferme, muqueuse moyennement épaisse, replis	en reproduction	non
MVI 024 PA	2	20	blanc rosé, moyennement ferme muqueuse épaisse, quelques replis	en reproduction	non
MVI 032 PA	2	26	rouge foncé, moyennement ferme muqueuse moyennement épaisse, nombreux replis	en reproduction	non
MVI 130 LA	2	26	rouge foncé, très ferme, muqueuse très foncée, très épaisse, nombreux replis	en reproduction	non
MVI 003 GE	2	27	rouge foncé, ferme, muqueuse très épaisse, très nombreux replis	en reproduction	non
MVI 006 GE	2	27	rouge foncé, moyennement ferme muqueuse épaisse, replis	en reproduction	non
MVI 012 LG	2	27	rouge foncé, moyennement ferme muqueuse très épaisse, nombreux replis	en reproduction	non
MVI 033 PA	2	27	rouge foncé, moyennement ferme muqueuse épaisse, nombreux replis	en reproduction	non
MVI 082 LA	3	2	rose foncé, moyennement ferme muqueuse épaisse, replis, 9 embryons	gestation	non
MVI 041 PA	3	15	rose pâle, ferme, muqueuse épaisse, replis	en reproduction	non
MVI 067 LA	3	18	rouge, moyennement ferme muqueuse épaisse, peu de replis	en reproduction	non
MVI 093 GE	3	21	rouge pâle, ferme, muqueuse épaisse, quelques replis	en reproduction	non
MVI 016	3	23	rouge foncé, ferme, muqueuse très épaisse, beaucoup de replis	en reproduction	non
MVI 083 LA	3	23	rose foncé, moyennement ferme,	gestation	non

			un peu enroulé, muqueuse très épaisse, beaucoup de replis, 7 renflements		
MVI 030 GE	3	25	rouge foncé, moyennement ferme muqueuse épaisse, replis	en reproduction	non
MVI 017 GI	4	3	rose, ferme, muqueuse épaisse, nombreux replis	en reproduction	non
MVI 097 GE	4	5	rose, ferme, entortillé, muqueuse épaisse, nombreux replis	gestation	non
MVI 005 GI	4	10	rouge foncé, plutôt ferme, muqueuse épaisse, nombreux replis, 3 blastocystes	gestation	non
MVI 098 GE	4	10	7 ampoules d'environ 20 mm	gestation	non
MVI 161 LA	4	10	8 ampoules d'environ 20 mm	gestation	non
MVI 004 GI	4	11	11 ampoules, d'environ 20 mm dont 1 plus petites	gestation	non
MVI 019 GI	4	11	rose, ferme, muqueuse épaisse, replis 8 zones rouges	en reproduction	non
MVI 136 LA	4	14	6 ampoules d'environ 6 mm, rose pâle, ferme	gestation	non
MVI 073 GE	4	15	7 ampoules d'environ 22 mm dont 1 petite	gestation	non
MVI 137 LA	4	27	rouge, mou, 7 ampoules avec des embryons d'environ 50 mm	gestation	non
MVI 002 CHA	4	28	rosé, moyennement ferme, muqueuse moyennement épaisse, replis	en reproduction	oui
MVI 138 LA	4	28	rose, très long et torsadé, ferme	gestation	non
MVI 006 GI	5	6	rouge foncé, ferme, muqueuse très épaisse, nombreux replis, 4 embryons en décomposition	gestation	non
MVI 011 GE	5	14	coloré, ferme, quelques replis	non	oui
MVI 002 DO	6	30	blanc rosé, mou, muqueuse fine	non	oui
MVI 116 LA	7	24	blanc, ferme, quelques replis	non	non
MVI 117 LA	7	27	coloré, mou, muqueuse très fine, peu de replis	non	non
MVI 001 PA	8	10	blanc, mou, muqueuse fine, peu de replis	non	non
MVI 112 LA	8	12	blanc rosé, moyennement ferme, muqueuse moyennement épaisse, peu de replis	non	non
MVI 113 LA	8	12	coloré, mou, muqueuse très fine, peu de replis	non	non
MVI 144 LA	8	27	blanc, mou, muqueuse fine, pas de replis	non	non
MVI 052 LA	8	29	coloré, mou, muqueuse fine	non	oui
MVI 120 LA	9	11	blanc, mou, muqueuse fine	non	oui

