



HAL
open science

Etude rétrospective de l'anesthésie du chevreuil européen (*capreolus capreolus*) en captivité avec l'association médétomidine-kétamine et une antagonisation à l'atipamézole

Clélia Roche

► **To cite this version:**

Clélia Roche. Etude rétrospective de l'anesthésie du chevreuil européen (*capreolus capreolus*) en captivité avec l'association médétomidine-kétamine et une antagonisation à l'atipamézole. Médecine vétérinaire et santé animale. 2023. dumas-04477462

HAL Id: dumas-04477462

<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-04477462v1>

Submitted on 26 Feb 2024

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.

ETUDE RETROSPECTIVE DE L'ANESTHESIE DU CHEVREUIL EUROPEEN (*CAPREOLUS CAPREOLUS*) EN CAPTIVITE AVEC L'ASSOCIATION MEDETOMIDINE-KETAMINE ET UNE ANTAGONISATION A L'ATIPAMEZOLE

THESE D'EXERCICE

pour obtenir le titre de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

*présentée et soutenue publiquement
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

par

ROCHE Clélia, Hélène, Manon

Directeur de thèse : M. Guillaume LE LOC'H

JURY

PRESIDENT :

M. Renaud MAILLARD

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

ASSESEURS :

M. Guillaume LE LOC'H

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

Mme Caroline DIDIER

Ingénieure de Recherche à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

**Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation
ÉCOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE DE TOULOUSE**

Liste des directeurs/assesseurs de thèse de doctorat vétérinaire

Directeur : Professeur Pierre SANS

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

- M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et industrie des aliments*
- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Pharmacologie, thérapeutique*
- M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et industrie des aliments d'origine animale*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, statistiques, modélisation*
- M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie pathologique*
- M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la reproduction, endocrinologie*
- M. **GUERIN Jean-Luc**, *Aviculture et pathologie aviaire*
- Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **SHELCHER François**, *Pathologie médicale du bétail et des animaux de basse-cour*
- Mme **TRUMEL Catherine**, *Biologie médicale animale et comparée*

PROFESSEURS 1^{ère} CLASSE

- Mme **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
- Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, anatomie pathologique*
- Mme **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie vétérinaire*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootechnie*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et toxicologie*
- M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
- Mme **LACROUX Caroline**, *Anatomie pathologique, animaux d'élevage*
- Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et thérapeutique*
- M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation animale*

PROFESSEURS 2^{ème} CLASSE

- Mme **CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
- M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des équidés et des carnivores*
- M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
- M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, imagerie médicale*
- M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*
- Mme **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles*
- M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et infectiologie*

MAITRES DE CONFERENCES HORS CLASSE

- M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la reproduction*
Mme **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et industrie des denrées alimentaires d'origine animale*
M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et toxicologie*
M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et mathématiques*
Mme **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*

MAITRES DE CONFERENCES CLASSE NORMALE

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **BRET Lydie**, *Physique et chimie biologiques et médicales*
Mme **BOUHSIRA Emilie**, *Parasitologie, maladies parasitaires*
M. **CARTIAUX Benjamin**, *Anatomie, imagerie médicale*
M. **COMBARROS Daniel**, *Dermatologie vétérinaire*
M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
Mme **DANIELS Hélène**, *Immunologie, bactériologie, pathologie infectieuse*
Mme **DAVID Laure**, *Hygiène et industrie des aliments*
M. **DIDIMO IMAZAKI Pedro**, *Hygiène et industrie des aliments*
M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophthalmologie vétérinaire et comparée*
M. **FERCHIOU Ahmed**, *Economie de santé des bovins*
Mme **FERRAN Aude**, *Physiologie*
M. **FUSADE-BOYER Maxime**, *Microbiologie et infectiologie*
M. **GAIDE Nicolas**, *Anatomie pathologique*
Mme **GRANAT Fanny**, *Biologie médicale animale*
Mme **JOURDAN Géraldine**, *Anesthésie, analgésie*
M. **JOUSSERAND Nicolas**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
Mme **LALLEMAND Elodie**, *Chirurgie des équidés*
Mme **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*
M. **LE LOC'H Guillaume**, *Médecine zoologique et santé de la faune sauvage*
M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **MILA Hanna**, *Elevage des carnivores domestiques*
M. **VERGNE Timothée**, *Santé publique vétérinaire, maladies animales règlementées*
Mme **WASET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

INGENIEURS DE RECHERCHE

- M. **AUMANN Marcel**, *Urgences, soins intensifs*
M. **AUVRAY Frédéric**, *Santé digestive, pathogénie et commensalisme des entérobactéries*
M. **CASSARD Hervé**, *Pathologie des ruminants*
M. **CROVILLE Guillaume**, *Virologie et génomique cliniques*
Mme **DIDIER Caroline**, *Anesthésie, analgésie*
M. **DELPONT Mattias**, *Clinique Aviaire*
Mme **DUPOUY GUIRAUTE Véronique**, *Innovations thérapeutiques et résistances*
Mme **GAILLARD Elodie**, *Urgences, soins intensifs*
Mme **GEFFRE Anne**, *Biologie médicale animale et comparée*
Mme **GRISEZ Christelle**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
Mme **JEUNESSE Elisabeth**, *Bonnes pratiques de laboratoire*
Mme **LAYSSOL-LAMOUR Catherine**, *Imagerie Médicale*
Mme **POUJADE Agnès**, *Anatomie pathologique Vétérinaire*
Mme **PRESSANTI Charline**, *Dermatologie vétérinaire*
M. **RAMON PORTUGAL Felipe**, *Innovations thérapeutiques et résistances*
M. **REYNOLDS Brice**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
Mme **ROUCH BUCK Pétra**, *Médecine préventive*
Mme **SAADA Chloé**, *Gestion intégrée de la santé des ruminants*

REMERCIEMENTS

Que soit exprimée ici toute ma reconnaissance aux membres du jury de cette thèse,

À Monsieur le Professeur Renaud MAILLARD,

Professeur de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse

Pathologie des ruminants

Qui m'a fait l'honneur d'accepter la présidence de mon jury de thèse.

Hommage respectueux.

À Monsieur le Docteur Guillaume LE LOC'H

Maître de Conférences à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse

Médecine zoologique et santé de la faune sauvage

Pour avoir accepté la direction de cette thèse et m'avoir fait confiance. Pour sa disponibilité, sa bienveillance et ses nombreux conseils. Qu'il trouve ici l'expression de ma profonde considération et de toute ma gratitude.

Mes plus sincères remerciements.

À Madame le Docteur Caroline DIDIER

Praticien Hospitalier à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse

Anesthésie, analgésie

Qui a très aimablement accepté de faire partie de mon jury de thèse.

Ma sincère reconnaissance.

Enfin, j'adresse mes remerciements à l'ensemble de l'équipe du CEFS de l'INRAE, et plus particulièrement à **Madame Hélène VERHEYDEN**, la directrice, qui m'a apporté son aide durant l'élaboration de cette thèse et à **Monsieur Nicolas CEBE** sans qui cette étude n'aurait pu avoir lieu. Mes sincères remerciements pour leur travail de collecte des données et leur réactivité face à mes questions.

TABLE DES MATIÈRES

LISTE DES ABRÉVIATIONS	- 11 -
LISTE DES FIGURES	- 12 -
LISTE DES TABLEAUX.....	- 15 -
INTRODUCTION.....	- 16 -

PREMIÈRE PARTIE : ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE DE L'ANESTHÉSIE DES CERVIDÉS

- 18 -

I. Présentation des cervidés et exemple du Chevreuil européen.....	- 18 -
A. La famille des cervidés.....	- 18 -
B. Le Chevreuil européen.....	- 21 -
II. Enjeux liés à l'anesthésie des cervidés : intérêts, risques et particularités.....	- 25 -
A. Intérêt de l'anesthésie des cervidés.....	- 25 -
1. Intérêt pratique	- 25 -
2. La minimisation du stress.....	- 26 -
B. Risques et particularités de l'anesthésie des cervidés	- 27 -
1. Risques directement liés à l'anesthésie.....	- 28 -
a. Risques liés à l'examen préanesthésique	- 28 -
b. Risques cardio-respiratoires.....	- 29 -
c. Troubles de la thermorégulation	- 32 -
d. Risques d'affections digestives	- 34 -
e. Risques pour la reproduction.....	- 35 -
2. Les risques indirects et secondaires de l'anesthésie.....	- 36 -
a. Risques traumatiques.....	- 36 -
b. Risque de myopathie de capture.....	- 37 -
c. Risques de modification de comportement.....	- 40 -
III. Aspect pratique de l'anesthésie des cervidés.....	- 41 -
A. Préparation de l'anesthésie.....	- 41 -
1. L'environnement.....	- 41 -
2. L'équipe	- 42 -
3. Le matériel.....	- 43 -
a. Le matériel pour l'anesthésie.....	- 43 -
b. Le matériel de surveillance et de réanimation	- 47 -
4. L'animal	- 48 -

B.	L'induction	- 49 -
1.	Caractéristiques de l'induction.....	- 49 -
2.	Choix des molécules	- 50 -
a.	Critères de choix	- 50 -
b.	Les différentes familles de molécules.....	- 51 -
c.	Les combinaisons de molécules.....	- 54 -
d.	Réglementation sur l'utilisation des molécules	- 56 -
3.	Choix des doses.....	- 56 -
4.	Choix du mode d'administration et du site d'injection	- 58 -
5.	L'approche de l'animal pour l'induction et la manipulation.....	- 59 -
a.	L'approche avant le tir	- 59 -
b.	L'approche après le tir	- 61 -
C.	Le suivi et la fin de l'anesthésie.....	- 62 -
1.	Suivi de l'anesthésie.....	- 62 -
2.	Le réveil.....	- 65 -
a.	L'environnement	- 65 -
b.	Les d'antagonistes	- 65 -
c.	Le suivi du réveil.....	- 68 -

DEUXIÈME PARTIE : ÉTUDE RÉTROSPECTIVE DE L'ANESTHÉSIE DU CHEVREUIL EUROPÉEN EN CAPTIVITÉ AVEC L'ASSOCIATION MÉDÉTOMIDINE-KÉTAMINE ET ANTAGONISATION À L'ATIPAMÉZOLE - 69 -

I.	Matériels et méthodes	- 70 -
A.	Le site de Gardouch	- 70 -
B.	Les chevreuils de l'étude.....	- 72 -
C.	Protocole des anesthésies et des manipulations	- 72 -
1.	Les molécules et les doses utilisées	- 72 -
2.	Le matériel de téléinjection.....	- 73 -
3.	Déroulement des interventions.....	- 74 -
D.	Exploitation des données collectées	- 77 -
1.	Tri des données, recodage des variables et analyse descriptive	- 77 -
a.	Les variables de l'étude.....	- 77 -
b.	Analyse descriptive des variables	- 80 -

2.	Analyses statiques des variables	- 81 -
a.	Etude du poids des chevreaux et de leur estimation en fonction du sexe et du nombre de pesées antérieures.....	- 81 -
b.	Etude de la distance de fuite et des réactions en fonction du sexe, de l'âge et du nombre d'anesthésies antérieures des chevreaux	- 82 -
c.	Etude du temps d'induction en fonction des doses d'anesthésiques, du sexe, et de l'âge des chevreaux	- 82 -
d.	Etude du temps de réveil en fonction de la dose d'atipamézole, du sexe et de l'âge des chevreaux, des doses d'anesthésiques et de la durée de l'anesthésie.....	- 82 -
3.	Tests statistiques	- 82 -
II.	Résultats.....	- 84 -
A.	Analyse descriptive des variables	- 84 -
1.	Variables relatives aux chevreaux.....	- 84 -
a.	Sexe, âge et nombre d'anesthésies des chevreaux	- 84 -
b.	Le poids des chevreaux	- 86 -
2.	Variables relatives à l'induction	- 87 -
a.	Les doses de médétomidine et kétamine	- 87 -
b.	La distance de fuite et les autres réactions	- 88 -
c.	Le temps d'induction	- 88 -
3.	Variables relatives au réveil.....	- 89 -
a.	Les doses d'atipamézole	- 89 -
b.	Le temps de réveil, de fuite et d'anesthésie	- 89 -
c.	La distance de fuite et les autres réactions au réveil.....	- 90 -
4.	Anesthésies échouées et mortalité.....	- 90 -
B.	Analyses statistiques des variables.....	- 91 -
1.	Etude du poids des chevreaux et de l'estimation en fonction du sexe et du nombre de pesées antérieures.....	- 91 -
2.	Etude de la distance de fuite et des réactions en fonction du sexe, de l'âge et du nombre d'anesthésies antérieures.....	- 94 -
a.	La distance de fuite à l'induction	- 94 -
b.	Les réactions à l'induction	- 96 -
c.	La distance de fuite au réveil.....	- 97 -
d.	Les réactions au réveil.....	- 98 -
3.	Etude du temps d'induction en fonction des doses d'anesthésiques, du sexe et de l'âge des chevreaux.....	- 99 -
a.	Effet des doses d'anesthésiques	- 99 -
b.	Effet du sexe du chevreuil	- 101 -
c.	Effet de l'âge du chevreuil	- 102 -

4.	Etude du temps de réveil en fonction de la dose d'atipamézole, du sexe et de l'âge du chevreuil, des doses d'anesthésiques et de la durée de l'anesthésie	- 103 -
a.	Effet de la dose d'atipamézole	- 103 -
b.	Effet du sexe	- 105 -
c.	Effet de l'âge	- 106 -
d.	Effet des doses de médétomidine et de kétamine	- 106 -
e.	Effet de la durée de l'anesthésie	- 107 -
III.	Discussion	- 108 -
	CONCLUSION.....	- 119 -
	BIBLIOGRAPHIE	- 121 -
	ANNEXES	- 130 -
	Annexe 1 : Fiche de collecte des données lors des téléanesthésie	- 130 -
	Annexe 2 : Explications des tests statistiques utilisés	- 131 -
	Annexe 3 : Données analysées des 65 anesthésies réussies	- 133 -
	Annexe 4 : Etude des doses de kétamine et de médétomidine en fonction l'estimation de leur poids.....	- 137 -
	Annexe 5 : Etude du temps d'induction en fonction de l'estimation du poids du chevreuil	- 138 -
	Annexe 6 : Etude de l'effet des catégories d'âges sur le temps de réveil	- 139 -

LISTE DES ABRÉVIATIONS

CEFS : Comportement et Ecologie de la Faune Sauvage

CO₂ : Dioxyde de carbone

ECG : Electrocardiogramme

GPS : Géo-Positionnement par Satellite

INRAE : Institut National de Recherche pour l'Agriculture, l'Alimentation et l'Environnement

LMR : Limites Maximales de Résidus

N : effectif total

OFB : Office français de la biodiversité

P-value : valeur de probabilité

SNC : Système nerveux central

SpO₂ : Saturation pulsée en oxygène

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Photo d'un cerf élaphe mâle à gauche et d'un chevreuil européen femelle à droite (Inventaire National du Patrimoine Naturel)	- 18 -
Figure 2 : Classification des cervidés (Fontana 2018).....	- 19 -
Figure 3 : Dessin pour distinguer une chevrette d'un brocard décoiffés (Carruette, Étienne, Mailler 2016).....	- 19 -
Figure 4 : Photo d'un pudu du sud femelle à gauche (François-Gilles Grandin) et d'un élan d'Amérique du nord mâle à droite (Zachery Perry)	- 20 -
Figure 5 : Caractéristiques morphologiques du Chevreuil européen	- 21 -
Figure 6 : Tableau de chasse du chevreuil en France de 1973 à 2017 (OFB).....	- 22 -
Figure 7 : Carte de l'aire de présence du chevreuil en Europe 2020	- 23 -
Figure 8 : Cartes de l'aire de distribution du chevreuil européen en France, en 1993 et 2017 (OFB).....	- 23 -
Figure 9 : Photo d'un oxymètre de pouls (Praxisdienst®).....	- 31 -
Figure 10 : Photo d'un élan anesthésié recevant une supplémentation en oxygène par voie nasale grâce à un équipement portable, associée à une surveillance de la SpO2 à l'aide d'un oxymètre de pouls et d'une sonde de septum nasal (Caulkett, Haigh 2004).....	- 31 -
Figure 11 : Photo d'un jeune élan se réveillant de l'anesthésie et isolé du sol grâce à une couverture (Gilbert Bégin).....	- 33 -
Figure 12 : Photo d'un élan anesthésié correctement positionné avec la tête surélevée par rapport au rumen et le nez placé vers le bas (Northwest trek wildlife park).....	- 34 -
Figure 13 : Photo d'une seringue montée sur une perche (jab-stick) (Dan-inject®)	- 43 -
Figure 14 : Photo d'une sarbacane (Telinject®).....	- 44 -
Figure 15 : Photo d'un pistolet hypodermique fonctionnant avec des cartouches CO2 à gauche ou une pompe à pied droite (Telinject®).....	- 44 -
Figure 16 : Photo d'un fusil hypodermique à air comprimé (Telinject®).....	- 45 -
Figure 17 : Schéma d'une fléchette (Sontakke et al. 2017)	- 45 -
Figure 18 : Photos des étapes de préparation d'une fléchette pour la téléanesthésie (Notice Telinject®)	- 46 -
Figure 19 : Photo d'un wapiti anesthésié avec les yeux recouverts et les membres entravés (Caulkett, Haigh 2004)	- 48 -
Figure 20 : Aspect général de l'arrière-train des cerfs en bon, moyen ou mauvais état (Riney 1960).....	- 49 -
Figure 21 : Photo d'un élan correctement positionné pour la réalisation d'une téléanesthésie (Kreeger, Arnemo 2018)	- 60 -
Figure 22 : Photo d'un sambar (Rusa unicolor) après l'induction (Hampton et al. 2019)	- 61 -

Figure 23 : Photo d'un chevreuil anesthésié et intubé avec le capteur de l'oxymètre de pouls placé sur la langue (Ciucani et al. 2017).....	- 64 -
Figure 24 : Localisation du site de l'étude (francegeo)	- 70 -
Figure 25 : Vue aérienne et schématique du site expérimental de Gardouch (Source vue aérienne : Géoportail – Source du schéma : INRAE)	- 71 -
Figure 26 : Photos du pistolet P1 (en haut) et du fusil Gut 50 (en bas) (Telinject®).....	- 73 -
Figure 27 : Photo d'un chevreuil de Gardouch juste après l'impact de la fléchette au niveau de sa cuisse droite (INRAE)	- 74 -
Figure 28 : Photo d'un brocard de Gardouch en phase de réveil après une anesthésie pour la coupe des bois (NRAE)	- 75 -
Figure 29 : Cycle des bois (a) et évolution des dents mandibulaires (b) du chevreuil (Collin 1992).....	- 80 -
Figure 30 : Répartition des 21 chevreuils en fonction de leur sexe et de leur nombre total d'anesthésies.....	- 84 -
Figure 31 : Nombre d'anesthésies réalisées en fonction du sexe et de l'âge des chevreuils (N = 64)	- 85 -
Figure 32 : Répartition des chevreuils en fonction de leur classe d'âge et de leur sexe pour leur première anesthésie (N = 20)	- 85 -
Figure 33 : Graphique en boîte à moustache du pourcentage de variation entre le poids pesé et estimé des chevreuils (N = 49)	- 86 -
Figure 34 : Graphique en boîte à moustache de la dose de médétomidine (en µg/kg) à gauche et de kétamine (en mg/kg) à gauche (N = 49).....	- 87 -
Figure 35 : Nombre de chevreuils en fonction du temps d'induction (en minute) (N = 60)	- 88 -
Figure 36 : Répartition des chevreuils en fonction de la durée du réveil (en minute) (N = 62).....	- 90 -
Figure 37 : Graphique en boîte à moustache du poids réel (kg) des chevreuils de plus de 2 ans en fonction de leur sexe (N = 47)	- 91 -
Figure 38 : Graphique en boîte à moustache du pourcentage de variation entre le poids pesé et estimé des chevreuils en fonction de leur sexe (N = 48)	- 92 -
Figure 39 : Poids réel (en kg) des chevreuils en fonction du pourcentage de variation entre les poids réels et estimés (N = 45).....	- 93 -
Figure 40 : Écart absolu entre le poids estimé et réel (pourcentage) en fonction du nombre de pesées antérieures et de la sur ou sous-estimation (N = 49)	- 93 -
Figure 41 : Proportion de chevreuils (en pourcentage) par rapport à la distance de fuite (en mètre) en fonction du sexe (N = 54)	- 94 -
Figure 42 : Proportion de chevreuils (en pourcentage) par rapport à la distance de fuite (en mètre) en fonction des catégories d'âge (N = 53).....	- 94 -
Figure 43 : Proportion de chevreuils (en pourcentage) par rapport à la distance de fuite (en mètre) en fonction du nombre d'anesthésies antérieures (N = 54)	- 95 -

Figure 44 : Evolution de la distance de fuite en fonction du nombre d'anesthésies pour 4 chevreuils	- 96 -
Figure 45 : Proportion de chevreuils (pourcentage) par rapport à la distance de fuite au réveil (mètre) en fonction de leur sexe, de leur classe d'âge et du nombre d'anesthésies antérieures (N = 29).....	- 98 -
Figure 46 : Temps d'induction (en minute) en fonction des doses de médétomidine (en µg/kg) et de kétamine (en mg/kg) (N = 41)	- 100 -
Figure 47 : Distribution des chevreuils en fonction du temps d'induction (en minute) et de leur sexe (N = 60)	- 101 -
Figure 48 : Graphique en boîte à moustache du temps d'induction (en minute) en fonction du sexe du chevreuil (N = 60)	- 102 -
Figure 49 : Temps d'induction (min) en fonction de l'âge (année) des chevreuils (n = 59).....	- 103 -
Figure 50 : Temps de réveil (en minute) en fonction de la dose d'atipamézole (en mg/kg) (n = 41)	- 104 -
Figure 51 : Graphique en boîte à moustache du temps de réveil (en minute) en fonction du type de dose d'atipamézole (n = 41)	- 104 -
Figure 52 : Graphique en boîte à moustache du temps de réveil (en minute) en fonction du sexe des chevreuils (n = 61)	- 105 -
Figure 53 : Temps de réveil (en minute) en fonction de l'âge (en année) des chevreuils (n = 60)	- 106 -
Figure 54 : Temps de réveil (en minute) en fonction des doses de médétomidine (en µg/kg) et de kétamine (en mg/kg) (n = 45)	- 107 -
Figure 55 : Temps de réveil (en minutes) en fonction de la durée de l'anesthésie (minute) (n = 61).....	- 108 -
Figure 56 – Annexe 4 : Doses de médétomidine (en µg/kg) et de kétamine (en mg/kg) en fonction de l'estimation du poids (en %) des chevreuils (N = 45)	- 137 -
Figure 57 – Annexe 5 : Temps d'induction en fonction du pourcentage de variation entre le poids réel et estimé des chevreuils (N = 45)	- 138 -
Figure 58 - Annexe 6 : Graphique en boîte à moustache du temps de réveil (en minute) en fonction de la classe d'âge des chevreuils (N = 60).....	- 139 -

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Combinaisons d'anesthésiques recensées chez le Chevreuil.....	- 55 -
Tableau 2 : Liste des données collectées nécessaire à l'étude et leurs modalités, pour chaque étape de l'intervention.....	- 76 -
Tableau 3 : Liste des variables étudiées	- 77 -
Tableau 4 : Liste des objectifs de l'analyse descriptive des variables.....	- 81 -
Tableau 5 : Tableau des réactions des chevreuils à l'induction (N = 37).....	- 88 -
Tableau 6 : Tableau des réactions des chevreuils au réveil (N = 29).....	- 90 -
Tableau 7 : Proportion des réactions des chevreuils à l'induction en fonction de leur sexe, de l'âge et du nombre de captures antérieures (N = 37).....	- 97 -
Tableau 8 : Réactions des chevreuils en fonction de leur sexe, de l'âge et du nombre de capture antérieure (N = 34)	- 99 -

INTRODUCTION

Les programmes de recherche, de conservation et de gestion des populations de faune sauvage impliquent souvent la capture et l'immobilisation des animaux en liberté ou en captivité. C'est le cas pour les cervidés, qui sont souvent capturés physiquement à l'aide de filets par exemple. Toutefois, ces méthodes d'approches sont jugées parfois dangereuses car elles peuvent fréquemment entraîner des fractures chez ces animaux, leurs membres étant beaucoup plus longs et fins que chez d'autres espèces de masse équivalente. Par conséquent, la contention chimique, plus sûre et moins stressante pour l'animal et le manipulateur, est désormais largement préférée pour immobiliser temporairement la faune sauvage.

Le stade de contention chimique peut varier de la sédation, définie comme un état de calme et de tranquillité, à l'anesthésie générale caractérisée par une perte totale de sensation. L'anesthésie est obtenue en associant différentes molécules qui dépriment l'activité du système nerveux central. L'anesthésie regroupe plusieurs composantes essentielles : la narcose, l'hyporéflexie, l'analgésie et la relaxation musculaire (The Royal College of Anaesthetists 2021; Kreeger, Arnemo 2018).

Étant donnée l'augmentation de la pratique de l'anesthésie, il est nécessaire d'étudier cette méthode de contention afin mieux connaître et de comprendre ses effets. Cette démarche vise à garantir l'aspect éthique de cette pratique et d'assurer la validité des résultats obtenus lors de recherche. Dans cette optique, les agents anesthésiques et leurs doses associées sont considérés comme optimaux lorsqu'ils permettent une induction rapide, présentent une marge de sécurité élevée, engendrent un minimum d'effets secondaires indésirables et peuvent être aisément inversés si nécessaire.

Il est recommandé d'utiliser des agents anesthésiques ayant déjà été utilisés chez l'espèce cible (Kreeger, Arnemo 2018). Cependant, dans le domaine de la médecine zoologique, les doses appropriées des agents immobilisant sont souvent déterminées de manière empirique ou extrapolées à partir d'autres espèces. Par conséquent, il est essentiel de mener des études contrôlées sur des individus captifs de l'espèce cible afin de déterminer les doses optimales de ces médicaments. Cependant, il convient de noter que ces études peuvent parfois être entravées par la disponibilité limitée d'animaux (Ryeng, Arnemo, Larsen 2001).

Diverses méthodes d'administration existent, notamment la téléanesthésie qui consiste à utiliser une arme modifiée, telle qu'un fusil hypodermique, pour injecter à distance un ou des agents anesthésiques par voie intramusculaire. Cette technique vise à limiter les inconvénients de la capture physique, en particulier le stress (Chai, Petit 2013).

Parmi les associations d'agents anesthésiques utilisées, l'association de médétomidine et kétamine, qui combine un alpha2-agoniste et un dissociatif, suscite de plus en plus d'intérêt chez les cervidés. Cette combinaison permet d'induire des anesthésies d'environ une heure, ce qui permet de réaliser des actes plus invasifs qu'avec une simple sédation, y compris des interventions chirurgicales mineures. Toutefois, à notre connaissance, il n'existe pas d'études sur les doses appropriées de ces agents et les réponses associées chez le Chevreuil européen (*Capreolus capreolus*) qui est l'ongulé sauvage le plus abondant en Europe. C'est pourquoi nous avons entrepris d'examiner des données rétrospectives d'anesthésies réalisées sur des chevreuils captifs en utilisant cette association d'agents anesthésiques.

Dans un premier temps, nous allons aborder les principes fondamentaux de l'anesthésie appliquée aux cervidés. Nous nous pencherons plus particulièrement sur les raisons justifiantes le recours à cette méthode de contention, les risques associés et les caractéristiques spécifiques à prendre en compte pour ces espèces. Nous traiterons également des aspects pratiques de cette démarche, notamment le choix des doses d'anesthésiques et du matériel nécessaire, les particularités liées à l'approche, ainsi que les moments cruciaux de l'induction et du réveil.

Cette première partie servira d'introduction à la suite de notre étude, où nous analyserons les données recueillies au cours de dix années d'anesthésies pratiquées sur les chevreuils européens du site de Gardouch (site expérimentale de l'équipe CEFS de l'INRAE). Nous nous intéresserons plus particulièrement à la méthode de la téléanesthésie et aux doses utilisées, ainsi qu'à leurs effets sur les réactions des animaux, les temps d'induction et de réveil.

PREMIÈRE PARTIE : ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE DE L'ANESTHÉSIE DES CERVIDÉS

I. Présentation des cervidés et exemple du Chevreuil européen

A. La famille des cervidés

Les cervidés (*Cervidae*) sont une famille de mammifères ongulés, comprenant des espèces telles que le Cerf élaphe (*Cervus elaphus*), le Chevreuil européen (*Capreolus capreolus*), l'Élan d'Amérique du Nord (*Alces americanus*) et le Renne (*Rangifer tarandus*) qui sont les plus courantes (Figure 1).



Figure 1 : Photo d'un cerf élaphe mâle à gauche et d'un chevreuil européen femelle à droite (Inventaire National du Patrimoine Naturel)

Ils appartiennent à l'ordre des Artiodactyles et au sous-ordre des Ruminants (Figure 2). Le nombre exact d'espèces au sein de la famille des cervidés varie entre 43 et 56 en fonction de la classification taxonomique utilisée et des recherches scientifiques les plus récentes. L'UICN (Union Internationale pour la Conservation de la Nature) compte 56 espèces différentes de cervidés réparties dans le monde, à l'exception de l'Antarctique et de l'Australie. Ils sont plus abondants en Eurasie et en Amérique du Nord (Master, Flach 2015).

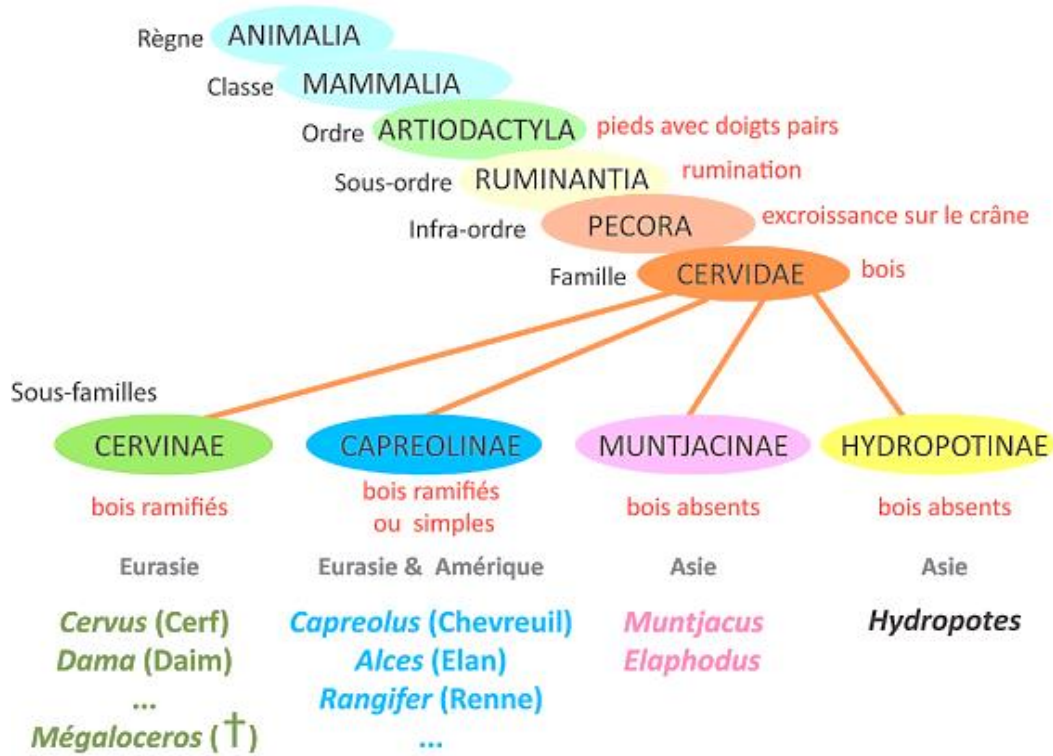


Figure 2 : Classification des cervidés (Fontana 2018)

Sauf exception, les cervidés sont généralement reconnaissables par leurs bois, qui sont des structures osseuses caduques poussant chaque année sur la tête des mâles. Il est parfois difficile de les distinguer des femelles quand ils en sont dépourvus, notamment chez le Chevreuil (Figure 3). Les cervidés sont connus pour leur agilité et leur vitesse, ce qui les aide à échapper aux prédateurs (Master, Flach 2015; Carruette, Étienne, Mailler 2016).

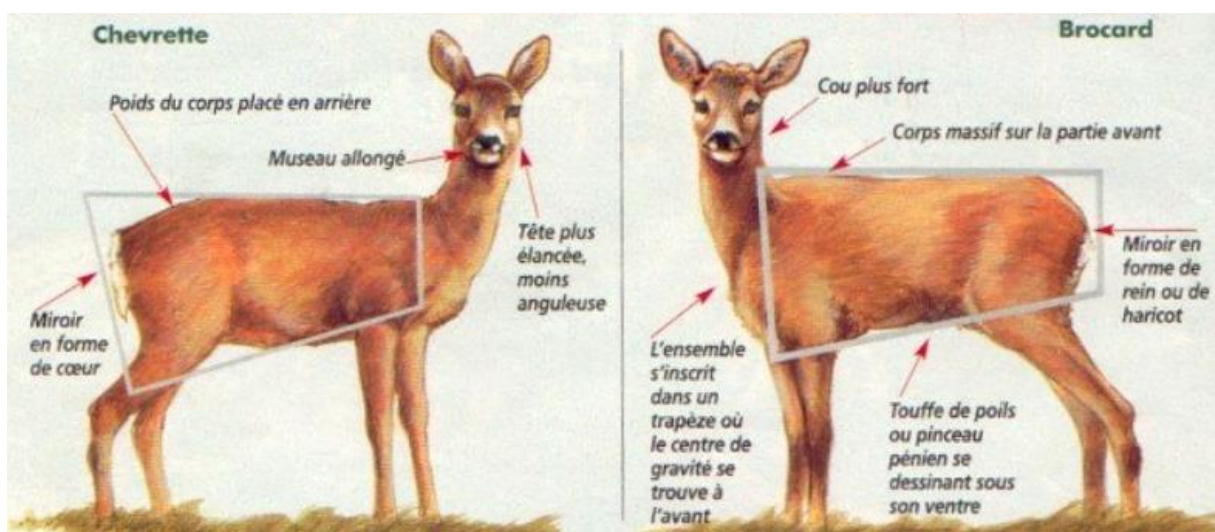


Figure 3 : Dessin pour distinguer une chevrette d'un brocard décoiffés (Carruette, Étienne, Mailler 2016)

La famille des cervidés présente une grande variabilité en termes de taille, de poids et de longévité. Cette diversité est particulièrement remarquable lorsqu'on considère les membres les plus petits et les plus grands de cette famille (Figure 4). Par exemple, le Pudu du Sud (*Pudu pudu*), considéré comme le plus petit cervidé, mesure en moyenne entre 30 et 40 centimètres de hauteur au garrot et pèse entre de 3 et 6 kilogrammes. À l'autre extrémité de l'échelle, l'Élan pèse entre 360 et 725 kilogrammes et les mâles peuvent atteindre jusqu'à 2,3 mètres au garrot. Au sein de chaque espèce de cervidés, les femelles sont généralement plus légères que les mâles. Les durées de vie moyenne vont de 4 à 15 ans en liberté (Smith-Jones 2022).



Figure 4 : Photo d'un pudu du sud femelle à gauche (François-Gilles Grandin) et d'un élan d'Amérique du nord mâle à droite (Zachery Perry)

Ils sont présents dans divers habitats, des vastes forêts, aux paysages alpins et aux prairies verdoyantes. Ils sont principalement herbivores, se nourrissant de feuilles, d'herbes, de bourgeons et de branches. Ainsi, ils jouent ainsi un rôle important dans l'écosystème en contrôlant la végétation (Association Nationale des Chasseurs de Grand gibier 2023).

À l'état sauvage, certaines espèces de cervidés ont des réserves graisseuses assez limitées du fait de leur alimentation et de leur métabolisme rapide. Ces réserves peuvent varier en fonction de la saison, l'âge, l'état de santé et l'accès aux ressources alimentaires. Ils comptent plutôt sur l'apport énergétique journalier pour compenser les coûts de la reproduction (Morellet et al. 2009).

Si certains sont solitaires, les cervidés vivent souvent en groupes sociaux, appelés hardes, qui varient en taille et composition en fonction de l'espèce et de la saison. Les mâles se joignent généralement aux femelles pendant la période de reproduction. Cette période saisonnière, durant laquelle les mâles se battent pour attirer les femelles, correspond au « rut ». La durée de la gestation varie en fonction de l'espèce, mais elle dure majoritairement entre six et huit mois. Les petits cervidés, appelés « faons », naissent habituellement au printemps. Le nombre de faons varie en fonction de l'espèce et des conditions environnementales. Les faons sont souvent tachetés et restent cachés pendant leurs premières semaines de vie (Association Nationale des Chasseurs de Grand gibier 2023).

Bien qu'ils soient abondants dans de nombreuses régions, certaines espèces sont menacées par la perte d'habitat, la chasse excessive et les collisions routières (Association Nationale des Chasseurs de Grand gibier 2023).

B. Le Chevreuil européen

Il existe deux espèces de chevreuils : le Chevreuil européen (*Capreolus capreolus*) que nous allons étudier ensuite, et le Chevreuil d'Asie (*Capreolus pygargus*) qui ne fait pas partie de cette étude. Le Chevreuil européen, plus petit cervidé d'Europe, est apparu il y environ 2 à 2,5 millions d'années. Il présente des caractéristiques morphologiques (Figure 5) et biologiques spécifiques (Carruette, Étienne, Mailler 2016).

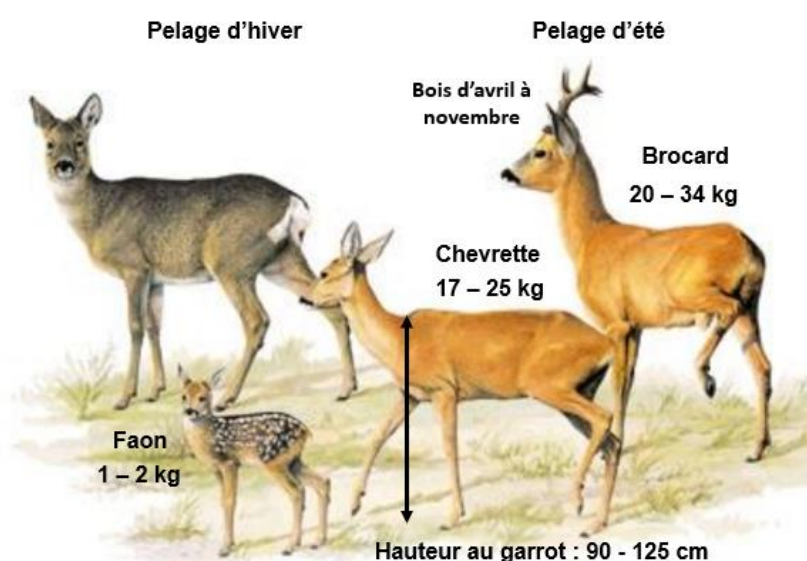


Figure 5 : Caractéristiques morphologiques du Chevreuil européen
(Source du dessin : Umberto Catalano – Source des informations : (OFB : Office Français de la Biodiversité 2022))

Il s'agit d'une espèce chassable, soumise à un plan de chasse, rendu obligatoire par la loi du 29 décembre 1978. Ce plan autorise l'élimination d'un quota de chevreuils, avec une priorité accordée aux jeunes individus, tout en imposant des limites maximales et minimales à respecter. La chasse est la première cause de mortalité de ce gibier (Vallance 2007; Carruette, Étienne, Mailler 2016).

Le Chevreuil est l'ongulé sauvage européen le plus abondant. Au cours des dernières décennies, une croissance importante et rapide de sa population a été observée, aussi bien en France que dans l'ensemble de l'Europe, comme le reflète une évolution similaire des tableaux de chasses (Figure 6). En 1995, la population de chevreuils sauvages en France oscillait entre 1 et 1,2 million, tandis qu'aujourd'hui, en 2023, ce nombre se situe entre 1,5 et 2 millions. À l'échelle européenne, sa population est estimée à 10 millions d'individus (Linnell, Zachos 2011; Hamann 2021; Bison, Loison 2022).

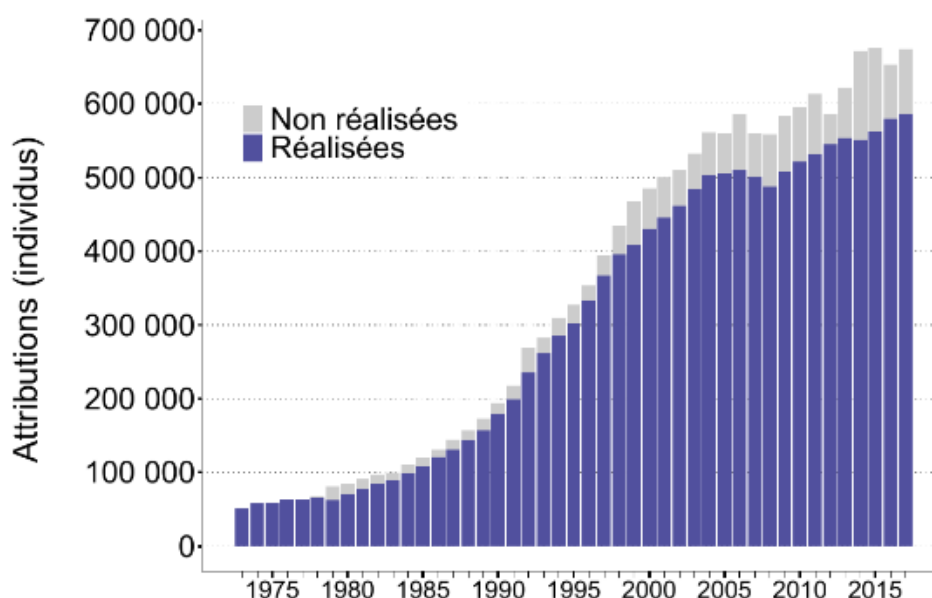


Figure 6 : Tableau de chasse du chevreuil en France de 1973 à 2017 (OFB)

Cet accroissement démographique a conduit à une extension de l'aire de répartition de cette espèce, la rapprochant ainsi des zones urbaines et entraînant localement des densités élevées d'animaux. Le réseau routier, en fragmentant leur habitat, expose fréquemment les chevreuils à des collisions.

L'espèce est présente sur la majeure partie du continent européen, couvrant environ 74% de sa superficie (Linnell et al. 2020). Son aire de répartition s'étend du sud de l'Espagne au nord de la Norvège et de l'océan Atlantique à la mer Noire, à l'exception de l'Irlande et de certaines îles méditerranéennes notamment (Figure 7).