MVI 033 GE	9	13	rose, ferme, peu de replis	non	non
MVI 013 GE	10	1	blanc, mou, muqueuse fine, peu de replis	non	oui
MVI 012	10	12	rose, mou, peu de replis	non	oui
MVI 146 LA	10	20	rose pâle, moyennement ferme muqueuse moyennement épaisse, quelques replis	non	oui
MVI 148 LA	11	12	blanc rosé, ferme, muqueuse fine, quelques replis	non	oui
MVI 119 LA	11	13	blanc, mou, muqueuse fine, peu de replis	non	non
MVI 039 LG	11	17	blanc, moyennement ferme	non	oui
MVI 047 LG	11	17	blanc, mou, muqueuse fine, pas de replis	non	non
MVI 040 LG	11	20	blanc, moyennement ferme, muqueuse fine, peu de replis	non	non
MVI 072 LA	11	22	rose, mou, muqueuse fine, pas de replis	non	non
MVI 014 GI	12	6	blanc rosé, moyennement mou, muqueuse fine, peu de replis	non	non
MVI 121 LA	12	10	blanc, ferme, peu de replis	non	non
MVI 055 GE	12	14	blanc, moyennement mou, pas de replis	non	non
MVI 149 LA	12	15	rose foncé, ferme, muqueuse moyennement épaisse, quelques replis	non	oui
MVI 058 GE	12	17	blanc rosé, mou, muqueuse fine, peu de replis	non	non
MVI 060 GE	12	17	blanc, muqueuse fine, peu de replis	non	non
MVI 059 GE	12	18	blanc, mou, muqueuse fine, très peu de replis	non	non
MVI 062 GE	12	18	blanc rosé moyennement ferme muqueuse moyennement épaisse, replis	non	non
MVI 123 LA	12	20	Rose, muqueuse fine, peu de replis	non	non
MVI 066 GE	12	22	blanc, mou, muqueuse très fine, peu de replis	non	non
MVI 098 LA	12	27	rose foncé, moyennement ferme muqueuse moyennement épaisse, replis	non	non
MVI 016 GE	12	31	blanc rosé, mou, muqueuse moyennement épaisse, replis	non	oui

Annexe 5 : Aspect des utérus et statut de reproduction chez le Vison d'Europe classés par ordre chronologique

Code Animal	Mois	Jour	Aspect Utérus	Reproduction	Cicatrices placentaires
MLU 007 PA	4	22	3 fœtus d'environ 33 mm	gestation	non
MLU 001 GI	6	26	rose-beige, quelques replis	non	non
MLU 034 GI	7	13	blanc avec colorations noires par transparence, mou, muqueuse moyennement épaisse	non	oui
MLU P 227-1	10	7	Blanc, mou, peu de replis	non	non
MLU 016 CM	10	27	rose foncé, mou, muqueuse fine, peu de replis	non	non
MLU 001 LA	11	13	rose, peu de replis, muqueuse fine	non	non

Annexe 6 : Aspect des utérus et statut de reproduction chez le Putois classés par ordre chronologique

Code Animal	Mois	Jour	Aspect Utérus	Reproduction	Cicatrices placentaires
MPU 070 LA	1	22	rosé, ferme, muqueuse moyennement épaisse, replis, bandes rougeâtres	en reproduction	non
MPU 108 LA	3	4	blanc rosé, ferme, muqueuse fine, peu de replis	en reproduction	non
MPU 019 PA	7	23	rouge foncé, moyennement ferme	non	oui
MPU 033 CHA	10	8	beige, muqueuse moyennement épaisse, quelques replis	non	oui
MPU 057 LA	11	8	beige, muqueuse fine, mou, pas de replis	non	non

Annexe 7 : Diamètre estimé de l'utérus par palpation et stade reproducteur de l'utérus estimé
selon l'aspect par espèce par ordre chronologique

Code Animal	Espèce	Mois	Jour	Reproduction	Palpation utérus
MLU 007 PA	Vison d'Europe	4	22	gestation	Au moins 2 ampoules de environ 1,5 cm de diamètre.
MLU 034 GI		7	13	non	6-7 mm
MPU 043 LA	Putois	2	21	en reproduction	4 mm
MPU 108 LA		3	4	en reproduction	4 mm
MVI 079 GE	Vison d'Amérique	1	6	non	2 mm
MVI 012 GI		1	9	en reproduction	2 mm
MVI 157 LA		1	11	en reproduction	2 mm
MVI 007 LG		1	24	en reproduction	2 mm
MVI 009 LG		2	1	en reproduction	4 mm
MVI 022 PA		2	15	en reproduction	4 mm
MVI 043 LG		2	15	en reproduction	4 mm
MVI 023 PA		2	19	en reproduction	4 mm
MVI 024 PA		2	20	en reproduction	4 mm
MVI 032 PA		2	26	en reproduction	4 mm
MVI 130 LA		2	26	en reproduction	4 mm
MVI 003 GE		2	27	en reproduction	4 mm
MVI 006 GE		2	27	en reproduction	4 mm
MVI 012 LG		2	27	en reproduction	4 mm
MVI 033 PA		2	27	en reproduction	4 mm
MVI 082 LA		3	2	gestation (début)	2 mm
MVI 071 GE		3	5	en reproduction	4 mm
MVI 133 LA		3	9	en reproduction	4 mm
MVI 067 LA		3	18	en reproduction	4 mm
MVI 093 GE		3	21	en reproduction	4 mm
MVI 083 LA		3	23	gestation (renflements)	6-7 mm
MVI 030 GE		3	25	en reproduction	6-7 mm
MVI 044 LG		3	30	en reproduction	4 mm
MVI 017 GI		4	3	en reproduction	4 mm

MVI 097 GE		4	5	gestation (enroulé)	4 mm
MVI 098 GE		4	10	gestation	Ampoules:3 à gauche, 4 à droite
MVI 161 LA		4	10	gestation	ampoules fœtales: plus que 5
MVI 004 GI		4	11	gestation	11 ampoules de 3 à 4 cm Fœtus 1 cm de long
MVI 019 GI		4	11	en reproduction	4 mm
MVI 136 LA		4	14	gestation (ampoules)	6-7 mm
MVI 073 GE		4	15	gestation	Ampoules: 6 de taille "petite noix"
MVI 137 LA		4	27	gestation	4 à 6 ampoules allongées (4*3cm)
MVI 138 LA		4	28	gestation (torsadé)	4 mm
MVI 006 GI		5	6	gestation (début)	6-7 mm
MVI 148 LA		11	12	non	4 mm
MVI 047 LG		11	17	non	2 mm
MVI 014 GI		12	6	non	2 mm
MVI 149 LA		12	15	non	2 mm

Annexe 8 : Taille palpée des utérus chez le Vison d'Amérique par ordre chronologique

Code Animal	Mois	Jour	Palpation utérus
MVI 026 LG	1	18	4 mm
MVI 009 LG	2	1	4 mm
MVI 002 LG	2	6	4 mm
MVI 033 GE	2	8	4 mm
MVI 101 LA	2	8	4 mm
MVI 062 LA	2	11	4 mm
MVI 101 LA	2	12	4 mm
MVI 022 PA	2	15	4 mm
MVI 043 LG	2	15	4 mm
MVI 158 LA	2	16	4 mm
MVI 023 PA	2	19	4 mm
MVI 024 PA	2	20	4 mm
MVI 032 PA	2	26	4 mm
MVI 130 LA	2	26	4 mm
MVI 003 GE	2	27	4 mm
MVI 006 GE	2	27	4 mm
MVI 007 LG	2	27	4 mm
MVI 012 LG	2	27	4 mm
MVI 033 PA	2	27	4 mm
MVI 071 GE	3	5	4 mm
MVI 133 LA	3	9	4 mm
MVI 067 LA	3	18	4 mm
MVI 093 GE	3	21	4 mm
MVI 083 LA	3	23	6-7 mm
MVI 030 GE	3	25	6-7 mm
MVI 044 LG	3	30	4 mm
MVI 017 GI	4	3	4 mm
MVI 097 GE	4	5	4 mm