**Figure 7 : Carte de l'aire de présence du chevreuil en Europe 2020
(Linnell et al. 2020)**

Elle est également présente sur la quasi-totalité du territoire français, comme en témoigne l'évolution de son aire de distribution entre 1993 et 2017 illustrée par la figure 8 (Linnell, Zachos 2011; Hagen et al. 2017; Flajšman et al. 2018; Karpiński et al. 2023).

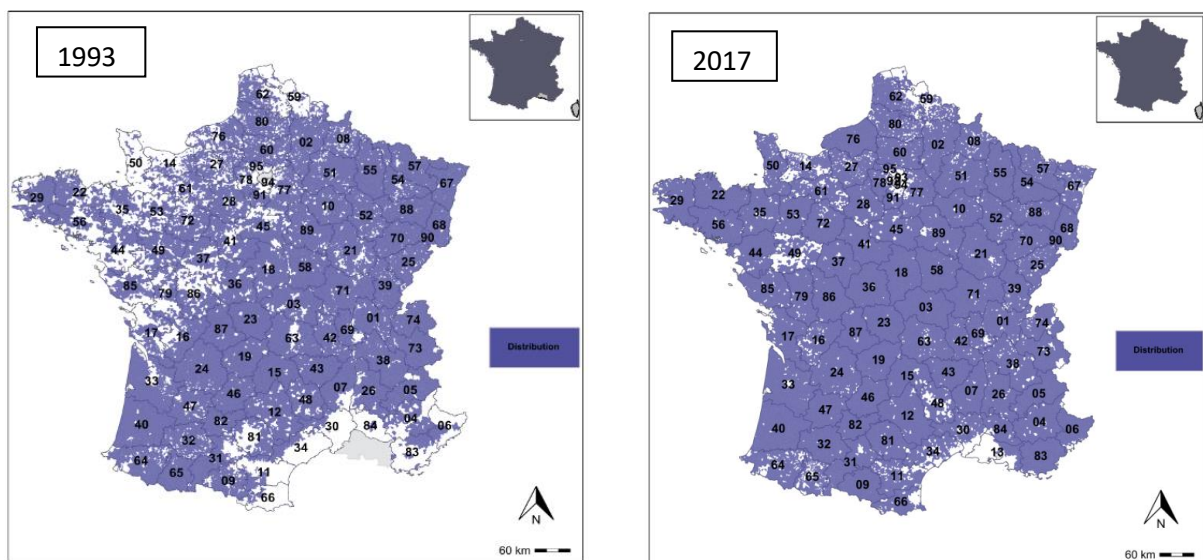


Figure 8 : Cartes de l'aire de distribution du chevreuil européen en France, en 1993 et 2017 (OFB)

Par conséquent, le chevreuil européen est classé en espèce de préoccupation mineure (LC = Least concern) par l'UINC (Union Internationale pour la Conservation de la Nature). Cette classification est appliquée aux espèces avec une forte densité et une aire de répartition étendue (Rampon 2017).

Les chevreuils sont présents dans diverses zones climatiques, ils occupent ainsi une grande variété d'habitats naturels, souvent modifiés par l'Homme (Flajšman et al. 2018), Cette adaptabilité est grandement favorisée par leur plasticité écologique et comportementale (Serrano Ferron et al. 2012; Office français de la biodiversité 2022).

C'est une espèce à l'origine forestière qui occupe en France environ 80% de la surface forestière. Ils ont une préférence pour les taillis et les taillis sous futaies plutôt que les grandes futaies cathédrales, où la compétition pour la lumière entraîne un appauvrissement du sol en herbacées et arbustes (Carruette, Étienne, Mailler 2016). Cependant, de nos jours, ils sont également présents dans les zones d'écotones entre les forêts et les prairies, dans les grandes plaines agricoles ou encore en montagne jusqu'à 2050 mètres d'altitude (Sempéré, Sokolov, Danilkin 1996; Lamberti et al. 2006; Fichant 2013).

Le choix de l'habitat chez le Chevreuil est influencé par la diversité et la qualité des ressources alimentaires disponibles (Office français de la biodiversité 2022). Le Chevreuil est un herbivore, mais il se distingue des autres grands ongulés par son mode d'alimentation privilégiant la sélectivité plutôt que la quantité globale de nourriture ingérée (Carruette, Étienne, Mailler 2016; Office français de la biodiversité 2022). Cette particularité, combinée à la taille de sa population, engendre une pression d'abrutissement orienté vers les jeunes pousses et certaines essences forestières particulièrement sensibles, notamment les arbres fruitiers (Vallance 2007). Cette pression d'abrutissement, associée aux dégâts d'écorçage causés par le frottis lors du marquage par le brocard ou pour se débarrasser des velours des bois, a un impact direct sur la dynamique végétale, notamment sur le renouvellement de la forêt. Par conséquent, cela pose des problèmes sylvicoles à la fois économiques et écologiques, d'où l'importance d'étudier cette problématique (Ballon, Hamard, Klein 2005; Fichant 2013).

II. Enjeux liés à l'anesthésie des cervidés : intérêts, risques et particularités

A. Intérêt de l'anesthésie des cervidés

1. Intérêt pratique

En Europe, la forte expansion démographique des cervidés au cours des dernières décennies est allée de pair avec une augmentation des problématiques liées à la gestion de ces espèces. Cela a engendré une multiplication des études les concernant et donc de nouvelles interactions entre l'homme et ces ruminants sauvages, nécessitant la mise en place de protocoles de captures et manipulations.

La contention chimique est utilisée en particulier à des fins de recherche, telles que :

- La réalisation de prélèvements sanguins pour des analyses génétiques,
- La pose de colliers émetteurs pour le suivi des dynamiques de la population,
- Le déplacement d'individus pour des activités de réintroduction.

Dans les parcs zoologiques, les captures et contentions sont également utilisées lors d'interventions vétérinaires telles que les soins, les chirurgies, la pose d'implants hormonaux ou la stérilisation (Master, Flach 2015; Sikes, Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogists 2016; Sontakke et al. 2017).

L'immobilisation chimique permet de supprimer le comportement de défense ou de fuite d'un animal facilitant ainsi leur manipulation en toute sécurité, tant pour eux que pour les manipulateurs (Chaï, Petit 2013). En effet, contrairement à l'immobilisation physique, le risque de coup par leurs membres postérieurs, dont ils se servent pour se débattre, est drastiquement diminué (Powell, Proulx 2003).

La contention chimique est particulièrement utile car elle permet notamment une manipulation plus facile de l'animal, avec ou sans perte de conscience (Muir, Hubbell 2012; Chaï, Petit 2013; Sontakke et al. 2017). Elle peut être de plusieurs types :

- La tranquillisation et la sédation correspondent à l'administration de médicaments qui calment l'animal et réduisent son anxiété. Ces deux termes se confondent parfois mais se distinguent par leur degré d'effet sur le SNC (système nerveux central). Lors d'une tranquillisation, l'animal reste conscient, mais est moins agité et plus facile à manipuler. La sédation est caractérisée par une légère dépression du SNC, associée à une somnolence et un certain degré de relaxation musculaire. L'animal n'est généralement pas conscient de son environnement

mais est toujours capable de réagir aux stimuli. Dans les deux cas, une stimulation peut entraîner un réveil complet. Elles sont couramment utilisées pour des procédures peu invasives, telles que des examens médicaux ou des prélèvements sanguins.

- L'anesthésie générale est une méthode qui induit une perte totale de sensation et de conscience, associée à une analgésie, c'est-à-dire une suppression de la douleur, et à une relaxation musculaire variable. Elle est obtenue en associant différentes molécules qui dépriment l'activité du SNC ; l'animal ne réagit plus aux stimuli. Elle peut être utilisée pour des interventions plus complexes ou douloureuses.

L'anesthésie telle que nous allons l'étudier, c'est-à-dire par moyen d'un agent anesthésique délivré à distance, est une technique de capture sélective qui permet de cibler des individus spécifiques. Elle ne nécessite pas la mise en place préalable d'équipements tels que des filets (Schwertner, Mitchell, Rosberg 2002).

2. La minimisation du stress

Le stress est un ensemble de réactions physiologiques, biochimiques et comportementales de l'animal lorsqu'il est soumis à des perturbations physiques et psychologiques, entraînant des modifications de l'homéostasie (Moberg, Mench 2000; Kreeger, Arnemo 2018).

La capture et l'immobilisation des ongulés sauvages font partie des événements les plus stressants de leur vie, comme le démontrent les modifications de certains de leurs constituants hématologiques et biochimiques au cours de ces procédures (Wesson et al. 1979; Marco, Lavín 1999). Par exemple, les corticoïdes qui régulent les réponses comportementales, notamment la réponse de fuite, augmentent fortement lors de ces procédures (Morellet et al. 2009).

Les préoccupations en matière de bien-être animal étant de plus en plus présentes dans la société, il est essentiel de minimiser cet état de stress qui peut parfois avoir des conséquences à court et long terme. En effet, même si les réactions comportementales provoquées par le stress de la capture sont le plus souvent réversibles, elles imposent des coûts énergétiques et des compromis avec d'autres comportements vitaux et processus physiologiques, comme l'immunité. Cela peut entraîner par exemple des risques d'expression clinique d'infections ou de parasitismes latents, ainsi que des effets à long terme sur le bien-être de l'animal et sa survie ultérieure (Morellet et al. 2009; Becciolini, Lanini, Ponzetta 2019; Jung et al. 2019).

Le stress engendré par une capture peut donc parfois être plus néfaste que son indication, surtout chez les animaux très nerveux (Dickens, Delehanty, Michael Romero 2010; Chaï, Petit 2013). Par conséquent, il est essentiel d'évaluer soigneusement les avantages et les risques de telles interventions. Elles doivent être menées par des professionnels formés, en respectant les réglementations locales et les normes éthiques en matière de bien-être animal (Powell, Proulx 2003; Lindsjö, Fahlman, Törnqvist 2016).

Des méthodes de contention physique ont été développées, mais beaucoup causent un niveau élevé de stress à l'animal (West, Heard, Caulkett 2014). L'anesthésie est la méthode la plus sûre car elle réduit ce stress et les risques qui y sont associés. En 2001, Haulton a comparé la capture par téléanesthésie à trois autres méthodes de capture physique : le taux de mortalité et de blessures étaient minimums avec la contention chimique (Haulton, Porter, Rudolph 2001). En effet, avec les progrès de la science, l'anesthésie des espèces zoologiques et sauvages s'est rapidement améliorée grâce à des médicaments plus sûrs et plus efficaces, des équipements de surveillance portables et des méthodes précises d'administration des anesthésiques (Sontakke et al. 2017). Cela permet également de limiter l'influence du protocole sur les données récoltées et sur les chances de succès lors de transfert par exemple (Dickens, Delehanty, Michael Romero 2010).

Enfin, l'évolution des techniques de capture, de manipulation et d'anesthésie qui minimisent la morbidité et la mortalité sont des exemples de perfectionnement qui permettent d'améliorer le bien-être des animaux sauvages, mais aussi de transposer le principe des 3R (Remplacement, Réduction et Raffinement) à la recherche sur la Faune Sauvage (Lindsjö, Fahlman, Törnqvist 2016).

B. Risques et particularités de l'anesthésie des cervidés

Bien que l'anesthésie soit une des méthodes de contention les plus sûres, elle implique toujours des risques pouvant entraîner la mort, même pour des individus sains dans un cadre médical contrôlé. En effet, même pour l'Homme, le taux de mortalité lors d'anesthésie oscille entre 0,01 et 0,05%, et autour de 0,1% chez le chien. Une étude sur cinq espèces de mammifères sauvages a montré un taux de mortalité lié à la capture entre 0,7 et 3,9% (Jones 2001; Arnemo et al. 2006). Ce risque augmente avec notamment un mauvais état corporel, l'impossibilité de connaître le poids exact de l'animal, le manque d'équipements pour les situations d'urgence ou l'inexpérience du personnel (Caulkett, Haigh 2004; Arnemo et al. 2006).

Les problèmes lors de l'anesthésie arrivent majoritairement pendant l'induction ou le réveil, quand l'intervention et le monitoring ne sont pas possibles. Néanmoins, aujourd'hui, avec l'utilisation de médicaments modernes et des dispositifs d'administration améliorés, Kreeger affirme qu'un taux de mortalité global inférieur à 2 %, pour au moins 100 individus capturés, est souhaitable et réalisable (Kreeger, Arnemo 2018).

Lors de l'anesthésie d'un animal, il est primordial de prendre en considération ses particularités biologiques et zoologiques. Les ongulés sauvages sont des animaux très nerveux, par conséquent, leur immobilisation chimique peut être associée à un pourcentage plus élevé de complications et de décès liés au stress. Il est également nécessaire de comprendre les problèmes associés au mode de vie de l'animal anesthésié, en captivité ou à l'état sauvage (Morris 2001; Caulkett, Arnemo 2014a; Sontakke et al. 2017).

Ainsi, nous allons voir les risques les plus fréquemment rencontrés lors de l'anesthésie chez les cervidés. Il peut s'agir d'effets directs des anesthésiques comme la dépression respiratoire ou l'hyperthermie, indirects comme la noyade lors de l'induction, un pneumothorax dû à un mauvais placement de flèche ou encore d'effets secondaires causés par la capture qui engendre du stress.

1. Risques directement liés à l'anesthésie

a. Risques liés à l'examen préanesthésique

L'anesthésie des animaux sauvages présente des risques accrus car il est souvent impossible de réaliser un examen physique préanesthésique : leur état de santé ne peut donc pas être évalué avec précision, ce qui rend difficile la détection d'affections sous-jacentes pouvant contre-indiquer l'utilisation de certaines molécules. De plus, les cervidés sont des espèces proies, ils ont donc tendance à dissimuler leurs signes cliniques, comportement destiné à éviter d'attirer l'attention de prédateurs qui ciblent les individus malades ou affaiblis. Ils sont donc, par défaut, souvent considérés comme étant en bonne santé (Arnemo et al. 2006; Caulkett, Arnemo 2014a; Mathieu et al. 2017).

Les vétérinaires peuvent être amenés à travailler sur des espèces pour lesquelles les connaissances sur leur physiologie ou leur réponse pharmacologique aux anesthésiques sont faibles. Il peut être nécessaire de réaliser des extrapolations à partir des doses connues d'espèces similaires, et cela peut entraîner des complications inattendues.

En outre, les associations d'anesthésiques rapportées avec de bons résultats chez les animaux en captivité produisent parfois des résultats sous-optimaux chez les animaux en liberté en raison d'un sous-dosage relatif, et inversement (Morris 2001; Caulkett, Arnemo 2014b). Cela s'explique par le stress qui diminue l'effet de l'anesthésie et qui est plus important lors de la capture d'individus sauvages qui ne sont pas habitués à la présence humaine et à la manipulation. Les événements anesthésiques sont donc plus sûrs et prévisibles en captivité (Chai, Petit 2013; Kreeger, Arnemo 2018).

Enfin, il peut être difficile d'évaluer le poids à distance et ainsi d'adapter la posologie, ce qui peut entraîner un risque d'overdose (Haulton, Porter, Rudolph 2001; Arnemo et al. 2006; Kreeger, Arnemo 2018). Les médicaments utilisés pour la capture doivent ainsi avoir une marge de sécurité élevée ou un indice thérapeutique élevé afin de réduire le risque de mortalité par surdosage.

b. Risques cardio-respiratoires

L'anesthésie déprime le système cardio-vasculaire. Il y a donc des enjeux liés au maintien du débit sanguin vers les tissus, au transport d'oxygène et de substances nutritives pour répondre aux besoins métaboliques et à l'élimination du dioxyde de carbone et des déchets. Des anomalies cardiovasculaires mineures peuvent être considérablement aggravées par l'anesthésie, d'autant plus que les examens cliniques et complémentaires préalables sont souvent limités (Chai, Petit 2013).

Une partie des anesthésiques augmente la contractilité du myocarde et le débit cardiaque, ce qui peut provoquer une vasodilatation entraînant une hypotension, c'est-à-dire une diminution de la pression artérielle. L'hypotension peut provoquer ensuite une diminution de la perfusion tissulaire et donc du débit sanguin vers les organes vitaux, y compris le cerveau et le cœur. Chez les cervidés, cela prédispose à des complications telles que la myopathie, la réduction du métabolisme hépatique et un délai de réveil prolongé. Plus rarement, cela peut provoquer un arrêt cardiaque et respiratoire. Si l'arrêt cardiaque dure plus de deux à quatre minutes, les dommages cérébraux sont irréversibles et entraînent la mort de l'animal. L'hypotension peut être traitée par une perfusion intraveineuse.

La dépression respiratoire, c'est-à-dire lorsque la respiration de l'animal ralentit ou devient superficielle, est probablement la complication la plus fréquemment rencontrée lors de l'immobilisation des animaux sauvages. Or, les cervidés ont généralement une fréquence respiratoire comprise entre 10 et 30 mouvements par minute, soit plus lente que d'autres espèces de même taille. L'administration d'anesthésiques, telles que les α_2 -agoniste, est une des principales causes de la dépression respiratoire et de l'hypoxémie, avec l'inadéquation ventilation-perfusion et l'obstruction des voies respiratoires. Elle est exacerbée par le positionnement en décubitus dorsal ou latéral. En outre, les femelles gestantes présentent un risque de dépression respiratoire accru du fait de la masse abdominale induite par les petits. L'hypoxémie correspond à une diminution de la concentration d'oxygène dans le sang, elle peut entraîner une hypoxie tissulaire, c'est-à-dire un état au cours duquel les tissus ne reçoivent pas suffisamment d'oxygène, et donc la mort des cellules (Read et al. 2001; Caulkett, Haigh 2004; Casady, Allen 2013; Caulkett, Arnemo 2014a; Kreeger, Arnemo 2018).

L'hypoventilation entraîne également une élimination inefficace du dioxyde de carbone de leur système. Cela peut provoquer une accumulation de dioxyde de carbone dans le sang, appelé hypercapnie, ce qui peut être dangereux.

L'obstruction mécanique des voies respiratoires supérieures chez les cervidés peut être causée par une langue atone obstruant le larynx, de la nourriture avalée partiellement, des régurgitations du contenu stomacal ou la météorisation chez les ruminants, entraînant une compression du diaphragme et des organes de la cavité thoracique. Au début des manipulations, il est donc important de tendre le cou, d'ouvrir la bouche, de vérifier qu'elle est vide afin que rien n'obstrue les voies aériennes supérieures et de s'assurer que la langue est tirée (Kreeger, Arnemo 2018).

Une surveillance étroite de l'anesthésie est essentielle afin de limiter ces risques, notamment une surveillance des fréquences cardiaque et respiratoire, de l'amplitude et des bruits respiratoires. Les signes d'une hypoxémie par exemple sont une cyanose et une respiration bruyante. La SpO₂ (Saturation pulsée en oxygène), soit le pourcentage d'hémoglobine oxygénée dans le sang, peut être surveillée à l'aide d'un oxymètre de pouls afin de s'assurer qu'elle soit supérieure à 95 % (Figure 9).



Figure 9 : Photo d'un oxymètre de pouls (Praxisdienst®)

La meilleure technique pour prévenir ou réduire l'incidence de l'hypoventilation est l'intubation endotrachéale et la ventilation contrôlée avec un supplément d'oxygène inspiré. Cette technique s'avère toutefois plus difficile à mettre en œuvre sur le terrain qu'en captivité, en particulier pour les animaux de grande taille. L'inversion partielle des narcotiques peut être réalisée pour traiter la dépression respiratoire lorsque l'intubation n'est pas possible (Caulkett, Arnemo 2014a).

De même, la mise en place d'une insufflation nasale d'oxygène à un débit de dix litres par minute, à l'aide d'une bouteille d'oxygène comprimé portable avec un régulateur, comme sur la figure 10, a montré un effet positif sur la pression partielle en oxygène des Wapitis (*Cervus canadensis*). C'est une technique moins invasive et moins compliquée à mettre en place que l'intubation (Read et al. 2001).



Figure 10 : Photo d'un élan anesthésié recevant une supplémentation en oxygène par voie nasale grâce à un équipement portable, associée à une surveillance de la SpO2 à l'aide d'un oxymètre de pouls et d'une sonde de septum nasal (Caulkett, Haigh 2004)

L'hypoxémie, si elle est en particulier associée à l'hyperthermie, est grave car elle augmente la demande en oxygène des tissus. Elle augmente le risque de myopathie de capture ou de mortalité aiguë (Caulkett, Haigh 2004).

c. Troubles de la thermorégulation

Tous les anesthésiques à action centrale dépriment le centre de la thermorégulation. Celui-ci est également perturbé par le stress et l'excitation intense engendrés par la poursuite et la capture. Ils provoquent une hyperthermie primaire entraînant une vasodilatation cutanée qui favorise des échanges thermiques significatifs avec l'environnement. Ainsi, la température corporelle de l'animal tend à s'ajuster à la température extérieure, entraînant une possible hyper ou hypothermie qui sont définies comme une augmentation ou une diminution critique de la température corporelle, au-delà ou en dessous des valeurs usuelles, spécifiques de l'espèce. En général, la température rectale des mammifères est comprise entre 37,5 et 38,8°C (Kreeger, Arnemo 2018).

Plus les animaux sont petits, plus ce phénomène sera marqué, car leur surface corporelle, lieu des échanges thermiques, est nettement plus grande par rapport à leur masse corporelle que chez les grands animaux. Ces états peuvent être atténués en captivité, lorsque les manipulations sont réalisées en intérieur.

Ainsi, l'hyperthermie causée par l'altération du centre de la thermorégulation par les anesthésiques, résulte également de deux autres mécanismes : une absorption de chaleur dans l'environnement et une augmentation du métabolisme. Elle est considérée comme sévère chez les cervidés si la température corporelle est supérieure à 41°C. Les cervidés y sont sujets, surtout après une longue poursuite. Les signes cliniques d'hyperthermie sont un halètement, une sudation marquée et une fréquence cardiaque basse et irrégulière. L'hyperthermie accentue la vasodilatation. Cet état peut évoluer rapidement vers le coma et la mort (Caulkett, Arnemo 2014a; Kreeger, Arnemo 2018).

Le traitement de l'hyperthermie consiste à essayer de le refroidir en l'aspergeant d'eau froide par exemple. Cependant, il est difficile de refroidir activement les animaux de grande taille et, en cas d'hyperthermie grave, la meilleure solution consiste souvent à antagoniser les agents immobilisants et laisser l'animal se rétablir (Caulkett, Haigh 2004). Ce risque peut être réduit en évitant les journées chaudes, en réalisant les captures seulement aux heures fraîches de la journée et les manipulations à l'ombre, en évitant les poursuites prolongées et en minimisant le temps d'intervention (Caulkett, Haigh 2004; Kleiman, Thompson, Baer 2010; Caulkett, Arnemo 2014a; Kreeger, Arnemo 2018).

L'hypothermie survient le plus souvent chez les jeunes, les animaux de faible masse corporelle et ceux qui sont en mauvaise condition physique. Chez les mammifères, elle est généralement caractérisée par une température corporelle inférieure à 35°C. L'hypothermie entraîne une vasoconstriction périphérique, à l'origine d'une anoxie tissulaire, suivie d'une vasodilatation généralisée, d'où une chute brutale de la pression artérielle pouvant conduire à une défaillance cardiovasculaire et à la mort en l'absence de traitement. Cliniquement, l'animal hypotherme est bradycarde et respire de manière superficielle (Caulkett, Arnemo 2014a).

Les procédures de soutien consistent à sécher et couvrir l'animal, et à lui fournir des sources de chaleur externes avec des bouteilles d'eau chaude par exemple (Caulkett, Arnemo 2014a). Dans ce cas, il n'est pas conseillé d'antagoniser l'anesthésie (Kreeger, Arnemo 2018).

Ce risque est moins fréquent que l'hyperthermie chez les cervidés de grandes tailles, mais il est préférable et plus facile de l'anticiper plutôt que de le traiter. Il peut être évité en ne réalisant pas d'anesthésie lors de journée trop froide, en isolant l'animal du sol (Figure 11), en le protégeant de la pluie ou du vent ou en le couvrant avec une couverture pendant la procédure par exemple.



Figure 11 : Photo d'un jeune élan se réveillant de l'anesthésie et isolé du sol grâce à une couverture (Gilbert Bégin)

d. Risques d'affections digestives

Les ruminants, dont font partie les cervidés, ont toujours de la nourriture et des fluides résiduels dans l'estomac. Les régurgitations et vomissements sont des phénomènes survenant fréquemment lors de l'anesthésie de ces espèces. Ils sont favorisés par l'utilisation de certaines molécules, à l'origine d'une stase digestive comme les opioïdes ou les $\alpha 2$ -agonistes, une durée augmentée de l'anesthésie, un décubitus dorsal ou latéral exerçant une pression sur le thorax ou l'abdomen, ou le corps surélevé par rapport à la tête. Une des conséquences les plus graves est la pneumonie de fausse déglutition. Pour réduire ce risque, il est nécessaire de placer la tête de l'animal au-dessus du niveau du rumen et le nez vers le bas, comme l'élan sur la figure 12 (Chaï, Petit 2013; Sontakke et al. 2017; Kreeger, Arnemo 2018). En captivité, il est possible de mettre les animaux à jeun afin de prévenir les régurgitations (Kleiman, Thompson, Baer 2010).



Figure 12 : Photo d'un élan anesthésié correctement positionné avec la tête surélevée par rapport au rumen et le nez placé vers le bas (Northwest trek wildlife park)

Un autre risque auquel sont sensibles les cervidés est la météorisation qui correspond à une accumulation anormale de gaz dans le rumen ou l'estomac. Elle est d'origine mécanique avec une malposition ou due à la présence d'aliment régurgité ou de vomissement qui entraîne un blocage de l'œsophage. Elle est souvent associée à un blocage des contractions ruminales provoqué par certaines molécules anesthésiantes qui sont des bloquants neuromusculaires (fentanyl, xylazine, médétomidine). La météorisation est favorisée par une exposition prolongée aux radiations du soleil.

L'arrêt des éructations entraîne une distension du rumen et de l'estomac, augmentant ainsi la pression exercée sur le diaphragme et la veine cave, ce qui conduit à une augmentation de la fréquence respiratoire et à un défaut de retour veineux, d'où une hypoxie et un état de choc pouvant conduire à la mort de l'animal (Sontakke et al. 2017).

Le maintien en décubitus sternal permet de limiter ce risque. L'intubation préventive des ruminants est fortement recommandée, même si elle est rarement réalisée lors d'interventions sur la faune sauvage. Sinon, l'animal peut être bercé doucement ou massé au niveau du cou, du bas vers le haut, pour stimuler l'éructation. Une sonde gastrique peut aussi être utilisée, mais elle peut prédisposer à la régurgitation. Une aiguille de gros calibre peut sinon être insérée dans le côté gauche de l'abdomen pour libérer les gaz. En général, si la météorisation est sévère, il est conseillé de terminer la procédure rapidement et d'antagoniser les agents anesthésiques afin que l'animal puisse à nouveau éructer (Caulkett, Haigh 2004; Chaï, Petit 2013; Caulkett, Arnemo 2014b; Kreeger, Arnemo 2018).

e. Risques pour la reproduction

La manipulation des animaux sauvages peut entraîner une diminution de la fécondité, mais aussi des avortements ou des mises bas prématurées si la femelle est en fin de gestation. C'est le cas notamment avec certains anesthésiques qui ont un risque abortif rapporté, comme la xylazine qui agit sur les muscles lisses (Chaï, Petit 2013). Mais le risque de toxicité fœtale reste encore controversé selon les espèces (Brivio et al. 2015; Kreeger, Arnemo 2018). En effet, dans une étude au Canada, le taux de mortalité postnatale des veaux a augmenté après l'immobilisation hivernale d'élan (*Alces alces*) (Larsen, Gauthier 1989). Mais inversement, chez d'autres espèces comme le Cerf de Virginie (*Odocoileus virginianus*) ou le Renne (*Rangifer tarandus*), aucun effet négatif de l'immobilisation chimique n'a été signalé sur la reproduction ou la survie des petits (DeGiudice et al. 1986; Valkenburg, Boertje, Davis 1983).

2. Les risques indirects et secondaires de l'anesthésie

a. Risques traumatiques

- Liés à l'environnement

Le premier risque lors d'une anesthésie de la faune sauvage est le risque traumatique pendant l'induction, notamment lors de la fuite si l'anesthésique n'agit pas assez vite. La fuite peut être une réaction au stress provoqué par le bruit sec généré par la décharge du fusil de téléanesthésie. La propension à la fuite varie selon l'espèce. Le Chevreuil, par exemple, est de nature particulièrement vive, donc toute approche par un être humain suscite cette réaction, même en captivité. Mais elle varie également de façon individuelle, selon l'âge, le sexe, l'embonpoint, le statut dans le groupe et le point d'impact (Chardonnet 2002; Kreeger, Arnemo 2018).

En liberté, le temps nécessaire à l'induction peut conduire l'animal anesthésié à se retrouver dans des lieux dangereux où la manipulation sera ensuite difficile. Il faut donc faire attention à tous les dangers dans l'environnement, par exemple la présence de prédateurs, de falaise, d'un cours d'eau qui pourrait entraîner une noyade ou encore d'une route pouvant être à l'origine de collision (Powell, Proulx 2003; Arnemo et al. 2006; Caulkett, Arnemo 2014a).

Il est aussi préférable d'éviter de tirer le soir, car l'animal a plus de chance d'être perdu de vue. Enfin, il faut utiliser des molécules qui induisent une induction rapide pour l'espèce considérée afin que la fuite soit la plus courte possible (Caulkett, Haigh 2004; Kreeger, Arnemo 2018). Des fléchettes équipées d'émetteur GPS (Géo-Positionnement par Satellite) peuvent être utilisées pour suivre les animaux lors de la fuite, notamment lorsqu'il y a une épaisse végétation forestière comme cela fut le cas pour l'anesthésie des cerfs élaphe au Queensland en Australie (Amos 2015).

Les blessures engendrées peuvent être plus ou moins superficielles avec des contusions, des abrasions ou des lacérations. Ces traumatismes mineurs peuvent être traités avec succès sur le terrain en étant nettoyés, désinfectés et éventuellement débridés. Cela peut être associé à l'utilisation d'antibiotiques locaux ou systémiques à action prolongée, comme l'oxytétracycline qui, en plus d'être efficace contre un large spectre de bactéries, ne nécessite pas de réfrigération. Si nécessaire, il est possible de suturer la plaie avec du fil résorbable. Les blessures peuvent également être plus graves avec une atteinte de l'os ou des articulations telles qu'une fracture ou une luxation, une perforation, une hémorragie, etc. Ces affections sont difficiles à traiter efficacement, le pronostic est alors réservé et les animaux sont souvent euthanasiés (Chai, Petit 2013; Caulkett, Arnemo 2014a; Kreeger, Arnemo 2018).

Les risques traumatiques liés à l'environnement sont les mêmes lors du réveil.

- Liés au fléchage

La petite taille de certains cervidés présente un défi vis-à-vis des blessures par flèche, qui constituent un risque important pour ces animaux fragiles. La faible masse musculaire du membre postérieur entraîne un risque de fracture iatrogène du fémur lors de l'impact de l'aiguille (Bouts et al. 2011; Chaï, Petit 2013).

En outre, si la flèche pénètre dans la cavité thoracique, cela peut entraîner des troubles respiratoires aigus et notamment un pneumothorax. L'impact peut alors être mortel, de même si la flèche arrive au niveau de la tête ou l'abdomen (Chardonnet 2002; Caulkett, Arnemo 2014a).

- b. Risque de myopathie de capture

La myopathie de capture est une complication potentiellement mortelle de l'anesthésie : c'est un terme qui regroupe plusieurs syndromes. Ils sont fonction de la durée et de l'intensité de l'effort physique réalisé par l'animal pendant la poursuite et/ou la fuite. Plus ces dernières seront importantes, plus le niveau de stress et d'activité musculaire de l'animal augmente, et donc plus les mécanismes à l'origine de la myopathie de capture engendreront un syndrome sévère (Dinesh et al. 2020; Spraker 1993; Montané et al. 2002). Il existe quatre syndromes : le syndrome de mort aiguë, le syndrome myoglobininurique ataxique, le syndrome de rupture musculaire et le syndrome de mort périaiguë retardée (Caulkett, Arnemo 2014a; Breed et al. 2019; Dinesh et al. 2020). La myopathie de capture se manifeste en moyenne entre 7 à 14 jours après la capture, mais est décrite dès l'anesthésie et jusqu'à deux mois après. Elle est caractérisée par une dégénérescence et une nécrose des muscles cardiaques et striés squelettiques causées par une accumulation d'acide lactique. Elle se traduit cliniquement par une parésie puis une paralysie généralisée.

Les espèces proies y sont particulièrement sensibles et notamment les ongulés dont le chevreuil (Montané et al. 2002), aussi bien en liberté qu'en captivité. Ils ont évolué pour courir rapidement et sont physiologiquement mal équipés pour des poursuites sur de longues distances (Dinesh et al. 2020). La poursuite d'animaux sauvages en liberté à l'aide d'un hélicoptère ou d'un véhicule motorisé leur impose un effort physique important, ce qui entraîne un stress considérable. En outre, l'intensité de l'effort est majorée pour la plupart des mammifères en parc zoologique qui vivent dans des enclos de dimensions relativement limitées et qui ne sont pas habitués à parcourir rapidement de longues distances (Caulkett, Arnemo 2014a).

Certains principes actifs possèdent des effets secondaires prédisposant à ce risque, notamment les opioïdes. Il est important de ne pas les sous-doser, car cela prolonge la phase d'excitation observée pendant l'induction et donc l'effort associé (Dinesh et al. 2020).

Le syndrome de mort aiguë survient brusquement et rapidement après une situation de stress intense, comme la poursuite prolongée. L'animal est faible, reste en décubitus latéral après avoir été relâché par les manipulateurs, des tremblements musculaires peuvent apparaître et la respiration est rapide et superficielle. En plus des lésions musculaires importantes, les animaux peuvent présenter une hyperthermie, une cyanose, une acidose, une tachycardie et une hypotension. La situation évolue vers un choc conduisant à la mort en une à six heures après la capture. Le traitement de la myopathie de capture aiguë est donc axé sur le traitement symptomatique de l'état de choc, la correction des troubles acido-basiques, le maintien de la température et l'oxygénation. Cependant, en plus d'être difficiles à réaliser sur le terrain, ces traitements sont souvent infructueux une fois les signes cliniques apparents. Le pronostic est donc grave (Spraker 1993; Caulkett, Haigh 2004; Caulkett, Arnemo 2014a; Breed et al. 2019; Dinesh et al. 2020).

Si l'animal survit à la phase aiguë, il peut développer une myopathie de capture subaiguë ou chronique. Celles-ci peuvent se manifester de diverses manières, notamment par une paraplégie, une rupture musculaire, une myoglobinurie¹ ou une oligurie². Les animaux atteints de myopathie chronique de capture doivent généralement être euthanasiés (Spraker 1993; Haulton, Porter, Rudolph 2001; Caulkett, Haigh 2004; Master, Flach 2015; Dinesh et al. 2020).

Le syndrome myoglobinurique ataxique, le plus fréquent, implique une libération excessive de myoglobine, une protéine musculaire, dans la circulation sanguine due à des lésions musculaires sévères. La myoglobine peut endommager les reins, entraînant une insuffisance rénale potentiellement mortelle. Les signes cliniques typiques incluent une faiblesse musculaire, une ataxie, des urines foncées dues à la myoglobinurie et des signes d'insuffisance rénale comme une augmentation de la consommation d'eau et de la fréquence urinaire (Montané et al. 2002; Breed et al. 2019; Dinesh et al. 2020).

¹ Présence de myoglobine dans les urines

² Diminution du volume des urines

Le syndrome de rupture musculaire se produit lorsque les muscles subissent une tension excessive ou des traumatismes, ce qui entraîne des déchirures ou des ruptures des fibres musculaires. Il peut être causé par des mouvements violents ou une manipulation inadéquate lors de la capture ou de la contention des animaux. Les signes cliniques incluent une douleur musculaire sévère, une boiterie, une tuméfaction et une possible perte de fonction musculaire. Ce syndrome est moindre dans le cas de la téléanesthésie, la contrainte physique étant négligeable (Montané et al. 2002; Breed et al. 2019; Dinesh et al. 2020).

Le syndrome de mort périaiguë retardée est la plupart du temps observé chez les cervidés sauvages qui ont été placés en captivité pendant au moins 24 heures, mais il reste très peu fréquent. Lorsqu'ils ne sont pas dérangés, ils ne présentent aucun signe clinique. Mais dès qu'ils sont recapturés ou soudainement stressés, ils meurent en quelques minutes. Cela est causé par une augmentation d'adrénaline, qui agit sur les membranes altérées des cellules du cœur et des muscles squelettiques, entraînant une fibrillation ventriculaire (Montané et al. 2002; Breed et al. 2019; Dinesh et al. 2020).

La prévention du stress, dans le but de limiter le risque de myopathie de capture, est donc de la plus haute importance chez les cervidés. Cela passe avant tout par une réduction du temps de poursuite, idéalement limité à deux minutes, et de l'intensité d'effort déterminée, entre autres, par la vitesse, la pente du terrain, l'altitude, la présence de neige, etc. (Jung et al. 2019; Caulkett, Arnemo 2014b). Les opérateurs doivent donc tenir compte des limites environnementales, mais également des conditions de température, car l'hyperthermie semble jouer un rôle important dans le développement de la myopathie de capture. Il faut donc éviter les captures lorsqu'il fait plus de 25°C et monitorer la température interne de l'animal (Caulkett, Arnemo 2014b; Breed et al. 2019). En cas d'échec, les tentatives de capture ne doivent pas être reprises avant au moins un jour (Master, Flach 2015; Sikes, Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogists 2016; Dinesh et al. 2020).

L'anesthésie permet déjà en soi de réduire le stress, comparativement aux méthodes de contention physique. Mais afin de réduire d'autant plus le stress, il est nécessaire que les manipulations soient également minimales et effectuées par du personnel expérimenté. Les médicaments choisis pour l'immobilisation doivent permettre une administration, une induction et une récupération rapide afin que la durée de l'anesthésie soit aussi courte que possible. Il est aussi nécessaire de réduire la peur et le stress en éliminant les cris et autres bruits. (Sikes, Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogists 2016; Dinesh et al. 2020).

La prévention peut se faire également par administration en prophylaxie d'antioxydants biologiques, comme de la vitamine E ou du sélénium, afin d'éviter des carences (Haulton, Porter, Rudolph 2001; Dinesh et al. 2020). Cependant, il n'existe pas de preuves directes de leur efficacité à ce jour (Breed et al. 2019).

c. Risques de modification de comportement

L'état de stress post capture peut avoir des répercussions sur les relations intraspécifiques qu'entretient l'individu. Sa capture et son éloignement momentané peuvent ainsi perturber le reste de la population laissée sur place ainsi que sa position dans le groupe (Powell, Proulx 2003).

Les animaux exposés à des stimuli nocifs réagissent en libérant des glucocorticoïdes, c'est-à-dire du cortisol chez la plupart des mammifères. Cette libération induit des réactions physiologiques et comportementales pouvant inclure l'arrêt de la prise alimentaire ainsi que de la reproduction. Cela a pour objectif de concentrer l'attention de l'animal sur les comportements nécessaires pour faire face aux facteurs de stress (Becciolini, Lanini, Ponzetta 2019).

Les études par suivis GPS de Morellet et Becciolini ont montré que les chevreuils européens et les cerfs élaphe, après une capture, ont des différences prononcées en termes de comportement spatial, d'utilisation de l'habitat et de niveau d'activité global entre la première période de dix jours après le lâcher et les jours suivants. Une augmentation des taux de déplacements a été observée avec un éloignement du centre de leur activité. Ils ont cherché un refuge dans ou à proximité d'un bois et ont attendu avant de revenir en évitant les sources de perturbation humaine et en réduisant les niveaux d'activité (Morellet et al. 2009; Becciolini, Lanini, Ponzetta 2019). La réduction du niveau d'activité des cervidés peut avoir des conséquences non négligeables sur l'acquisition des ressources : Blanc et Brelurut ont constaté une diminution de 40 % de l'activité de pâturage des biches du Cerf élaphe sur une courte période de huit jours après l'installation d'un collier GPS (Blanc, Brelurut 1997). Certains cervidés, comme le Chevreuil, ont un faible niveau de réserve graisseuse : il peut alors y avoir une répercussion sur leur état physiologique général du fait des coûts supplémentaires imposés par le stress de la capture (Morellet et al. 2009).

Il est également suspecté une baisse des comportements reproducteurs comme les luttes entre mâles ou la séduction des femelles par exemple (Dickens, Delehanty, Michael Romero 2010; Becciolini, Lanini, Ponzetta 2019). Ces événements stressants incitent parfois la femelle à se séparer de sa progéniture. Ce phénomène serait sous-estimé (DelGiudice et al. 2018; Trondrud et al. 2022). De plus, les animaux stressés de façon chronique ont une réponse face à un stress aigu altérée, avec notamment un temps de réaction plus long. Ce type de modifications comportementales peut s'avérer létale lors de la rencontre avec un prédateur (Dickens, Delehanty, Michael Romero 2010).

III. Aspect pratique de l'anesthésie des cervidés

L'anesthésie est l'une des solutions les plus fiables et les moins stressantes pour immobiliser les espèces sauvages. Cependant, au vu des risques évoqués précédemment, il est essentiel de planifier soigneusement les opérations de capture, la technique d'approche et d'anesthésie, les doses et les antagonistes, et d'en connaître les effets, tout cela afin d'anticiper les complications et de préparer les réponses adaptées (Sikes, Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogists 2016; Sontakke et al. 2017). Ces mesures visent à garantir un taux de mortalité nul, bien qu'en pratique, selon Kreeger, un taux de mortalité inférieur à 2 % pour les espèces de grands mammifères puisse être acceptable (Kreeger, Arnemo 2018).

Les méthodes de contention chimique détaillées ici correspondent à l'induction de l'anesthésie. Elles sont appropriées pour des courtes procédures, c'est-à-dire de moins d'une heure, avec des interventions mineures telles que des examens physiques, des prélèvements sanguins, des soins de plaies mineurs ou des coupes d'onglons. Les interventions invasives de plus longue durée sont réalisées sous anesthésie continue à l'aide de relais anesthésiques, souvent gazeux (Morris 2001).

A. Préparation de l'anesthésie

1. L'environnement

Le choix du site de capture doit être approprié, en tenant compte notamment de la minimisation des risques environnementaux qui peuvent engendrer des traumatismes, comme énoncé précédemment, de même que du moment de la capture afin d'éviter les troubles de la thermorégulation. Par exemple, les cervidés peuvent

être capturés à la fin de l'hiver ou au début du printemps pour réduire le risque d'hyperthermie, mais aussi pour permettre le pistage dans la neige ou la visualisation des animaux dans les forêts de feuillus (Powell, Proulx 2003; Caulkett, Arnemo 2014a).