MVI 098 GE	4	10	Ampoules:3 à gauche, 4 à droite
MVI 161 LA	4	10	ampoules fœtales: plus que 5
MVI 004 GI	4	11	11 ampoules de 3 à 4 cm Fœtus 1 cm de long
MVI 019 GI	4	11	4 mm
MVI 136 LA	4	14	6-7 mm
MVI 073 GE	4	15	Ampoules: 6 de taille "petite noix"
MVI 137 LA	4	27	4 à 6 ampoules allongées (4*3cm)
MVI 138 LA	4	28	4 mm
MVI 006 GI	5	6	6-7 mm
MVI 148 LA	11	12	4 mm
MVI 009 LG	11	19	4 mm
MVI 095 LA	12	11	4 mm

Annexe 9 : Taille palpée des utérus chez le Vison d'Europe par ordre chronologique

Code Animal	Mois	Jour	Palpation utérus
MLU 023 LA	3	3	4 mm
MLU 038 LA	3	5	4 mm
MLU 031 LA	3	7	4 mm + 3ampoules "petit pois"
MLU 012 LA	3	12	4 mm
MLU 008 CM	3	13	4 mm
MLU 009 LA	3	18	6-7 mm
MLU 012 GI	3	27	1 fœtus 3 cm
MLU 012 CHA	3	28	6-7 mm
MLU 006 PA	3	29	6-7 mm
MLU 009 PA	3	31	4 mm
MLU 025 CHA	4	1	10 mm + 1 ampoule
MLU 003 C	4	13	4 mm
MLU 011 C	4	13	4 mm
MLU 007 PA	4	22	Au moins 2 ampoules d'environ 1,5 cm de diamètre.
MLU 007 PA	4	22	3 fœtus
MLU 001 E	5	21	Gestation : 3 ampoules fœtales.
MLU 034 GI	7	13	6-7 mm
MLU 029 GI	10	22	6-7 mm
MLU 012 CHA	11	5	6-7 mm
MLU 007 DO	11	27	4 mm

Annexe 10 : Taille palpée des utérus chez le Putois par ordre chronologique

Code Animal	Mois	Jour	Palpation utérus
MPU 012 GE	1	7	4 mm
MPU 033 GI	2	2	4 mm
MPU 073 LG	2	4	4 mm
MPU 026 LG	2	5	6-7 mm
MPU 027 CHA	2	7	4 mm
MPU 010 DO	2	15	6-7 mm
MPU 015 GI	2	15	6-7 mm
MPU 015 PA	2	16	4 mm
MPU 060 LA	2	18	4 mm
MPU 076 LA	2	18	4 mm
MPU 022 PA	2	19	4 mm
MPU 051 LG	2	19	4 mm
MPU 012 GE	2	21	4 mm
MPU 043 LA	2	21	4 mm
MPU 093 LA	2	21	4 mm
MPU 047 LA	2	28	6-7 mm + ampoules
MPU 030 LG	3	1	4 mm
MPU 108 LA	3	4	4 mm
MPU 014 GE	3	5	4 mm
MPU 055 LG	3	6	6-7 mm
MPU 056 LG	3	6	4 mm
MPU 049 LA	3	8	2 ampoules fœtales de 2*1 cm.
MPU 018 CHA	3	9	4 mm
MPU 008 GI	3	12	6-7 mm
MPU 059 LG	3	12	6-7 mm + ampoules foetales
MPU 063 LG	3	13	4 mm
MPU 052 LA	3	14	6-7 mm
MPU 024 PA	3	23	4 mm
MPU 030 CHA	3	31	4 mm
MPU 030 GI	4	9	4 mm

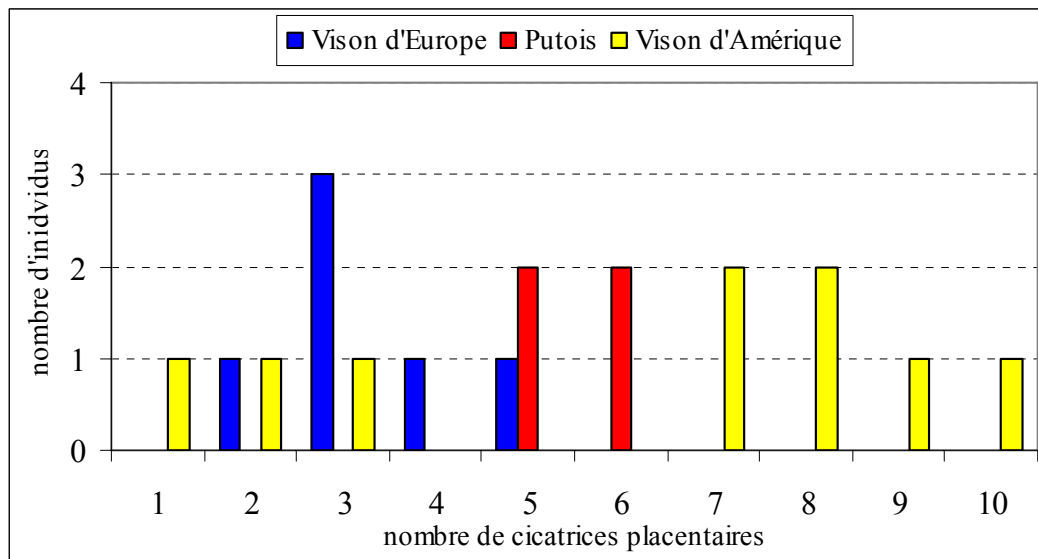
Annexe 11 : Aspect de la vulve par espèce par ordre chronologique

Numéro animal	Espèce	Date	Mois	Jour	Description
MLU 012 LA	Vison d'Europe	12/03/2002	3	12	Vulve saillante
MLU 032 CHA		24/03/2004	3	24	Vulve œdémateuse
MPU 046 LA	Putois	28/02/2002	2	28	Vulve œdémateuse et saillante
MPU 063 LG		13/03/2003	3	13	Vulve œdémateuse
MPU 024 PA		23/04/2004	4	23	Vulve œdémateuse et saillante
MVI 061 LA	Vison d'Amérique	30/01/2002	1	30	Vulve saillante
MVI 003 GE		27/02/2002	2	27	Vulve saillante
MVI 058 GE		03/03/2006	3	3	Vulve saillante
MVI 093 GE		21/03/2006	3	21	Vulve saillante