La stimulation induite par la présence d'autres individus peut allonger ou empêcher la bonne mise en place de l'anesthésie. L'utilisation de xylazine par exemple, seule ou associée à une autre molécule, nécessite une réduction au maximum des stimuli extérieurs pour être efficace. D'autre part, des congénères agressifs peuvent être dangereux pour un animal anesthésié, de même que les potentiels prédateurs. Il est donc préférable de flécher un animal isolé (Sontakke et al. 2017).

2. L'équipe

Le risque anesthésique diminue avec l'expérience et les compétences des équipes intervenantes (Haulton, Porter, Rudolph 2001; Arnemo et al. 2006). Il est essentiel que tout le personnel de terrain sache comment prendre en charge les animaux blessés en ayant notamment un plan établi pour leur réhabilitation ou leur euthanasie, assurant ainsi une réponse rapide et efficace en cas de besoin (Lindsjö, Fahlman, Törnqvist 2016). Plus largement, la mise en place de procédures écrites détaillées est cruciale, garantissant que chaque personne sait exactement quel rôle elle doit jouer dans toutes les situations. La préparation du matériel nécessaire en amont de la procédure doit également être rigoureuse et régulièrement vérifiée. Le suivi d'une liste du matériel de base, adaptable aux besoins spécifiques de l'animal ou de l'acte envisagé, peut se révéler utile.

Les questions de sécurité humaine doivent également être prises en compte lors de planification de ces opérations. Certains des médicaments utilisés pour l'immobilisation chimique des animaux sauvages peuvent être dangereux à manipuler en raison de leur puissance et de leur concentration, notamment certains opioïdes (Caulkett, Arnemo 2014a).

L'exposition accidentelle à un principe actif est plus élevée lors de la préparation des fléchettes, particulièrement en cas d'injection accidentelle. Mais certains composés peuvent également traverser les muqueuses et la peau ou être inhalés voire ingérés. Il est donc conseillé de manipuler ces molécules en binôme afin d'avoir une meilleure surveillance et une réaction rapide en cas d'accident, et éventuellement de se protéger avec des gants et des lunettes en fonction de la dangerosité (Nielsen 1999; Chardonnet 2002).

La présence d'un vétérinaire est fortement recommandée dans l'équipe (voire obligatoire hors du cadre réglementaire de l'expérimentation animale) ; il est considéré comme l'autorité la plus élevée en ce qui concerne des questions telles que la sécurité humaine et animale lors de ces procédures. De plus, dans la plupart des pays européens, les agents immobilisant sont des médicaments délivrés sur ordonnance et doivent être utilisés par ou sur ordre d'un vétérinaire agréé (sauf dans le cadre réglementaire de l'expérimentation animale) (Morris 2001; Kreeger, Arnemo 2018).

Certains médicaments doivent en plus faire l'objet d'un inventaire rigoureux et être stockés dans des zones doublement verrouillées pour empêcher tout accès non autorisé (Sikes, Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogists 2016).

3. Le matériel

a. Le matériel pour l'anesthésie

Il existe plusieurs méthodes pour injecter des produits anesthésiques. Une première méthode consiste à les injecter à l'aide d'une seringue ordinaire, soit en la tenant à la main, soit au bout d'une perche pouvant atteindre jusqu'à cinq mètres de longueur permettant de maintenir une distance sécuritaire par rapport à l'animal (Figure 13). Selon une étude menée par Ryeng, cette méthode nécessite des doses plus faibles et induit un délai d'induction plus court par rapport aux méthodes de téléanesthésie que nous aborderons par la suite. En effet, les animaux sont moins stressés, ce qui favorise une absorption plus rapide du médicament, et il est plus facile de viser avec précision à cette distance, contrairement aux fléchettes qui peuvent parfois injecter le médicament dans un tissu mal vascularisé ou ne pas libérer toute la dose (Ryeng, Larsen, Arnemo 2002).



Figure 13 : Photo d'une seringue montée sur une perche (jab-stick) (Dan-inject®)

Cette méthode peut constituer une option viable pour l'administration de médicaments à de petites espèces de cervidés, mais elle nécessite que l'animal soit approchable ou contenu en amont (Caulkett, Haigh 2004; Sontakke et al. 2017). Les méthodes de contention physique réalisables en amont sont la capture au lasso, au filet ou encore en box, mais elles ne sont pas développées ici (Caulkett, Arnemo 2014b).

La téléanesthésie est la méthode d'injection la plus couramment utilisée. Elle est définie comme une injection à distance d'une dose unique de produit anesthésique par voie intramusculaire à un animal non immobilisé, à l'aide d'une arme modifiée et de flèches (Chai, Petit 2013; Kreeger, Arnemo 2018). Il existe plusieurs types de système d'administration à distance. Pour choisir, il faut prendre en compte la taille de l'animal et la distance de tir. À noter que plus la distance est grande, plus le tir est parabolique (Chai, Petit 2013; Caulkett, Arnemo 2014a).

- La sarbacane (Figure 14)

Elle est plus silencieuse et moins traumatisante que les autres dispositifs, ce qui limite le stress des cervidés. Cependant, sa portée maximale n'est que d'une quinzaine de mètres avec de l'expérience. Elle est utilisée dans le cas d'anesthésie d'animaux en captivité vivant dans un espace réduit et est à privilégier sur les animaux qui pèsent moins de 15 kg (Caulkett, Haigh 2004; Chai, Petit 2013; Kreeger, Arnemo 2018).



Figure 14 : Photo d'une sarbacane (Telinject®)

- Le pistolet à fléchettes

Ils propulsent les fléchettes jusqu'à 25 mètres, avec du CO₂ (Dioxyde de carbone) ou de l'air comprimé à l'aide d'une pompe à pied (Figure 15). Cependant, il n'a pas de visée précise. Il est recommandé pour tirer des animaux dans des enclos et à courte distance (Chai, Petit 2013; Sontakke et al. 2017; Kreeger, Arnemo 2018).



Figure 15 : Photo d'un pistolet hypodermique fonctionnant avec des cartouches CO₂ à gauche ou une pompe à pied droite (Telinject®)

- Le fusil hypodermique à air comprimé

C'est le système le plus couramment utilisé. Comme le pistolet, la pression est fournie par une pompe à pied ou par une cartouche de CO₂ (Figure 16). Il peut propulser une fléchette à des distances supérieures à 60 mètres. Il est équipé d'un viseur, et pour garantir la précision et réduire les traumatismes tissulaires, la fléchette doit être lancée à une distance de 30 mètres ou moins. Lors d'un tir à grande portée, il est conseillé d'avoir recours à un télémètre afin d'ajuster la pression nécessaire et donc la puissance, dans le but de minimiser les traumatismes liés au fléchage. Dans le milieu naturel ou pour les grands enclos, l'utilisation du fusil est inévitable (Chardonnet 2002; Caulkett, Haigh 2004; Chaï, Petit 2013; Sontakke et al. 2017; Kreeger, Arnemo 2018). Les fléchettes utilisées sont en plastique. Ce dispositif a remplacé le fusil à charge explosive qui était plus bruyant et dont les fléchettes en aluminium étaient jugées trop traumatisantes.



Figure 16 : Photo d'un fusil hypodermique à air comprimé (Telinject®)

La fléchette se compose de trois éléments : l'aiguille avec son manchon, le corps de la seringue en aluminium ou polymère synthétique pour le médicament, et le stabilisateur arrière qui assure la direction lors de l'injection (Figure 17). Le volume des seringues peut aller de 0,5 à 25 mL (Sontakke et al. 2017; Kreeger, Arnemo 2018).

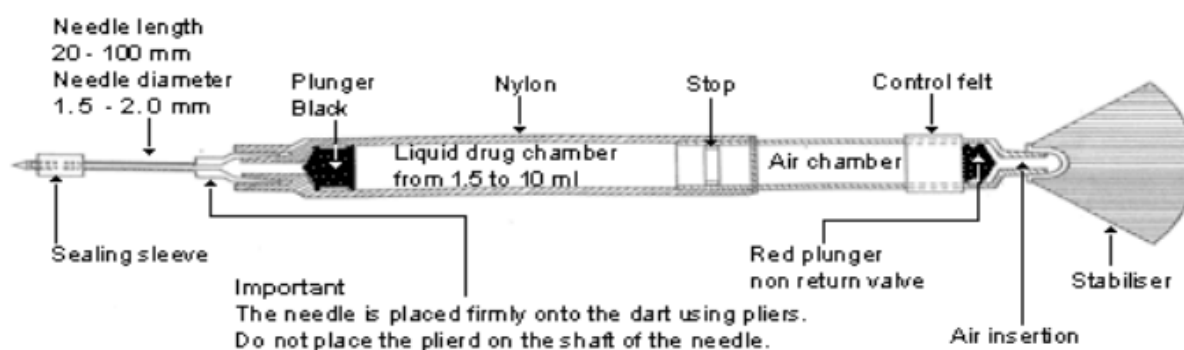


Figure 17 : Schéma d'une fléchette (Sontakke et al. 2017)

L'énergie d'impact d'une fléchette est égale à sa masse multipliée par le carré de sa vitesse : il faut donc prendre le matériel le plus léger, propulsé à la vitesse minimale nécessaire pour l'injection. La douleur lors de l'impact peut favoriser la fuite de l'animal et diminuer sa sensibilité aux anesthésiques. C'est pourquoi aujourd'hui, quel que soit le système choisi, les fléchettes en plastique sont privilégiées (Chardonnet 2002; Chai, Petit 2013).

La préparation de la fléchette est très importante et nécessite de la pratique et de l'expérience (Figure 18). Après avoir vérifié qu'elle n'est pas déformée en rentrant les deux extrémités du corps dans le canon du système de tir, il faut repousser le piston en caoutchouc du cylindre de la fléchette (étapes 1 et 2) et remplir la fléchette avec l'anesthésique par l'ouverture antérieure (étape 3). Ensuite, l'aiguille est fixée sur l'embase de la seringue, après que l'orifice soit recouvert avec un manchon en caoutchouc (étape 4). Enfin, la fléchette est mise sous pression en injectant du gaz par l'extrémité arrière de la fléchette en maintenant un capuchon de protection sur l'aiguille, pour la sécurité (étape 5 et 6) (Sontakke et al. 2017)

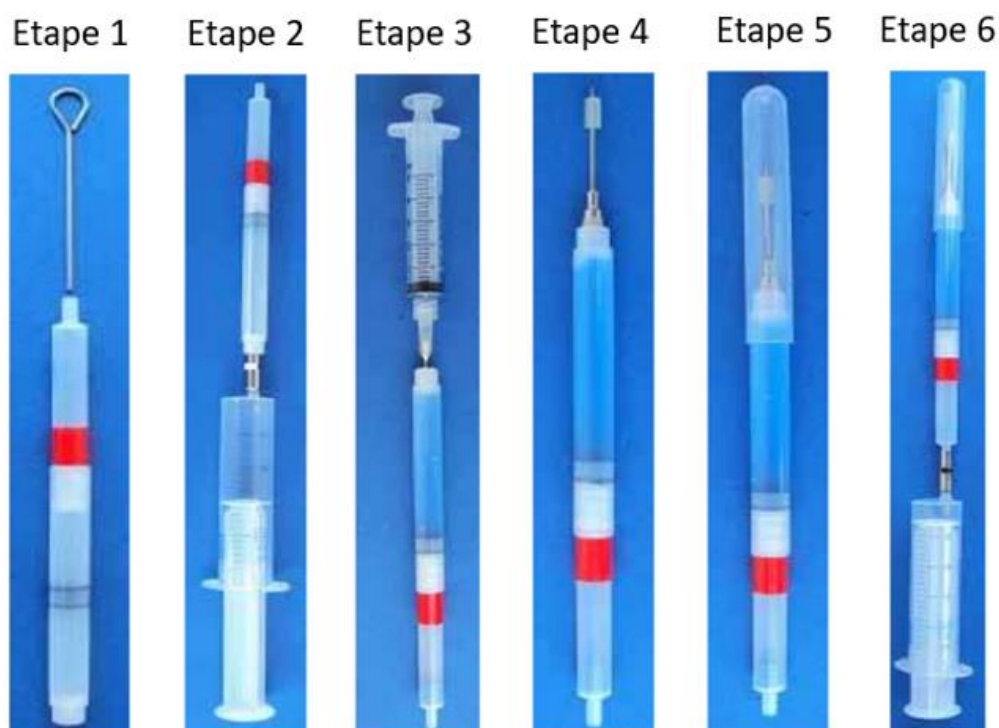


Figure 18 : Photos des étapes de préparation d'une fléchette pour la téléanesthésie (Notice Telinject®)

Au moment de l'impact, le manchon en caoutchouc est déplacé, laissant apparaître l'orifice. Le piston est alors poussé vers l'avant par la pression du gaz et l'anesthésique est expulsé par l'orifice ouvert (Caulkett, Arnemo 2014a).

Selon le type et l'utilisation, les fléchettes en plastique peuvent être utilisées de manière répétée, mais elles finissent souvent par fuir ou perdre leur pression d'air. Par grand froid, le médicament peut geler à l'intérieur de la fléchette, elles doivent donc être conservées au chaud dans un contenant sûr placé dans une poche intérieure ou dans un véhicule chauffé (Caulkett, Arnemo 2014a). Il est également conseillé d'avoir une ou plusieurs fléchettes préparées en plus avant de commencer l'approche, au cas où l'opérateur manque la cible ou que la flèche rebondisse ou ne se décharge pas (Haulton, Porter, Rudolph 2001).

Le choix de la longueur de l'aiguille présente un compromis, elle doit être suffisamment longue pour garantir une injection intramusculaire, en particulier pour les animaux dont l'état corporel est supérieur à la moyenne ou gras, mais en minimisant les blessures lors de l'impact. Dans une étude sur les Daims (*Dama dama*), Bergvall a montré qu'une aiguille plus longue, de 40 au lieu de 30 millimètres, a permis de raccourcir le temps d'induction et, de fait, la distance de fuite de l'animal qui pouvait ainsi être monitoré plus rapidement (Bergvall et al. 2015; Sontakke et al. 2017).

Les systèmes de téléinjection ne doivent pas être utilisés sans une formation et de nombreux entraînements en amont (Kreeger, Arnemo 2018).

b. Le matériel de surveillance et de réanimation

Avant de commencer la procédure, il est essentiel de s'assurer de disposer de l'équipement de surveillance nécessaire, à minima un stéthoscope, un thermomètre et éventuellement d'autre matériel de suivi comme un oxymètre de pouls pour mesurer la fréquence cardiaque et la SpO₂. Il est important que le matériel de monitoring soit portable afin de réaliser les anesthésies directement sur le terrain.

Il est également essentiel d'avoir à disposition le matériel nécessaire en cas de complications anesthésiques, tels que des équipements pour :

- Le refroidissement de l'animal en cas d'hyperthermie,
- La réhydratation (perfusions, cathéters, ...),
- L'intubation endotrachéale avec des sondes de tailles variées,
- L'insufflation nasale, une source d'oxygène et du matériel de ventilation,
- Le dégazement du rumen en cas de météorisation avec notamment une sonde gastrique,
- La réanimation avec des médicaments d'urgence,
- Suturer en cas de blessures (fils, aiguilles, ...) associé à des antibiotiques.

Il peut également être utile d'avoir un bandeau pour couvrir les yeux de l'animal et le maintenir dans l'obscurité, ainsi que des entraves au cas où il y aurait un réveil soudain (Figure 19). L'utilisation de bouchons d'oreilles peut être envisagée pour minimiser les stimuli sonores (Heard 2005).



Figure 19 : Photo d'un wapiti anesthésié avec les yeux recouverts et les membres entravés (Caulkett, Haigh 2004)

Tout le matériel doit être en bon état, propre, stérile pour le matériel qui l'exige, les dates de péremption ne doivent pas être dépassées.

4. L'animal

Il n'est généralement pas nécessaire de mettre à jeun les cervidés avant une anesthésie, car leur système digestif est adapté à la digestion continue et leur estomac ne stocke pas de grandes quantités de nourriture. Néanmoins, il est recommandé de suivre les directives fournies par le vétérinaire responsable de la procédure d'anesthésie pour chaque cas particulier, celles-ci pouvant varier en fonction de la durée de la procédure, de l'état de santé de l'animal et des pratiques spécifiques du vétérinaire (Kreeger 2018). Dans tous les cas, la mise à jeun quelques heures avant la procédure n'est possible que pour les cervidés en captivité.

Avant d'anesthésier un animal sauvage, il est essentiel d'observer et d'évaluer à distance plusieurs aspects de cet individu afin de garantir la sécurité et le succès de la procédure. Tout d'abord, son état de santé général doit être évalué : il faut rechercher des signes de maladie, de faiblesse, de blessure ou de comportement anormal, mais aussi le stade de gestation si une femelle est identifiée (Mathieu et al. 2017). Ensuite, son âge est noté car les risques associés et les doses d'anesthésiques peuvent être différents, notamment pour un juvénile.

Il faut également évaluer l'état nutritionnel de l'animal : les animaux mal nourris ou au contraire, en embonpoint excessif, peuvent réagir différemment aux anesthésiques. Pour cela, l'indice visuel de l'état corporel développé par Riney en 1960 peut être utilisé (Figure 20) (Bergvall et al. 2015).

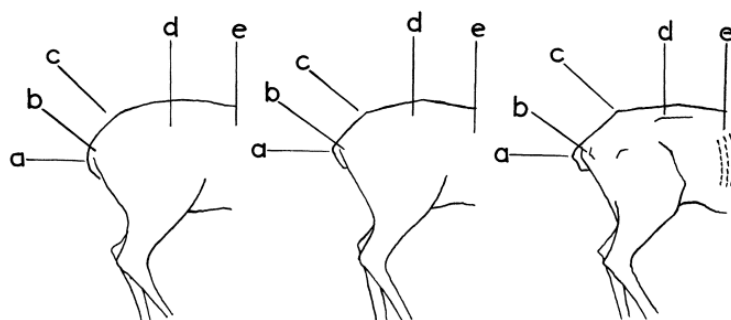


Figure 20 : Aspect général de l'arrière-train des cerfs en bon, moyen ou mauvais état (Riney 1960)

Puis la taille et l'éloignement de l'animal sont évalués pour permettre de déterminer le type de fléchettes et d'équipements nécessaires. Enfin, son niveau de stress est apprécié car l'animal peut réagir de manière imprévisible s'il est stressé (Bergvall et al. 2015).

En captivité, il est possible et intéressant d'avoir un aperçu de l'historique médical de l'animal, notamment s'il a déjà été anesthésié, blessé ou malade.

Enfin, afin d'assurer un suivi rigoureux des paramètres vitaux lors de l'anesthésie, il est préférable de limiter le nombre d'individus manipulés en même temps (Master, Flach 2015).

B. L'induction

1. Caractéristiques de l'induction

L'induction doit être rapide, calme et efficace, critères qui dépendent en grande partie de l'agent anesthésique choisi et de sa dose (Chai, Petit 2013). Le temps d'induction, c'est-à-dire le temps écoulé entre l'administration du médicament et l'immobilisation de l'animal, est probablement le facteur le plus important lors de l'anesthésie d'animaux sauvages.

En effet, les cervidés sont souvent effrayés et s'enfuient après avoir été touchés par la flèche. Par conséquent, des temps longs d'induction permettent à l'animal de parcourir une plus grande distance avant l'immobilisation, ce qui diminue les chances de localiser l'individu anesthésié et de le suivre cliniquement dans un délai raisonnable.

Les animaux anesthésiés, mais non retrouvés courent un risque accru de blessure ou de mort tels qu'une noyade dans des eaux stagnantes, un enchevêtrement dans des clôtures, des complications comme l'obstruction des voies respiratoires, des attaques de prédateurs (Ryeng et al. 2001; Schwertner, Mitchell, Rosberg 2002; Bergvall et al. 2015).

Une poursuite prolongée entraîne également une augmentation du stress et un risque accru de myopathie de capture et d'hyperthermie (Caulkett, Arnemo 2014a; Caulkett, Haigh 2004). Idéalement, l'animal devrait être immobilisé dans une à cinq minutes après l'injection. En pratique, la plupart des combinaisons actuelles peuvent prendre plus de cinq minutes à induire l'anesthésie.

2. Choix des molécules

a. Critères de choix

Les caractéristiques d'un anesthésique idéal pour la capture d'animaux sauvages sont les suivantes :

- Les drogues doivent être le plus sûres possible à manipuler, c'est-à-dire avec une faible toxicité pour l'homme, afin de minimiser les risques lors d'expositions accidentelles (Caulkett, Arnemo 2014a; Sontakke et al. 2017; Kreeger, Arnemo 2018).
- Elles doivent également avoir un indice thérapeutique élevé, défini comme le rapport entre la dose létale dans la moitié de l'échantillon et la dose efficace dans la moitié de l'échantillon. Cette précaution est importante en raison de fréquente difficulté d'estimation du poids de l'animal pouvant entraîner un surdosage, mais aussi de la variation de sensibilité individuelle et de la possibilité d'injection fortuite en intravasculaire, voir en intra-péritonéale ou intra-osseuse (Chaï, Petit 2013; Caulkett, Arnemo 2014a; Sontakke et al. 2017; Kreeger, Arnemo 2018).
- Il est nécessaire d'utiliser des substances suffisamment puissantes et concentrées afin de pouvoir injecter de faibles volumes, idéalement inférieurs à trois millilitres. Cela s'explique par la taille des fléchettes, mais aussi pour réduire le risque traumatique dû à une injection à trop grande vitesse et faciliter le vol précis de la fléchette. Ainsi, les produits présentés sous forme lyophilisée présentent un réel intérêt. Les anesthésiques doivent être très solubles dans l'eau, stables en solution, avec une longue durée de conservation à température ambiante, compatibles avec les matériaux des fléchettes et non irritants lors de l'administration (Chaï, Petit 2013; Caulkett, Arnemo 2014a; Sontakke et al. 2017; Kreeger, Arnemo 2018).

- L'anesthésique doit agir rapidement afin que le temps d'induction soit le plus court possible. L'animal doit rapidement perdre ses fonctions motrices et, idéalement, devenir inconscient, afin de réduire la distance parcourue après le fléchage (Chardonnet 2002; Walsh, Wilson 2002; Chaï, Petit 2013; Caulkett, Arnemo 2014a; Sontakke et al. 2017; Kreeger, Arnemo 2018). L'induction avec les molécules choisies doit entraîner une phase d'excitation minimum, une bonne relaxation musculaire, une analgésie et une conservation du réflexe de déglutition (Sontakke et al. 2017; Kreeger, Arnemo 2018). Le transport de matériel de soutien étant difficile sur le terrain, les effets secondaires des molécules doivent être minimales, notamment les effets de dépression cardio-pulmonaire (Caulkett, Arnemo 2014a; Sontakke et al. 2017; Kreeger, Arnemo 2018).
- Leur durée d'action doit être suffisamment longue afin de garantir la sécurité tout le long des manipulations (Chardonnet 2002; Chaï, Petit 2013). Ils doivent également être rapidement dégradés en métabolites inactifs et non toxiques, et selon les cas, être sûrs d'utilisation pour les animaux en gestation (Sontakke et al. 2017; Kreeger, Arnemo 2018).
- Pour des raisons de sécurité et afin de réveiller l'animal le plus rapidement possible après l'intervention, il est préférable d'utiliser des molécules antagonisables : c'est le cas des opioïdes et des α 2-agonistes dont l'inversion est rapide et complète (Walsh, Wilson 2002; Chaï, Petit 2013; Caulkett, Arnemo 2014a; Kreeger, Arnemo 2018).
- Enfin, les anesthésiques doivent idéalement avoir déjà été utilisés chez l'espèce ciblée, être disponibles et le plus économiques, compatibles avec d'autres principes actifs sans réaction indésirable et il ne doit pas y avoir de résidus de médicament dans les tissus comestibles (Walsh, Wilson 2002; Kreeger, Arnemo 2018)

b. Les différentes familles de molécules

Nous allons voir une liste non exhaustive des agents anesthésiques les plus utilisés pour l'immobilisation chimique des cervidés.

▪ **Les α 2-adrénergiques**

Les agonistes des récepteurs α 2-adrénergiques, comme le chlorhydrate de xylazine et de médétomidine, sont des dépresseurs du système nerveux central aux propriétés sédatives, myorelaxantes et analgésiques. Utilisés seuls, ils produisent une immobilisation peu fiable chez la plupart des espèces sauvages, en particulier après une phase de stress ou d'excitation causée par le relargage de norépinéphrine. Il est

donc préférable de les utiliser en association avec des opioïdes ou des anesthésiques dissociatifs comme les cyclohexamines. Leur effet est dose dépendant et ils peuvent être neutralisés par l'utilisation d'antagonistes spécifiques, sinon le réveil est prolongé et difficile (Chardonnet 2002; Walsh, Wilson 2002; Caulkett, Arnemo 2014a; Master, Flach 2015; Kreeger, Arnemo 2018). Ces agents sont métabolisés dans le foie et excrétés dans l'urine (Kreeger, Arnemo 2018).

Les effets secondaires pouvant être observés sont l'hypoxémie, la bradycardie, l'hypotension et des troubles de la thermorégulation. Ils sont communs à tous les $\alpha 2$ -agonistes et ont une durée et une intensité dose-dépendant. Ces agents peuvent également contribuer à la météorisation du rumen et à la régurgitation chez les ongulés (Murray et al. 2000; Caulkett, Arnemo 2014a; Rankin 2017). L'utilisation des $\alpha 2$ -agonistes reste cependant relativement sûre avec une grande marge de sécurité chez beaucoup d'espèces.

▪ **Les cyclohexamines**

Les anesthésiques de cette famille sont dits « dissociatifs » : ils produisent une immobilité se caractérisant parfois par une rigidité musculaire, plus ou moins associée à de l'analgésie mais de courte durée. Les deux médicaments de cette famille les plus couramment utilisés sont les chlorures de kétamine et de tilétamine. Les réflexes cornéens et palpébraux peuvent être conservés, ainsi que ceux pharyngés et laryngés, ce qui minimise les risques de pneumonie par fausse déglutition. Les animaux ont souvent les yeux ouverts en mydriase, c'est-à-dire que leur pupille est dilatée, avec un nystagmus.

Les molécules interfèrent généralement avec la neurotransmission, sans fixation sur un site privilégié. Ils n'ont pas d'antagoniste, l'arrêt de leur effet est uniquement dû à la métabolisation du produit par le foie et/ou les reins. Les effets indésirables peuvent être des convulsions, des tremblements musculaires, de l'apnée, une salivation excessive et de l'hyperthermie. Les cyclohexamines agissent rapidement, ont une marge de sécurité relativement large et ne dépriment que modérément la respiration et la circulation, aux doses optimales. Elles peuvent être administrées par voie parentérale ou orale (Jalanka, Roeken 1990; Chardonnet 2002; Sontakke et al. 2017; Caulkett, Arnemo 2014a).

Utilisé seul, le chlorhydrate de tilétamine provoque des effets secondaires plus violents que la kétamine. La molécule n'est donc pas disponible en tant que produit unique, mais elle est combinée en proportions égales avec du chlorhydrate de zolazépam, un agoniste des benzodiazépines (exemple : Telazol®, Zoletil®), sous forme de poudre lyophilisée.

▪ **Les benzodiazépines**

Les benzodiazépines sont des tranquillisants généralement utilisés contre l'anxiété. Leur rôle principal en médecine vétérinaire est celui d'un adjuvant à l'anesthésie, soit en combinaison avec des agents pour lesquels la rigidité musculaire est une caractéristique, soit pour réduire les doses d'autres agents anesthésiques. Les molécules de cette famille, telles que le diazépam, le midazolam, et le zolazépam mentionné précédemment, induisent une sédation modérée, une relaxation musculaire profonde et possèdent des propriétés anticonvulsivantes. Ils présentent peu d'effets secondaires cardio-pulmonaires (Walsh, Wilson 2002).

Le mécanisme d'action des benzodiazépines repose sur l'augmentation de l'activité du neurotransmetteur inhibiteur GABA (acide γ -aminobutyrique) dans le SNC. En se liant au récepteur GABA-A, elles amplifient l'affinité du GABA pour son site sur le récepteur, entraînant une hyperpolarisation neuronale. Ce processus réduit l'excitabilité neuronale, induisant ainsi des effets calmants et sédatifs (Rankin 2017).

▪ **Les opioïdes**

Les opioïdes sont les médicaments les plus puissants disponibles pour l'immobilisation chimique. Ils produisent essentiellement une forte analgésie et dans une moindre mesure une sédation, mais pas de myorelaxation. Leur action repose sur leur interaction avec des récepteurs endorphiniques qui interviennent dans de nombreux phénomènes physiologiques comme la douleur, le comportement, le tonus musculaire, etc. Leur interaction avec les récepteurs situés en dans le cerveau entraîne une dépression du SNC. Leur affinité pour les sites morphiniques varie d'une espèce à l'autre, ce qui explique les différences de doses (Chardonnet 2002). Ils agissent rapidement et peuvent être inversés par l'administration d'un antagoniste approprié. Ils sont métabolisés par le foie et excrétés dans les urines (Chardonnet 2002; Smith et al. 2006; Caulkett, Arnemo 2014a).

Un des effets indésirables de ces agents est une phase d'excitation après l'administration, qui en cas de sous-dosage allonge le temps d'induction et augmente donc les risques d'hyperthermie et de myopathie de capture (Caulkett, Arnemo 2014a). Au contraire, un surdosage peut conduire à des convulsions. D'autres effets secondaires sont le risque de régurgitation du contenu ruminal ou des vomissements suite à l'inhibition de la motilité gastro-intestinale, une dépression respiratoire sévère et une hypoxémie, une rigidité musculaire et l'inhibition du mécanisme de la régulation thermique entraînant souvent de l'hyperthermie. Tous ces effets, qui sont dose dépendants, peuvent causer une acidose métabolique et la mort (Haigh 1990; Caulkett, Cribb, Haigh 2000; Chardonnet 2002; Smith et al. 2006; Caulkett, Arnemo 2014a; Dinesh et al. 2020).

Les médicaments couramment utilisés sont l'étorphine, le butorphanol, le thiafentanil et le carfentanil (Kreeger, Arnemo 2018). Leur disponibilité et la réglementation de leur utilisation peut varier d'un pays à un autre. A noter qu'utilisés seuls, ils sont moins efficaces que la xylazine. De plus, leur utilisation présente un plus grand risque pour les opérateurs et les animaux, et ils font l'objet de restrictions légales plus strictes.

c. Les combinaisons de molécules

Les effets indésirables des molécules peuvent être atténués par l'association de différentes familles de médicaments. Elles peuvent agir de manière synergique, permettant ainsi de réduire les doses requises pour chaque produit. Cette réduction des doses se traduit souvent par une diminution du coût total des médicaments et du volume global administré. De plus, ces associations peuvent entraîner une diminution du temps d'induction et améliorer le processus de récupération.

Un exemple illustrant cette approche et permettant d'obtenir une immobilisation fiable chez les cervidés est l'utilisation de la médétomidine en association avec la kétamine. Le principal avantage de cette combinaison réside dans la réduction significative des besoins en kétamine par rapport à son utilisation avec de la xylazine, ce qui permet d'antagoniser plus précocement la médétomidine tout en minimisant les risques d'effets secondaires dus à la kétamine subsistante (Caulkett, Arnemo 2014a). Cette association améliore également la relaxation musculaire et l'analgésie, par rapport à la kétamine utilisée seule (Ryeng et al. 2001).

Les désavantages de cette approche sont notamment la difficulté d'évaluer les effets séparément de chaque médicament et le risque de confusion des doses appropriées si la combinaison initiale est insuffisante pour atteindre l'anesthésie souhaitée.

Pour obtenir des combinaisons d'agents associés à leurs doses recommandées pour différentes espèces de cervidés, il est possible de se référer aux ouvrages de référence tels que "Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia" (West, Heard, Caulkett 2014), "Zoo and Wild Animal Medicine" (Master, Flach 2015), "Handbook of Wildlife Chemical Immobilization 5th Ed" (Kreeger, Arnemo 2018) et "Zoo and wild mammal formulary" (Hahn 2019). Nous avons synthétisé les combinaisons rapportées chez le Chevreuil dans le tableau 1.

Tableau 1 : Combinaisons d'anesthésiques recensées chez le Chevreuil
(Master, Flach 2015) fait référence à des plages de valeurs valables pour tous les cervidés mais pas le Chevreuil spécifiquement

Anesthésiques	Doses en intramusculaire (mg/kg)	Références
Xylazine	3,5	(Fessl 1972)
	0,4 – 8	(Master, Flach 2015)
Carfentanil	0,06	(Kreeger, Arnemo 2018)
	0,006 – 0,03	(Master, Flach 2015)
Etorphine + Xylazine	E : 0,002 X : 0,2	(Kreeger, Arnemo 2018)
Etorphine + Acépromazine	E : 0,02 – 0,05 A : 0,08 -0,2	(Master, Flach 2015)
Etorphine + Acépromazine + Xylazine	E : 0,01 – 0,06 A : 0,04 – 0,024 X : 0,25 – 0,6	(Master, Flach 2015)
Kétamine + Médétomidine	K : 1,5 M : 0,05	(Kreeger, Arnemo 2018)
	K : 0,8 - 3,2 M : 0,05 – 0,1	(Master, Flach 2015)
Kétamine + Xylazine	K : 5 X : 3	Kreeger, Arnemo 2018)
	K : 2,7 – 18,7 X : 0,5 - 23	(Master, Flach 2015)
Télazol + Médétomidine	T : 0,7 – 1,3 M : 0,08 – 0,12	(Master, Flach 2015)

d. Réglementation sur l'utilisation des molécules

De nombreuses espèces de cervidés, comme le Chevreuil européen, sont des espèces gibier, ce qui entraîne la mise en place de réglementations spécifiques dans chaque pays concernant l'utilisation de médicaments sur ces animaux en raison de leur potentiel de consommation.

Les Limites Maximales de Résidus (LMR) sont des concentrations maximales de substances contenues dans les médicaments vétérinaires autorisées dans les denrées alimentaires issues d'animaux traités. Ces limites sont établies pour assurer la sécurité alimentaire. En Europe, elles sont fixées par la Commission Européenne basée sur un avis scientifique rendu par l'Agence européenne du médicament (Anses 2023).

La plupart des molécules présentées ci-dessus n'ont pas de LMR établies, cela signifie généralement qu'elles n'ont pas encore été évaluées ou approuvées pour une utilisation spécifique chez les animaux destinés à la consommation humaine. Dans ce cas, l'utilisation de ces molécules est interdite pour l'anesthésie des animaux susceptibles d'être consommés afin d'éviter tout risque à l'égard de la santé humaine.

Les seules molécules autorisées pour les bovins et utilisables pour les cervidés grâce à la cascade sont la détomidine, la xylazine et la kétamine. Aucune n'a de LMR requise (Commission Européenne 2009).

3. Choix des doses

Étant donné que dans la plupart des cas, il est impossible de peser l'animal conscient, l'anesthésiste doit être capable d'estimer un poids avec précision. Ceci s'acquiert avec l'expérience et la connaissance des espèces. Pour s'aider, il est facile de classer les animaux en deux groupes : jeune et adulte. Néanmoins, il est courant de surestimer leur poids, car un sous-dosage risque d'augmenter le temps d'induction et les risques associés, voire ne pas fonctionner (Chaï, Petit 2013). Il est possible de prévoir en amont plusieurs dosages dans des seringues différentes puis choisir la dose adaptée une fois sur le terrain (Haulton, Porter, Rudolph 2001).

Plusieurs facteurs sont connus pour influencer les effets des médicaments immobilisant et donc la dose nécessaire. La sensibilité à un médicament ou à une combinaison de médicaments peut varier d'une espèce à l'autre. L'Elan est plus sensible que les autres cervidés par exemple, tandis que l'Antilope américaine est extrêmement résistante à toutes les drogues, sauf aux opioïdes (Master, Flach 2015).

Mais la sensibilité varie aussi d'un animal à l'autre. En effet, des facteurs physiologiques tels que l'âge, le sexe, l'état reproducteur, la saison ainsi que la condition physique, la santé et la taille de l'animal peuvent avoir une influence (Caulkett, Arnemo 2014a; Sontakke et al. 2017). Les animaux anorexiques, fatigués ou malades nécessitent généralement des doses plus faibles, de même que les individus âgés (Sikes, Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogists 2016; Kreeger, Arnemo 2018). Les animaux de petite taille ayant un taux métabolique plus élevé ont besoin de doses d'anesthésie plus importantes et les mâles ont besoin de doses plus élevées que les femelles, d'autant plus s'ils sont en période de rut (Sontakke et al. 2017; Kreeger, Arnemo 2018).

Il est préférable d'éviter de capturer les femelles dans les mois précédant la mise bas, mais dans le cas contraire, les femelles gestantes requièrent des doses plus importantes pour l'induction (Casady, Allen 2013).

Un état d'engraissement important est un problème qui se retrouve notamment en parc zoologique en raison d'une suralimentation et du manque d'exercice. Cela doit être pris en considération en fonction de l'espèce et de la saison, car la graisse interfère avec l'absorption du médicament, ce qui peut entraîner une augmentation du temps de diffusion de l'anesthésique et donc retarder l'induction (Chai, Petit 2013; Kreeger, Arnemo 2018). La température extérieure peut aussi avoir un impact sur la quantité requise de médicament, avec une dose nécessaire moins élevée par temps froid (Costa et al. 2017).

En outre, le niveau de stress et d'excitation sont d'importants facteurs de modification à prendre en compte, notamment pour les animaux sauvages vivant en liberté qui n'ont pas l'habitude du contact humain. Ces derniers peuvent donc nécessiter des doses plus élevées d'anesthésique que les animaux captifs de la même espèce. Les études pour déterminer les doses optimales de médicaments immobilisant sont souvent réalisées sur des animaux captifs. Pour un animal très stressé, la dose peut être augmentée de 20 à 25% (Ryeng, Arnemo, Larsen 2001; Kreeger, Arnemo 2018; Avni-Magen et al. 2019).

Il faut également tenir compte du site d'injection et de la méthode d'administration du médicament. Les doses optimales établies pour une injection manuelle peuvent ne pas être comparables à la dose nécessaire pour une injection par flèche chez la même espèce. En effet, même si la région visée est musculeuse, une partie de la dose anesthésique pénètre en région sous-cutanée, voire en

intrapéritonéale ou intrathoracique, en raison du caractère immédiat de l'injection au moment de l'impact. Or dans ces zones, le produit est mal absorbé, voire pas du tout. Une partie de l'anesthésique peut également rester dans la seringue ou l'aiguille. De plus, à dose identique, le temps d'induction peut être plus long du fait que l'absorption soit retardée par le stress engendré par l'impact de la fléchette. Les quantités d'anesthésique à employer sont donc parfois beaucoup plus élevées que les doses intramusculaires classiques. Chez le Renne, par exemple, les doses efficaces de médétomidine et de kétamine sont 50 % plus élevées avec des fléchettes qu'avec des injections manuelles (Ryeng, Larsen, Arnemo 2002; Kreeger, Arnemo 2018).

4. Choix du mode d'administration et du site d'injection

L'injection en intramusculaire est la seule voie d'administration possible avec une méthode d'anesthésie par téléinjection. C'est donc la voie la plus couramment utilisée sur faune sauvage non captive. Le principe actif va alors se retrouver en contact avec un réseau vasculaire très dense, ce qui permet son absorption rapide (Kreeger, Arnemo 2018).

L'emplacement de la fléchette est un facteur important pour déterminer le temps d'induction (Caulkett, Arnemo 2014a). Les sites habituels d'injection, où l'absorption est la plus rapide, sont les masses musculaires proximales des membres postérieurs préférentiellement (la croupe), puis des membres antérieurs (épaule et encolure) qui sont visées uniquement chez les mammifères de grande taille. Les injections sur les membres postérieurs doivent être dirigées plutôt vers l'arrière de ces derniers pour ne pas toucher le fémur, de même que si la flèche est plantée trop dorsalement, les protubérances osseuses du bassin peuvent la dévier. Pour les membres antérieurs, il faut plutôt viser leur partie avant pour éviter l'épine scapulaire. Comme nous l'avons vu précédemment, si les fléchettes frappent des rayons osseux, elles peuvent provoquer des fractures, des hémorragies, mais aussi des injections douloureuses et souvent incomplètes. Chez ces animaux à la musculature légère, l'arrière-train peut être un site préférable pour l'application des fléchettes. (Arnemo et al. 2011; Sontakke et al. 2017; Kreeger, Arnemo 2018).

L'administration intravasculaire permet une absorption encore plus rapide du médicament, nécessitant généralement des doses plus faibles. Cependant, cette voie nécessite la contention de l'animal en amont, et elle est donc plutôt privilégiée en seconde intention, une fois que l'animal est déjà immobilisé chimiquement, afin de

prolonger l'anesthésie avec d'autres principes actifs. Les sites préférentiels pour cette voie sont les veines jugulaires, céphaliques, fémorales et saphènes (Kleiman, Thompson, Baer 2010).

Les molécules peuvent aussi être administrés par voie orale en les mélangeant à de l'eau ou à de la nourriture, l'immobilisation se déroule alors sans excitation ou manipulation. Cependant, cette approche est rarement utilisée, car elle s'avère difficile à mettre en œuvre avec des animaux en liberté. De plus, elle comporte le risque que l'appât soit consommé par des animaux non ciblés ou d'un sous ou surdosage en fonction de la quantité ingérée (Sontakke et al. 2017).

La voie sous-cutanée n'est pas utilisée pour l'administration des anesthésiques, car l'absorption du produit est beaucoup plus lente qu'avec les autres voies. En conséquence, il y a un risque que le réveil de l'animal soit prolongé, et également que la concentration du principe actif dans le système nerveux central ne soit pas suffisante pour induire une anesthésie adéquate (Kleiman, Thompson, Baer 2010).

Lors d'une longue intervention, l'anesthésie doit être entretenue grâce à des bolus administrés par voie intraveineuse ou par anesthésie volatile. Les bolus intramusculaires sont déconseillés du fait du temps de latence nécessaire avant que l'effet obtenu soit satisfaisant (Wenker 1997; Master, Flach 2015)

5. L'approche de l'animal pour l'induction et la manipulation

a. L'approche avant le tir

Les réactions de l'animal dépendent de la distance à laquelle le manipulateur se trouve. La limite entre la distance d'alerte et de fuite est fine. Lorsque l'on pénètre dans la zone critique, il faut agir vite, car l'animal peut entrer dans un état de stress intense (Chaï, Petit 2013).

Or, il est souvent nécessaire de s'approcher suffisamment près d'un animal en liberté ou en captivité pour pouvoir tirer convenablement avec un fusil à fléchettes : les distances de tir sont idéalement inférieures à dix mètres, sinon le temps écoulé entre le bruit du tir et l'impact de la fléchette est suffisant pour permettre aux animaux de fuir avant l'impact de la fléchette. Si l'animal est immobile, des tirs plus longs peuvent être effectués.

Pour réaliser une injection par téléanesthésie, les conditions suivantes doivent être réunies : une cible immobile, debout et parfaitement dégagée, une distance correctement estimée, une absence de vent ou à défaut, une évaluation correcte de la force du vent, un animal debout de profil avec un impact orienté perpendiculairement à la masse musculaire visée comme sur la photo de la figure 21 (Wenker 1997; Haulton, Porter, Rudolph 2001; Kleiman, Thompson, Baer 2010; Chaï, Petit 2013)



Figure 21 : Photo d'un élan correctement positionné pour la réalisation d'une téléanesthésie (Kreeger, Arnemo 2018)

Lorsque l'animal est visé depuis le sol, il est conseillé de le faire à partir d'un affût surplombant éventuellement un poste d'alimentation ou un autre dispositif qui l'attire à portée de tir. Sinon, il est possible de porter des vêtements camouflés, en surveillant la direction du vent et les odeurs, et en ne faisant pas de bruit. Ces deux types d'approches sont considérées comme les moins stressantes. Cependant, elles sont plus faciles à mettre en œuvre en captivité où le niveau de confiance est plus élevé envers les humains (Brivio et al. 2015). Il est également possible d'approcher les animaux sauvages d'assez près avec un véhicule, notamment en captivité, où celui-ci peut leur être familier s'il sert à nourrir par exemple (Bouts et al. 2011). Il est possible d'effectuer des mouvements circulaires pour aboutir à une réduction progressive de la distance de fuite (Chaï, Petit 2013). Le tir à cheval a été démontré comme efficace, en particulier là où les animaux y sont habitués, si les chevaux sont utilisés pour les patrouilles par exemple. Si un véhicule ou un hélicoptère est utilisé pour poursuivre les animaux, il est nécessaire de limiter la durée de la poursuite (Bouts et al. 2011; Kreeger, Arnemo 2018; Hampton et al. 2019).

b. L'approche après le tir

Une fois l'animal induit, il ne faut pas le perdre de vue et laisser l'anesthésique agir complètement, ce qui peut prendre 5 à 25 minutes en fonction de l'espèce, du médicament utilisé, du dosage et de l'état physiologique de l'animal. Les premiers signes des effets de la drogue sont généralement un ralentissement de la course et une séparation du troupeau (Arnemo et al. 2011). Au début de l'induction, tout bruit ou toute stimulation peut provoquer le réveil, voire la fuite de l'animal immobilisé, ce qui peut compliquer ensuite sa recherche. C'est pourquoi il est conseillé d'attendre au moins dix minutes après les premiers signes d'induction pour s'approcher, même si l'animal semble déjà complètement induit, sauf si d'autres considérations de sécurité l'exigent (Haulton, Porter, Rudolph 2001).

Après que l'animal se soit positionné en décubitus latéral comme sur la figure 22 et après avoir attendu un certain temps, il faut l'approcher silencieusement et calmement, puis vérifier l'absence de réflexes de pédalage en le poussant légèrement avec un bâton par l'arrière (Kreeger, Arnemo 2018).



Figure 22 : Photo d'un sambar (*Rusa unicolor*) après l'induction (Hampton et al. 2019)

Si l'animal ne montre aucun signe d'induction ou qu'il n'est pas complètement immobilisé, il faut se demander si l'animal a reçu tous les produits administrés. Il se peut que la fléchette ait rebondi et que tout son contenu n'ait pas été administré à l'animal. De plus, si l'animal était très agité pendant l'induction, la dose prévue peut ne pas avoir été suffisante. Il vaut mieux attendre 15 à 20 minutes après la première injection pour en refaire une deuxième (Chai, Petit 2013). Si l'animal présente tout de même quelques signes d'induction, la deuxième injection peut correspondre à 50% de la dose initiale (Kreeger, Arnemo 2018).

Néanmoins, il est souvent préférable de répéter la dose initiale complète du fait qu'il a probablement un taux plus élevé de catécholamines en circulation, ce qui tend à supprimer les effets des agents d'immobilisation. De plus, les anesthésiques ayant une marge de sécurité importante, un léger sur-dosage est relativement bien toléré par ces animaux (Morris 2001).

Une fois l'induction confirmée, la fléchette doit être soigneusement retirée du site d'injection. Le corps de l'animal doit également être examiné minutieusement afin de déceler toute blessure ou abrasion survenue au cours de la procédure de capture et traitée si nécessaire.

Une attention particulière doit être accordée à l'immobilisation physique des membres postérieurs des cervidés, car lors d'un réveil soudain, ils peuvent s'en servir pour se débattre, ce qui peut occasionner des blessures légères à l'opérateur, notamment des contusions. Ils doivent être maintenus soit par un opérateur, soit à l'aide d'entrave (Kreeger, Arnemo 2018).

C. Le suivi et la fin de l'anesthésie

1. Suivi de l'anesthésie

Comme évoqué précédemment, une fois les animaux anesthésiés, ils doivent être placés en décubitus sternal, la tête et le cou doivent être étendus, le nez légèrement orienté vers le sol, pour maintenir la perméabilité des voies respiratoires. Ce positionnement permet de minimiser l'hypoxémie, de réduire la probabilité d'aspiration du contenu ruminal régurgité et d'éviter le développement de tympanisme ruminal (Master, Flach 2015; Kreeger, Arnemo 2018). Afin d'éviter le rajout d'anesthésique, il est conseillé de garder l'animal au calme en cachant ses yeux. Cela permet également d'éviter l'assèchement de la cornée. Pour cela, il est aussi possible d'ajouter des hydratants oculaires (Kleiman, Thompson, Baer 2010).

Le monitoring de l'animal immobilisé est essentiel pour détecter rapidement les changements de ses variables physiologiques, pouvant être due aux effets secondaires indésirables des molécules utilisées ou à des affections sous-jacentes. Cela permet ensuite de vérifier si les mesures mises en place pour corriger une modification de l'état de l'animal ont été efficaces. La surveillance anesthésique nécessite donc une solide compréhension de la physiologie et de l'anatomie normales et comparatives, ainsi que des effets des médicaments anesthésiques (Caulkett, Arnemo 2014a).

Il est conseillé de réaliser une surveillance toutes les cinq minutes des fréquences respiratoire et cardiaque, de la qualité du pouls et de la température (Brivio et al. 2015; Caulkett, Haigh 2004; Chaï, Petit 2013). Les données nécessaires au monitoring peuvent être collectées manuellement ou automatiquement.

De façon simple, l'auscultation pulmonaire et cardiaque peut se faire avec un stéthoscope. La respiration doit être profonde, régulière, sans effort et silencieuse. On peut vérifier l'absence de souffle. La température corporelle est mesurée à l'aide d'un thermomètre numérique placé préférentiellement dans le rectum (Breed et al. 2019). La qualité du pouls est souvent évaluée au niveau de l'artère fémorale ou de l'artère auriculaire, qui est facilement palpable chez le Cerf. La présence ou l'absence de pouls est rapidement détectée, mais la présence d'un pouls ne garantit pas un débit sanguin adéquat. Les contractions ruminales et le temps de recoloration capillaire, temps au bout duquel la muqueuse redevient rose après que l'opérateur y a appliqué son doigt, peuvent également aisément être surveillés. Si ce dernier est supérieur à deux secondes, il y a probablement des problèmes circulatoires. Les muqueuses doivent être rose vif. La sécheresse des muqueuses et une énophtalmie sont des signes d'une déshydratation, la technique du pli de peau pouvant être compliqué à réaliser en fonction des espèces (Caulkett, Arnemo 2014a; Kreeger, Arnemo 2018).

Idéalement, l'animal doit être surveillé à l'aide d'un oxymètre de pouls pour évaluer la SpO₂ dans le sang : un capteur appliqué sur la langue fournit généralement un bon signal. Il peut également être placé au niveau de l'oreille, la muqueuse buccale, la patte, la vulve et la queue. La saturation normale de l'hémoglobine doit être de 95 à 98 %. Si elle est inférieure à 85 %, l'animal est considéré comme hypoxémique. En conséquence, il est nécessaire d'apporter de l'oxygène externe. En l'absence d'oxymètre de pouls, les muqueuses doivent être surveillées pour détecter toute cyanose, c'est-à-dire une coloration bleue. Les animaux gravement hypoxémiques sont souvent tachycardes. La tachycardie suivie d'une bradycardie sévère, autrement dit une fréquence cardiaque inférieure à 30 battements par minute, est un signe d'alerte indiquant que l'hypoxémie est très grave et qu'une défaillance cardiaque est imminente (Caulkett, Arnemo 2014a). L'oxymètre de pouls un appareil portable, facile à utiliser, non invasif et fournissant les données en continu.

Il s'avère également utile d'avoir un ECG (électrocardiogramme) pour obtenir des informations plus précises sur la fréquence et le rythme cardiaque de l'animal. Cependant, cette pratique est rarement réalisable, et lorsque possible, elle est généralement limitée aux manipulations en captivité.

Le monitoring automatique maximise les informations concernant le statut physiologique de l'animal et permet d'avertir rapidement l'anesthésiste en cas de situation dangereuse, et donc d'agir immédiatement pour la corriger. De plus, ces méthodes sont des non invasifs, donc non douloureuses pour l'animal.

Idéalement, les cervidés devraient être intubés comme sur la figure 23, afin de recevoir une supplémentation optimale en oxygène tout au long de l'anesthésie. L'intubation permet également de surveiller les données de capnographie et de maintenir l'anesthésie par des agents gazeux en cas de procédure prolongée. De plus, elle réduit considérablement le risque de fausse déglutition et facilite la mise en œuvre de mesures de réanimation plus efficaces en cas de besoin. Elle reste cependant compliquée à mettre en œuvre sur le terrain. De plus, l'intubation peut être difficile, notamment chez le cerf en raison de la profondeur du larynx, de l'étroitesse de la cavité buccale et de la longueur et de la mobilité de l'épiglotte. Elle peut tout de même être facilitée par un positionnement correct, l'utilisation d'un long laryngoscope, d'un stylet pour rigidifier la sonde endotrachéale et l'augmentation de la profondeur de l'anesthésie (Miller, Fowler 2015).



Figure 23 : Photo d'un chevreuil anesthésié et intubé avec le capteur de l'oxymètre de pouls placé sur la langue (Ciucani et al. 2017)

Le calme est l'une des conditions de réussite d'une opération de capture et d'anesthésie, il favorise le bien-être de l'animal du fait de l'absence de stress. De plus, il favorise la sécurité de l'équipe en permettant une bonne organisation, la bonne réalisation des techniques et la clairvoyance en cas de problème.

2. Le réveil

a. L'environnement

Un animal qui se remet d'une anesthésie doit être surveillé au minimum jusqu'à ce qu'il puisse au moins se lever en position sternale, voir idéalement, jusqu'à ce qu'il puisse marcher de manière relativement coordonnée. En effet, les animaux sauvages en liberté vivent souvent dans un environnement plein de dangers potentiels. Il est donc recommandé de relâcher l'animal dans un endroit sûr, sans risque traumatique ou de prédation, au cas où celui-ci fuit avant d'être totalement remis. Pour ces raisons, il est également conseillé de relâcher à l'abri des aléas météorologiques, au cas où le réveil serait plus long que prévu (Powell, Proulx 2003; Caulkett, Arnemo 2014a; Lindsjö, Fahlman, Törnqvist 2016; Sikes, Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogists 2016; Kreeger, Arnemo 2018).

b. Les d'antagonistes

Un antagoniste est défini par le Larousse comme une « *substance se fixant sur les mêmes récepteurs cellulaires qu'une substance de référence, en empêchant celle-ci de produire tout ou partie de ses effets habituels* ». Il est soit compétitif, c'est-à-dire qu'il se fixe directement au niveau des sites d'action de l'agoniste, soit non compétitif, en modifiant la conformation du récepteur de l'agoniste.

L'utilisation d'antagonistes de l'anesthésie est privilégiée pour éviter les effets indésirables et nocifs des médicaments, mais aussi pour permettre une récupération rapide très précieuse (Sontakke et al. 2017).

Il est également utile dans les situations d'urgence pour mettre fin à la procédure. Comme il peut être difficile de fournir des soins de soutien, des complications telles que l'hyperthermie peuvent rapidement mettre la vie de l'animal en danger et l'antagonisme médicamenteux peut être la seule option viable pour gérer des complications inattendues. Les doses peuvent être préparées en amont (Morris 2001; Caulkett, Arnemo 2014a).

Les antagonistes peuvent être administrés par voie intraveineuse, intramusculaire ou sous-cutanée, et il est parfois possible de combiner ces différents modes d'administration. Les injections intraveineuses d'antagonistes permettent un rétablissement plus rapide par rapport à l'intramusculaire. Par exemple, une injection intraveineuse de yohimbine chez le Cerf axis (*Axis axis*) a permis un réveil en moins d'une minute (Sontakke et al. 2007), contre cinq à dix minutes par voie intramusculaire.

Cependant, comme les animaux peuvent se réveiller rapidement et sans avertissement, l'injection en intraveineuse des antagonistes peut ne pas laisser suffisamment de temps pour se retirer à une distance de sécurité. Cela nécessite une vigilance constante dès l'administration du produit, l'animal pouvant montrer des comportements agressifs avec l'arrêt de la sédation et de l'analgésie. Pour limiter des réactions vives, il est important de prévoir un relais de l'analgésie si la procédure a été douloureuse (Ranheim et al. 1997; Caulkett, Arnemo 2014b; Sontakke et al. 2017; Kreeger, Arnemo 2018).

En outre, l'administration intraveineuse provoque souvent une vasodilatation rapide, et si elle n'est pas accompagnée d'une augmentation de la fréquence cardiaque et du débit cardiaque, il en résulte souvent une hypotension sévère. Bien que généralement transitoire, une telle hypotension peut ne pas être tolérée par certains patients. C'est pourquoi l'administration intramusculaire est généralement privilégiée. Elle permet un réveil plus stable, réduit les effets secondaires des antagonistes et limite la possible resédation observée après une injection en intraveineuse. Cette dernière demeure l'option privilégiée en cas d'urgence (Rankin 2017).

Il existe plusieurs antagonistes selon les familles de molécules. Les antagonistes α 2-adrénergiques sont le chlorhydrate de yohimbine, le chlorhydrate de tolazoline et l'atipamezole. Ils sont sûrs et couramment utilisés chez les animaux sauvages. Il faut être prudent lors d'association avec des anesthésiques dissociatifs qui ne peuvent pas être antagonisés : une inversion de l'immobilisation induite trop tôt après l'induction peut entraîner l'apparition d'effets résiduels de ces derniers (Ryeng et al. 2001; Chardonnet 2002).

L'atipamézole, en raison de son affinité supérieure pour les récepteurs α 2-agonistes, est capable d'antagoniser tous les α 2-agonistes. Dans le cas de la médétomidine, considérée comme trop puissante par rapport à la yohimbine ou la tolazoline, l'atipamézole est le seul choix adapté pour contrer ses effets sédatifs, cardiovasculaires, gastro-intestinaux et hypothermiques (Kreeger, Arnemo 2018). Sa posologie peut varier jusqu'à trois à cinq fois la dose d'agoniste administrée (Caulkett, Haigh 2004). Cependant, en tant qu'antagoniste compétitif, la dose peut être réduite s'il est administré vers la fin de la période d'immobilisation, lorsqu'une grande partie de l'agoniste a été métabolisée de façon endogène (Jalanka, Roeken 1990). Le rétablissement est complet et les animaux peuvent courir immédiatement (Tsuruga et al. 1999).

La yohimbine et la tolazoline ne sont des antagonistes adrénergiques spécifiques, et peuvent donc provoquer des effets secondaires indésirables. Le rétablissement peut être moins immédiat, avec des difficultés à marcher pendant une période prolongée. La tolazoline, en plus d'être plus efficace chez certains ongulés, semble restaurer la motilité du rumen plus rapidement que la yohimbine. Ils sont principalement utilisés pour contrer l'action de la xylazine (Tsuruga et al. 1999; Sontakke et al. 2017; Kreeger, Arnemo 2018).

Le flumazénil et le sarmazénil, sont de plus en plus utilisés pour antagoniser les effets des benzodiazépines, notamment pour atténuer la dépression respiratoire. Cependant, lorsqu'ils sont combinés à d'autres agents, l'inversion de ces derniers est souvent suffisante. Ainsi l'administration de ces antagonistes n'est pas systématique, surtout si la sédation résiduelle due aux faibles doses de benzodiazépines utilisées n'est pas préjudiciable à l'animal. De plus, le flumazénil a été observé sans effet chez le Cerf de Virginie (*Odocoileus virginianus*) (Miller et al. 2004). Ils sont préférentiellement administrés par voie intraveineuse et le ratio recommandé pour les cervidés est de 1 mg de flumazénil par mg de benzodiazépine. Il y a peu d'informations disponibles pour le sarmazénil (Walsh, Wilson 2002; Rankin 2017).

Les opioïdes sont le plus souvent antagonisés avec la diprénorphine, la naloxone et la naltrexone (Caulkett, Arnemo 2014b).

L'étorphine peut être antagonisée avec succès par tous ces agents, mais le plus couramment utilisé est la diprénorphine, à une dose 2 à 2,4 fois celle d'étorphine injectée. La réaction est quasi immédiate pour la respiration, et l'animal peut tenir debout en 1 à 3 minutes après une injection intraveineuse, tandis qu'il peut lui falloir environ 15 à 20 minutes pour se rétablir suite à une injection par voie intramusculaire. Les effets indésirables sont rares, bien qu'un surdosage de la diprénorphine puisse entraîner une immobilisation continue en raison de son activité agoniste partielle (Caulkett, Arnemo 2014b).

La naloxone a la demi-vie la plus courte parmi les antagonistes des opioïdes : des cas renarcotisations, où les effets des opioïdes reviennent après l'administration de naloxone, ont été rapportés avec cet antagoniste, nécessitant des injections répétées (Allen 1989). Chez le Wapiti (*Cervus elaphus nelsoni*), l'utilisation de naloxone à très faible dose a permis d'inverser l'hypoxémie et la dépression cardio-pulmonaire induites par le carfentanil, tout en maintenant l'immobilisation (Moresco et al. 2001).

Les cas de renarcotisations sont beaucoup plus rares lors de l'utilisation de la naltrexone, qui a une durée d'action plus longue que tous les autres. Cela en fait un choix fiable pour antagoniser les opioïdes à longue durée d'action, tels que le carfentanil. La dose administrée est généralement égale à 1/40^{ème} de celle de l'étorphine (Haigh 1990; Caulkett, Arnemo 2014b; Kreeger, Arnemo 2018).

c. Le suivi du réveil

Au fur et à mesure que les effets des anesthésiques s'estompent, des clignements des yeux spontanés apparaissent. L'animal commence ensuite à lever la tête puis peut tenter de se soulever avec ses membres antérieurs (Caulkett, Arnemo 2014a). À noter que lorsque l'animal a été intubé, l'extubation ne doit être effectuée que lorsque le réflexe de déglutition est revenu (Master, Flach 2015).

D'un point de vue clinique, un rétablissement en 12 à 15 minutes est acceptable, à condition que les animaux se trouvent dans un endroit sûr (Avni-Magen et al. 2019).

DEUXIÈME PARTIE : ÉTUDE RÉTROSPECTIVE DE L'ANESTHÉSIE DU CHEVREUIL EUROPÉEN EN CAPTIVITÉ AVEC L'ASSOCIATION MÉDÉTOMIDINE-KÉTAMINE ET ANTAGONISATION À L'ATIPAMÉZOLE

Le Chevreuil européen (*Capreolus capreolus*) est un ongulé sauvage précieux en raison de son rôle écologique en tant qu'ingénieur de l'écosystème et de son importance économique comme espèce gibier. Ainsi, il fait l'objet de nombreuses études et son immobilisation chimique peut parfois être nécessaire à des fins de gestion, de recherches et de soins cliniques. Les doses d'agents immobilisants utilisées chez le Chevreuil sont souvent extrapolées à partir de doses établies sur d'autres espèces ou déterminées de manière empirique. Depuis 1989, l'association médicamenteuse de chlorhydrate de médétomidine et de chlorhydrate de kétamine a montré son efficacité pour l'immobilisation réversible de certains cervidés (Jalanka, Roeken 1990) : en captivité comme chez le Renne d'Europe (*Rangifer tarandus tarandus*) (Ryeng, Arnemo, Larsen 2001) et en liberté comme chez le Cerf cochon (*Axis porcinus*) (Arnemo et al. 2005) et le Renne du Spitzberg (*Rangifer tarandus platyrhynchus*) (Arnemo, Aanes 2009). Cependant, à notre connaissance, aucune étude clinique contrôlée n'a été rapportée sur l'utilisation de cette association chez le Chevreuil européen. En effet, les études réalisées dans ce domaine chez cette espèce portent notamment sur l'effet d'une tranquillisation à l'acépromazine, à l'azapérone ou l'halopéridol sur le stress de capture (Montané et al. 2003; Mentaberre et al. 2010).

Dans le cadre d'anesthésies réalisées sur des chevreuils captifs dans une station expérimentale de l'équipe CEFS (Comportement et Ecologie de la Faune Sauvage) de l'INRAE (Institut National de Recherche pour l'Agriculture, l'Alimentation et l'Environnement), nous présentons ici une étude rétrospective basée sur des données récoltées sur près de 10 ans, portant sur 65 anesthésies réalisées sur 21 chevreuils captifs. Ces anesthésies ont été effectuées en utilisant la combinaison médicamenteuse médétomidine-kétamine, antagonisée par l'atipamézole. L'objectif de notre étude est d'analyser les différents effets de cette combinaison, par exemple les temps d'induction. Nous nous sommes intéressés également au processus de réveil après l'injection d'atipamézole.

Comme expliqué précédemment, il est essentiel que les temps d'induction soient courts afin de réduire le stress, les risques traumatiques, ainsi que les effets secondaires tels que l'hyperthermie et les problèmes respiratoires. De plus, des temps d'induction rapides permettent de garantir que les animaux immobilisés puissent être retrouvés, manipulés et surveillés cliniquement dans les plus brefs délais (Caulkett, Arnemo 2014a).

I. Matériels et méthodes

A. Le site de Gardouch

Les chevreuils anesthésiés proviennent du site de Gardouch, une station expérimentale de l'unité CEFS de l'INRAE située dans le sud-ouest de la France (Haute-Garonne, 31) (Figure 24).

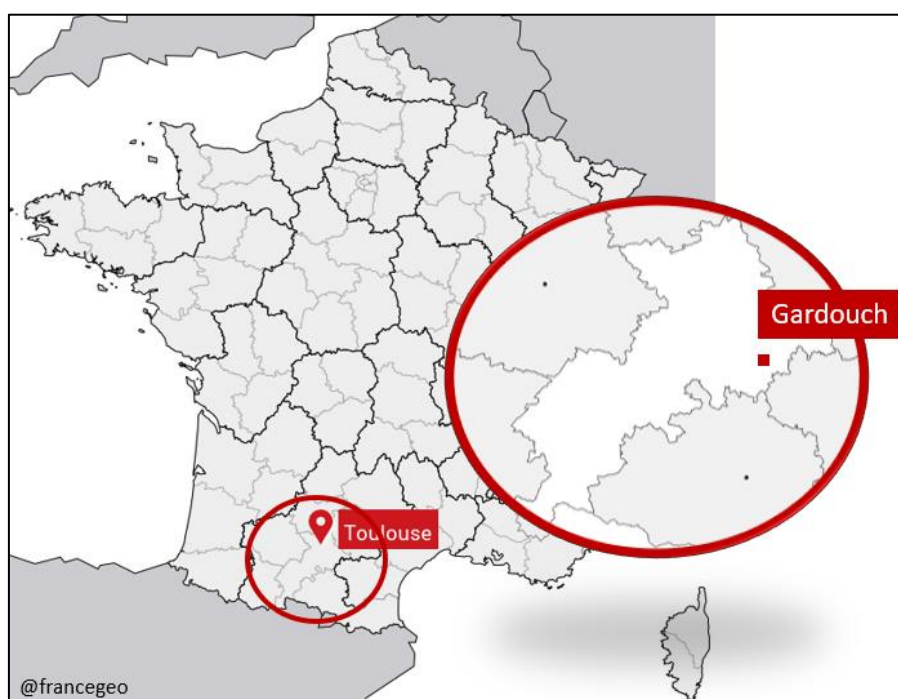
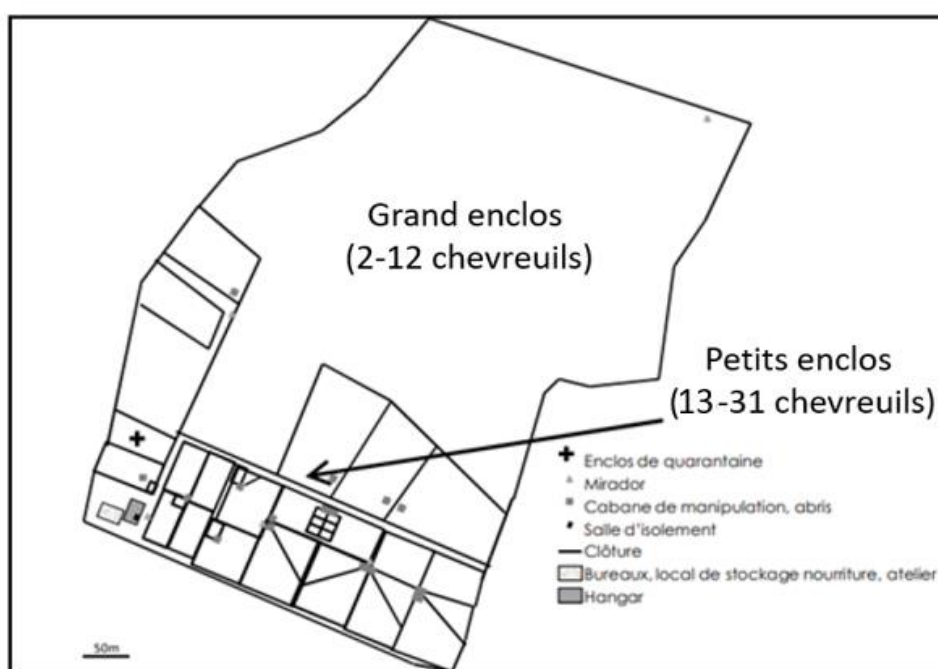


Figure 24 : Localisation du site de l'étude (francegeo)

C'est un dispositif d'élevage unique en Europe, créé en 2000 et pouvant accueillir jusqu'à une quarantaine de chevreuils. En 2023, ce site compte 18 individus : 3 d'entre eux sont en semi-liberté dans un grand enclos boisé de 12,6 hectares, tandis que les 15 autres chevreuils, apprivoisés, sont répartis dans 13 petits enclos en prairie, d'environ 0,5 hectares chacun (Figure 25) (Verheyden 2022). Dans chaque enclos se trouve une cabane où ils peuvent s'abriter et s'alimenter. La nourriture est fournie quotidiennement sous forme de granulés pour la ration de base.



**Figure 25 : Vue aérienne et schématique du site expérimental de Gardouch
(Source vue aérienne : Géoportail – Source du schéma : INRAE)**

Ce site a pour principal objectif d'étudier le système « chevreuil-environnement » en conditions contrôlées. En 2023, les recherches portent sur l'évaluation de l'efficacité de diverses méthodes de protection individuelles des plants de chêne contre l'abrutissement et le frottis des chevreuils. Des études sont également menées sur les tiques dont ils peuvent être porteurs, et en particulier sur leur capacité à s'adapter aux changements climatiques.

L'installation dispose d'un agrément pour l'expérimentation animale, ainsi que d'un personnel formé et habilité. Les protocoles mis en œuvre sont soumis à un comité d'éthique.

B. Les chevreuils de l'étude

L'étude rétrospective porte sur 21 chevreuils captifs, comprenant 14 femelles et 7 mâles, âgés de 10 mois à 13 ans. Ces chevreuils vivent dans les petits enclos du site de Gardouch, ils ont donc un contact plus fréquent avec l'équipe par rapport à ceux vivant dans le grand enclos. De plus, ils sont majoritairement nés sur place et ont été élevés à la main, ce qui les a plus ou moins apprivoisés. Un mâle a été récupéré au centre de soins de la faune sauvage de l'ENVT (Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse) à l'âge d'un mois et un autre a été récupéré faon du grand enclos. Ils n'en restent pas moins des animaux craintifs à approcher avec précaution.

Les chevreuils, ayant accès à la végétation en permanence, ne sont pas mis à jeun. Cependant, la quantité de granulés distribuée est tout de même diminuée de moitié la veille de l'intervention.

C. Protocole des anesthésies et des manipulations

1. Les molécules et les doses utilisées

Les molécules utilisées pour l'anesthésie sont le chlorhydrate de médétomidine et le chlorhydrate de kétamine, dont les caractéristiques ont été évoquées dans la première partie III. B. 2. La formulation de la médétomidine est le DOMITOR® à 0,85 mg/mL et celle de la kétamine est l'IMALGENE 1000® à 100 mg/mL (ANSES 2017; 2021).

Nicolas Cebe, technicien animalier à l'installation expérimentale de Gardouch, réalise toutes les anesthésies, sous délégation du vétérinaire sanitaire de la structure. C'est également lui qui prépare à chaque fois les doses d'agents anesthésiques suite à une estimation visuelle du poids. Les agents sont injectés par voie intramusculaire à distance, via un dispositif de téléinjection.

Les doses de ces agents anesthésiques n'étant pas connues chez le Chevreuil, elles ont été définies de manière empirique puis adaptées en fonction du poids, du résultat obtenu et affinées en fonction des conseils des vétérinaires référents (Docteur Le Loc'h, Docteur Ohayon et Docteur Gillot-Fromont). Les doses ont été établies en millilitre uniquement, selon des fourchettes de poids. Les protocoles ont donc évolué ainsi :

- Les 28 premières anesthésies réussies ont été réalisées avec 2 à 2,4 mL de médétomidine et 0,4 mL de kétamine,
- Le protocole dit « de Berlin » a été appliqué à trois anesthésies et correspond à 1,1 à 1,7 mL de médétomidine et 1 mL de kétamine,
- Les doses appliquées lors des anesthésies suivantes sont, sauf exception, de 2,5 ou 2,6 mL de médétomidine pour 0,5 ou 0,6 mL de kétamine respectivement.

Une fois les manipulations terminées, un antagoniste de la médétomidine est administré pour accélérer et améliorer le réveil. La molécule utilisée est l'atipamézole, sous forme de chlorhydrate également. Sa formulation est soit de l'ANTISEDAN® ou du REVERTOR®, tous deux formulés à 4,27 mg/mL (ANSES 2020; 2012). Il y a eu 2 types de doses d'atipamézole : pour les 28 premières anesthésies réussies, 4 mL ont été injectés systématiquement et entre 2,5 et 2,6 mL pour la majorité des autres anesthésies.

2. Le matériel de téléinjection

Pour le matériel de téléinjection, des projecteurs fonctionnant au CO₂ de la marque TELINJECT® sont utilisés : principalement le pistolet P1 pour les tirs à courte distance, c'est-à-dire entre 3 et 15 mètres, et éventuellement le fusil Gut 50 pour les tirs à plus longue distance (Figure 26). Les deux ont des canons à 11 mm de diamètre pour pouvoir y insérer des fléchettes de 1 à 5 mL. Les fléchettes ont toutes une capacité de 3,5 mL, avec des canules antirebonds qui ont une forme d'olive conique. Les aiguilles mesurent 1,5 mm de diamètre et 30 mm de longueur.



Figure 26 : Photos du pistolet P1 (en haut) et du fusil Gut 50 (en bas) (Telinject®)

3. Déroulement des interventions

Les anesthésies ont été réalisées sur une période d'environ 10 ans, du 4 juillet 2013 au 26 janvier 2023. Au total, il y a eu 70 tentatives d'induction, dont 65 réussies. Elles ont été menées dans le but d'effectuer des prélèvements (sang, tiques fèces, poils, etc.), de couper les onglons ou les bois par exemple. Les anesthésies ont été effectuées majoritairement sur des animaux à priori sains.

Les manipulations ont lieu essentiellement le matin et plus de 80% se finissent avant midi.

▪ **Le tir**

En général, le tireur se place dans l'abri afin de ne pas être repéré par le chevreuil. Après avoir analysé la position du chevreuil et son environnement, il vise les muscles de la fesse de l'animal comme sur la figure 27. La distance moyenne de tir est de 3,6 mètres et varie de 1,5 à 9,5 mètres. Un deuxième tir a pu être réalisé si la fléchette avait rebondi sur le chevreuil ou s'il n'était pas correctement induit après 30 à 40 min.



Figure 27 : Photo d'un chevreuil de Gardouch juste après l'impact de la fléchette au niveau de sa cuisse droite (INRAE)

▪ **L'induction**

Afin de garantir une induction adéquate une fois que la tête du chevreuil a touché le sol, et pour minimiser les stimulations pendant cette phase critique d'induction, un temps arbitraire de 10 min est attendu avant de l'approcher. La qualité de l'induction est vérifiée en touchant doucement le dos de l'animal, près de la queue, pour évaluer sa réaction. Le chevreuil est ensuite transporté dans l'abri de son enclos afin de le protéger autant que possible des intempéries extérieures.

Pour les raisons évoquées dans la première partie, il est placé en décubitus latéral toujours du côté où il s'est endormi, avec la tête légèrement relevée et les yeux sont couverts par un linge.

▪ **Les manipulations**

Il n'y a aucun monitoring par appareillage mis en place pendant l'anesthésie. En revanche, il y a toujours une personne chargée de surveiller l'état de l'animal, c'est-à-dire s'il respire correctement et si ses réflexes palpébraux sont bien absents. Ainsi, il y a au minimum deux personnes présentes lors de l'intervention, une en charge des manipulations et une qui supervise l'anesthésie.

Depuis 2020, lors de chaque anesthésie, une injection de sélénium et de vitamine E à 1 mL pour 10kg est réalisée afin de prévenir les myopathies de capture.

▪ **Le réveil**

Une fois les manipulations terminées, le chevreuil est replacé dans son enclos et l'anesthésie est inversée en administrant de l'atipamézole dans les muscles fessiers, en deux points d'injection (Figure 28).



Figure 28 : Photo d'un brocard de Gardouch en phase de réveil après une anesthésie pour la coupe des bois (NRAE)

Lors de trois anesthésies, les chevreuils n'ont pas été réveillés, mais ont été euthanasiés pour des raisons médicales qui avaient justifié leur anesthésie.

Les données collectées lors de ces étapes et nécessaires à notre l'étude sont indiquées dans le tableau 2 ci-dessous. La fiche vierge de collecte des données est présentée en Annexe 1.

Tableau 2 : Liste des données collectées nécessaire à l'étude et leurs modalités, pour chaque étape de l'intervention

	Données collectés	Modalités
T I R	Poids estimé	kilogramme
	Doses médétomidine et kétamine	millilitre
	Heure du premier tir	heure : minute
	Distance du tir	mètre
	Heure du deuxième tir si besoin	heure : minute
I N D U C T I O N	Heure du couché	heure : minute
	Heure tête du chevreuil au sol	heure : minute
	Distance de fuite	mètre
	Réactions sous forme de liste : <ul style="list-style-type: none"> - Cri - Court - Tourne - Se tape dans le grillage - Se gratte - Se frotte - Ronfle - Aboie - Tombe 	0 ou 1
	Heure du début des manipulations	heure : minute
	Poids réel	kilogramme
M A N I P	Dose atipamézole	millilitre
	Heure d'injection antagoniste	heure : minute
	Heure de relevé de tête	heure : minute
	Heure debout	heure : minute
	Heure de fuite	heure : minute
	Distance de fuite	< ou > 20 mètres
	Réaction sous forme de liste : <ul style="list-style-type: none"> - Titube - Tombe - Couine - Reste immobile 	0 ou 1
R E V E I L		

D. Exploitation des données collectées

Pour l'ensemble de l'étude des données, nous avons exclu les cinq cas d'anesthésies infructueuses, c'est-à-dire ceux où le chevreuil n'a pas été induit et manipulé avec succès. Il convient de noter qu'il s'agit de cinq chevreuils différents.

Nous avons pris en considération plusieurs variables que nous avons d'abord analysées individuellement, puis en prenant compte des éventuelles relations entre elles.

1. Tri des données, recodage des variables et analyse descriptive

a. Les variables de l'étude

L'ensemble des variables étudiées sont listées dans le tableau 3, nous allons expliquer plus en détails certaines de ces variables par la suite.

Tableau 3 : Liste des variables étudiées

<u>Variables relatives aux chevreuils</u>
Sexe (mâle ou femelle)
Âge (année)
Poids estimé (kilogramme)
Poids réel (kilogramme)
Variation relative entre le poids estimé et réel (pourcentage)
Nombre d'anesthésie antérieure
Nombre total d'anesthésie
<u>Variables relatives à l'induction de l'anesthésie</u>
Dose de médétomidine (mg/kg)
Dose de kétamine (mg/kg)
Temps d'induction (minute et seconde)
Réactions
Distance de fuite (mètre)
<u>Variables relatives au réveil</u>
Dose d'atipamézole (mg/kg)
Temps de réveil (minute et seconde)
Temps de fuite (minute et seconde)
Temps d'anesthésie (minute et seconde)

- **Variation relative entre le poids estimé et le poids réel :**

Le poids d'un chevreuil est considéré comme sous-estimé lorsque le poids estimé est inférieur au poids réel, et inversement pour sur-estimé. Cependant, l'impact de la variation de poids n'est pas le même en fonction du poids réel de l'animal. Par exemple, pour un chevreuil de 10 kg, une surestimation de 2 kg correspond à une variation de 20% par rapport au poids réel, contre seulement 6% si le chevreuil fait 30 kg. Pour en tenir compte, nous avons étudié le pourcentage de variation entre les deux poids. Il a été calculé ainsi :

$$\text{Pourcentage de variation (\%)} = \frac{\text{Poids estimé (kg)} - \text{Poids réel (kg)}}{\text{Poids réel (kg)}} * 100$$

Si le résultat est positif, cela signifie que le poids estimé est supérieur au poids réel, et inversement si le résultat est négatif. Plus le résultat est proche de zéro, plus l'estimation est en accord avec le poids réel.

La précision de l'estimation du poids est cruciale pour déterminer la dose appropriée d'anesthésique, car cela peut avoir des conséquences graves sur la santé de l'animal et la réussite de la procédure. Dans notre étude, nous avons supposé qu'un écart maximum de 10% était acceptable.

- **Les doses**

Nous disposons seulement des données relatives aux volumes des doses injectés. Par la suite, nous avons pris en considération les doses calculées en fonction du poids réel, exprimées en mg/kg. Cela nous permettra d'évaluer leur véritable incidence, notamment sur les temps d'induction et de réveil.

$$\text{Dose en mg/kg} = \frac{\text{Formulation de l'anesthésique (mg/mL)} * \text{dose injectée (mL)}}{\text{Poids (kg)}}$$

Pour plus de clarté, les doses de médétomidine ont été converties en µg/kg par kilogramme, en les multipliant par 1000.

- **La distance de fuite**

La distance de fuite a été observée de manière binaire, c'est-à-dire en déterminant si elle était inférieure ou supérieure à 20 mètres. Ce seuil de 20 mètres a été choisi par les manipulateurs en raison de la taille des enclos, qui font environ 0,5 hectare. Ainsi, parcourir une distance de 20 mètres correspond approximativement à un tiers de la longueur de l'enclos.

▪ **Le temps d'induction**

Le temps d'induction est défini comme la période nécessaire après l'injection des agents anesthésiques, pour que l'animal perde sa capacité à se déplacer et devienne inconscient. Dans notre étude, il correspond donc au temps entre l'heure du tir et l'heure à laquelle la tête du chevreuil touche le sol, après s'être mis en décubitus.

▪ **Le temps de réveil**

Le temps de réveil est défini comme la période nécessaire pour que l'animal récupère de la conscience et de la mobilité après l'administration de l'antagoniste. Dans notre étude, il correspond donc au temps entre l'heure de l'injection en intramusculaire de l'atipamézole et l'heure à laquelle le chevreuil se met debout.

Certaines variables ont été recodées pour faciliter l'analyse, notamment le **nombre d'anesthésies antérieures** de chaque chevreuil en trois catégories : zéro à deux, trois à cinq et plus de six anesthésies antérieures.

L'âge des chevreuils est connu avec précision étant donné que la plupart sont nés sur le site d'étude. Cependant, pour les chevreuils en liberté, il est plus compliqué de déterminer leur âge exact. C'est pourquoi nous avons également regroupé les âges en catégories (Collin 1992) :

- Les faons ont moins de six mois et présentent des tâches blanches sur leur pelage. Aucun chevreuil de cette tranche d'âge n'a été anesthésié dans le cadre de notre étude.
- Les jeunes ont entre six mois et moins de deux ans, leurs tâches s'estompent. Pour les mâles, leurs bois commencent à pousser, mais ne sont pas encore très développés (Figure 29).
- Les adultes sont âgés de deux à sept ans. Les dents de leur mâchoire inférieure montrent des signes d'usure (Figure 29).
- Les chevreuils dit « âgés » ont plus de sept ans et leur pelage a tendance à se ternir. C'est leur espérance de vie moyenne dans la nature.