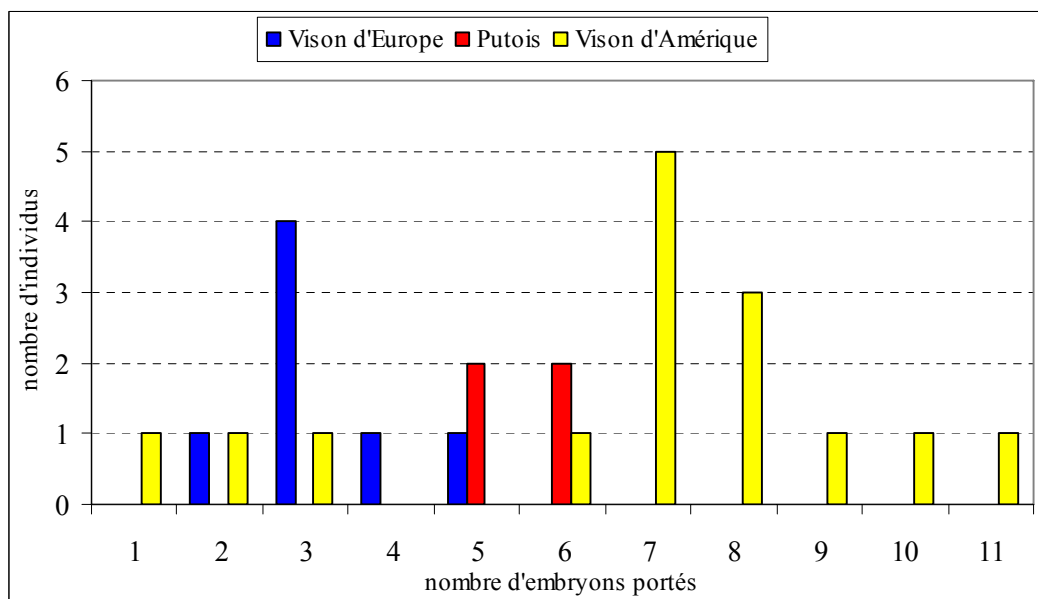
Annexe 12 : Femelles en lactation par espèce par ordre chronologique

Code Animal	Espèce	Mois	Jour	Age	Lactation
MLU 003 PA	Vison d'Europe	5	21	A	Oui
MLU 033 CM		5	31	A	Oui
MLU 004 ORX		6	3	A	Oui
MLU HP 51		6	3		Oui
MLU 001 GI		6	26	VA	Oui
MLU 034 GI		7	13	A	Oui
MLU HP 42		8	12	A	Oui- FIN
MLU 019 LA		8	30	VA	Oui- FIN
MLU 002 C		9	22	A	Oui- FIN
MLU 029 GI		10	22	A	Oui- FIN
MPU 083 LG	Putois	5	1	VA	Oui
MPU 016 GI		6	24	JA	Oui- FIN
MVI 136 LA	Vison d'Amérique	4	14	A	Oui
MVI 011 GE		5	14	VA	Oui
MVI 048 GE		6	2	JA	Oui
MVI 049 GE		6	2	JA	Oui
MVI 085 LA		6	26	A	Oui
MVI 002 DO		6	30	A	Oui
MVI 041 LA		7	26	JA	Oui
MVI 052 LA		8	29	A	Oui
MVI 120 LA		9	11	A	Oui

Annexe 13 : Nombre de cicatrices placentaires par espèce



Annexe 14 : Nombre d'embryons portés par espèce



Annexe 15 : Résultats sur l'état de reproduction des femelles

Surlignées en rouge : **femelles sous influence de la stérilisation**

ADV : Aleutian Disease Virus MLU : Vison d'Europe MPU : Putois
MVI : Vison d'Amérique ESP : Espagne PA : Pyrénées Atlantiques
CM : Charentes Maritimes DO : Dordogne GI : Gironde LA : Landes
GE : Gers CHA : Charente LG : Lot-et-Garonne ND : pas de données