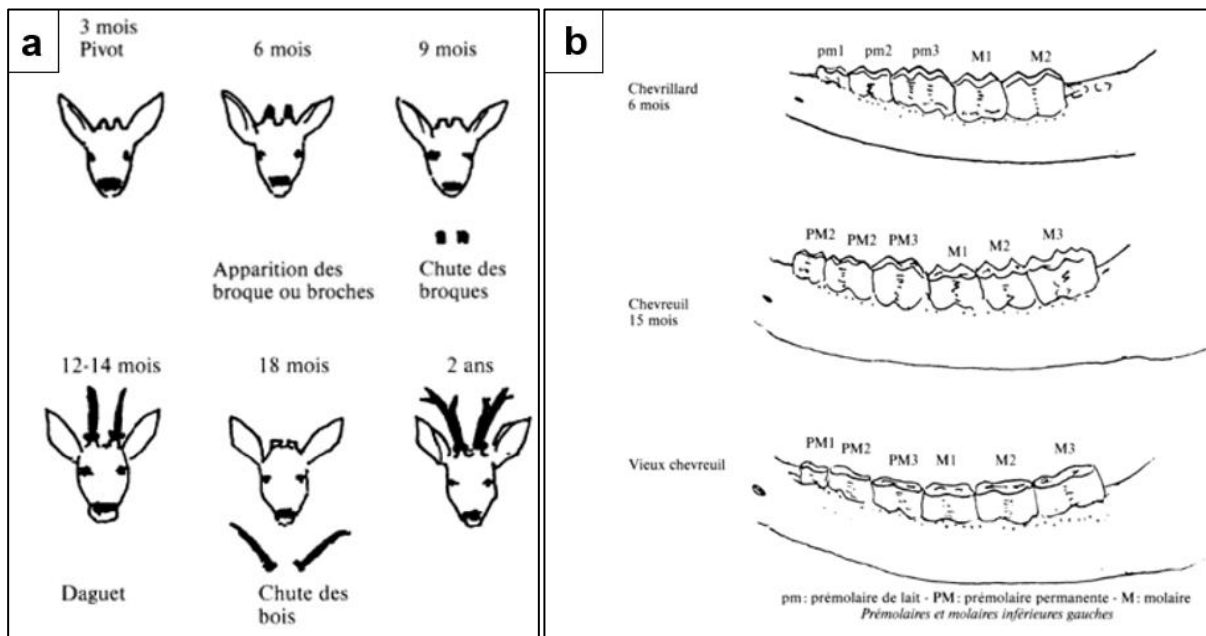


Figure 29 : Cycle des bois (a) et évolution des dents mandibulaires (b) du chevreuil (Collin 1992)

b. Analyse descriptive des variables

Nous avons dans un premier temps réaliser une analyse descriptive de ces variables à l'aide de graphiques et de moyennes, les objectifs sont résumés dans le tableau 4. Les moyennes sont mentionnées avec un intervalle de confiance qui fournit une estimation de la plage plausible dans laquelle se situe la vraie moyenne d'une population, avec un niveau de confiance de 95 %. Plus l'intervalle est étroit plus l'estimation est précise. Nous avons calculé l'intervalle de confiance basé sur la distribution t de la loi de Student, ce type d'intervalle de confiance est utilisable pour des échantillons de petites tailles, quand la distribution normale des données n'est pas garantie et/ou lorsque l'écart-type de la population n'est pas connu et doit être estimé à partir de l'échantillon.

Tableau 4 : Liste des objectifs de l'analyse descriptive des variables

<u>Variab</u>les	<u>Objectifs de l'analyse descriptive</u>
<i>Variab</i> les relatives aux chevreaux	
Sexe, âge et nombre total d'anesthésie	<ul style="list-style-type: none">- Proportion de mâle et de femme- Proportion des chevreaux par catégories d'âge- Nombre total d'anesthésie en fonction du sexe et de l'âge
Poids réel et estimé	<ul style="list-style-type: none">- Poids moyen des chevreaux- Proportion de chevreaux sur et sous-estimé
<i>Variab</i> les relatives à l'induction de l'anesthésie	
Dose de médétomidine et de kétamine	<ul style="list-style-type: none">- Identifier d'éventuelles valeurs aberrantes dans les doses pouvant influencer de manière excessive les résultats, afin de les exclure des analyses ultérieures- Doses moyennes des anesthésiques
Distance de fuite et réactions	<ul style="list-style-type: none">- Proportion de chevreaux fuyant à moins ou plus de 20 m- Distribution des chevreaux par réaction
Temps d'induction	<ul style="list-style-type: none">- Temps d'induction moyen
<i>Variab</i> les relatives au réveil	
Dose d'atipamézole	<ul style="list-style-type: none">- Comparaison des deux types de doses- Dose moyenne d'atipamézole
Temps de réveil, de fuite et d'anesthésie	<ul style="list-style-type: none">- Temps moyen de réveil- Temps moyen de fuite- Temps moyen d'anesthésié

2. Analyses statiques des variables

a. Etude du poids des chevreaux et de leur estimation en fonction du sexe et du nombre de pesées antérieures

Dans un premier temps, nous examinerons la distribution du poids des chevreaux en fonction de leur sexe. Notre hypothèse repose sur les caractéristiques générales de l'espèce, suggérant que le poids moyen des femelles est inférieur à celui des mâles.

Ensuite, nous nous pencherons sur l'estimation du poids, et plus particulièrement sur le pourcentage de variation entre le poids réel et estimé en fonction du sexe des chevreaux, de leur poids réel, et du nombre de pesées antérieures. Nous supposons que le pourcentage de variation diminuera à mesure que le nombre de pesées antérieures augmente. En effet, l'estimation du poids semble être simplifiée en associant l'information sur le poids antérieur de l'animal et l'observation de sa morphologie, c'est-à-dire s'il a maigri ou s'il y a eu accumulation de réserves graisseuses.

b. Etude de la distance de fuite et des réactions en fonction du sexe, de l'âge et du nombre d'anesthésies antérieures des chevreuils

Nous allons chercher à déterminer si le sexe, l'âge et le nombre d'anesthésies antérieures des chevreuils ont une influence sur leur distance de fuite et les autres réactions observées après l'injection des anesthésiques et lors du réveil. Nous supposons qu'avec une répétition des procédures d'anesthésie, la distance de fuite des chevreuils diminuera en raison de l'habituation. De plus, nous émettons l'hypothèse que les mâles manifestent davantage de réactions que les femelles de par leur comportement plus agressif, tandis que les individus plus âgés présentent des distances de fuite réduites du fait d'une diminution de leur capacité physique.

c. Etude du temps d'induction en fonction des doses d'anesthésiques, du sexe, et de l'âge des chevreuils

L'objectif de cette partie est d'étudier l'effet du sexe, de l'âge et des doses d'anesthésiques sur le temps d'induction. Nous émettons l'hypothèse que plus les doses d'anesthésiques sont faibles, plus le temps d'induction tend à diminuer.

d. Etude du temps de réveil en fonction de la dose d'atipamézole, du sexe et de l'âge des chevreuils, des doses d'anesthésiques et de la durée de l'anesthésie

Enfin, nous allons étudier l'influence potentielle du sexe et de l'âge des chevreuils, de la dose d'atipamézole et du temps d'anesthésie sur le temps de réveil. Il nous semble notamment que plus les doses des anesthésiques sont élevées, plus le temps de réveil est long du fait de leurs effets résiduels. Nous supposons également que plus l'anesthésie est longue, plus les effets de ses drogues seront atténués donc plus le réveil sera rapide.

3. Tests statistiques

Les analyses statistiques ont été réalisées à l'aide du logiciel R (version 4.2.3, R Foundation for Statistical Computing, Vienne, Autriche) avec les packages « stats » et « car », et sont associées à une valeur de probabilité (p-value) avec un seuil de significativité fixé à 0,05. Les explications des tests utilisés sont détaillées en Annexe 2 :

- Le test exact de Fisher pour comparer deux variables catégorielles,
- Le test t de Student ou le test t de Welch selon les conditions pour comparer les moyennes d'une variable de deux groupes indépendants,
- Le test de Wilcoxon-Mann-Whitney (test U de Mann-Whitney) pour comparer les médianes d'une variable de deux groupes indépendants,
- Le test ANOVA, le test ANOVA de Welch et le test de Kruskal-Wallis selon les conditions pour comparer les valeurs moyennes d'une variable de trois groupes ou plus, associé au test de Tukey pour comparer les groupes entre eux,
- Le test de Levene pour évaluer l'homogénéité des variances des données de deux groupes,
- Le test de Shapiro-Wilk pour évaluer si la distribution des données suit une distribution normale.

De plus, lorsque graphiquement il semblait y avoir une relation linéaire entre deux variables, le coefficient de corrélation a été calculé. Il mesure sa force et sa direction. Il varie de -1 (corrélation négative parfaite) à 1 (corrélation positive parfaite), avec 0 indiquant l'absence de corrélation linéaire. Des régressions linéaires ont alors été réalisées sur R. Elles modélisent une relation linéaire entre une variable à expliquer et une ou plusieurs variables explicatives pour comprendre comment elles sont liées et si cette relation est statistiquement significative. Les régressions linéaires multiples estiment l'impact de chaque variable explicative sur la variable à expliquer tout en tenant compte de l'influence des autres variables indépendantes.

II. Résultats

La majorité des interventions sont réalisées sur des animaux à priori sain, représentant 95% des anesthésies (62 sur 65). Parmi les trois chevreuils présentant une pathologie connue avant l'anesthésie, les signes cliniques comprenaient notamment de la diarrhée, une maigreur extrême et une boiterie.

Le tableau regroupant l'ensemble des données collectées pour l'étude se trouve en Annexe 3.

A. Analyse descriptive des variables

1. Variables relatives aux chevreuils

a. Sexe, âge et nombre d'anesthésies des chevreuils

Parmi les 21 chevreuils européens de l'étude, il y a 14 femelles et 7 mâles. Cependant, chacun de ces chevreuils a pu être anesthésié à plusieurs reprises au cours des 10 ans. Ainsi, sur les 65 anesthésies réussies, seulement 22 concernent des femelles (34%). En effet, comme le montre la figure 30, les femelles ont été anesthésiées au maximum 3 fois, et parmi elles, la majorité n'ont subi qu'une seule anesthésie (57%). En revanche, bien qu'étant moins nombreux, les mâles ont été plus souvent anesthésiés, jusqu'à 12 fois. Cette disparité s'explique notamment par la nécessité de procéder à la coupe des bois des mâles en captivité, ils sont donc anesthésiés plus régulièrement.

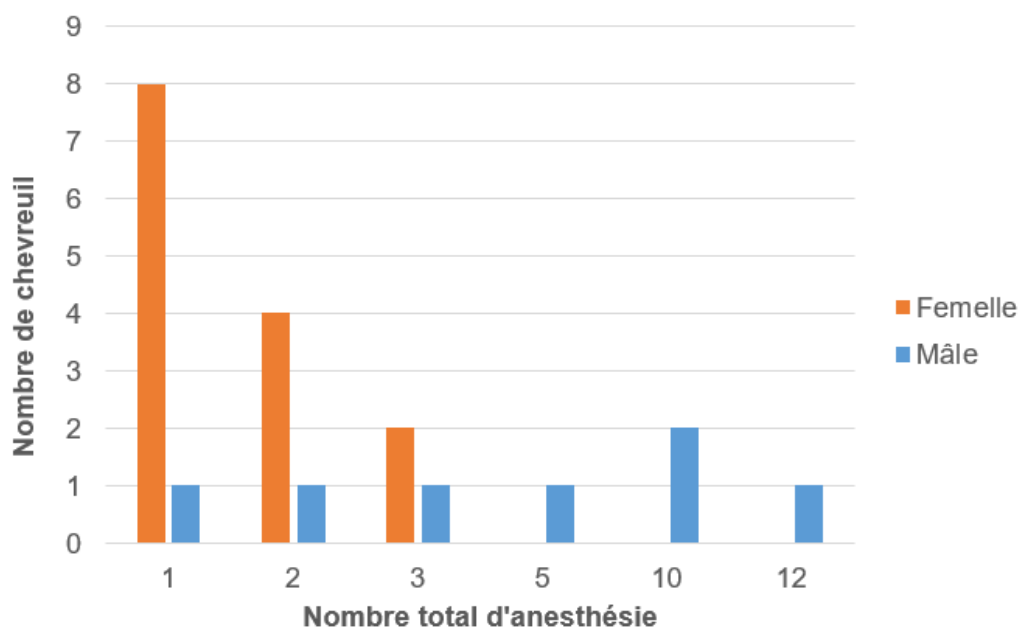


Figure 30 : Répartition des 21 chevreuils en fonction de leur sexe et de leur nombre total d'anesthésies

Les chevreuils sont âgés de 0,8 à 13 ans au moment de l'anesthésie. Seules 5 anesthésies, soit 7%, ont été réalisées sur des jeunes chevreuils âgés de moins de 2 ans. Les chevreuils dits « âgés » représentent un peu plus de la moitié de l'échantillon (55%), comme le montre la Figure 31. Il est également à noter que toutes les femelles ont moins de 11 ans. De plus, nous ne disposons pas d'information sur l'âge d'une des 14 femelles qui n'a été anesthésiée qu'une seule fois.

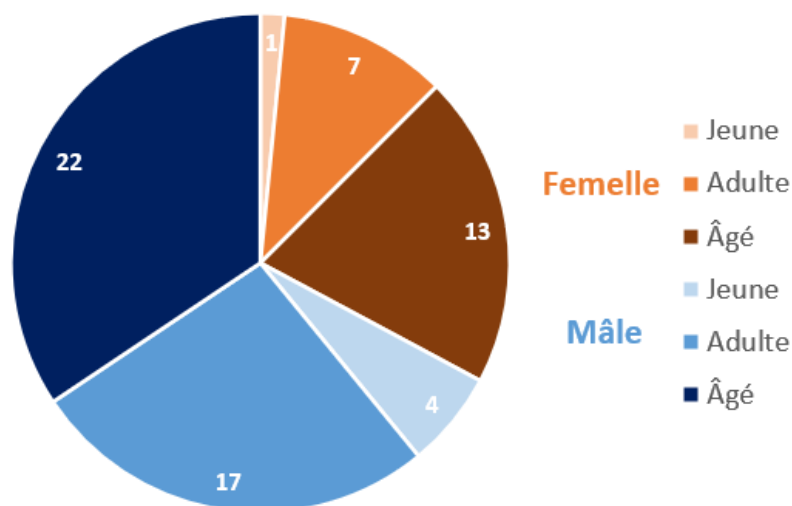


Figure 31 : Nombre d'anesthésies réalisées en fonction du sexe et de l'âge des chevreuils (Effectif total : N = 64)

Comme l'indique la figure 32, lors de la première anesthésie, la majorité des mâles sont jeunes (57%). Il est donc logique que les brocards plus âgés aient une probabilité plus élevée d'avoir été anesthésiés plusieurs fois. Un seul mâle a été anesthésié pour la première fois à l'âge de 11 ans, il s'agissait d'une des premières anesthésies de l'étude en 2013. En revanche, les femelles étant anesthésiées moins fréquemment, le sont souvent pour la première fois une fois âgées (46%).

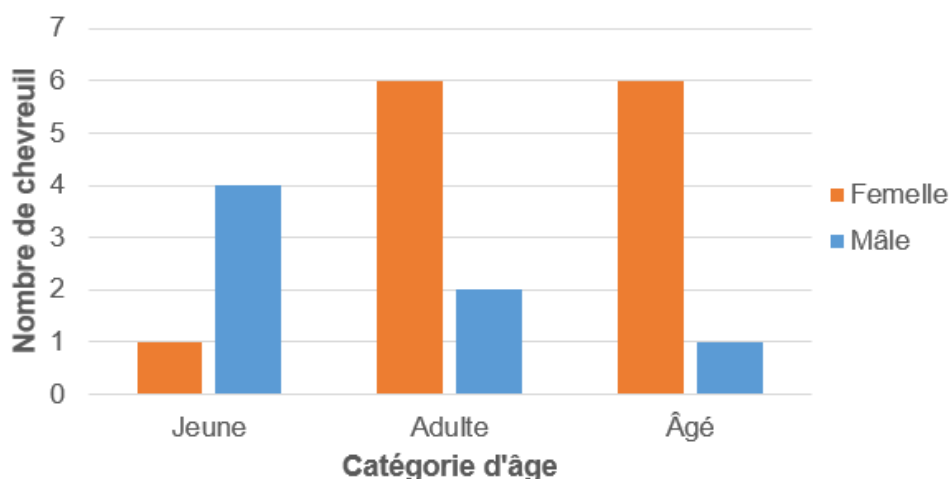


Figure 32 : Répartition des chevreuils en fonction de leur classe d'âge et de leur sexe pour leur première anesthésie (N = 20)

b. Le poids des chevreaux

Le poids des chevreaux a été mesuré lors de 49 anesthésies. Seuls 2 chevreaux pesés avaient moins de 2 ans, et leur poids était de 20 et 21,9 kg. Les chevreaux adultes et âgés, quant à eux, pèsent en moyenne 26,1 kg [25,3 ; 26,9].

Lors de ces 49 anesthésies, 36 poids (85%) ont été sous-estimés jusqu'à un maximum de 6 kg, tandis que celui de 12 chevreaux a été surestimé jusqu'à 4,1 kg. Un seul poids a été parfaitement estimé. En tenant compte d'une erreur acceptable de 10% pour l'estimation du poids, seuls 14 poids, soit 30%, ont été sous-estimés et 2 ont été surestimés (Figure 33). En d'autres termes, un tiers des estimations de poids se sont révélées incorrectes.

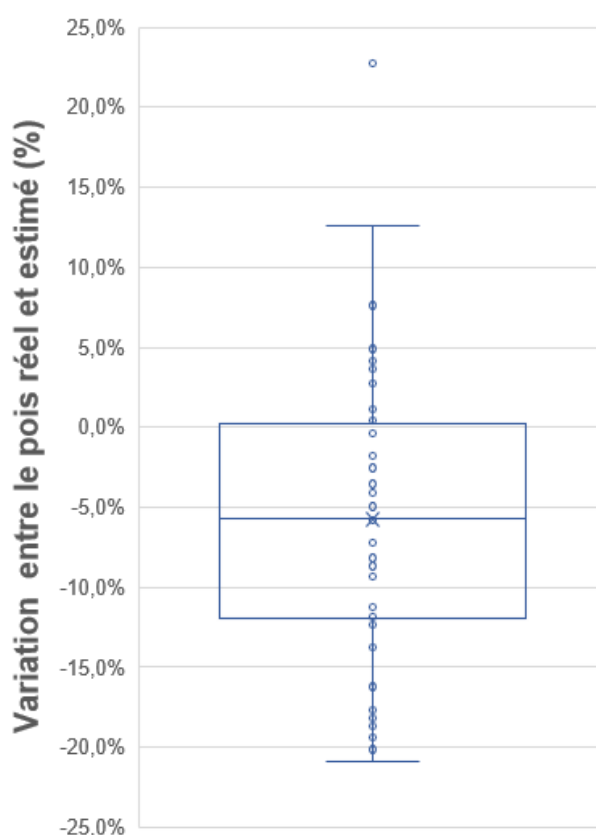


Figure 33 : Graphique en boîte à moustache du pourcentage de variation entre le poids pesé et estimé des chevreaux (N = 49)

Les deux cas de poids surestimés (>10%) concernent uniquement les dernières pesées de deux mâles, qui coïncident également avec leur dernière anesthésie en vue de leur euthanasie (chevreaux n° 121 et 178). Ayant subi une perte significative de poids en fin de vie, cela a pu rendre l'estimation de leur poids plus compliquée. Une des valeurs se trouve en dehors des moustaches et est donc considérée comme aberrante.

2. Variables relatives à l'induction

a. Les doses de médétomidine et kétamine

Les doses de médétomidine varient de 42,8 à 123,3 $\mu\text{g}/\text{kg}$ et celles de kétamine de 1,3 à 4,6 mg/kg , en fonction du poids réels et du poids estimé qui permet de déterminer la dose en mL (Annexe 4).

Sur les graphiques en boîte à moustache de la figure 34, nous pouvons observer la présence de 2 valeurs aberrantes pour les doses de médétomidine et 4 pour les doses de kétamine, elles coïncident et concernent donc 4 anesthésies.

L'une de ces valeurs aberrantes est associée à l'anesthésie du chevreuil pour lequel une surestimation aberrante du poids de 22,8% a déjà été identifiée dans la figure 33. La surestimation ayant un impact trop important sur le calcul des doses, les valeurs associées à cette anesthésie seront retirées dans la suite de l'étude.

Les trois autres anesthésies correspondent au protocole « de Berlin » mentionné précédemment et qui présente des caractéristiques particulières, notamment des doses de kétamine beaucoup plus élevées et des doses de médétomidine beaucoup plus faibles par rapport aux autres anesthésies. Ces trois anesthésies ne seront pas prises en compte dans la suite de l'étude afin de ne pas biaiser les résultats, étant donné qu'elles ne sont pas représentatives de la méthode standard.

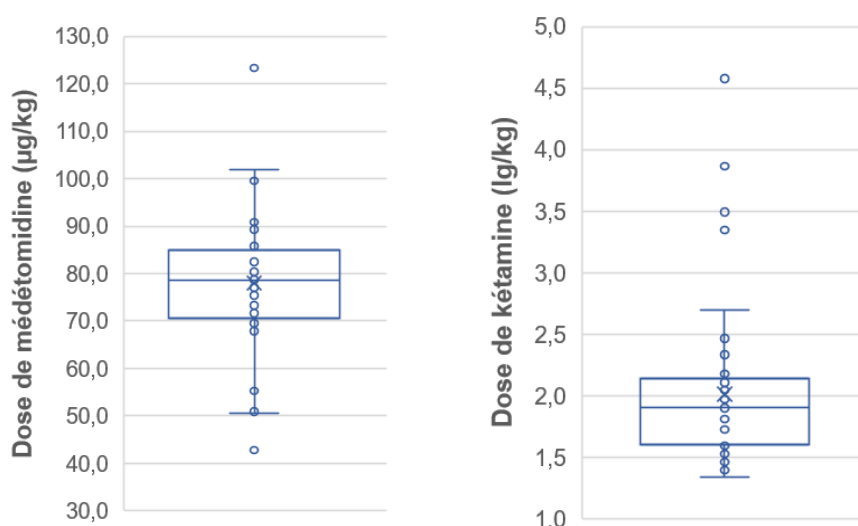


Figure 34 : Graphique en boîte à moustache de la dose de médétomidine (en $\mu\text{g}/\text{kg}$) à gauche et de kétamine (en mg/kg) à gauche (N = 49)

Après avoir retiré les quatre combinaisons de doses aberrantes, les doses moyennes pour les 45 autres anesthésies sont donc de 79,0 $\mu\text{g}/\text{kg}$ [76,3 ; 81,7] pour la médétomidine et de 1,85 mg/kg [1,76 ; 1,94] pour la kétamine.

b. La distance de fuite et les autres réactions

Dans cette partie, nous avons retiré les résultats relatifs aux chevreuils anesthésiés pour être euthanasiés comme leurs réactions ont pu être altérées du fait de leur état de santé.

La distance de fuite a été mesurée lors de 53 anesthésies réussies, toutes réalisées avec une seule dose de la combinaison médétomidine-kétamine. Parmi ces 53 anesthésies, 39 chevreuils ont parcouru une distance supérieure à 20 mètres, soit 74%.

Les réactions ont été notées lors de 37 anesthésies et sont regroupées dans le tableau 5. Il semble que la réaction la plus courante chez les chevreuils soit de courir.

Tableau 5 : Tableau des réactions des chevreuils à l'induction (N = 37)

	Court	Tourne	Aboie	Romfle	Frotte
Effectif total	27	16	12	9	9
Pourcentage de chevreuil	73%	43%	32%	24%	24%

	Tape le grillage	Tombe	Se gratte	Cri
Effectif total	7	5	2	1
Pourcentage de chevreuil	19%	14%	5%	3%

c. Le temps d'induction

Les temps d'induction des anesthésies réussies en une seule dose varient de 2 à 11 minutes (Figure 35). Nous avons effectué un test de normalité Shapiro-Wilk pour évaluer la distribution des temps d'induction. Les résultats indiquent que les temps d'induction approximent une distribution normale, avec un score de W égal à 0,97 et une p-value de 0,16. Le temps d'induction moyen pour tous les chevreuils est de 7 min 15 s [6 min 43 s ; 7 min 47s].

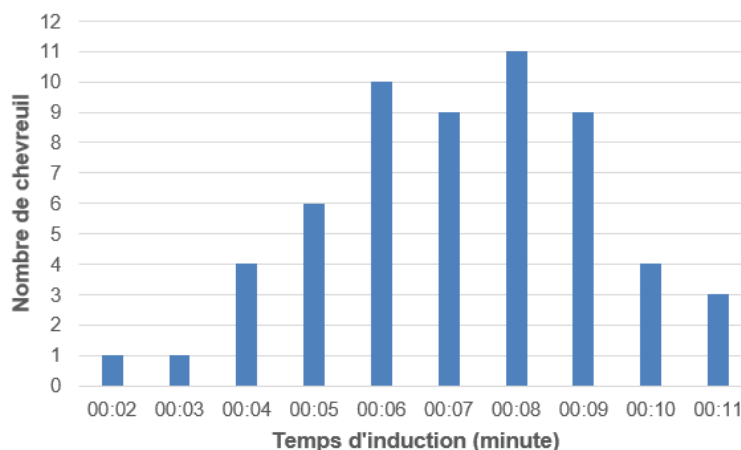


Figure 35 : Nombre de chevreuils en fonction du temps d'induction (en minute) (N = 60)

3. Variables relatives au réveil

a. Les doses d'atipamézole

Les doses d'atipamézole varient de 0,20 à 0,85 mg/kg.

Comme mentionné précédemment, il y a eu deux types de doses d'atipamézole administrées. Pour les anesthésies que nous appellerons « type 1 », la dose d'atipamézole en millilitre était identique à la dose de médétomidine en millilitre, variant entre 2,4 et 2,6 mL, sauf exception dû à l'estimation de poids. Tandis que pour les anesthésies dit « type 2 », la dose en millilitre d'atipamézole était toujours de 4 mL quelle que soit celle de médétomidine, il y avait alors un rapport de 1,5 à 2 entre ces deux doses en millilitres.

Les rapports en mg pour le type 1 et 2 sont respectivement de 4,9 et 8,4 mg d'atipamézole pour 1 mg de médétomidine.

Les doses moyennes d'atipamézole pour les deux groupes sont de 0,39 mg/kg [0,36 ; 0,42] pour les doses de type 1 et 0,68 mg/kg [0,64 ; 0,72] pour les doses de type 2. Le test U de Mann-Whitney révèle que les médianes de ces deux groupes sont significativement différentes (p -value = 1,438e-07), respectivement de 0,41 et 0,76 mg/kg.

b. Le temps de réveil, de fuite et d'anesthésie

L'ensemble des réveils se sont passés sans complication. Les temps de réveil sont donnés pour 62 anesthésies, en excluant celles où les chevreuils n'ont pas été endormis ou ont été euthanasiés. Les temps de réveil varient de 1 minute à 25 minutes (Figure 36). Le test de normalité Shapiro-Wilk révèle que la distribution des temps de réveil ne suit pas une distribution normale (p -value = 0,001). Pour la suite de l'étude nous avons exclu l'anesthésie avec un temps de réveil de 25 minutes qui est aberrant par rapport à nos valeurs. Le temps de réveil moyen des chevreuils est de 4 min 21 s [3 min 49 s ; 4 min 53 s].

Le temps moyen entre l'heure à laquelle le chevreuil se met debout et l'heure de sa fuite est de 43 s [27 ; 59]. Ainsi, plus de 50% des chevreuils s'enfuient en moins d'une minute après s'être mis debout. Les rétablissements sont donc rapides et complets.

Les chevreuils ont été anesthésiés entre 18 et 48 minutes. Les anesthésies ont duré en moyenne 33 min 23 s [31 min 37 ; 35 min 9 s].

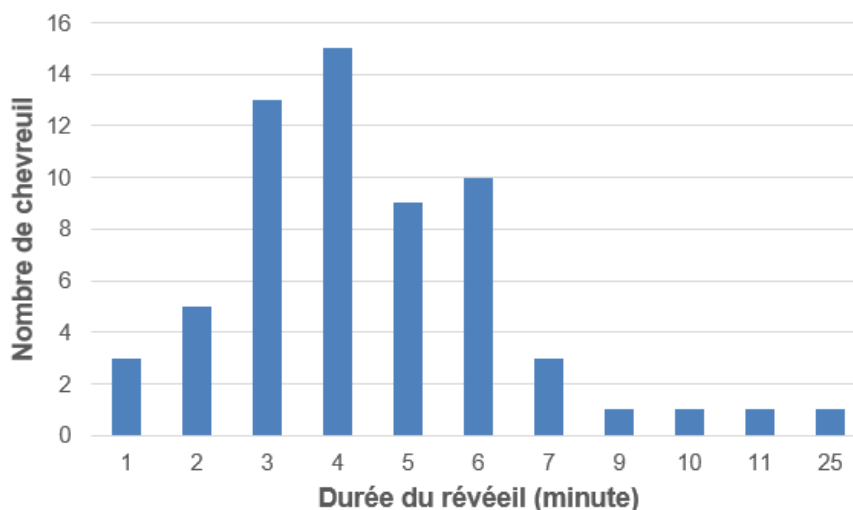


Figure 36 : Répartition des chevreuils en fonction de la durée du réveil (en minute) (N = 62)

c. La distance de fuite et les autres réactions au réveil

La distance de fuite a été mesurée lors de 29 réveils d'anesthésies. Une majorité des chevreuils (66%) ont parcouru une distance inférieure à 20 mètres après le réveil. Nous observons donc le phénomène inverse par rapport à la distance de fuite lors de l'induction.

Les réactions ont été notées lors de 34 réveils. Il semble que la réaction la plus courante chez les chevreuils est de tituber, bien que les pourcentages de chevreuils qui couinent et restent immobiles soient assez proches (Tableau 6).

Tableau 6 : Tableau des réactions des chevreuils au réveil (N = 29)

	Titube	Couine	Immobile	Tombe
Effectif total	12	11	10	4
Pourcentage (total = 34)	35%	32%	29%	12%

4. Anesthésies échouées et mortalité

Parmi les 70 anesthésies inclus dans l'étude, 10 chevreuils, soit 14,3% de l'échantillon, n'ont pas été correctement induits après l'injection initiale d'agents anesthésiques. Des exemples de causes sont une flèche ayant rebondi sur le chevreuil entraînant une injection à l'extérieur de l'animal ou des perturbations causées par d'autres congénères pendant le processus d'induction. Une deuxième dose d'anesthésique a alors été reçue pour cinq de ces chevreuils, ce qui a permis de les induire avec succès. Aucune complication, et plus particulièrement aucune blessure n'ont été rapportées lors des 70 tentatives d'anesthésies.

Un des chevreuils de l'étude est décédé deux jours après son anesthésie. Lors du réveil, il est resté immobile et a présenté plusieurs épisodes de toux avant de s'enfuir. L'autopsie réalisée a permis de révéler une cachexie ainsi que des lésions d'hépatisation des lobes pulmonaires. Malgré des examens histologiques, aucune lésion expliquant son décès n'a pu être formellement identifiée, et la présence d'une bronchopneumonie n'a pas été confirmée. Les causes possibles de son décès sont une septicémie bactérienne suraigüe avec une entérotoxémie, une intoxication ou une dénutrition.

B. Analyses statistiques des variables

1. Etude du poids des chevreuils et de l'estimation en fonction du sexe et du nombre de pesées antérieures

Les femelles ont en moyenne un poids inférieur à celui des mâles, respectivement 24,5 kg [23,2 ; 25,8] et 26,7 kg [25,8 ; 27,6]. Les boîtes à moustaches des poids des femelles et des mâles ne se chevauchent pas, ce qui suggère visuellement une différence significative de distribution des poids (Figure 37). Après vérification des conditions requises, un test de Mann-Whitney-U nous permet de conclure que la différence de médianes entre les poids des femelles (24,4 kg) et des mâles (26,3 kg) de plus de deux ans est statistiquement significative ($p\text{-value} = 0,0015 < 0,05$).

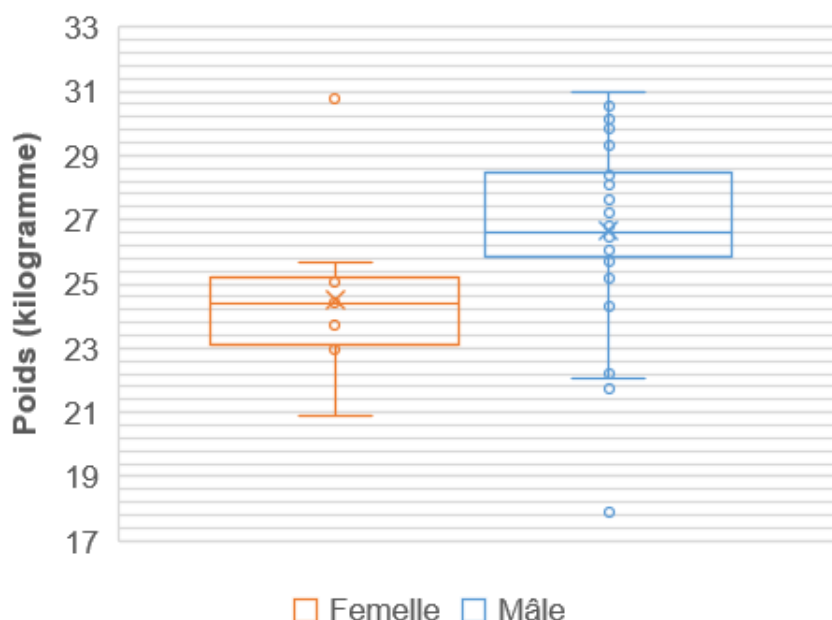


Figure 37 : Graphique en boîte à moustache du poids réel (kg) des chevreuils de plus de 2 ans en fonction de leur sexe (N = 47)

En prenant le seuil d'erreur d'estimation à 10%, le poids des femelles a été sous-estimé dans 39% des anesthésies (5/13), contre 25% pour les mâles (9/36). Les médianes des pourcentages de variation entre les poids réels et estimés sont égales pour les deux sexes à - 5,7% (p-value = 0,564 Test de de Wilcoxon-Mann-Whitney). Cependant, graphiquement, la dispersion des données pour les femelles est plus importante que celle des mâles, ce qui suggère que la variabilité des erreurs d'estimation est plus importante chez les femelles (Figure 38). Le poids des femelles sont plus fréquemment sous-estimés, et lorsqu'ils le sont, le pourcentage de variation entre les poids pesés et sous-estimés est plus important, entre 18% et 20%.

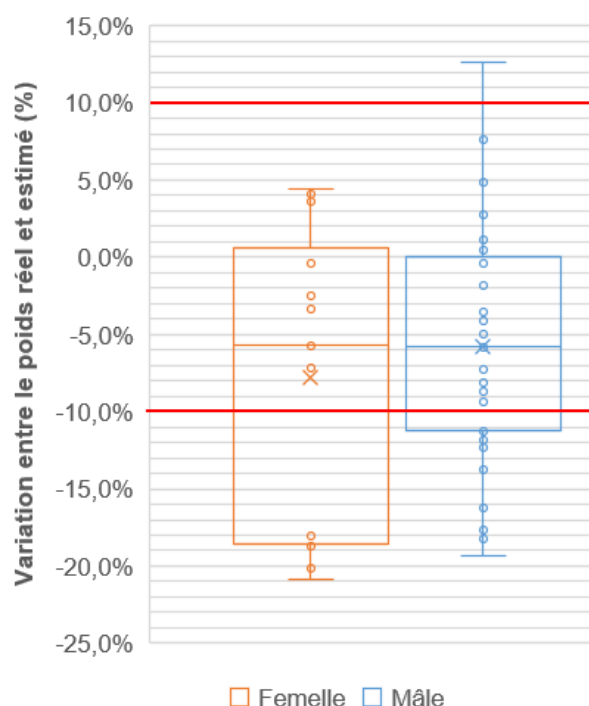


Figure 38 : Graphique en boîte à moustache du pourcentage de variation entre le poids pesé et estimé des chevreuils en fonction de leur sexe (N = 48)

Graphiquement (Figure 39), plus le poids réel du chevreuil est élevé, plus il semble sous-estimé. Le coefficient de corrélation de - 0,396 nous révèle qu'il existe une corrélation négative modérée entre le poids réel des chevreuils et le pourcentage de variation entre les poids réels et estimés. La p-value de la régression linéaire étant de 0,007, cette relation est donc statistiquement significative. Ainsi, lorsque le poids des chevreuils augmente, il a tendance à être plus sous-estimé, et inversement.

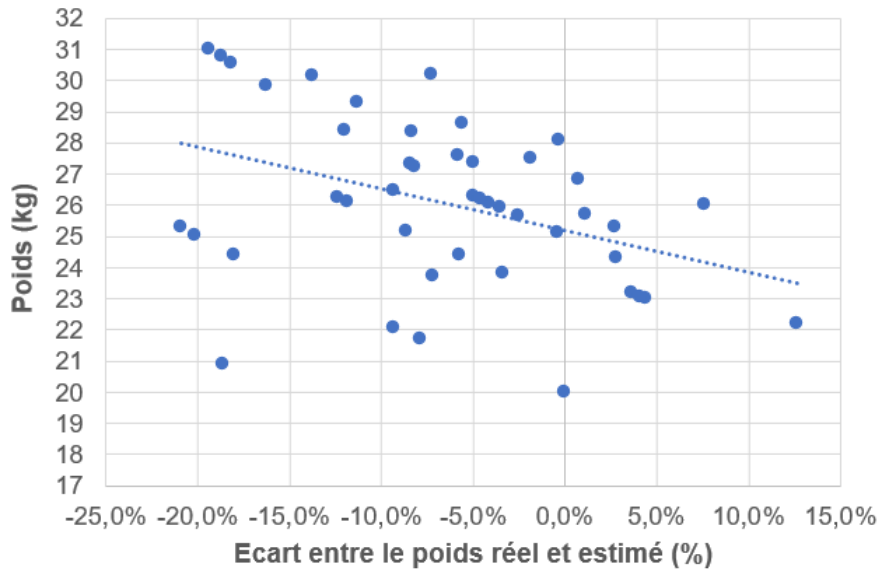


Figure 39 : Poids réel (en kg) des chevreaux en fonction du pourcentage de variation entre les poids réels et estimés (N = 45)

La figure 40 nous indique que, contrairement à notre hypothèse initiale, le pourcentage de variation entre les poids estimé et réel ne semble pas dépendre du nombre de pesées antérieures. Le coefficient de corrélation étant très faible (-0,037), il n’y a pas de corrélation entre ces deux variables. De plus, la p-value (0,801) de la régression linéaire étant bien supérieure au seuil de 0,05, nous ne pouvons effectivement pas conclure à un lien significatif entre ces deux variables. Ainsi, le fait que le chevreuil ait été pesé antérieurement n’a pas permis une plus juste estimation de son poids. Cependant, il est intéressant de noter que la moitié des poids ont été sous-estimé lors de la première anesthésie (5/10), donc sans pesée antérieure, contre 35% (9/26) lorsque les chevreaux avaient déjà été pesés au moins une fois.

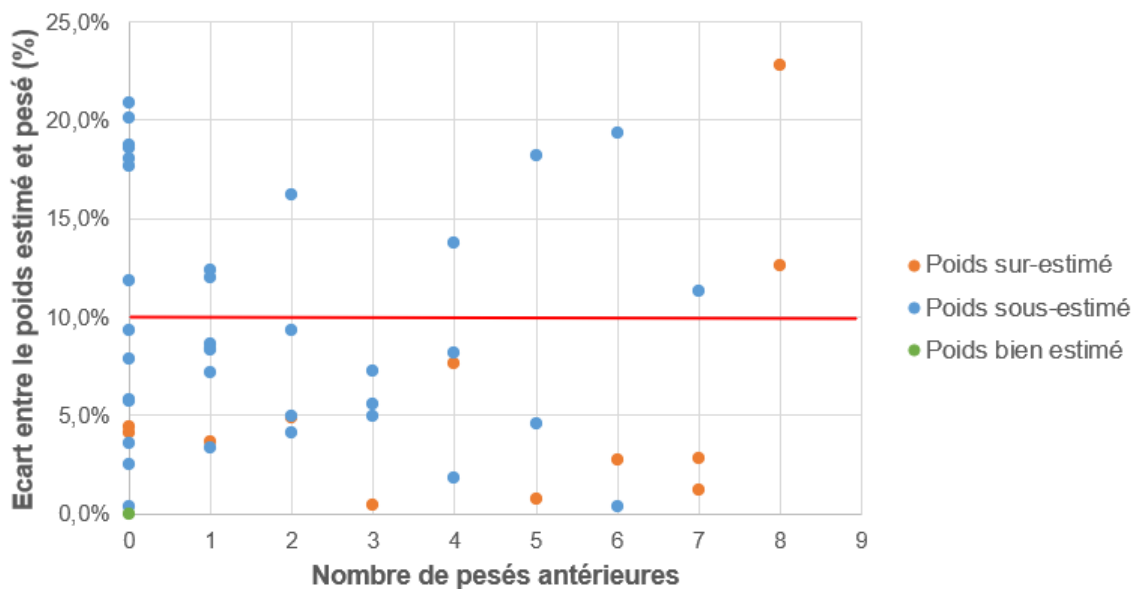


Figure 40 : Écart absolu entre le poids estimé et réel (pourcentage) en fonction du nombre de pesées antérieures et de la sur ou sous-estimation (N = 49)

2. Etude de la distance de fuite et des réactions en fonction du sexe, de l'âge et du nombre d'anesthésies antérieures

a. La distance de fuite à l'induction

Parmi les 53 anesthésies lors desquelles la distance de fuite a été mesurée, 33 ont concerné des mâles dont 71% ont parcouru une distance supérieure à 20 mètres, de même pour 75% des 20 femelles (Figure 41). Ces données indiquent que la distance de fuite ne semble pas dépendre du sexe du chevreuil. Lorsque nous avons effectué le test de Fisher pour évaluer cette association, la p-valeur obtenue était de 1. Par conséquent, il est impossible de conclure à un lien significatif entre le sexe des chevreuils et la distance à laquelle ils s'enfuient.

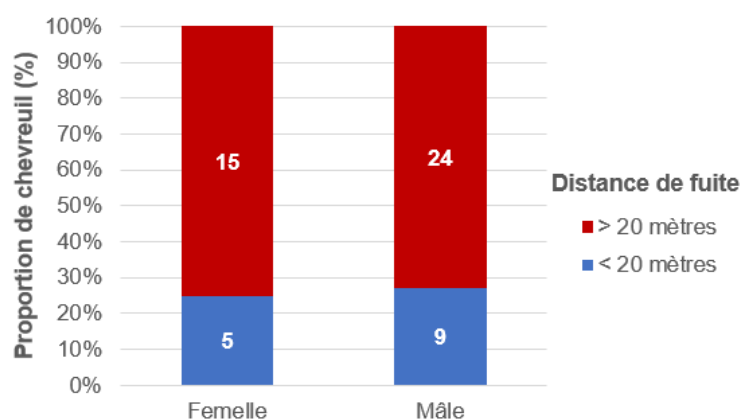


Figure 41 : Proportion de chevreuils (en pourcentage) par rapport à la distance de fuite (en mètre) en fonction du sexe (N = 54)

D'après les données présentées dans la figure 42, la proportion de chevreuils ayant une distance de fuite inférieure à 20 mètres semble augmenter avec l'âge des chevreuils. Cependant, le test de Fisher a généré une p-valeur de 0,52. Il n'est donc pas possible de conclure à un lien significatif entre l'âge des chevreuils et la distance à laquelle ils s'enfuient. Un plus grand effectif permettrait de mettre éventuellement en évidence une différence.