Code Animal	Date	Age	Etat général	Statut ADV	Statut reproducteur	A reproduit	Nombre embryons portés
MLU 015 DO	17/02/2006	VA	Moyen	ND	En reproduction	Oui	0
MLU 034 GI	20/03/2003	A	Bon	Négatif	Non	Oui	5
MLU 035 GI	24/03/2003	A	Moyen	ND	Non	Oui	2
MLU 007 PA	14/04/2003	A	Bon	Négatif	Gestation	Oui	3
MLU 040 LA	15/04/2002	A	Bon	ND	Non	Oui	3
MLU 004 ESP	16/04/2005	A	Très bon	ND	Gestation	Oui	3
MLU 033 CM	31/05/2004	A	Très bon	ND	Non	Oui	4
MLU 012 CM	30/08/2002	JA	Bon	ND	Non	Oui	3
MLU 005 PA	20/09/2002	J	Bon	ND	Non	Non	0
MLU 012 DO	07/10/2005	J	Mauvais	ND	Non	Non	0
MLU 003 ESP	27/10/2005	JA	Bon	ND	Non	Oui	2
MLU 016 CM	27/10/2002	J	Très bon	ND	Non	Non	0
MLU 052 LA	28/10/2003	JA	Mauvais	Négatif	Non	Oui	3
MLU 001 ESP	06/12/2004	A	Bon	ND	Non	Non	0
MPU 070 LA	22/01/2003	A	Moyen	Négatif	En reproduction	Oui	0
MPU 108 LA	04/03/2006	JA	Moyen	ND	Non	Non	0
MPU 014 GE	05/03/2005	A	Moyen	ND	Non	Oui	5
MPU 016 GI	24/06/2002	JA	Bon	ND	Non	Oui	6
MPU 089 LA	15/07/2004	J	Moyen	ND	Non	Non	0
MPU 019 PA	23/07/2001	JA	Mauvais	ND	Non	Oui	5
MPU 033 CHA	08/10/2004	JA	Bon	ND	Non	Oui	6
MPU 057 LA	08/11/1994	J	Bon	ND	Non	Non	0
MVI 079 GE	06/01/2006	A	Bon	Négatif	Non	Non	0

MVI 012 GI	09/01/2005	JA	Très bon	Négatif	En reproduction	Oui	0
MVI 018 GE	09/01/2003	A	Bon	Positif	Non	Non	0
MVI 157 LA	11/01/2006	JA	Bon	Négatif	En reproduction	Oui	0
MVI 009 LG	01/02/2003	A	Bon	Négatif	En reproduction	Oui	0
MVI 022 PA	15/02/2002	JA	Très bon	Négatif	En reproduction	Oui	0
MVI 023 PA	19/02/2002	JA	Très bon	Négatif	En reproduction	Oui	0
MVI 024 PA	20/02/2002	JA	Très bon	Négatif	En reproduction	Oui	0
MVI 032 PA	26/02/2003	JA	Bon	Négatif	En reproduction	Oui	0
MVI 130 LA	26/02/2005	A	Très bon	Négatif	En reproduction	Oui	0
MVI 003 GE	27/02/2002	A	Moyen	Négatif	En reproduction	Oui	0
MVI 006 GE	27/02/2002	JA	Moyen	Négatif	En reproduction	Oui	0
MVI 012 LG	27/02/2003	A	Très bon	Positif	En reproduction	Oui	0
MVI 033 PA	27/02/2003	JA	Très bon	Négatif	En reproduction	Oui	0
MVI 082 LA	02/03/2003	A	Bon	Positif	Gestation	Oui	0
MVI 041 PA	15/03/2005	JA	Mauvais	ND	En reproduction	Oui	0
MVI 067 LA	18/03/2002	JA	Moyen	Positif	En reproduction	En reproduction	0
MVI 093 GE	21/03/2006	JA	Bon	Négatif	En reproduction	En reproduction	0
MVI 002 GI	23/03/2003	JA	Mauvais	ND	En reproduction	Oui	0
MVI 016	23/03/1999	A	Bon	Positif	En reproduction	Oui	0
MVI 083 LA	23/03/2003	JA	Bon	Négatif	Gestation	Oui	0
MVI 030 GE	25/03/2003	JA	Très bon	Négatif	En reproduction	Oui	0
MVI 017 GI	03/04/2006	A	Moyen	Négatif	En reproduction	Oui	0
MVI 097 GE	05/04/2006	A	Bon	ND	Gestation	Oui	0
MVI 005 GI	10/04/2004	JA	Moyen	Négatif	Gestation	Oui	0
MVI 098 GE	10/04/2006	VA	Bon	ND	Gestation	Oui	7
MVI 161 LA	10/04/2006	A	Bon	Négatif	Gestation	Oui	8
MVI 004 GI	11/04/2004	A	Bon	Négatif	Gestation	Oui	11