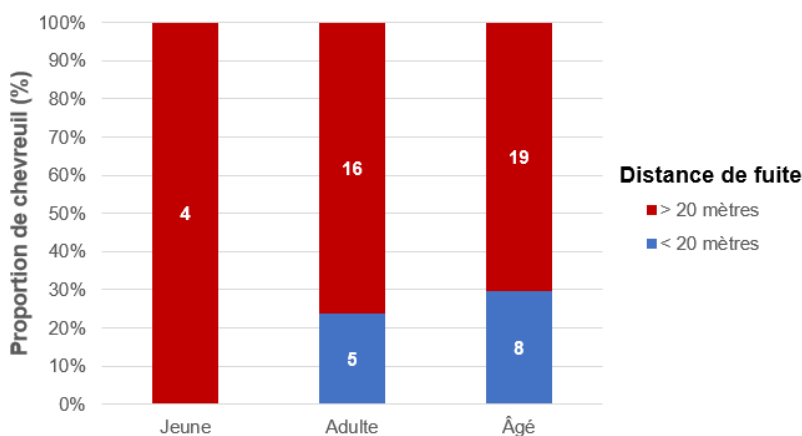


Figure 42 : Proportion de chevreuils (en pourcentage) par rapport à la distance de fuite (en mètre) en fonction des catégories d'âge (N = 53)

Pour les chevreuils ayant eu 0 à 2 anesthésies antérieures, ainsi que pour ceux ayant subi de 3 à 5 anesthésies antérieures, nous constatons que respectivement 70 et 100 % d'entre eux s'enfuient à une distance de plus de 20 mètres, tandis que seulement 56 % des chevreuils ayant subi au moins 6 anesthésies présentent ce comportement (Figure 43).

Ces données suggèrent qu'il pourrait y avoir un effet du nombre d'anesthésies antérieures sur la distance de fuite des chevreuils après le tir. Cependant, après avoir réalisé un test de Fisher, nous avons obtenu une p-valeur était de 0,071, ce qui est légèrement supérieure à la valeur de seuil de significativité fixée à 0,05. Cela indique qu'il existe une tendance vers une relation significative entre la distance de fuite et le nombre d'anesthésies antérieures, mais que la preuve n'est pas suffisamment solide pour conclure de manière catégorique. Il aurait été nécessaire de disposer d'un effectif plus important pour augmenter la puissance statistique du test et pouvoir conclure avec certitude.

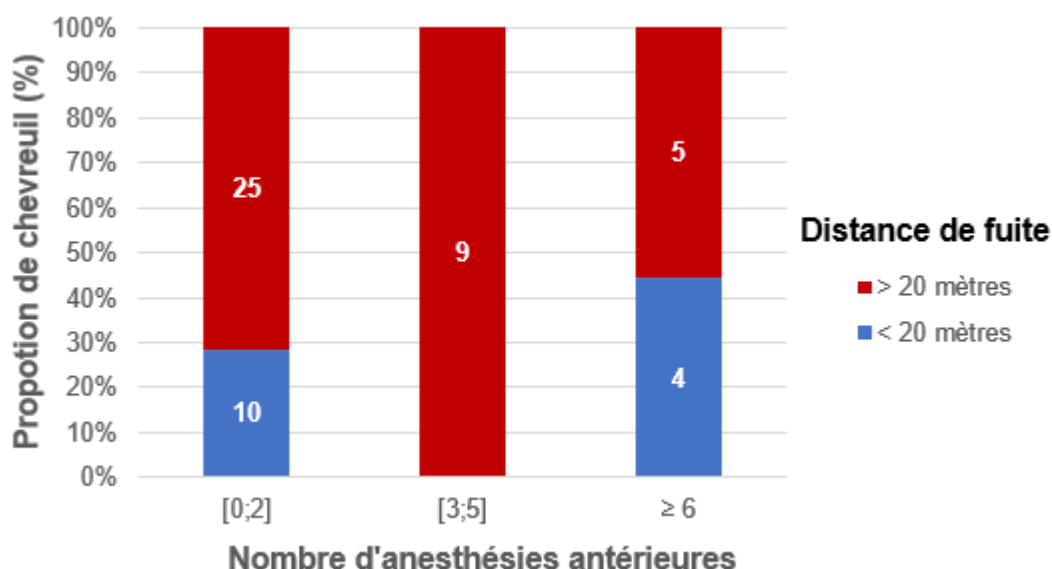


Figure 43 : Proportion de chevreuils (en pourcentage) par rapport à la distance de fuite (en mètre) en fonction du nombre d'anesthésies antérieures (N = 54)

Pour vérifier cette hypothèse au niveau individuel, nous avons suivi les seuls quatre chevreuils pour lesquels la distance de fuite a été relevée au moins cinq fois (Figure 44). Les résultats sont cohérents avec ceux de la figure précédente : lorsque le nombre d'anesthésies antérieures est inférieur à 5, la majorité des chevreuils ont tendance à fuir à une distance supérieure à 20 mètres. Cependant, contrairement à nos attentes, il ne semble pas y avoir de phénomène d'habituation observé, où les chevreuils s'enfuient moins loin par habitude. Ainsi, seul le chevreuil 126 fuit à moins de 20 mètres et ce après 8 anesthésies.

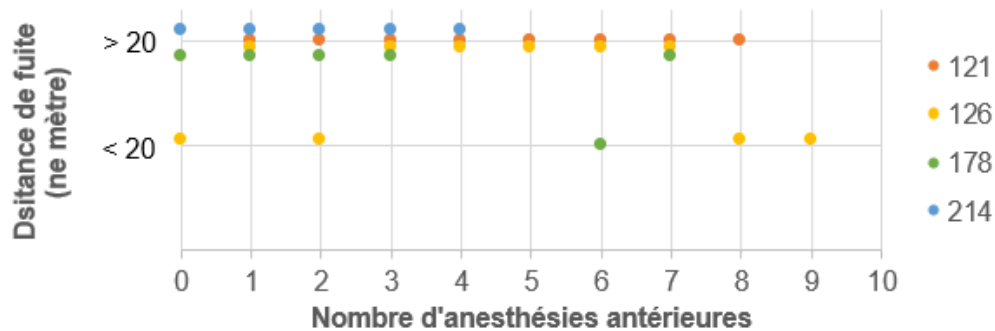


Figure 44 : Evolution de la distance de fuite en fonction du nombre d'anesthésies pour 4 chevreuils

b. Les réactions à l'induction

Le tableau 7 présente les proportions de réaction des chevreuils en fonction du sexe, de l'âge et du nombre d'anesthésies antérieures. Les réactions n'ont été notées que pour un seul chevreuil de moins de deux ans, cette catégorie d'âge n'a donc pas été prise en compte.

La réaction la plus courante chez les chevreuils est toujours de courir, indépendamment de leur sexe. Toutefois, il est à noter que les femelles paraissent avoir moins de réactions que les mâles.

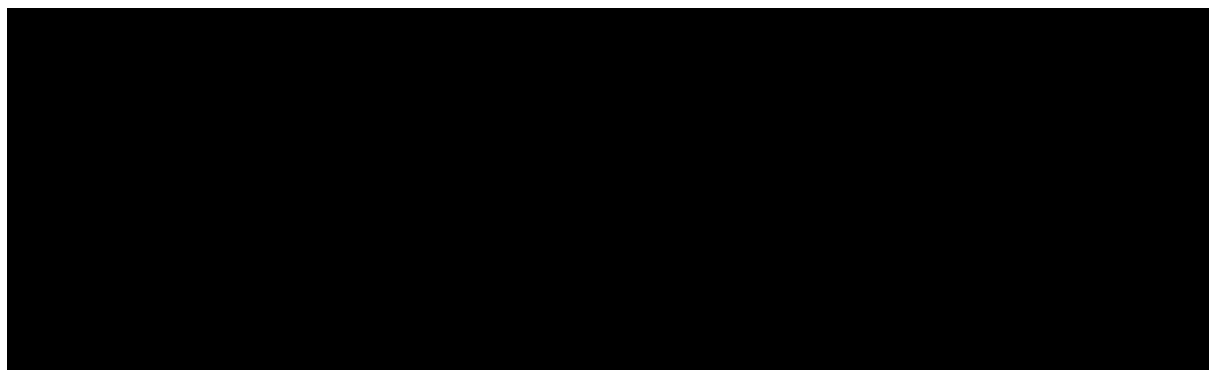
Contrairement aux mâles, les femelles ne manifestent pas de cris, ne se tapent pas dans le grillage, ne se grattent pas et ne se frottent pas. Le test de Fisher met en évidence une différence significative (p -valeur < 0,05) entre les sexes en ce qui concerne le comportement de tourner et de se frotter.

En ce qui concerne l'âge des chevreuils, il semble que les chevreuils « âgés » n'ont pas tendance à émettre de cri. Une analyse à l'aide du test de Fisher indique que les chevreuils adultes ont significativement plus tendance à se frotter, à taper dans le grillage et à tomber que les chevreuils âgés.


En ce qui concerne le nombre d'anesthésies antérieures, seuls les chevreuils ayant eu moins deux anesthésies antérieures semblent émettre des cris, tandis que seuls ceux qui ont eu au moins six anesthésies antérieures se grattent. Un lien significatif est mis en évidence avec le test de Fisher uniquement pour le fait que les chevreuils anesthésiés entre trois et cinq fois antérieurement ont davantage tendance à se taper dans le grillage. Cela pourrait être lié au fait que 100% des individus de cette catégorie ont fui à plus de 20 mètres.

Il est à noter à nouveau qu'un effectif plus important d'anesthésies serait nécessaire pour parvenir à des conclusions significatives concernant les autres réactions qui n'ont pas montré de liens statistiquement significatifs.

Tableau 7 : Proportion des réactions des chevreuils à l'induction en fonction de leur sexe, de l'âge et du nombre de captures antérieures (N = 37)



	Tape le grillage	Tombe	Se gratte	Cri
Effectif total	7	5	2	1
Pourcentage de femelle (total = 12)	0%	9%	0%	0%
Pourcentage de mâle (total = 25)	30%	17%	9%	4%
Adulte [2;7[ans (total = 8)	63%	25%	0%	13%
Ancien ≥ 7 ans (total = 27)	4%	8%	8%	0%
[0;2] anesthésies antérieures (total = 16)	20%	20%	0%	7%
[3;5] anesthésies antérieures (total = 7)	57%	29%	0%	0%
≥ 6 anesthésies antérieures (total = 14)	0%	0%	17%	0%

 : Relation significative

c. La distance de fuite au réveil

La distance de fuite a été mesurée lors de 29 réveils d'anesthésies dont 18 concernent des mâles. Comme mentionné précédemment, une majorité des chevreuils ont parcouru une distance inférieure à 20 mètres après le réveil et cela ne semble pas dépendre du sexe des chevreuils (Figure 45). La p-valeur obtenue avec le test de Fisher est de 1. Il n'y a donc pas de différence statistiquement significative entre les femelles et les mâles en ce qui concerne la distance à laquelle ils s'enfuient au réveil.

Selon les données présentées dans la figure 45, les chevreuils âgés ou ceux ayant été capturés au moins 6 fois semblent s'enfuir plus fréquemment au-delà de 20 mètres, bien que ce ne soit pas une généralité. Les tests de Fisher pour évaluer l'association entre la distance de fuite et l'âge ou le nombre d'anesthésies antérieures donnent respectivement des p-valeurs de 0,11 et 0,51. Par conséquent, nous ne pouvons donc pas conclure à un effet statistiquement significatif de ces deux paramètres sur la distance de fuite au réveil.

Ces absences de lien statistiquement significatif peuvent être dues au fait que le nombre d'individus dans l'échantillon soit trop faible.

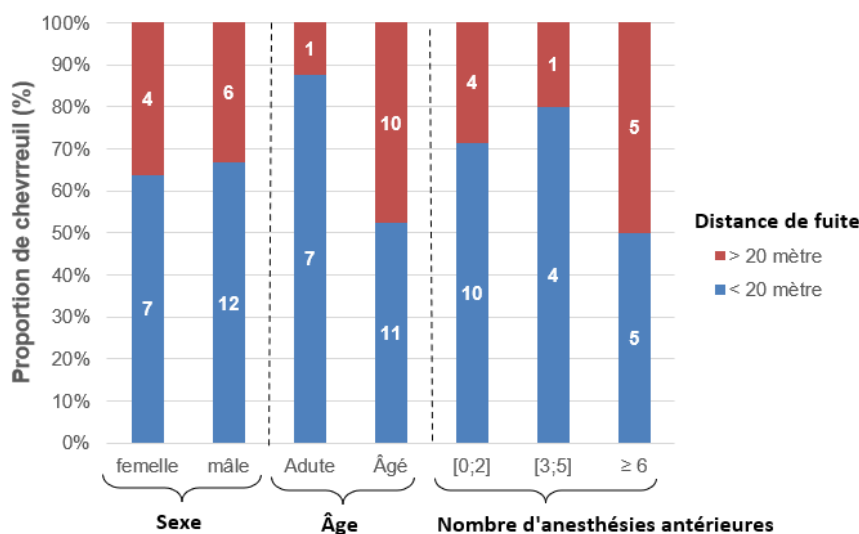


Figure 45 : Proportion de chevreuils (en pourcentage) par rapport à la distance de fuite au réveil (en mètre) en fonction de leur sexe, de leur classe d'âge et du nombre d'anesthésies antérieures (N = 29)

d. Les réactions au réveil

Tout comme pour les réactions lors du tir de téléanesthésie, les proportions des réactions en fonction du sexe, de l'âge et du nombre d'anesthésies antérieures ont été regroupées dans le tableau 8. A nouveau, les réactions n'ont été notées que pour un chevreuil de moins de deux ans, cette catégorie d'âge n'a donc pas été prise en compte.

Les tests de Fisher ne mettent en évidence aucune différence significative entre les sexes et entre les classes d'âges quant à leur effet sur les réactions au réveil.

En ce qui concerne le nombre d'anesthésies antérieures, les chevreuils ayant eu au moins six anesthésies semblent rester plus souvent immobile que les autres, tandis que ceux ayant été anesthésiés au maximum deux fois semblent plus souvent tituber au réveil. Cependant, le test de Fisher a révélé un lien significatif uniquement pour le fait que les chevreuils anesthésiés au maximum deux fois antérieurement ont davantage tendance à couiner.

Il est à noter que le manque de liens statistiquement significatifs peut encore être dû au nombre trop faible d'individus dans l'échantillon pour mettre en évidence des différences statistiques de manière concluante.

Tableau 8 : Réactions des chevreuils en fonction de leur sexe, de l'âge et du nombre de capture antérieure (N = 34)

	Titube	Couine	Immobile	Tombe
Effectif total	12	11	10	4
Pourcentage de femelle (total = 11)	45%	45%	18%	18%
Pourcentage de mâle (total = 23)	30%	26%	35%	9%
Adulte [2;7[ans (total = 8)	38%	50%	13%	13%
Ancien ≥ 7 ans (total = 24)	33%	29%	38%	13%
[0;2] anesthésies antérieures (total = 15)	53%	53%	13%	13%
[3;5] anesthésies antérieures (total = 7)	29%	14%	14%	14%
≥ 6 anesthésies antérieures (total = 12)	17%	8%	50%	8%

3. Etude du temps d'induction en fonction des doses d'anesthésiques, du sexe et de l'âge des chevreuils

a. Effet des doses d'anesthésiques

Les temps d'induction étudiés dans cette partie correspondent aux anesthésies réussies en une seule dose et au cours desquelles les chevreuils ont été pesés, en excluant les quatre doses aberrantes que nous avons identifiées précédemment, ainsi que l'unique anesthésie associée à un temps d'induction de deux minutes qui pourrait biaiser les résultats.

Graphiquement, il semble y avoir un lien entre le temps d'induction et la dose de médétomidine, et dans une moindre mesure la dose de kétamine (Figure 46). Le calcul du coefficient de corrélation met en évidence une corrélation négative modérée entre le temps d'induction et la dose de médétomidine (coefficient de corrélation = -0,37) ainsi qu'une corrélation négative plus faible entre le temps d'induction et la dose de Kétamine (-0,29). Cela signifie qu'il existe une tendance, mais elle n'est pas extrêmement forte. Ces corrélations suggèrent que des doses plus élevées de médétomidine et de kétamine sont associées à des temps d'induction plus courts, mais elles ne confirment pas une relation de causalité.

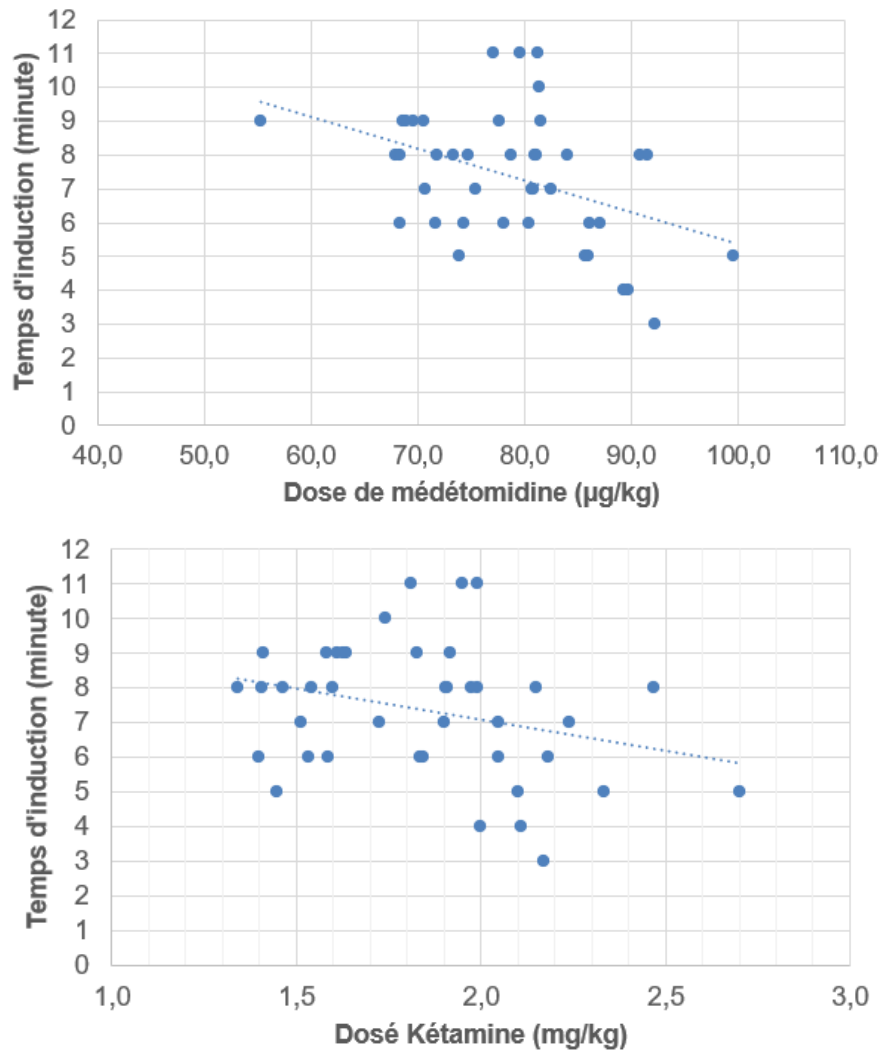


Figure 46 : Temps d'induction (en minute) en fonction des doses de médétomidine (en µg/kg) et de kétamine (en mg/kg) (N = 41)

Afin d'effectuer une analyse plus complète des données, nous avons réalisé des régressions linéaires simples dans le but d'évaluer les effets individuels des doses de médétomidine et de kétamine sur le temps d'induction. Le coefficient de régression pour la dose de médétomidine est significatif (p -value = 0,035), contrairement à celui pour la dose de kétamine (p -value = 0,536). Cela signifie qu'une augmentation de la dose de médétomidine est associée à une diminution statistiquement significative du temps d'induction. Au contraire, la dose de kétamine seule ne suffit pas à prédire de manière significative le temps d'induction dans cet échantillon. Cependant, le modèle global, bien que significatif (p -value = 0,019), est capable d'expliquer seulement une partie de la variabilité du temps d'induction ($R^2 = 0,187$). L'impact de la dose de médétomidine sur le temps d'induction reste donc modéré ; elle ne suffit pas à elle seule pour prédire de manière précise le temps d'induction dans cet échantillon.

Une analyse de régression linéaire en considérant l'interaction entre la dose de médétomidine et de kétamine a été réalisée pour explorer davantage leur relation au temps d'induction. Cette analyse a révélé que l'interaction entre la dose de médétomidine et la dose de kétamine n'était pas significative ($p = 0,137$). Cela signifie que l'effet combiné de ces deux anesthésiques sur le temps d'induction n'est pas un prédicteur significatif du temps d'induction dans cet échantillon. De plus, la dose de médétomidine n'a plus d'effet significatif sur le temps d'induction lorsqu'elle est évaluée en tenant compte de la dose de kétamine et de leur interaction ($p\text{-value} = 0,545$).

D'autres facteurs doivent être pris en compte pour expliquer pleinement les variations du temps d'induction.

Les doses de médétomidine et de kétamine étant corrélées à l'estimation du poids, nous avons examiné son impact sur le temps d'induction en Annexe 5. Nos résultats indiquent qu'il y a un effet significatif uniquement lorsque l'erreur d'estimation du poids dépasse les 10% du poids réel.

b. Effet du sexe du chevreuil

Graphiquement (Figure 47), il semble y avoir un effet du sexe sur la répartition des chevreuils en fonction du temps d'induction. Pour les femelles, le nombre de chevreuils semble relativement stable, variant de un à quatre quel que soit le temps d'induction. En revanche, pour les mâles, nous avons remarqué une tendance notable à une augmentation du nombre de chevreuils lorsque le temps d'induction se situe entre 6 et 8 minutes, avec plus de 5 chevreuils pour ces temps d'induction.

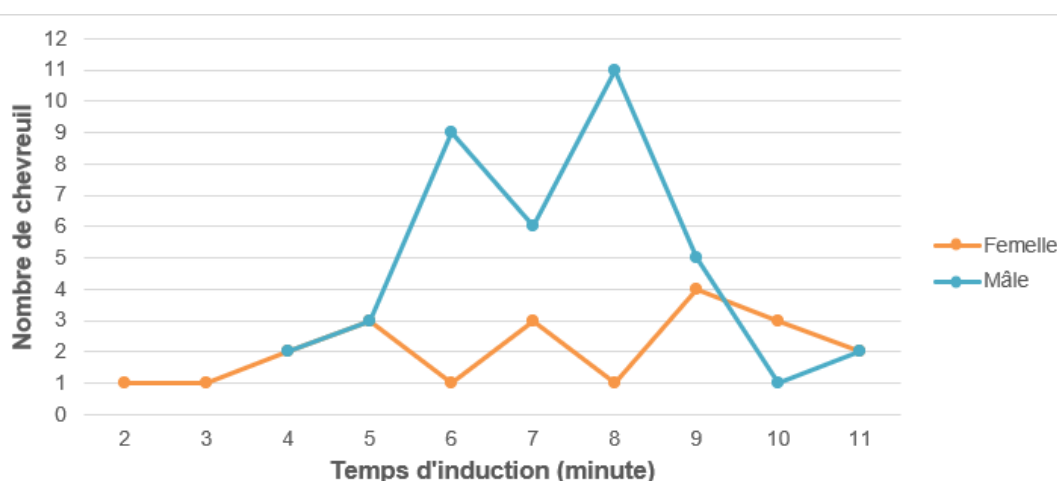


Figure 47 : Distribution des chevreuils en fonction du temps d'induction (en minute) et de leur sexe (N = 60)

Les temps d'induction moyen pour les femelles et les mâles sont respectivement de 7 min 11 s [5 min 59 s ; 8 min 23 s] et 7 min 17 s [6 min 45 s ; 7 min 49 s]. Bien que les moyennes des temps d'induction soient similaires entre les femelles et les mâles, les quartiles des boîtes à moustaches, qui mesure la dispersion des données, sont plus éloignés pour les femelles dans la figure 48. Cette différence suggère une dispersion légèrement plus étendue des données chez les femelles par rapport aux mâles.

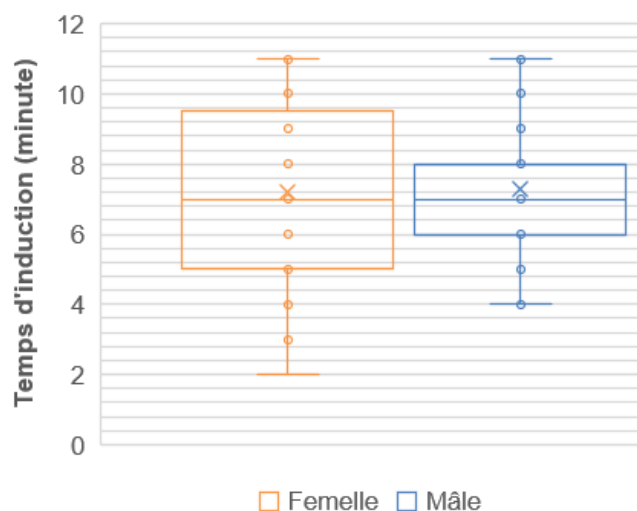


Figure 48 : Graphique en boîte à moustache du temps d'induction (en minute) en fonction du sexe du chevreuil (N = 60)

Le test de Levene nous indique qu'il y a une différence statistiquement significative entre les variances des temps d'induction des deux sexes (p-value = 0,0128). De plus, les p-values du test de normalité de Shapiro-Wilk suggère que les données ne montrent pas de preuves significatives de non-normalité (p-value de 0,147 pour les femelles et de 0,234 pour les mâles), les données semblent donc suivre une distribution normale. Selon ces conditions, nous avons réalisé un test de Welch afin de comparer les moyennes et la p-value de 0,849, supérieure au seuil de signification de 0,05, signifie que nous n'avons pas de preuves statistiques d'une différence significative entre les moyennes des temps d'induction des deux sexes. En d'autres termes, il semble que le sexe des chevreuils ne soit pas un facteur prédominant pour expliquer les variations du temps d'induction dans cette étude.

c. Effet de l'âge du chevreuil

Graphiquement, il ne semble pas y avoir d'effet de l'âge sur le temps d'induction (Figure 49). Le coefficient de corrélation entre ces deux variables est de 0,0296. Cette valeur est proche de zéro, ce qui indique une absence de corrélation linéaire entre ces deux variables.

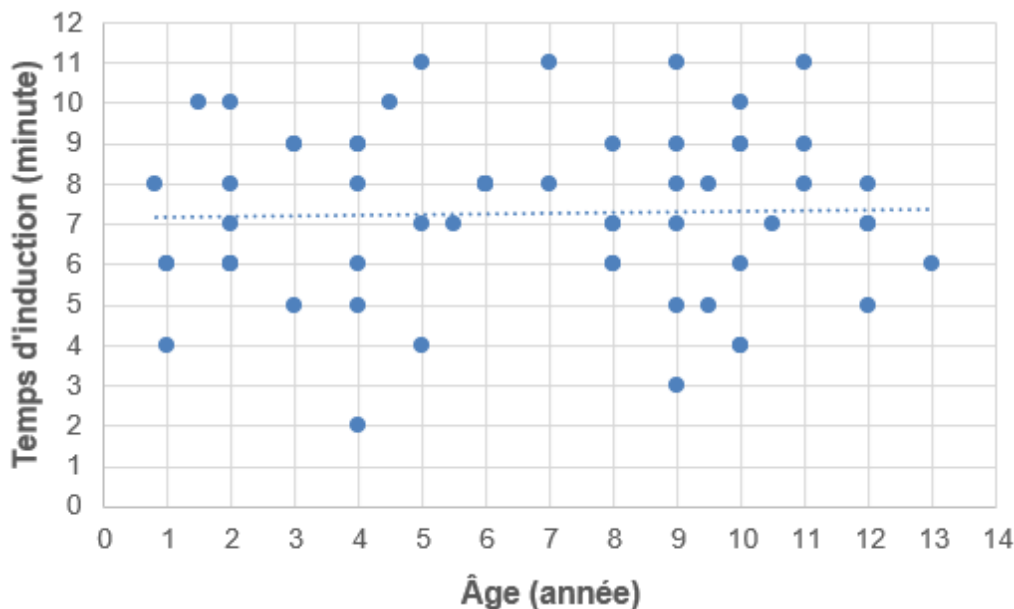


Figure 49 : Temps d'induction (min) en fonction de l'âge (année) des chevreaux (n = 59)

4. Etude du temps de réveil en fonction de la dose d'atipamézole, du sexe et de l'âge du chevreuil, des doses d'anesthésiques et de la durée de l'anesthésie

a. Effet de la dose d'atipamézole

Graphiquement (Figure 50), il semble y avoir un effet de la dose d'atipamézole sur le temps de réveil. Le coefficient de corrélation entre le temps de réveil et la dose d'atipamézole de -0,528 suggère une corrélation négative modérée entre ces deux variables. Ainsi, quand la dose d'atipamézole augmente, le temps de réveil tend à diminuer. Cette tendance est confirmée par la réalisation d'une régression linéaire sur R qui montre qu'il existe une relation statistiquement significative entre la dose d'atipamézole et la durée du réveil (coefficient de régression = -0,044, p-value = 0,0006). Le coefficient de détermination R^2 ajusté est d'environ 0,23, ce qui signifie que le modèle explique environ 23 % de la variation observée dans le temps de réveil.

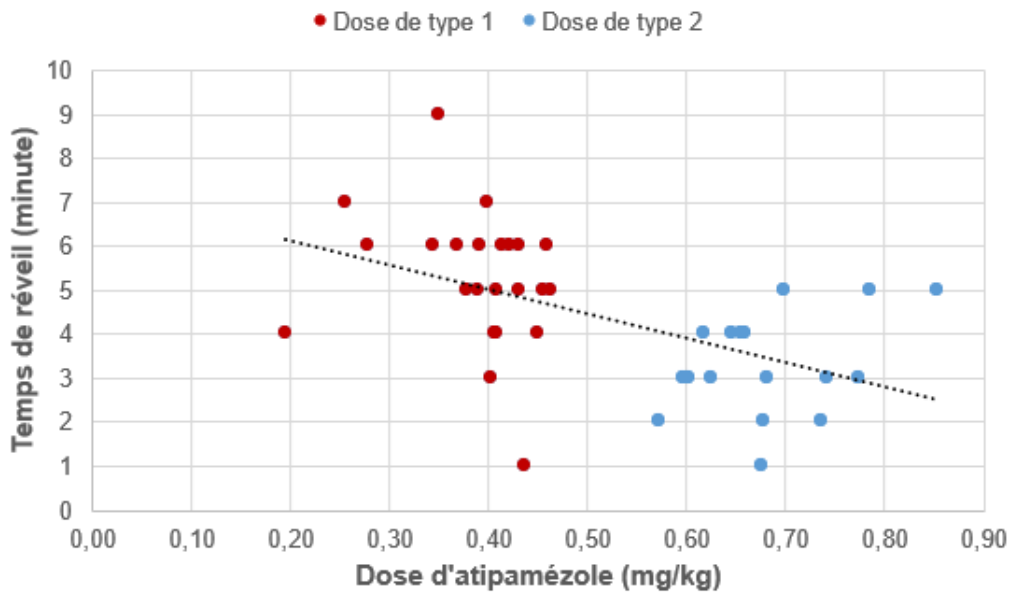


Figure 50 : Temps de réveil (en minute) en fonction de la dose d'atipamézole (en mg/kg) (n = 41)

*Dose de type 1 = dose d'atipamézole identique à celle de médétomidine en mL
Dose de type 2 = dose d'atipamézole fixe de 4 mL*

La relation précédemment établie est étroitement liée au type de dose d'atipamézole administrée. En outre sur la figure 51, nous pouvons observer que pour les doses d'atipamézole de type 2, tous les temps de réveil sont inférieurs ou égaux à 5 minutes. Cette tendance se confirme également à travers l'observation sur cette figure des boîtes à moustaches, où l'absence de chevauchement entre les boîtes suggère l'existence d'une différence significative entre les deux groupes en termes de médiane du temps de réveil.

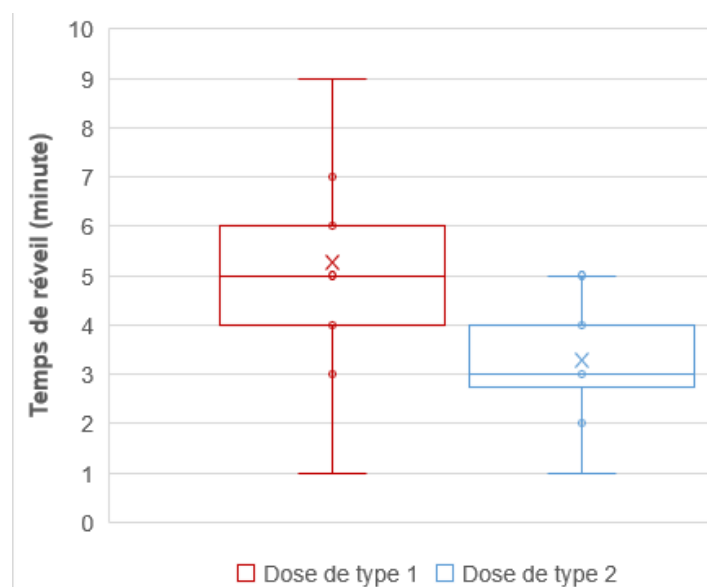


Figure 51 : Graphique en boîte à moustache du temps de réveil (en minute) en fonction du type de dose d'atipamézole (n = 41)

Les temps moyens de réveil pour chaque type de dose d'atipamézole sont de 5 min 16 s [4 min 36 s ; 5 min 56 s] pour le type 1 et de 3 min 17 s [2 min 44 s ; 3 min 50 s] pour le type 2.

L'échantillon ne suivant pas une loi normale, nous avons donc réalisé un test de Welch plutôt qu'un test t de Student. La p-valeur obtenue est de 4.398e-06, ce qui est extrêmement faible. Ainsi, la différence entre les moyennes des temps d'induction pour les deux types de dose d'atipamézole est statistiquement significative.

b. Effet du sexe

Graphiquement (Figure 52), les temps de réveil médian pour les mâles et les femelles semblent identiques, avec une légère différence dans la taille des boîtes, suggérant un effet du sexe minime sur le temps de réveil. Les temps de réveil moyen sont de 4 min 6 s [3 min 4 s ; 5 min 8 s] pour les femelles et 4 min 28 s [3 min 51 s ; 5 min 5 s] pour les mâles. Le test t de Welch révèle que la différence moyenne entre les temps d'induction des femelles et des mâles n'est pas statistiquement significative (p-value = 0,529). Il n'y a donc pas suffisamment de preuves pour affirmer que les temps de réveil diffèrent de manière significative entre les femelles et les mâles.

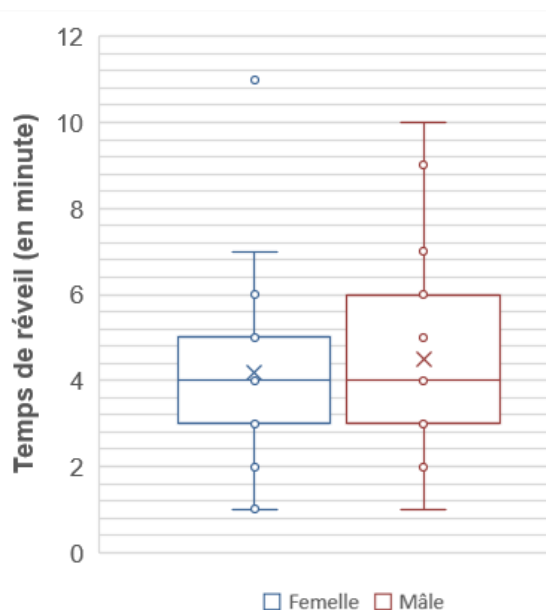


Figure 52 : Graphique en boîte à moustache du temps de réveil (en minute) en fonction du sexe des chevreuils (n = 61)

c. Effet de l'âge

Graphiquement (Figure 53), il semble y avoir peu d'effet de l'âge sur le temps de réveil. Le coefficient de corrélation de Pearson entre ces deux variables est de 0,36, ce qui suggère une corrélation positive modérée entre l'âge des chevreuils et leur temps de réveil. Ainsi, plus les chevreuils sont âgés, plus le temps de réveil a tendance à augmenter. La réalisation d'une régression linéaire, nous indique que la relation est statistiquement significative, la p-valeur associée au coefficient de régression (0,76) étant de 0,0009. Néanmoins, le R^2 ajusté est d'environ 0,157. Cela signifie que le modèle de régression explique environ 15,7 % de la variation du temps de réveil. Bien que la relation soit statistiquement significative, elle explique une proportion relativement faible de la variabilité des données.

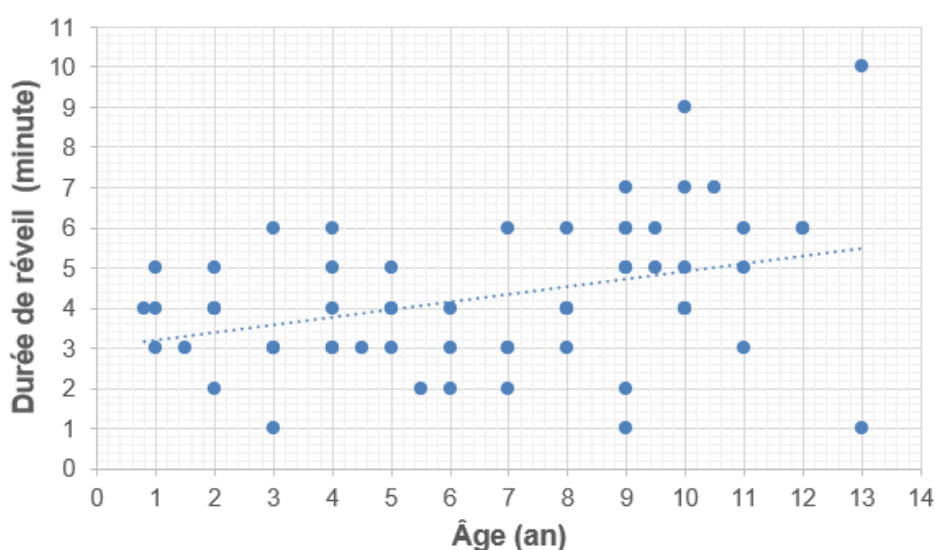


Figure 53 : Temps de réveil (en minute) en fonction de l'âge (en année) des chevreuils (n = 60)

Une analyse de l'effet des catégories d'âge sur le temps de réveil en Annexe 6 montre que les temps de réveil sont significativement plus élevés pour les chevreuils âgés que les chevreuils adultes.

d. Effet des doses de médétomidine et de kétamine

Graphiquement (Figure 54), il semble y avoir peu d'effet des doses d'anesthésiques sur le temps de réveil. Cela est confirmé par le très faible coefficient de corrélation de -0,09 avec les doses de médétomidine et une faible corrélation positive (coefficient de corrélation de 0,23) avec les doses de kétamine. La réalisation de régressions linéaires, avec un p-valeur de 0,56 pour les doses de médétomidine et de 0,15 pour celles de kétamine, montrent qu'il n'y a pas de relation statistiquement significative entre le temps de réveil et les doses des anesthésiques.

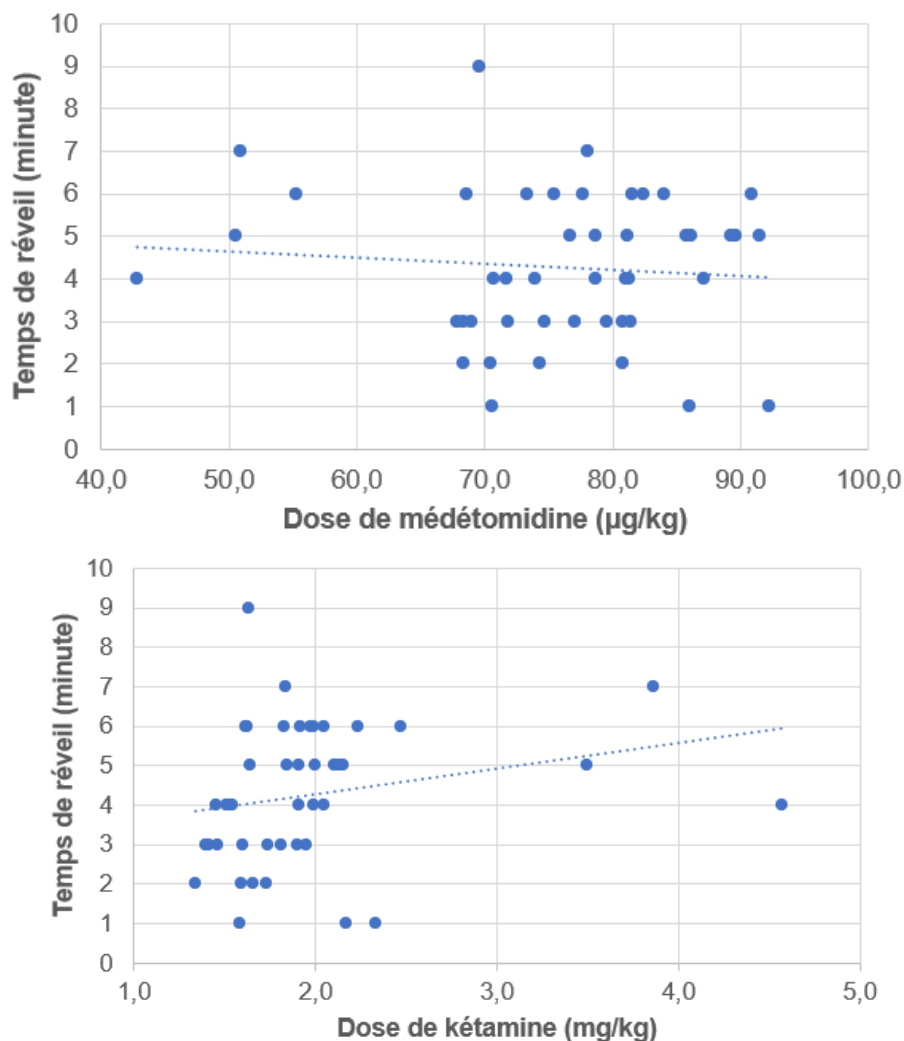


Figure 54 : Temps de réveil (en minute) en fonction des doses de médétomidine (en µg/kg) et de kétamine (en mg/kg) (n = 45)

e. Effet de la durée de l'anesthésie

La durée de l'anesthésie semble avoir un léger effet sur le temps de réveil (Figure 55), mais contrairement à nos attentes, plus le temps d'anesthésie est long plus le temps de réveil semble augmenter. En effet, pour toutes les anesthésies de moins de 30 minutes, les temps de réveil sont inférieurs ou égaux à 5 minutes. Le coefficient de corrélation est de 0,27, ce qui suggère une faible corrélation positive entre le temps de réveil et la durée de l'anesthésie.

L'analyse de régression linéaire a révélé que la relation entre ces deux variables n'est pas très forte, le coefficient de régression étant de 0,078, mais tout de même statistiquement significatif (p-valeur = 0,033). Cependant, le modèle de régression linéaire a une faible capacité à expliquer la variabilité des temps de réveil, avec un R^2 ajusté de 0,059, ce qui signifie que seulement environ 5,9 % de la variabilité des temps de réveil est expliquée par le modèle.

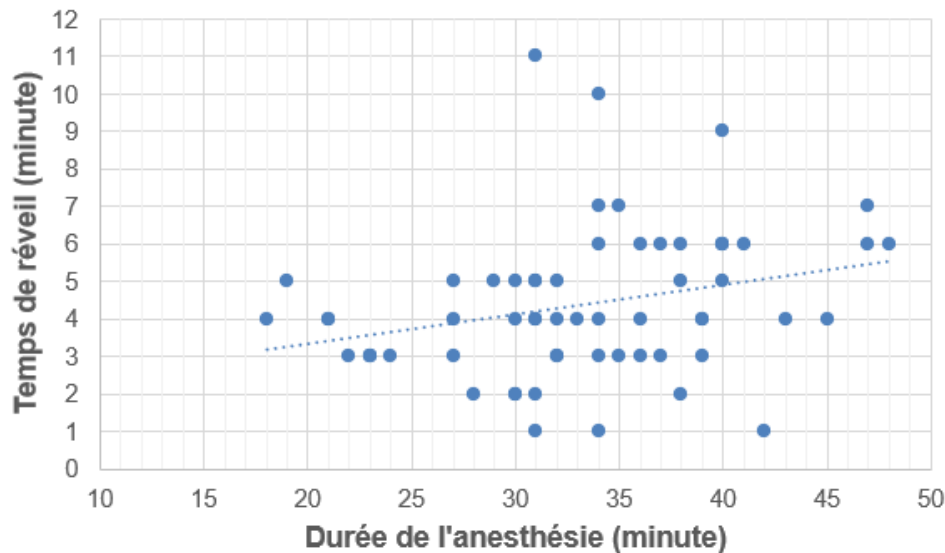


Figure 55 : Temps de réveil (en minutes) en fonction de la durée de l'anesthésie (minute) (n = 61)

III. Discussion

Le temps d'induction est probablement le facteur le plus important lors de l'immobilisation chimique par téléséanesthésie des cervidés sauvages (Kreeger, Arnemo 2018). Il doit être court afin de minimiser le stress, les risques traumatiques et les effets secondaires tels que l'hyperthermie et les problèmes respiratoires (Bouts et al. 2011). De plus, en liberté, une induction rapide est nécessaire pour s'assurer que les animaux soient localisés rapidement, limitant ainsi leur distance de fuite suite au tir, afin de procéder au suivi clinique des animaux dans les délais les plus courts possibles (Schwertner, Mitchell, Rosberg 2002; Caulkett, Arnemo 2014b; Kreeger, Arnemo 2018).

Dans notre étude, le temps d'induction a été défini comme la période entre l'heure d'injection de la médétomidine et de la kétamine par téléséanesthésie et l'heure où le chevreuil a posé sa tête au sol après s'être mis en décubitus latéral. En moyenne, le temps d'induction est de 7 min 15 s [6 min 43 s ; 7 min 47 s] et a duré jusqu'à 11 minutes pour 3 chevreuils. Selon Caulkett et conformément à nos résultats, les premiers effets sont observés dans les deux à cinq minutes suivant l'injection intramusculaire, et les effets complets sont généralement atteints en cinq à dix minutes (Caulkett, Arnemo 2014a). D'autre part, d'après Jalanka, dans son rapport sur l'utilisation de l'association médétomidine-kétamine chez les mammifères non domestiques, le temps d'induction varie généralement de 3 min 30 s à 12 min (Jalanka, Roeken 1990) avec une moyenne de 6 min et 12 s, ce qui est inférieur à nos résultats.

Une fois le chevreuil induit, il a été approché seulement après un délai de 10 minutes afin de réduire les stimuli qui pourraient provoquer un réveil avant que l'anesthésie soit suffisamment profonde. Les animaux ont donc été approchés après un temps total moyen d'environ 17 min. Ce résultat est semblable à celui décrits lors d'anesthésie d'élan (*Alces alces*) sauvages avec les mêmes agents anesthésiques (Arnemo 1995). Ainsi, le temps moyen entre l'injection par fléchette et l'approche des animaux était de 18 min 18 s. Selon Chaï et Petit, l'animal doit se coucher définitivement en 15 à 20 minutes après l'injection. Si ce n'est pas le cas, un second fléchage peut être tenté, ce qui a été le cas pour cinq des anesthésies de l'étude mais après 30 à 40 min.

Lors de l'étude menée par Bouts, le temps moyen d'induction des hydropotes (*Hydropotes inermis*) avec cette association d'anesthésiques était plus rapide que dans notre étude, soit 5 min 42 s (Bouts et al. 2011). Cette différence peut potentiellement s'expliquer par la sensibilité variable des espèces aux agents anesthésiques. Par exemple, l'Elan est plus sensible que les autres cervidés, tandis que l'Antilope américaine présente une résistance accrue à ces familles de médicaments (Master, Flach 2015). En réalité, le temps d'induction est multifactoriel, c'est pourquoi nous avons étudié l'influence de certains paramètres sur celui-ci.

Dans un premier temps, les doses administrées d'anesthésiques peuvent avoir un effet sur le temps d'induction. Or, très peu de références concernant les doses spécifiques de médétomidine et de kétamine pour l'anesthésie du Chevreuil européen ont été documentées dans la littérature scientifique. Pour les cervidés de manière générale, le « Zoo and wild animal medicine » recommandent des doses de médétomidine variant de 50 à 100 µg/kg et de kétamine de 0,8 à 3,2 mg/kg (Master, Flach 2015). Dans notre étude, les doses moyennes administrées étaient de 79,0 µg/kg [76,3 ; 81,7] de médétomidine et de 1,85 mg/kg [1,76 ; 1,94] pour la kétamine. Ces valeurs se situent donc dans l'intervalle conseillé par Master et Flach pour l'ensemble des cervidés. Nos valeurs restent cependant plus élevées que celles indiquées par Kreeger pour les chevreuils spécifiquement de 50 µg/kg de médétomidine et de 1,5 mg/kg de kétamine (Kreeger, Arnemo 2018).

L'utilisation de des doses de notre étude a permis d'obtenir une induction rapide et une anesthésie complète, maintenue jusqu'à l'administration de l'antagoniste, et ce, sans aucune complication.

En prenant en compte les interactions entre molécules, les doses de médétomidine et de kétamine n'ont pas d'effet significatif sur le temps d'induction. Cette observation est contraire aux résultats de l'étude sur des rennes sauvages du Svalbard (*Rangifer tarandus platyrhynchus*), où l'augmentation de la dose de kétamine de 1,08 à 2,26 mg/kg a permis de réduire le temps d'induction de 14 min 18 s à 6 min 30 s, bien que la dose de médétomidine ait été doublée dans le groupe à plus faible dose (Arnemo, Aanes 2009). Or, dans notre étude, les doses de médétomidine varient de 42,8 à 123,3 µg/kg et celles de kétamine de 1,3 à 4,6 mg/kg. L'absence d'effet sur le temps d'induction peut être attribuée à une différence interspécifique de sensibilité aux variations de doses. En d'autres termes, quelles que soient les doses administrées dans ces plages, elles semblent appropriées pour l'anesthésie du chevreuil, avec un temps d'induction maintenu entre cinq et dix minutes. Il est également envisageable que ces résultats soient dus à un échantillon de données insuffisant pour tirer des conclusions significatives.

De manière générale, les variations de doses d'anesthésiques administrées, directement liées à l'estimation du poids, peuvent être expliquées par divers facteurs tels que le sexe du chevreuil, son âge, son état d'engraissement, s'il vit en captivité ou en liberté. Il est courant d'observer que les mâles nécessitent des doses plus élevées que les femelles, surtout pendant la période de rut (Kreeger, Arnemo 2018). De même, il est souvent rapporté que les animaux plus âgés nécessitent des quantités moindres d'anesthésique (Sikes, Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogists 2016; Kreeger, Arnemo 2018).

Il convient de noter que la majorité des animaux anesthésiés inclus dans notre étude étaient considérés comme « âgés », c'est-à-dire ayant plus de 7 ans. Or, la moyenne de survie des chevreuils en liberté se trouve généralement autour de 7 à 8 ans. De plus, les anesthésies ont été réalisées sur des chevreuils captifs. Pour les animaux sauvages d'une même espèce, il est souvent nécessaire d'augmenter les doses d'anesthésique de 20 à 25% pour atteindre une anesthésie complète. Cette augmentation est principalement due au stress et à l'excitation accrus chez les animaux en liberté (DeGiudice et al. 1986; Ryeng, Arnemo, Larsen 2001; Kreeger, Arnemo 2018; Avni-Magen et al. 2019). Il est donc essentiel de prendre en considération ces paramètres pour adapter de manière adéquate les doses d'anesthésiques lorsqu'il s'agit d'anesthésier des chevreuils en liberté.

Cependant, dans notre étude comme dans celle de Suzuki sur les cerfs sika (*Cervus nippon*), les variations de doses de médétomidine et kétamine étaient uniquement attribuables aux variations d'estimations du poids des chevreuils, outre les changements de protocole ou les erreurs de manipulation (Suzuki et al. 2001). Par conséquent, il n'a pas été possible d'analyser les effets du sexe et de l'âge des chevreuils sur les variations de doses.

La plupart du temps, les poids étaient sous-estimés, avec près de 30% des cas présentant une sous-estimation dépassant le seuil de 10% du poids réel. Par conséquent, il y avait une propension à administrer des doses inférieures à la dose cible. Cela a été également observé lors d'une étude sur l'anesthésie des daims de Perse (*Dama mesopotamica*), entraînant une administration d'anesthésiques à des doses inférieures d'environ 25% aux doses cibles (Avni-Magen et al. 2019). Il convient cependant de noter que la moitié des chevreuils dont le poids a été sous-estimé n'avaient jamais été pesés au préalable, ce qui pouvait contribuer à ces sous-estimations.

Cependant, le sous-dosage n'est pas recommandé car il comporte des risques, notamment l'augmentation du temps d'induction et les risques qui y sont associés, voire l'échec de l'anesthésie (Chaï, Petit 2013). Ainsi, lorsque le poids était sous-estimé à plus de 10%, nous avons observé une augmentation significative du temps d'induction. Ces résultats suggèrent qu'il pourrait y avoir un seuil critique au-delà duquel les écarts entre l'estimation du poids et le poids réel ont un impact significatif sur le temps d'induction. Par conséquent, il est conseillé de maintenir les variations d'estimation du poids dans une fourchette aussi étroite que possible, idéalement comprise entre -10 % et 10 %.

L'état d'engraissement peut influencer le temps d'induction. En effet, la présence de graisse peut interférer avec l'absorption des médicaments, retardant ainsi leur diffusion et donc l'induction (Chaï, Petit 2013; Kreeger, Arnemo 2018). Cela est particulièrement marqué en captivité, où les animaux ont tendance à être suralimentés et à manquer d'exercices. C'est le cas des chevreuils de notre étude, qui pèsent en moyenne 26,1 kg [25,3 ; 26,9], ce qui est supérieure au poids à l'état sauvage compris entre 20 et 25 kg, sauf pour les chevreuils vivant en plaine qui peuvent atteindre les 30 kg. Leur espace de vie en captivité est plus restreint, environ 0,5 hectare, par rapport à leur territoire en liberté qui peut varier entre 5 à 40 hectares (Sempéré, Sokolov, Danilkin 1996; Carruette, Étienne, Mailler 2016; Office français de la biodiversité 2022).

De plus, comme c'est le cas dans la nature, les chevreuils de Gardouch ont un dimorphisme sexuel. Les femelles ont en moyenne un poids inférieur de 2,2 kg à celui des mâles (Sempéré, Sokolov, Danilkin 1996; Carruette, Étienne, Mailler 2016; Office français de la biodiversité 2022). Cependant, ni le sexe ni l'âge des chevreuils n'ont montré d'effet significatif sur la durée d'induction dans notre étude.

Les chevreuils de l'étude ont été anesthésiés à l'aide d'une aiguille de 30 mm de longueur. Une étude antérieure menée sur les daims (*Dama dama*) a montré que l'utilisation d'une aiguille plus longue, soit de 40 mm, a permis de raccourcir le temps d'induction (Bergvall et al. 2015; Sontakke et al. 2017). Néanmoins, le choix de la longueur de l'aiguille présente un compromis. Elle doit être suffisamment longue pour garantir une injection intramusculaire, en particulier pour les animaux dont l'état corporel est supérieur à la moyenne ou gras, mais il est également important de minimiser les blessures lors de l'impact. Les chevreuils étant de plus petite taille que les daims, les blessures engendrées par une aiguille de 40 millimètres pourraient être trop importantes.

D'après des études antérieures, l'emplacement de la fléchette est l'un des facteurs le plus déterminant du temps d'induction. En effet, l'absorption est plus rapide si l'injection est réalisée dans les grandes masses musculaires (Arnemo et al. 2006), Malheureusement, dans notre étude, nous ne disposons pas d'informations sur la localisation exacte de l'impact de la fléchette, ne permettant donc pas d'étudier son effet sur le temps d'induction. La température extérieure peut aussi avoir une influence sur le temps d'induction, notamment les basses températures qui peuvent provoquer une vasoconstriction, ce qui ralentit l'absorption des agents anesthésiques. A nouveau, les températures extérieures n'ont pas été relevées lors des anesthésies.

Les doses de médétomidine et de kétamine que nous avons utilisées ont permis d'obtenir des anesthésies allant de 18 à 48 minutes avant d'être antagonisées, ce qui est semblable aux données rapportées par d'autres études portant sur cette association (Jalanka, Roeken 1990; Tyler et al. 1990).

Pour l'antagonisation des effets de la médétomidine, nous avons utilisé de l'atipamézole. Deux types de dosages distincts ont été observés :

- Pour le premier, les dosages en mL étaient identiques entre la médétomidine et l'atipamézole, ce qui a conduit à une dose moyenne de 0,39 mg/kg [0,36 ; 0,42] d'atipamézole. En d'autres termes, cela correspondait à 4,9 mg d'atipamézole pour 1 mg de médétomidine, ce qui est conforme aux recommandations de Master et Flach qui préconisent un rapport de 5 mg d'atipamézole pour 1 mg de médétomidine (Master, Flach 2015), ainsi qu'à celles de Morris et Caulkett, qui suggèrent un ratio de 3 à 5 (Morris 2001; Caulkett, Haigh 2004).
- Pour le deuxième, les doses d'atipamézole étaient calculées en multipliant les doses de médétomidine en mL par 1,5 à 2. Les doses moyennes pour ce groupe se sont plus élevées à 0,68 mg/kg [0,64 ; 0,72], ce qui correspond approximativement à 8,4 mg d'atipamézole pour 1 mg de médétomidine. Ces doses sont donc nettement supérieures aux recommandations standard.

Un réveil est considéré comme réussi s'il est à la fois rapide et complet. L'objectif est de permettre à l'animal de récupérer pleinement sa conscience le plus rapidement possible, afin de minimiser les risques de blessures ou de décès associés à cette étape. L'animal, en particulier en liberté, doit pouvoir réagir efficacement aux obstacles et aux prédateurs lorsqu'il s'enfuit. Nos résultats mettent en évidence l'impact significatif de la dose d'atipamézole sur le temps de réveil des chevreuils. En moyenne, les animaux réveillés avec le premier dosage ont mis 5 min 16 s [4 min 36 s ; 5 min 46 s] contre 3 min 17 s [2 min 44 s ; 3 min 50 s] pour les animaux réveillés avec le deuxième type de dose. Ces résultats suggèrent qu'un ajustement de la dose d'atipamézole peut être envisagé pour optimiser le temps de récupération post-anesthésique. Ces conclusions rejoignent celles de l'étude de Murray sur le Cerf de Virginie (*Odocoileus virginianus*), qui a également montré que des temps de réveil prolongés étaient significativement associés à des doses réduites de yohimbine (Murray et al. 2000).

Une fois en position debout, les chevreuils ont rapidement pris la fuite. Selon Avni-Magen, un rétablissement en 12 à 15 minutes est acceptable si les animaux se trouvent dans un endroit sûr (Avni-Magen et al. 2019). Cela était largement le cas dans notre étude. La réversion à l'atipamézole a permis un réveil rapide, calme, stable et sans complication, répondant ainsi pleinement à nos objectifs, et ce, quelle que soit la dose d'atipamézole administrée.

En outre, d'autres facteurs peuvent également influencer le temps de réveil. Le sexe des chevreuils a été pris en compte, mais il n'a pas eu d'effet significatif sur le temps de réveil dans notre étude. De même pour les doses d'anesthésiques. En revanche, l'âge des chevreuils a montré une corrélation avec le temps de réveil. Les chevreuils plus âgés ont présenté un temps de réveil significativement plus long que les chevreuils adultes, avec une différence moyenne d'environ 1 min 23 s. Il semble donc que les chevreuils plus âgés aient une capacité de récupération légèrement réduite. Cependant, il convient de noter que la proportion de chevreuils âgés de plus de 7 ans dans la nature est bien inférieure à celle de notre étude, nous pouvons donc supposer que cet effet est limité pour l'anesthésie des chevreuils en liberté.

L'antagonisation par l'atipamézole de l'anesthésie induite par l'association médétomidine-kétamine pourrait potentiellement révéler des effets résiduels de la kétamine si l'antagoniste est administré trop tôt (Arnemo et al. 2005). Cependant, aucun effet secondaire de ce type n'a été observé dans notre étude durant les quelques minutes qui ont suivi le réveil. Les chevreuils n'étant pas surveillés les heures suivantes, nous ne disposons pas de données à plus long terme. Au contraire, nous avons observé que plus la durée de l'anesthésie était courte, plus les chevreuils avaient tendance à se réveiller rapidement. Bien que cet effet soit statistiquement significatif, la corrélation reste faible et n'explique en réalité qu'une très petite part de la variation du temps de réveil. Cette constatation est en accord avec une étude similaire réalisée par Sontakke, où la durée de l'anesthésie n'a pas eu d'effet significatif sur le temps de réveil après l'administration de la yohimbine suivant une anesthésie avec l'association xylazine-kétamine chez les cerfs axis (*Axis axis*) (Sontakke et al. 2007).

Nous avons également étudié les réactions des chevreuils à l'induction et au réveil. Dans plusieurs études, notamment chez le Chevreuil, la distance de fuite a été corrélée à l'intensité de la réponse face à un événement stressant (Bonnot et al. 2015; Monestier et al. 2016). Cette distance de fuite peut donc être considérée comme un indicateur du niveau de stress aigu chez le Chevreuil.

Contrairement aux individus captifs élevés à la main, les chevreuils vivant en liberté sont exposés à des sources de stress telles que la chasse, ce qui peut avoir une influence sur leurs réactions. Néanmoins, des études menées par Monestier et Debeffe sur la réponse au stress des herbivores ont montré que les scores comportementaux observés en captivité pour les chevreuils étaient similaires à ceux rapportés chez des chevreuils sauvages (Debeffe et al. 2015; Monestier et al. 2016).

Ces résultats suggèrent que les mesures de réponse au stress effectuées en captivité peuvent être représentatives des réponses observées dans la nature.

Dans notre étude, il convient de noter que près de trois quarts des chevreuils se sont enfuis sur une distance de plus de 20 mètres lors de l'induction. Le seuil des 20 mètres semble être relativement court malgré la taille des enclos, ainsi il y a de fortes probabilités qu'un chevreuil en liberté s'enfuit également à plus de 20 mètres lors de l'induction. Par exemple, une étude menée par Arnemo sur les élans (*Alces alces*) a révélé que la distance moyenne parcourue par les élans après l'administration de la fléchette et la mise en décubitus était d'environ 320 ± 200 mètres (Arnemo 1995).

Lors de l'induction de l'anesthésie, la réaction la plus couramment observée chez les chevreuils a été la course, observée dans 78 % des cas, suivie par le fait qu'ils tournent sur eux-mêmes et émettent des aboiements. Lors du réveil, moins de réactions ont été observées. Les chevreuils ont le plus fréquemment titubé, mais cela n'a été observé que dans 35 % des cas.

Nous avons étudié l'effet du sexe, de l'âge et du nombre d'anesthésies antérieures sur les réactions des chevreuils. Pour de nombreuses espèces, il a été démontré que les mâles et les femelles réagissent différemment au stress. Les femelles ont généralement une réponse comportementale au stress plus prononcée, caractérisée par un taux plus élevé de cortisol basal (Reeder, Kramer 2005). Cependant, dans notre étude, il n'a pas été possible de conclure de manière significative à un lien entre le sexe des chevreuils et leur distance de fuite lors de l'induction et du réveil. De même, les femelles semblaient avoir moins de réactions que les mâles lors de l'induction. Contrairement aux mâles, les femelles n'ont pas émis de cris, ne se sont pas tapées dans le grillage, grattées ou frottées. En revanche, les mâles ont tendance à tourner sur eux-mêmes et à se frotter significativement plus fréquemment que les femelles. Cette disparité entre les sexes s'explique principalement par le fait que les anesthésies des mâles ont été majoritairement effectuées pour la coupe des bois pendant la période de territorialité. Les réactions observées sont donc probablement liées à un comportement agressif pendant le rut des mâles imprégnés. Aucune différence significative entre les sexes n'a été observée pour les réactions au réveil.

L'âge peut influencer la réponse au stress par le dérèglement du rétrocontrôle négatif de la sécrétion de corticoïdes chez les animaux âgés, entraînant un retour plus lent à une valeur de glucocorticoïde basale (Reeder, Kramer 2005). De plus, la réaction de fuite face au stress est liée aux capacités physiques de l'animal, les individus plus jeunes ont donc des réponses comportementales limitées, ce qui serait également

associé à des taux basaux plus élevés de corticoïdes sanguins (Santos et al. 2018). Ainsi, dans notre étude, la distance de fuite semble augmenter avec l'âge des chevreuils, mais cette relation n'est pas statistiquement significative. En revanche, nous avons constaté que les chevreuils adultes ont significativement plus tendance à se frotter, à taper dans le grillage et à tomber que les chevreuils âgés. Il n'y a pas eu d'effet significatif de l'âge sur les réactions lors du réveil.

Un phénomène d'habituation au stress lié à l'approche d'humains a été observé chez les jeunes cerfs élaphe (*Cervus elaphus*) en captivité (Espmark, Langvatn 1985). L'habituation est définie par Grissom comme « *une forme d'apprentissage simple et non associative dans laquelle l'ampleur de la réponse à un stimulus spécifique diminue avec l'exposition répétée à ce stimulus* » (Grissom, Bhatnagar 2009). Notre analyse a révélé une relation quasi significative entre la diminution de la distance de fuite et l'augmentation du nombre d'anesthésies antérieures. De plus, les chevreuils anesthésiés entre 3 et 5 fois antérieurement ont plus tendance à se taper dans le grillage que les chevreuils anesthésiés au moins 6 fois, mais cela pourrait être lié au fait que 100% des individus de cette catégorie ont fui à plus de 20 mètres. Au contraire, dans une étude sur les rennes de Svalbard (*Rangifer tarandus platyrhynchus*) en liberté, les captures répétées au cours d'une saison étaient associées à une réponse au stress aiguë accrue, avec notamment une augmentation de la distance de fuite à l'approche d'humain (Trondrud et al. 2022). Le phénomène d'habituation pourrait alors être lié aux conditions de vie des animaux. Pour ce qui est du réveil, les chevreuils qui avaient été anesthésiés moins de trois fois auparavant ont significativement plus tendance à couiner que les autres. Cependant, le nombre d'anesthésies antérieures n'a pas d'effet sur la distance de fuite au réveil.

La petite taille de notre échantillon peut expliquer le manque de résultat significatif. Il convient également de faire attention à l'interprétation de ces comportements, car il est nécessaire de les associer aux résultats des marqueurs physiologiques, ce qui n'a pas été le cas dans notre étude (Moberg, Mench 2000). L'absence de comportements observables ne signifie pas l'absence d'autres réactions physiologique au stress tel que l'augmentation de la température, des fréquences cardiaque et respiratoire ou d'autres modifications biochimiques, hématologiques et endocriniennes.

Malheureusement, aucun monitoring n'a été réalisé lors des anesthésies, ce qui est l'une des limites majeures de notre étude. Il est généralement recommandé de surveiller toutes les cinq à dix minutes au minimum la température, les fréquences cardiaque et respiratoire ainsi que la saturation en oxygène pour évaluer la fonction cardio-pulmonaire et la profondeur de l'anesthésie. L'évaluation de l'état acido-basique et des gaz sanguins peut également être importante pour la gestion des risques associés à l'anesthésie, car ils sont étroitement liés à la mortalité due à la myopathie de capture (Suzuki et al. 2001).

Bien que l'ensemble des anesthésies se soit déroulé sans complications, il n'est pas possible de connaître l'effet des doses et du stress sur les paramètres cliniques et sanguins des chevreuils. Ces informations auraient été d'autant plus intéressantes qu'une récente étude de Karpiński a fourni des valeurs de référence pour les variables hématologiques et biochimiques des chevreuils capturés physiquement. Il aurait été pertinent d'explorer les variations de ces paramètres lors de l'immobilisation par téléanesthésie chez les chevreuils, afin de mieux comprendre comment ces différentes méthodes de capture les affectent, en particulier les marqueurs de stress. Cependant, il faut rappeler que notre étude est rétrospective et que les données n'ont pas été initialement collectées avec un objectif de recherche (Karpiński et al. 2023).

Parmi les 70 tentatives d'anesthésie réalisées dans cette étude, un seul chevreuil est décédé et ce, deux jours après son anesthésie. Cependant, lors de l'autopsie, aucune indication n'a été trouvée pour relier directement son décès à la procédure. Cette observation nous permet de respecter l'objectif de maintenir un taux de mortalité inférieur à 2% comme suggéré par Kreeger et Arnemo (Kreeger, Arnemo 2018). En conséquence, compte tenu des résultats obtenus dans notre étude, nous pouvons conclure que ce protocole d'anesthésie s'avère sûr et efficace pour la manipulation des chevreuils cliniquement sains (rappelons que la très grande majorité des anesthésies ont été faites sur des animaux qui ne présentaient pas d'anomalie clinique majeur à l'examen à distance).

Les doses de médétomidine et de kétamine utilisées pour l'immobilisation du Chevreuil européen captif répondent donc à plusieurs critères essentiels. Elles permettent une manipulation de l'animal en toute sécurité pour l'opérateur et son équipe et elles ne mettent pas en danger la vie ou la santé de l'animal. De plus, elles assurent une durée d'immobilisation suffisante pour réaliser toutes les manipulations prévues, tout en minimisant le temps de fuite post-induction, ce qui facilite la récupération de l'animal après l'induction (Chardonnet 2002).

Enfin, il convient de souligner que dans l'ensemble de notre étude, l'absence de relations statistiquement significatives ne signifie pas nécessairement l'absence de relations biologiques ou cliniquement pertinentes. Il est tout à fait possible que d'autres facteurs non pris en compte ou des interactions complexes puissent exercer une influence sur les temps d'induction, de récupération, ainsi que sur les réactions observées. Pour une compréhension plus approfondie de ces relations potentielles, une analyse multivariée des données disponibles et des analyses futures avec des échantillons plus importants seraient particulièrement intéressantes.

CONCLUSION

Dans un premier temps, nous avons abordé les différents aspects de l'anesthésie des espèces de la famille des cervidés. L'anesthésie est une méthode qui induit une perte totale ou partielle de conscience, associées à une analgésie et une relaxation musculaire variables. Son utilisation revêt de nombreux intérêts, notamment dans la recherche. Elle permet de remplacer les méthodes de contention physique en étant moins stressantes et plus sécuritaire, à la fois pour les animaux et les manipulateurs. Réduire le stress lors des captures est crucial, car il influe directement sur le bien-être des animaux, une préoccupation éthique croissante de nos jours.

Toutefois, cette méthode comporte des risques, certains pouvant même entraîner la mort de l'animal. Dans la plupart des cas, un examen préanesthésique n'est pas possible, ce qui rend difficile la détection d'affections préexistantes ou le calcul précis du poids de l'animal pouvant induire un sous- ou sur-dosage. Les risques comprennent des effets directs liés aux anesthésiques, tels que des problèmes cardio-respiratoires, la dépression respiratoire étant l'effet le plus couramment observé, des troubles de la thermorégulation ou des affections digestives auxquels les cervidés sont particulièrement sensibles. Il existe également des risques indirects, notamment les risques traumatiques lors de la fuite de l'animal, ainsi qu'un risque de myopathie de capture, potentiellement mortelle, qui touche souvent les cervidés.

Face à ces risques, une planification minutieuse des opérations est essentielle. L'environnement doit être sécurisé, l'équipe doit être formée, et le matériel nécessaire pour l'injection et le monitoring doit être préparé. Le choix des anesthésiques et de leurs doses revêt une importance cruciale pour garantir une induction rapide, calme et efficace, en minimisant les complications. Il est essentiel que les anesthésiques utilisés soient antagonisables, ce qui permet de réveiller l'animal en cas de problème ou d'accélérer son réveil à la fin de la procédure.

Dans un second temps, nous avons entrepris une étude rétrospective de 65 anesthésies comprenant 21 chevreuils européens captifs, âgés de 0,8 à 13 ans, et utilisant la combinaison médicamenteuse médétomidine-kétamine. Cette recherche vise à contribuer au raffinement des procédures d'anesthésie dans le cadre de la règle des 3R, afin de connaître les effets spécifiques sur le chevreuil, et ainsi minimiser les risques associés à cette pratique. Bien que le chevreuil européen soit le cervidé le plus abondant en Europe, aucune étude de ce genre n'avait encore été entreprise.

L'ensemble des doses de médétomidine et de kétamine administrée en intramusculaire par téléanesthésie, avec des moyennes respectives de 79,0 µg/kg [76,3 ; 81,7] et de 1,85 mg/kg [1,76 ; 1,94], se sont révélées efficaces. La variabilité des doses est en partie liée à l'estimation du poids des chevreuils, et des estimations dépassant l'intervalle [-10% ; 10%] ont un effet significatif sur le temps d'induction. Les temps d'induction sont courts, avec une moyenne de 7 min 15 s [6 min 43 s ; 7 min 47 s], minimisant ainsi le stress, les risques traumatiques et les effets secondaires indésirables. Cependant, dans notre étude, ni les doses administrées, ni l'âge, ni le sexe des chevreuils n'expliquent de manière significative la variation des temps d'induction.

Pour le réveil, les chevreuils ont reçu de l'atipamézole à des doses fixes ou variant en fonction de celle de médétomidine. Le temps de réveil est significativement plus court avec une dose d'atipamézole élevée. Les animaux se sont rétablis rapidement, et aucun effet secondaire majeur n'a été observé au cours des procédures. Les réactions des chevreuils lors de l'induction et du réveil ont également été examinées, avec des différences observées en fonction du sexe et de l'âge notamment.

En fin de compte, l'étude permet de conclure que la combinaison médétomidine-kétamine, aux doses utilisées, est optimale pour l'anesthésie du Chevreuil européen captif en raison de son induction rapide, de sa marge de sécurité élevée et de ses effets secondaires indésirables minimales. Cependant, des recherches supplémentaires sont nécessaires pour comprendre leur effet sur les chevreuils sauvages, plus sensibles au stress, ainsi que sur les paramètres physiologiques et biologiques.

BIBLIOGRAPHIE

ALLEN, Jack L., 1989. Renarcotization following Carfentanil Immobilization of Nondomestic Ungulates. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 1989. Vol. 20, n° 4, pp. 423-426.

AMOS, Matthew, 2015. *Population estimation methods, home range and habitat use for wild red deer (Cervus elaphus) at Cressbrook Dam, south-eastern Queensland*. PhD Thesis. The University of Queensland.

ANSES, 2012. Résumé des Caractéristiques du Produit - REVERSOR. [en ligne]. 23 avril 2012. [Consulté le 29 septembre 2023]. Disponible à l'adresse : <https://www.ircp.anmv.anses.fr/rcp.aspx?NomMedicament=REVERTOR+SOLUTION+INJECTABLE+POUR+CHIENS+ET+CHATS>

ANSES, 2017. Résumé des Caractéristiques du Produit - DORMITOR. [en ligne]. 8 mars 2017. [Consulté le 1 septembre 2023]. Disponible à l'adresse : <https://www.ircp.anmv.anses.fr/rcp.aspx?NomMedicament=DOMITOR>

ANSES, 2020. Résumé des Caractéristiques du Produit - ANTISEDAN. [en ligne]. 20 août 2020. [Consulté le 29 septembre 2023]. Disponible à l'adresse : <https://www.ircp.anmv.anses.fr/rcp.aspx?NomMedicament=ANTISEDAN+SOLUTION+INJECTABLE+POUR+CHIENS+ET+CHATS>

ANSES, 2021. Résumé des Caractéristiques du Produit - IMALGENE+1000. [en ligne]. 18 mars 2021. [Consulté le 1 septembre 2023]. Disponible à l'adresse : <https://www.ircp.anmv.anses.fr/rcp.aspx?NomMedicament=IMALGENE+1000>

ANSES, 2023. Limites maximales de résidus (LMR) de médicaments vétérinaires. *Anses - Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail* [en ligne]. 23 février 2023. [Consulté le 15 novembre 2023]. Disponible à l'adresse : <https://www.anses.fr/fr/content/limites-maximales-de-r%C3%A9sidus-lmr-de-m%C3%A9dicaments-v%C3%A9t%C3%A9rinaires>

ARNEMO, Jon et AANES, Ronny, 2009. Reversible Immobilization of Free-ranging Svalbard Reindeer (*Rangifer tarandus platyrhynchus*) with Medetomidine-Ketamine and Atipamezole. *Journal of wildlife diseases*. 1 août 2009. Vol. 45, pp. 877-80. DOI 10.7589/0090-3558-45.3.877.

ARNEMO, Jon M., 1995. Immobilization of free-ranging moose (*Alces alces*) with medetomidine-ketamine and remobilization with atipamezole. *Rangifer*. 1 décembre 1995. Vol. 15, n° 1, pp. 19-25. DOI 10.7557/2.15.1.1153.

ARNEMO, Jon M., AHLQVIST, Per, ANDERSEN, Roy, BERNTSEN, Finn, ERICSSON, Göran, ODDEN, John, BRUNBERG, Sven, SEGERSTRÖM, Peter et SWENSON, Jon E., 2006. Risk of capture-related mortality in large free-ranging mammals: experiences from Scandinavia. *Wildlife Biology*. mars 2006. Vol. 12, n° 1, pp. 109-113. DOI 10.2981/0909-6396.

ARNEMO, Jon M., EVANS, Alina L., MILLER, Andrea L. et OS, Øystein, 2011. Effective immobilizing doses of medetomidine-ketamine in free-ranging, wild Norwegian reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*). *Journal of Wildlife Diseases*. juillet 2011. Vol. 47, n° 3, pp. 755-758. DOI 10.7589/0090-3558-47.3.755.

ARNEMO, Jon, STORAAS, Torstein, KHADKA, Chitra et WEGGE, Per, 2005. Use of Medetomidine-Ketamine and Atipamezole for Reversible Immobilization of Free-ranging Hog Deer (*Axis porcinus*) Captured in Drive Nets. *Journal of wildlife diseases*. 1 mai 2005. Vol. 41, pp. 467-70. DOI 10.7589/0090-3558-41.2.467.

- ASSOCIATION NATIONALE DES CHASSEURS DE GRAND GIBIER, 2023. *Le Grand Gibier - Les espèces, la chasse, la gestion*. Editions du Gerfaut. ISBN 978.2.35191.197.6.
- AVNI-MAGEN, N, ZAFRIR, B, KING, R, BDOLAH-ABRAM, T et SHILO-BENJAMINI, Y, 2019. Immobilization of captive Persian fallow deer (*Dama dama mesopotamica*) using medetomidine-ketamine or medetomidine-midazolam. *Veterinary anaesthesia and analgesia*. septembre 2019. Vol. 46, n° 5. DOI 10.1016/j.vaa.2019.06.003.
- BALLON, Philippe, HAMARD, Jean-Pierre et KLEIN, François, 2005. Importance des dégâts de cervidés en forêt. : Principaux acquis et recommandations suite à la mise en place d'un observatoire national. *Revue forestière française*. novembre 2005. N° Vol. 57 n° 5, pp. 399-412.
- BECCIOLINI, Valentina, LANINI, Francesco et PONZETTA, Maria Paola, 2019. Impact of capture and chemical immobilization on the spatial behaviour of red deer *Cervus elaphus* hinds. *Wildlife Biology*. 2019. DOI 10.1111/2981/wlb.00499.
- BERGVALL, Ulrika A., KJELLANDER, Petter, AHLQVIST, Per, JOHANSSON, Örjan, SKÖLD, Kent et ARNEMO, Jon M., 2015. Chemical immobilization of free-ranging fallow deer (*Dama dama*): effect of needle length on induction time. *Journal of Wildlife Diseases*. avril 2015. Vol. 51, n° 2, pp. 484-487. DOI 10.7589/2013-11-290.
- BISON, Marjorie et LOISON, Anne, 2022. *Les ongulés sauvages de France métropolitaine : Fonctions écologiques, services écosystémiques et contraintes*. décembre 2022. Evaluation française des écosystèmes et des services écosystémiques (Efese).
- BLANC, Fabienne et BRELURUT, A, 1997. Short-term behavioral effects of equipping red deer hinds with a tracking collar. In : . 1 janvier 1997. pp. 18-26.
- BONNOT, N., VERHEYDEN, H., BLANCHARD, P., COTE, J., DEBEFFE, L., CARGNELUTTI, B., KLEIN, F., HEWISON, A. J. M. et MORELLET, N., 2015. Interindividual variability in habitat use: evidence for a risk management syndrome in roe deer? *Behavioral Ecology*. 1 janvier 2015. Vol. 26, n° 1, pp. 105-114. DOI 10.1093/beheco/aru169.
- BOUTS, Tim, TAYLOR, Polly, BERRY, Karla, ROUTH, Andrew et GASTHUYS, Frank, 2011. Evaluation of medetomidine-ketamine and dexmedetomidine-ketamine in Chinese water deer (*Hydropotes inermis*). *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. mars 2011. Vol. 38, n° 2, pp. 106-112. DOI 10.1111/j.1467-2995.2010.00591.x.
- BREED, Dorothy, MEYER, Leith, STEYL, Johan, GODDARD, Amelia, BURROUGHS, Richard et KOHN, Tertius, 2019. Conserving wildlife in a changing world: Understanding capture myopathy - A malignant outcome of stress during capture and translocation. *Conservation physiology*. 5 juillet 2019. Vol. 7. DOI 10.1093/conphys/coz027.
- BRIVIO, Francesca, GRIGNOLIO, Stefano, SICA, Nicoletta, CERISE, Stefano et BASSANO, Bruno, 2015. Assessing the Impact of Capture on Wild Animals: The Case Study of Chemical Immobilisation on Alpine Ibex. *PLOS ONE*. 25 juin 2015. Vol. 10, n° 6.
- CARRUETTE, Philippe, ÉTIENNE, Pascal et MAILLER, Marc, 2016. *Le chevreuil: description, comportement, vie sociale, observation, expansion*. Paris : Delachaux et Niestlé. ISBN 978-2-603-02476-8. 599.659
- CASADY, David et ALLEN, Max, 2013. Handling adjustments to reduce chemical capture-related mortality in black-tailed deer. *California Fish and Game*. 1 mars 2013. Vol. 99, pp. 104-109.

CAULKETT, N A, CRIBB, P H et HAIGH, J C, 2000. Comparative cardiopulmonary effects of carfentanil-xylazine and medetomidine-ketamine used for immobilization of mule deer and mule deer/white-tailed deer hybrids. *Canadian Journal of Veterinary Research*. janvier 2000. Vol. 64, n° 1, pp. 64-68.

CAULKETT, N.A. et HAIGH, J.C., 2004. Anesthesia of North American Deer. In : . IVIS - International veterinary information service. 2 avril 2004.

CAULKETT, Nigel Anthony et ARNEMO, Jon M., 2014a. Comparative Anesthesia and Analgesia of Zoo Animals and Wildlife. In : *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*. John Wiley & Sons Inc. pp. 764-776.

CAULKETT, Nigel Anthony et ARNEMO, Jon M., 2014b. Chapitre 59 - Cervids (Deer). In : WEST, Gary, HEARD, Darryl J. et CAULKETT, Nigel A., *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*. John Wiley & Sons Inc. pp. 823-829. ISBN 978-1-118-79291-9.

CHAÏ, Norin et PETIT, Thierry, 2013. *Guide pratique de téléanesthésie des animaux domestiques et de la faune sauvage*. Paris : Éd. Med'com. ISBN 978-2-35403-176-3. 636.089 796

CHARDONNET, Bertrand, 2002. *Formation en techniques de capture de la faune sauvage*. Zimbabwe. Programme Africain de Contrôle des Epizooties.

COLLIN, Bernard, 1992. *Petit dictionnaire de la médecine du gibier*. Le gerfaut. ISBN 978-2-87114-088-7.

COMMISSION EUROPÉENNE, 2009. *Règlement (UE) n o 37/2010 de la Commission du 22 décembre 2009 relatif aux substances pharmacologiquement actives et à leur classification en ce qui concerne les limites maximales de résidus dans les aliments d'origine animale (Texte présentant de l'intérêt pour l'EEE)*. 22 décembre 2009. Journal officiel de l'Union européenne.

COSTA, Giovanna Lucrezia, NASTASI, Bernadette, MUSICÒ, Marcello, SPADOLA, Filippo, MORICI, Manuel, CUCINOTTA, Giuseppe et INTERLANDI, Claudia, 2017. Influence of Ambient Temperature and Confinement on the Chemical Immobilization of Fallow Deer (*Dama dama*). *Journal of Wildlife Diseases*. 1 avril 2017. Vol. 53, n° 2, pp. 364-367. DOI 10.7589/2016-06-131.

DEBEFFE, L., LEMAÎTRE, J. F., BERGVALL, U. A., HEWISON, A. J. M., GAILLARD, J. M., MORELLET, N., GOULARD, M., MONESTIER, C., DAVID, M., VERHEYDEN-TIXIER, H., JÄDERBERG, L., VANPÉ, C. et KJELLANDER, P., 2015. Short- and long-term repeatability of docility in the roe deer: sex and age matter. *Animal Behaviour*. 1 novembre 2015. Vol. 109, pp. 53-63. DOI 10.1016/j.anbehav.2015.08.003.

DELGIUDICE, G. D., MECH, L. D., PAUL, W. J. et KARNS, P. D., 1986. Effects on fawn survival of multiple immobilizations of captive pregnant white-tailed deer. *Journal of Wildlife Diseases*. avril 1986. Vol. 22, n° 2, pp. 245-248. DOI 10.7589/0090-3558-22.2.245.