MVI 019 GI	11/04/2006	JA	Très bon	Négatif	En reproduction	Oui	0
MVI 136 LA	14/04/2005	A	Très bon	Négatif	Gestation	Oui	6
MVI 073 GE	15/04/2005	A	Bon	Négatif	Gestation	Oui	7
MVI 137 LA	27/04/2005	JA	Très bon	Négatif	Gestation	Oui	7
MVI 002 CHA	28/04/2004	A	Bon	ND	En reproduction	Oui	0
MVI 138 LA	28/04/2005	JA	Très bon	Négatif	Gestation	Oui	0
MVI 006 GI	06/05/2004	JA	Bon	Négatif	Gestation	Oui	0
MVI 011 GE	14/05/2002	VA	Moyen	Négatif	Non	Oui	7
MVI 002 DO	30/06/1997	A	Bon	ND	Non	oui	7
MVI 050 GE	05/07/2004	J	Moyen	Négatif	Non	Non	0
MVI 116 LA	24/07/2004	J	Bon	ND	Non	Non	0
MVI 117 LA	27/07/2004	J	Bon	ND	Non	Non	0
MVI 001 PA	10/08/2000	A	Bon	ND	Non	Non	0
MVI 112 LA	12/08/2004	J	Moyen	ND	Non	Non	0
MVI 113 LA	12/08/2004	J	Bon	ND	Non	Non	0
MVI 144 LA	27/08/2005	J	Bon	ND	Non	Non	0
MVI 052 LA	29/08/2001	A	Bon	ND	Non	Oui	8
MVI 009	11/09/1998	JA	Bon	Négatif	Non	Non	0
MVI 120 LA	11/09/2000	A	Bon	ND	Non	Oui	9
MVI 069 LA	15/09/2002	A		ND	Non	Non	0
MVI 145 LA	18/09/2005	J	Bon	ND	Non	Non	0
MVI 087 LA	20/09/2003	J	Bon	Positif	Non	Non	0
MVI 013 GE	01/10/2002	A	Bon	ND	Non	Oui	3
MVI 012	12/10/1998	JA	Bon	ND	Non	Oui	8
MVI 146 LA	20/10/2005	A	Bon	Négatif	Non	Oui	10
MVI 148 LA	12/11/2005	A	Bon	Négatif	Non	Oui	1
MVI 119 LA	13/11/2004	J	Très bon	Positif	Non	Non	0
MVI 039 LG	17/11/2004	A	Très bon	Négatif	Non	Oui	2
MVI 047 LG	17/11/2005	J	Bon	Négatif	Non	Non	0
MVI 040 LG	20/11/2004	JA	Très bon	Négatif	Non	Non	0
MVI 072 LA	22/11/2002	JA	Très bon	Positif	Non	Non	0

MVI 014 GI	06/12/2005	J	Moyen	Négatif	Non	Non	0
MVI 121 LA	10/12/2004	J	Très bon	Négatif	Non	Non	0
MVI 055 GE	14/12/2004	JA	Bon	Négatif	Non	Non	0
MVI 149 LA	15/12/2005	VA	Bon	Négatif	Non	Oui	4
MVI 058 GE	17/12/2004	A	Bon	Négatif	Non	Non	0
MVI 060 GE	17/12/2004	JA	Très bon	Négatif	Non	Non	0
MVI 059 GE	18/12/2004	J	Bon	Négatif	Non	Non	0
MVI 062 GE	18/12/2004	A	Très bon	Négatif	Non	Non	0
MVI 123 LA	20/12/2004	J	Très bon	Négatif	Non	Non	0
MVI 066 GE	22/12/2004	J	Moyen	Négatif	Non	Non	0
MVI 098 LA	27/12/2003	A	Bon	Positif	En reproduction	Oui	0
MVI 016 GE	31/12/2002	A	Mauvais	ND	Non	Oui	6