DELGIUDICE, Glenn D., SEVERUD, William J., OBERMOLLER, Tyler R. et ST-LOUIS, Véronique, 2018. Gaining a deeper understanding of capture-induced abandonment of moose neonates: Captured-Induced Abandonment of Neonates. *The Journal of Wildlife Management*. février 2018. Vol. 82, n° 2, pp. 287-298. DOI 10.1002/jwmg.21374.

DICKENS, Molly J., DELEHANTY, David J. et MICHAEL ROMERO, L., 2010. Stress: An inevitable component of animal translocation. *Biological Conservation*. juin 2010. Vol. 143, n° 6, pp. 1329-1341. DOI 10.1016/j.biocon.2010.02.032.

DINESH, M., THAKOR, Jigarji C., YADAV, Hiteshwar Singh, MANIKANDAN, R., ANBAZHAGAN, S., KALAISELVAN, E., PRADEEP, R., KHILLARE, Rajpal Shesherao et SAHOO, Monalisa, 2020. Capture Myopathy: An Important Non-infectious Disease of Wild Animals. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*. 20 avril 2020. Vol. 9, n° 4, pp. 952-962. DOI 10.20546/ijcmas.2020.904.114.

ESPMARK, Yngve et LANGVATN, Rolf, 1985. Development and Habituation of Cardiac and Behavioral Responses in Young Red Deer Calves (*Cervus elaphus*) Exposed to Alarm Stimuli. *Journal of mammalogy*. 1 novembre 1985. Vol. 66, pp. 702-711. DOI 10.2307/1380796.

FESSL, L., 1972. Zur medikamentösen Immobilisation von Wildtieren (Pour l'immobilisation médicamenteuse des animaux sauvages). *Zeitschrift für Jagdwissenschaft*. 1 avril 1972. Vol. 18, n° 1, pp. 15-23. DOI 10.1007/BF01902220.

FICHANT, Roger, 2013. *Quel avenir pour le cerf, le chevreuil et le sanglier ?* Editions Quae. Carnets de sciences. ISBN 978-2-7592-1918-6.

FLAJŠMAN, Katarina, BOROWIK, Tomasz, POKORNY, Boštjan et JEĐRZEJEWSKA, Bogumiła, 2018. Effects of population density and female body mass on litter size in European roe deer at a continental scale. *Mammal Research*. 1 janvier 2018. Vol. 63, n° 1, pp. 91-98. DOI 10.1007/s13364-017-0348-7.

FONTANA, Laure, 2018. Les Cervidés. In : *Disparus ? Les mammifères au temps de Cro-Magnon en Europe*. Editions du CEDARC. pp. 75-100. Guides archéologiques du Malgré-Tout.

GRISSOM, Nicola et BHATNAGAR, Seema, 2009. Habituation to repeated stress: get used to it. *Neurobiology of Learning and Memory*. septembre 2009. Vol. 92, n° 2, pp. 215-224. DOI 10.1016/j.nlm.2008.07.001.

HAGEN, Robert, HEURICH, Marco, STORCH, Ilse, HANEWINKEL, Marc et KRAMERSCHADT, Stephanie, 2017. Linking annual variations of roe deer bag records to large-scale winter conditions: spatio-temporal development in Europe between 1961 and 2013. *European Journal of Wildlife Research*. 29 novembre 2017. Vol. 63, n° 6, pp. 97. DOI 10.1007/s10344-017-1155-9.

HAHN, Alicia, 2019. *Zoo and wild mammal formulary*. Hoboken : Wiley Blackwell. ISBN 978-1-119-51489-3. 636.089 513

HAIGH, Jerry C., 1990. Opioids in Zoological Medicine. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 1990. Vol. 21, n° 4, pp. 391-413.

HAMANN, B, 2021. Prélèvements ongulés sauvages saison 2020-2021. . décembre 2021.

HAMPTON, Jordan, FINCH, Neal, WATTER, Kurt, AMOS, Matthew, POPLE, Tony, MORIARTY, Andrew, JACOTINE, Andrew, PANTHER, Daryl, MCGHIE, Clark, DAVIES, Chris, MITCHELL, Jim et FORSYTH, David, 2019. A review of methods used to capture and restrain introduced wild deer in Australia. *Australian Mammalogy*. 1 janvier 2019. Vol. 41, pp. 1-11. DOI 10.1071/AM17047.

HAULTON, Stacy, PORTER, William et RUDOLPH, Brent, 2001. Evaluating 4 methods to capture white-tailed deer. *Wildlife Society Bulletin*. 1 mars 2001. Vol. 29, pp. 255-264. DOI 10.2307/3784006.

HEARD, D., 2005. *Zoological Restraint and Anesthesia*. International Veterinary Information Service.

JALANKA, Harry H. et ROEKEN, Bengt O., 1990. The Use of Medetomidine, Medetomidine-Ketamine Combinations, and Atipamezole in Nondomestic Mammals: A Review. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 1990. Vol. 21, n° 3, pp. 259-282.

- JONES, R.S., 2001. Editorial II: Comparative mortality in anaesthesia. *BJA: British Journal of Anaesthesia*. 1 décembre 2001. Vol. 87, n° 6, pp. 813-815. DOI 10.1093/bja/87.6.813.
- JUNG, Thomas, KONKOLICS, Sean, KUKKA, Piia, MAJCHRZAK, Yasmine, MENZIES, Allyson, OAKLEY, Michelle, PEERS, Michael et STUDD, E.K., 2019. Short-term effect of helicopter-based capture on movements of a social ungulate. *Journal of Wildlife Management*. 3 janvier 2019. Vol. 83, pp. 830-837. DOI 10.1002/jwmg.21640.
- KARPIŃSKI, Mirosław, CZYŻOWSKI, Piotr, BEEGER, Sławomir et FLIS, Marian, 2023. Hematological and Serum Biochemical Values of Free-Ranging Roe Deer (*Capreolus capreolus*) in Poland. *Animals*. janvier 2023. Vol. 13, n° 2, pp. 242. DOI 10.3390/ani13020242.
- KLEIMAN, Devra G., THOMPSON, Katerina V. et BAER, Charlotte Kirk, 2010. *Wild Mammals in Captivity: Principles and Techniques for Zoo Management, Second Edition*. University of Chicago Press. ISBN 978-0-226-44011-8.
- KREEGER, Terry et ARNEMO, Jon, 2018. *Handbook of Wildlife Chemical Immobilization 5th Ed.*
- LAMBERTI, Paolo, MAURI, Lorenza, MERLI, Enrico, DUSI, Stefania et APOLLONIO, Marco, 2006. Use of space and habitat selection by roe deer *Capreolus capreolus* in a Mediterranean coastal area: How does woods landscape affect home range? *Journal of Ethology*. 1 avril 2006. Vol. 24. DOI 10.1007/s10164-005-0179-x.
- LARSEN, Douglas G. et GAUTHIER, David A., 1989. Effects of Capturing Pregnant Moose and Calves on Calf Survivorship. *The Journal of Wildlife Management*. 1989. Vol. 53, n° 3, pp. 564-567. DOI 10.2307/3809177.
- LINDSJÖ, Johan, FAHLMAN, Åsa et TÖRNQVIST, Elin, 2016. Animal welfare from mouse to moose - Implementing the principles of the 3Rs in wildlife research. *Journal of Wildlife Diseases*. 1 avril 2016. Vol. 52, n° 2s, pp. S65-S77. DOI 10.7589/52.2S.S65.
- LINNELL, John D. C., CRETOIS, Benjamin, NILSEN, Erlend B., ROLANDSEN, Christer M., SOLBERG, Erling J., VEIBERG, Vebjørn, KACZENSKY, Petra, VAN MOORTER, Bram, PANZACCHI, Manuela, RAUSET, Geir R. et KALTENBORN, Bjørn, 2020. The challenges and opportunities of coexisting with wild ungulates in the human-dominated landscapes of Europe's Anthropocene. *Biological Conservation*. 1 avril 2020. Vol. 244, pp. 108500. DOI 10.1016/j.biocon.2020.108500.
- LINNELL, John D.C. et ZACHOS, Frank E., 2011. Status and distribution patterns of European ungulates: genetics, population history and conservation. In : APOLLONIO, Marco, ANDERSEN, Reidar et PUTMAN, Rory (éd.), *Ungulate Management in Europe: Problems and Practices*. Cambridge : Cambridge University Press. pp. 12-53. ISBN 978-0-521-76059-1.
- MARCO, I et LAVÍN, S, 1999. Effect of the method of capture on the haematology and blood chemistry of red deer (*Cervus elaphus*). *Research in Veterinary Science*. 1 avril 1999. Vol. 66, n° 2, pp. 81-84. DOI 10.1053/rvsc.1998.0248.
- MASTER, Nicholas .J. et FLACH, Edmund, 2015. Chapter 62 - Tragulidae, Moschidae, and Cervidae. In : MILLER, R. E. et FOWLER, M., *Zoo and wild animal medicine*. Volume 8 [i.e. Eighth edition]. St. Louis, Missouri : Elsevier/Saunders. pp. 611-625. ISBN 978-1-4557-7397-8. SF996 .Z66 2015
- MATHIEU, Amélie, CAULKETT, Nigel, STENT, Patrick M. et SCHWANTJE, Helen M., 2017. Capture of free-ranging Mule deer (*Odocoileus hemionus*) with a combination of medetomidine, azaperone and alfaxalone. *Journal of Wildlife Diseases*. avril 2017. Vol. 53, n° 2, pp. 296-303. DOI 10.7589/2016-09-210.

- MENTABERRE, Gregorio, LÓPEZ-OLVERA, Jorge R., CASAS-DÍAZ, Encarnación, BACH-RAICH, Ester, MARCO, Ignasi et LAVÍN, Santiago, 2010. Use of haloperidol and azaperone for stress control in roe deer (*Capreolus capreolus*) captured by means of drive-nets. *Research in Veterinary Science*. juin 2010. Vol. 88, n° 3, pp. 531-535. DOI 10.1016/j.rvsc.2009.11.001.
- MILLER, Brad F., MULLER, Lisa I., DOHERTY, Tom, OSBORN, David A., MILLER, Karl V. et WARREN, Robert J., 2004. Effectiveness of antagonists for tiletamine-zolazepam/xylazine immobilization in female white-tailed deer. *Journal of Wildlife Diseases*. juillet 2004. Vol. 40, n° 3, pp. 533-537. DOI 10.7589/0090-3558-40.3.533.
- MOBERG, G. P. et MENCH, J. A. (éd.), 2000. *The biology of animal stress: basic principles and implications for animal welfare*. CABI Publishing. ISBN 978-0-85199-359-1.
- MONESTIER, Chloé, GILOT-FROMONT, Emmanuelle, MORELLET, Nicolas, DEBEFFE, Lucie, CEBE, Nicolas, MERLET, Joël, PICOT, Denis, RAMES, Jean-Luc, HEWISON, A. J. Mark et VERHEYDEN, Hélène, 2016. Individual variation in an acute stress response reflects divergent coping strategies in a large herbivore. *Behavioural Processes*. 1 novembre 2016. Vol. 132, pp. 22-28. DOI 10.1016/j.beproc.2016.09.004.
- MONTANÉ, J., MARCO, I., LÓPEZ-OLVERA, J., PERPIÑÁN, D., MANTECA, X. et LAVÍN, S., 2003. Effects of acepromazine on capture stress in roe deer (*Capreolus capreolus*). *Journal of Wildlife Diseases*. avril 2003. Vol. 39, n° 2, pp. 375-386. DOI 10.7589/0090-3558-39.2.375.
- MONTANÉ, J., MARCO, I., MANTECA, X., LÓPEZ, J et LAVÍN, S, 2002. Delayed acute capture myopathy in three roe deer. *Journal of veterinary medicine. A, Physiology, pathology, clinical medicine*. mars 2002. Vol. 49, n° 2. DOI 10.1046/j.1439-0442.2002.jv409.x.
- MORELLET, Nicolas, VERHEYDEN, Hélène, ANGIBAUT, Jean-Marc, CARGNELUTTI, Bruno, LOURTET, Bruno et HEWISON, Mark A. J., 2009. The Effect of Capture on Ranging Behaviour and Activity of the European Roe Deer *Capreolus capreolus*. *Wildlife Biology*. septembre 2009. Vol. 15, n° 3, pp. 278-287. DOI 10.2981/08-084.
- MORESCO, A., LARSEN, R. S., SLEEMAN, J. M., WILD, M. A. et GAYNOR, J. S., 2001. Use of naloxone to reverse carfentanil citrate-induced hypoxemia and cardiopulmonary depression in Rocky Mountain wapiti (*Cervus elaphus nelsoni*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine: Official Publication of the American Association of Zoo Veterinarians*. mars 2001. Vol. 32, n° 1, pp. 81-89. DOI 10.1638/1042-7260.
- MORRIS, Patrick J., 2001. Chemical Immobilization of Felids, Ursids, and Small Ungulates. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 1 janvier 2001. Vol. 4, n° 1, pp. 267-298. DOI 10.1016/S1094-9194(17)30060-9.
- MUIR, William W. et HUBBELL, John A. E., 2012. *Handbook of Veterinary Anesthesia*. Elsevier Health Sciences. ISBN 978-0-323-29055-5.
- MURRAY, Suzan, MONFORT, Steven L., WARE, Lisa, MCSHEA, William J. et BUSH, Mitchell, 2000. Anesthesia in female white-tailed deer using Telazol® and xylazine. *Journal of Wildlife Diseases*. octobre 2000. Vol. 36, n° 4, pp. 670-675. DOI 10.7589/0090-3558-36.4.670.
- NIELSEN, L., 1999. Chemical Immobilization of Wild and Exotic Animals. In : . 9 juin 1999.
- OFFICE FRANÇAIS DE LA BIODIVERSITÉ, 2022. Chevreuil (*Capreolus capreolus*). *Le portail technique de l'OFB* [en ligne]. 15 avril 2022. [Consulté le 21 avril 2023]. Disponible à l'adresse : <https://professionnels.ofb.fr/fr/doc-fiches-especes/chevreuil-capreolus-capreolus>
- POWELL, Roger A. et PROULX, Gilbert, 2003. Trapping and Marking Terrestrial Mammals for Research: Integrating Ethics, Performance Criteria, Techniques, and Common Sense. *ILAR Journal*. 1 janvier 2003. Vol. 44, n° 4, pp. 259-276. DOI 10.1093/ilar.44.4.259.

RAMPON, Caroline, 2017. *La Liste rouge des espèces menacées en France – Chapitre Mammifères de France métropolitaine*. [en ligne]. novembre 2017. ICN France, MNHN, SFEPM & ONCFS. [Consulté le 31 août 2023]. Disponible à l'adresse : <https://uicn.fr/wp-content/uploads/2017/11/liste-rouge-mammiferes-de-france-metropolitaine.pdf>

RANHEIM, B., HORSBERG, T. E., NYMOEN, U., SØLI, N. E., TYLER, N. J. C. et ARNEMO, J. M., 1997. Reversal of medetomidine-induced sedation in reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*) with atipamezole increases the medetomidine concentration in plasma. *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics*. 1997. Vol. 20, n° 5, pp. 350-354. DOI 10.1046/j.1365-2885.1997.00080.x.

RANKIN, David C., 2017. Sedatives and Tranquilizers. In : GRIMM, Kurt A., LAMONT, Leigh A., TRANQUILLI, William J., GREENE, Stephen A. et ROBERTSON, Sheilah A. (éd.), *Veterinary Anesthesia and Analgesia*. Chichester, UK : John Wiley & Sons, Ltd. pp. 196-206. ISBN 978-1-119-42137-5.

READ, M R, CAULKETT, N A, SYMINGTON, A et SHURY, T K, 2001. Treatment of hypoxemia during xylazine-tiletamine-zolazepam immobilization of wapiti. *The Canadian Veterinary Journal*. novembre 2001. Vol. 42, n° 11, pp. 861-864.

REEDER, DeeAnn M. et KRAMER, Kristin M., 2005. Stress in Free-Ranging Mammals: Integrating Physiology, Ecology, and Natural History. *Journal of Mammalogy*. 15 avril 2005. Vol. 86, n° 2, pp. 225-235. DOI 10.1644/BHE-003.1.

RYENG, Kathrine A., ARNEMO, Jon M. et LARSEN, Stig, 2001. Determination of optimal immobilizing doses of a medetomidine hydrochloride and ketamine hydrochloride combination in captive reindeer. *American Journal of Veterinary Research*. 1 janvier 2001. Vol. 62, n° 1, pp. 119-126. DOI 10.2460/ajvr.2001.62.119.

RYENG, Kathrine A., LARSEN, Stig et ARNEMO, Jon M., 2002. Medetomidine-ketamine in reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*): effective immobilization by hand- and dart-administered injection. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine: Official Publication of the American Association of Zoo Veterinarians*. décembre 2002. Vol. 33, n° 4, pp. 397-400. DOI 10.1638/1042-7260.

RYENG, Kathrine, LARSEN, Stig, RANHEIM, Birgit, ALBERTSEN, Gunn et ARNEMO, Jon, 2001. Clinical evaluation of established optimal immobilizing doses of medetomidine-ketamine in captive reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*). *American journal of veterinary research*. 1 avril 2001. Vol. 62, pp. 406-13. DOI 10.2460/ajvr.2001.62.406.

SANTOS, João, ACEVEDO, Pelayo, CARVALHO, João, QUEIROS, João, VILLAMUELAS, Miriam, FONSECA, Carlos, GORTÁZAR, Christian, LOPEZ-OLVERA, Jorge et VICENTE, Joaquin, 2018. The importance of intrinsic traits, environment and human activities in modulating stress levels in a wild ungulate. *Ecological Indicators*. 1 juin 2018. Vol. 89, pp. 706-715. DOI 10.1016/j.ecolind.2018.02.047.

SCHWERTNER, T Wayne, MITCHELL, Mark R et ROSBERG, David W, 2002. Immobilizing Captive White-tailed Deer Using Medetomidine-Ketamine versus Xylazine-Telazol. . 2002.

SEMPÉRÉ, Antoine J., SOKOLOV, Vladimir E. et DANILKIN, Aleksey A., 1996. *Capreolus capreolus*. *Mammalian Species*. 1996. N° 538, pp. 1-9. DOI 10.2307/3504309.

SERRANO FERRON, Emmanuel, VERHEYDEN, Hélène, HUMMEL, Jürgen, CARGNELUTTI, Bruno, LOURTET, Bruno, MERLET, Joel, GONZÁLEZ-CANDELA, Mónica, ANGIBAULT, Jean Marc, HEWISON, Aidan Jonathan Mark et CLAUSS, Marcus, 2012. Digestive plasticity as a response to woodland fragmentation in roe deer. *Ecological Research*. 1 janvier 2012. Vol. 27, n° 1, pp. 77-82. DOI 10.1007/s11284-011-0872-x.

SIKES, Robert S. et ANIMAL CARE AND USE COMMITTEE OF THE AMERICAN SOCIETY OF MAMMALOGISTS, 2016. Guidelines of the American Society of Mammalogists for the use of wild mammals in research and education. *Journal of Mammalogy*. 9 juin 2016. Vol. 97, n° 3, pp. 663-688. DOI 10.1093/jmammal/gyw078.

SMITH, Kristine M., POWELL, David M., JAMES, Stephanie B., CALLE, Paul P., MOORE, Robert P., ZURAWKA, Heidi S., GOSCILO, Sabrina et RAPHAEL, Bonnie L., 2006. Anesthesia of Male Axis Deer (*Axis axis*): Evaluation of Thiafentanil, Medetomidine, and Ketamine versus Medetomidine and Ketamine. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 2006. Vol. 37, n° 4, pp. 513-517.

SMITH-JONES, Charles, 2022. *A Guide to the Deer of the World*. ISBN 0-8117-7207-1.

SONTAKKE, Sadanand D., REDDY, Anuradha P., UMAPATHY, Govindaswamy et SHIVAJI, Sisinthy, 2007. Anesthesia induced by administration of xylazine hydrochloride alone or in combination with ketamine hydrochloride and reversal by administration of yohimbine hydrochloride in captive Axis deer (*Axis axis*). *American Journal of Veterinary Research*. janvier 2007. Vol. 68, n° 1, pp. 20-24. DOI 10.2460/ajvr.68.1.20.

SONTAKKE, Sadanand, UMAPATHY, Govindhaswamy, KUMAR, Devender et SINGH, D.N, 2017. *Chemical Immobilization of Wild Animals*.

SPRAKER, Terry R., 1993. Stress and Capture Myopathy in Artiodactylids. In : FOWLER, Murray E., *Zoo and Wild Animal Medicine*. pp. 481-488.

SUZUKI, M., NAKAMURA, Y., ONUMA, M., TANAKA, J., TAKAHASHI, H., KAJI, K. et OHTAISHI, N., 2001. Acid-base status and blood gas arterial values in free-ranging sika deer hinds immobilized with medetomidine and ketamine. *Journal of Wildlife Diseases*. avril 2001. Vol. 37, n° 2, pp. 366-369. DOI 10.7589/0090-3558-37.2.366.

THE ROYAL COLLEGE OF ANAESTHETISTS, 2021. Types of anaesthesia. [en ligne]. 1 mars 2021. [Consulté le 15 septembre 2023]. Disponible à l'adresse : <https://rcoa.ac.uk/documents/anaesthesia-explained/types-anaesthesia>

TRONDRUD, L. Monica, UGLAND, Cassandra, ROPSTAD, Erik, LOE, Leif Egil, ALBON, Steve, STIEN, Audun, EVANS, Alina L., THORSBY, Per Medbøe, VEIBERG, Vebjørn, IRVINE, R. Justin et PIGEON, Gabriel, 2022. Stress responses to repeated captures in a wild ungulate. *Scientific Reports*. 29 septembre 2022. Vol. 12, n° 1, pp. 16289. DOI 10.1038/s41598-022-20270-z.

TSURUGA, H, SUZUKI, M, TAKAHASHI, H, JINMA, K et KAJI, K, 1999. Immobilization of sika deer with medetomidine and ketamine, and antagonism by atipamezole. *Journal of wildlife diseases*. octobre 1999. Vol. 35, n° 4. DOI 10.7589/0090-3558-35.4.774.

TYLER, Nj, HOTVEDT, R, BLIX, As et SØRENSEN, Dr, 1990. Immobilization of Norwegian reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*) and Svalbard Reindeer (*R. t. platyrhynchus*) with medetomidine and medetomidine-ketamine and reversal of immobilization with atipamezole. *Acta veterinaria Scandinavica*. 1990. Vol. 31, n° 4. DOI 10.1186/BF03547531.

VALKENBURG, Patrick, BOERTJE, Rodney D. et DAVIS, James L., 1983. Effects of Darting and Netting on Caribou in Alaska. *The Journal of Wildlife Management*. 1983. Vol. 47, n° 4, pp. 1233-1237. DOI 10.2307/3808201.

VALLANCE, Michel, 2007. *Faune sauvage de France: biologie, habitats et gestion*. Aix-en-Provence : Éd. du Gerfaut. ISBN 978-2-35191-030-6. 591.944

VERHEYDEN, H, 2022. Installation expérimentale CEFS de Gardouch. . janvier 2022.

WALSH, VP et WILSON, PR, 2002. Sedation and chemical restraint of deer. *New Zealand Veterinary Journal*. 1 décembre 2002. Vol. 50, n° 6, pp. 228-236. DOI 10.1080/00480169.2002.36318.

WENKER, Christian J., 1997. Anesthesia Of Exotic Animals. *The Internet Journal of Anesthesiology*. 31 décembre 1997. Vol. 2, n° 3.

WESSON, J. A., SCANLON, P. F., KIRKPATRICK, R. L. et MOSBY, H. S., 1979. Influence of chemical immobilization and physical restraint on packed cell volume, total protein, glucose, and blood urea nitrogen in blood of white-tailed deer. *Canadian Journal of Zoology (Canada)*. 1979. Vol. 57, n° 4, pp. 756-767.

WEST, Gary, HEARD, Darryl J. et CAULKETT, Nigel A. (éd.), 2014. *Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia*. Second edition. Ames, Iowa : John Wiley & Sons Inc. ISBN 978-1-118-79292-6. SF914

ANNEXES

Annexe 1 : Fiche de collecte des données lors des téléanesthésie

FICHE DE TELEANESTHESIE N.Cebe INRA / CEFS

DATE Personne présente COORDONNEES

METEO

NUMERO NOM SEXE AGE

POIDS ESTIME POIDS REEL

TOUR DE COU POITRINE VENTRE LONGEUR TARSE

HEURE D'INJECTION DISTANCE DE TIR PRESSION

Court cri 0 1-2 >2

HEURE COUCHE HEURE TETE AU SOL

Fuite < 20 m >20m se gratte tourne souffle frotte tape grillage ABOIE

PRODUITS ANESTHESIQUES TEMPS D'INDUCTION

NOM NOM

MATIERE ACTIVE + MATIERE ACTIVE

VOLUME VOLUME

ADJUVANT VOLUME

NOM ANTAGONISTE VOLUME MODE INJECTION

HEURE D'INJECTION HEURE LEVE TETE

TITUBE TOMBE 0 1-2 >2 HEURE ANIMAL LEVEE

FUITE <20m >20m HEURE FUITE

MEDICATION NOM VOLUME

NOM VOLUME

PRELEVEMENTS TYPES VOLUME

TYPES VOLUME

DESTINATIONS PRELEVEMENTS VETO LABO CONGEL

OBSERVATIONS

Annexe 2 : Explications des tests statistiques utilisés

La p-value, ou valeur de probabilité, indique la probabilité que les résultats observés dans notre étude puissent se produire par pur hasard, sans qu'il y ait réellement une différence ou une relation significative entre les variables que nous étudions. Le seuil de significativité, fixé à 0,05, est un niveau de confiance utilisé pour décider si une p-value est considérée comme "statistiquement significative" ou non. Cela signifie que nous sommes prêts à accepter un risque de 5 % d'obtenir des résultats similaires par pur hasard. Si la p-value est inférieure à 0,05, il est généralement possible de conclure que les résultats sont significatifs à un niveau de confiance de 95 %.

- Le test exact de Fisher permet de comparer deux variables catégorielles par le calcul de la probabilité d'obtenir les données observées, en supposant que les variables soient indépendantes. Si la probabilité est très faible ($p\text{-value} < 0,05$), alors il existe une association significative entre les deux variables. Ce test s'utilise à la place du test de Chi-carré, lorsque les fréquences attendues sont faibles, ce qui peut se produire lorsque l'échantillon est de petite taille ou que certaines catégories sont rares. L'appartenance à une catégorie doit être indépendante de l'appartenance à l'autre catégorie.
- Le test t de Student et le test t de Welch sont similaires dans leur objectif de comparer les valeurs moyennes d'une variable de deux groupes indépendants (par exemple les moyennes du temps d'induction pour les groupes « mâle » et « femelle »), afin de déterminer si leur différence est statistiquement significative ($p\text{-value} < 0,05$). Cependant, ils sont utilisés dans des situations différentes quant à la variance des échantillons. Le test de Welch est plus flexible et approprié lorsque les variances des groupes sont inégales. De plus, pour réaliser un test de Student, les valeurs doivent suivre approximativement une distribution normale. C'est également le cas pour le test de Welch, en particulier si la taille de l'échantillon est faible ($\approx < 30$).
- Le test de Wilcoxon-Mann-Whitney ou test U de Mann-Whitney est une alternative non paramétrique qui est appropriée dans le cas où les données ne suivent pas une distribution normale, les variances ne sont pas égales et les effectifs sont de petite taille. Il évalue alors si les deux groupes ont des médianes significativement différentes. Il reste à utiliser en seconde intention, car les autres tests ont une plus grande puissance statistique pour détecter des différences significatives.

- Le test ANOVA a le même objectif que les deux précédents, mais permet de comparer les valeurs moyennes de trois groupes ou plus, et de déterminer si les différences observées entre ces moyennes sont statistiquement significatives (par exemple les temps moyens d'induction des trois classes d'âge). Il a les mêmes conditions de réalisation que le test de Student, les variances doivent être supposées homogènes et les valeurs doivent suivre approximativement une loi normale. Si ces conditions ne sont pas respectées, un test ANOVA de Welch peut être réalisé.

Ces deux tests sont réalisables sous conditions que les résidus, c'est-à-dire des écarts entre les observations réelles et les valeurs prédites par le modèle, suivent approximativement une distribution normale. Une condition inverse peut affecter les résultats. Un test de Kruskal-Wallis peut être réalisé dans le cas où les résidus ne suivent pas une distribution normale mais où les variances sont égales.

- Des comparaisons post hoc avec un test de Tukey ont été réalisées après le test d'ANOVA afin de déterminer quelles paires de groupes diffèrent significativement en termes de moyennes. Il est réalisable même si les variantes ne sont pas égales entre les groupes, mais les résultats doivent être interprétés avec prudence, car des différences significatives détectées entre les groupes peuvent être dues à la fois aux différences de moyennes et aux différences de variance.
- Nous avons utilisé le test de Levene pour connaître l'homogénéité ou non des variances : une p-value inférieure à 0,05 indique que les variances des deux groupes sont statistiquement différentes. Ainsi que le test de Shapiro-Wilk pour rechercher si les données approximatives une distribution normale (p-value > 0,05).

Annexe 3 : Données analysées des 65 anesthésies réussies

	Date	N° animal	Sexe	AGE (an)	Poids estimé (kg)	Poids pesé (kg)	Dose 1 (ml) médétomidine	Dose 2 (ml) médétomidine	Dose 1 (ml) kétamine	Dose 2 (ml) kétamine	Heure tr 1 (h:min)	Heure tr 2 (h:min)	Distance tir (mètre)	Pression (bar)	Distance fuite (mètre)	Court	Ch	Tourne	Tapete grillage	Se gratte
1	04/07/2013	49	F	9	20		2		0,4		09:23		5	3	> 20					
2	08/08/2013	45	M	11	20	22,06	2		0,4		10:54		5	3	> 20					
3	18/09/2013	119	F	4	20	25,04	2		0,4		10:46		5	3,5	> 20					
4	18/09/2013	123	F	4	20	24,40	2,2		0,4		12:10		5	3,5	> 20					
5	24/09/2013	121	M	4	26	27,60	2,4		0,4		13:48		9,5	4						
6	24/09/2013	134	F	3	20	25,28	2,1		0,4		09:48		7,5	3,5	> 20					
7	10/01/2014	57	F	8	25		2,2		0,4		10:04		3,5	3						
8	27/02/2014	175	F	1,5	20		2,1		0,4		13:49		3,5	3	> 20					
9	14/05/2014	121	M	5	25		2,4		0,4		09:29		5	3	> 20					
10	14/05/2014	126	M	5	25		2,4		0,4		10:02		2	3	< 20					
11	14/05/2014	178	M	1	20		2,1		0,4		11:00		2	3	> 20					
12	01/07/2014	182	M	1	21		2,1		0,4		10:22		3	3						
13	06/03/2015	119	F	5,5	24	23,16	2,2		0,4		12:49		2,5	3,5	> 20					
14	06/03/2015	128	F	4,5	24	22,98	2,2		0,4		12:00		3	3,5	> 20					
15	20/03/2015	121	M	6	25	28,40	2,4		0,4		09:08		3	3,5	> 20					
16	20/03/2015	178	M	2	23	26,08	2,2		0,4		10:53		3,5	3,5	> 20					
17	20/03/2015	126	M	6	25	25,92	2,4		0,4		09:51		3	3,5	> 20					
18	20/03/2015	182	M	2	20	21,71	2,2		0,4		11:34		2	3,5	< 20					
19	19/11/2015	172	F	3	22		2		0,4		16:47		5	3	< 20					
20	20/01/2016	57	F	10	27		2,2		0,4		09:46		3	3,5	< 20					
21	29/03/2016	121	M	7	25	29,84	2,4		0,4		10:22		4	3,5	> 20					
22	29/03/2016	126	M	7	25	27,30	2,4		0,4		09:26		3	3,5	< 20					
23	29/03/2016	178	M	2	25		2,3		0,4		11:07		3	3	> 20					
24	30/04/2016	196	M	1	20	20,00	2,1		0,4		09:15		4	3,5	> 20					
25	04/04/2017	178	M	4	26	28,36	2,3		0,4		09:57		4	3	> 20					
26	04/04/2017	196	M	2	23	25,18	2,2		0,4		10:48		5	3	< 20					
27	05/04/2017	121	M	8	27	28,60	2,3		0,4		09:16		3,5	3	> 20					
28	05/04/2017	126	M	8	24	26,46	2,2		0,4		09:58		5	3	> 20					
29	21/03/2018	196	M	3	25	26,30	2,5		0,5		13:43		4	3,5	< 20	0	0	1	0	0
30	11/04/2018	214	M	0,8	18	21,86	1,1		1		12:01		2	3	> 20	1	0	0	1	0
31	11/04/2018	126	M	9	26	25,88	1,55		1		11:02	09:34	2	2,8	> 20	1	0	1	0	0
32	11/04/2018	178	M	5	30	28,60	1,7	1	1	1	08:57		4,5	3,5	< 20	0	0	0	1	0
33	11/04/2018	121	M	9	28	26,02	2,8		0,56		10:19		3,5	3,5	> 20	1	0	0	0	0
34	16/04/2019	214	M	2	23	26,24	2,5		0,5		09:30		3	3	> 20	1	1	1	1	0
35	16/04/2019	178	M	6	28	30,18	2,5	1,4	0,5	0,56	10:43	11:23	3	3	> 20	1	0	1	1	0

	Frotte	Romfle	Abote	Tombe	Heure couché (h:min)	Heure tête au sol (h:min)	Heure manipulations (h:min)	Dose atipamézole (ml)	Heure injection (h:min)	Heure levée de tête (h:min)	Heure debout (h:min)	Heure fuite (h:min)	Distance fuite (mètre)	Titube	Tombe	Couine	Immobile
1					09:29	09:30		4	09:57	10:01	10:03						
2					11:04	11:05		4	11:17	11:19	11:20	11:21					
3					10:52	10:54		4	11:09	11:11	11:12						
4					12:12	12:12	12:22	4	12:29	12:33	12:34	12:34					
5					13:52	13:53	14:03	4	14:15	14:19	14:19	14:20					
6					09:50	09:57	10:07	4	10:22	10:22	10:22	10:22					
7					10:08	10:13	10:23	4	10:22	10:25	10:26	10:27					
8					13:52	13:59	14:09	4	14:13	14:16	14:16	14:17					
9					09:34	09:36	09:46	4	09:50	09:54	09:54	09:57					
10					10:05	10:06	10:16	4	10:25	10:28	10:28	10:28					
11					11:05	11:06	11:16	4	11:22	11:25	11:25	11:25					
12					10:27	10:28	10:38	4	10:43	10:46	10:47	10:48					
13					12:52	12:56	13:06	4	13:17	13:19	13:19	13:20					
14					12:06	12:10	12:20	4	12:37	12:40	12:40	12:42					
15					09:13	09:16	09:26	4	09:43	09:45	09:46						
16					10:55	10:59	11:09	4	11:25	11:28	11:29						
17					09:55	09:59	10:09	4	10:25	10:29	10:29	10:29					
18					11:38	11:40	11:50	4	12:01	12:05	12:06	12:08					
19					16:49	16:52	17:02	4	17:14	17:17	17:17	17:18					
20					09:50	09:56	10:06	4	10:16	10:18	10:20	10:21					
21					10:27	10:30	10:40	4	10:52	10:54	10:54	10:55					
22					09:31	09:34	09:44	4	09:58	10:00	10:01	10:02					
23					11:11	11:17	11:27	4	11:40	11:44	11:44	11:44					
24					09:16	09:19	09:29	4	09:44	09:48	09:49	09:50					
25					10:01	10:06	10:16	4	10:31	10:34	10:34	10:34					
26					10:52	10:54	11:04	4	11:19	11:21	11:21	11:21					
27					09:21	09:22	09:32	4	09:48	09:51	09:51						
28					10:01	10:05	10:15	4	10:37	10:40	10:41	10:41					
29	1	1	0		13:49	13:50	14:00	2,5	14:22	14:25	14:25	14:25	<20	1	0	1	
30	0	1	0	1	12:08	12:09	12:15	1	12:32	12:35	12:36			1	0	0	
31	0	1	0	1	11:10	11:13	11:25	1,55	11:36	11:40	11:43			1	0	0	
32	1	1	1	2	09:38	09:38	09:50	2,5	10:04	10:08	10:09	10:12	<20	1	1	0	
33	0	1	1	0	10:23	10:27	10:39	2,8	10:50	10:53	10:55					1	
34	0		0	0	09:37	09:38	09:50	2,5	10:13	10:16	10:17	10:18	<20	0	0	1	
35	1		0	1	11:27	11:27	11:42	3,9	12:01	12:03	12:03	12:03	>20	0	0	0	

	Date	N° animal	Sexe	AGE (an)	Poids estimé (kg)	Poids pesé (kg)	Dose 1 (ml) médécomidine	Dose 2 (ml) médécomidine	Dose 1 (ml) kéamine	Dose 2 (ml) kéamine	Heure tir 1 (h:min)	Heure tir 2 (h:min)	Distance tir (mètre)	Pression (bar)	Distance fuite (mètre)	Court	Cré	Tourne	Tapete grillage	Se gratte
36	07/05/2019	121	M	10	25	30,56	2,5		0,5		09:16		3,5	3	> 20	1	0	0	0	0
37	07/05/2019	126	M	10	25	27,22	2,5		0,5		10:10		3,5	3	> 20	1	0	1	0	0
38	27/05/2020	214	M	3	25	26,07	2,5		0,5		08:35		3,5	3	> 20	1	0	0	0	0
39	27/05/2020	178	M	7	26	30,15	2,6		0,6		09:54		3	3,5	< 20	0	0	1	1	0
40	28/05/2020	121	M	11	25	31,00	2,5		0,5		08:23		3,5	3,5	> 20	1	0	0	0	0
41	28/05/2020	126	M	11	25	26,20	2,5		0,5		09:14		3,5	3	> 20	1	0	1	0	0
42	30/03/2021	126	M	12	26	25,30	2,5		0,5		11:04		2,5	2,7	> 20	1	0	1	0	0
43	30/03/2021	178	M	8	27	26,80	2,6		0,6		09:38		3,5	3	< 20	1	0	1	0	0
44	31/03/2021	214	M	4	26	27,35	2,5		0,5		08:45		2,5	2,7	> 20	1	0	1	1	0
45	01/04/2021	121	M	12	26	29,30	2,6		0,6		09:28		4	3,5	> 20	1	0	1	0	0
46	27/04/2021	169	F	9	25	30,75	2		0,5		08:35		2,5	3	< 20	1	0	0	0	0
47	30/11/2021	185	F	7	25	25,65	2,4		0,5		11:58		5	4	> 20	1	0	0	0	0
48	30/11/2021	209	F	5	25	25,1	2,4		0,5		10:19		2,5	3	> 20	1	0	0	0	0
49	01/04/2022	121	M	13	22	17,92	2,6		0,6		12:41		1,5	3	< 20	1	0	0	0	0
50	06/04/2022	178	M	9	28	28,10	2,6	2	0,6		10:39	11:07	4	3,5	> 20	1	0	0	0	0
51	06/04/2022	214	M	5	27	27,50	2,6		0,6		09:32		2,5	3	> 20	1	0	1	1	0
52	11/04/2022	173	F	9	24	23,05	2,5		0,5		10:20		3	3,5	> 20	1	0	0	0	0
53	11/04/2022	126	M	13	26	25,70	2,6		0,6		11:00		2	3,5	< 20	1	0	1	0	1
54	13/04/2022	175	F	10	17	20,88	2,5	2,5	0,5	0,5	12:44	12:58	2,5	3		1	0	0	0	0
55	14/04/2022	184	F	8	23	24,40	2,5		0,5		09:20		3	3,5	> 20	1	0	0	0	0
56	14/04/2022	169	F	10	22	23,70	2,5		0,5		10:12		3,5	3,5	> 20	1	0	0	0	0
57	08/06/2022	191	F		18,7		2,2		0,5		12:08		3	3	< 20	0	0	1	0	0
58	06/07/2022	126	M	13	25		2,5		0,5		08:29		3	3,5	< 20	0	0	0	0	1
59	06/07/2022	178	M	9	28		2,6	1,7	0,6	0,4	07:17	07:48	3	3		0	0	1	0	0
60	31/08/2022	169	F	10,5	25		2,5		0,5		08:23		5	3,5	< 20	1	0	0	0	0
61	20/10/2022	173	F	9,5	23	23,80	2,4		0,5		09:57		3,5	3,5	> 20	1	0	0	0	0
62	20/10/2022	178	M	9,5	25	24,32	2,6		0,6		09:03		3	3		0	0	1	0	0
63	15/11/2022	178	M	9,5	25	22,20	2,6		0,6		11:18		3	3		0	0	1	0	0
64	29/11/2022	172	F	10	24		2,5		0,5		09:59		4	3,7	> 20	1	0	0	0	0
65	26/01/2023	173	F	10	25		2,5		0,5		09:56		4	3	> 20	1	0	0	0	0

	Frocte	Romfle	Aboie	Tombe	Heure couché (h:min)	Heure tête au sol (h:min)	Heure manipulations (h:min)	Dose atipamézole (ml)	Heure injection (h:min)	Heure levée de tête (h:min)	Heure debout (h:min)	Heure fuite (h:min)	Distance fuite (mètre)	Truibe	Tombe	Couine	Immobile
36	0	0	1	0	09:20	09:25	09:37	2,5	09:56	10:01	10:05	10:05		0	0	0	1
37	1	1	0	0	10:14	10:16	10:28	2,5	10:45	10:52	10:52	10:56	<20	0	0	0	1
38	1	0	0	0	08:43	08:44	08:56	2,5	09:22	09:27	09:28	09:28	<20	1	0	1	0
39	0	0	1	0	10:01	10:02	10:14	2,6	10:34	10:39	10:40	10:40	>20	0	1	0	0
40	0	0	1	0	08:30	08:32	08:45	2,5	09:03	09:05	09:09	09:09		0	0	1	0
41	1	1	1	0	09:20	09:22	09:35	2,5	09:54	09:58	09:59	09:59	<20	1	0	0	1
42	0	0	1	0	11:09	11:12	11:25	2,5	11:41	11:45	11:47	11:49	<20	0	0	0	1
43	0	0	1	0	09:44	09:45	09:57	2,6	10:26	10:32	10:32	10:32	>20	0	0	0	0
44	1	0	0	0	08:54	08:54	09:06	2,5	09:25	09:30	09:31	09:32	<20	0	0	1	1
45	0	0	0	0	09:34	09:35	09:47	2,6	10:09	10:15	10:15	10:15	<20	0	0	0	1
46	0	0	0	0	08:40	08:44	08:53	2	09:11	09:17	09:17	09:17	>20	0	0	0	0
47	0	0	0	0	12:05	12:09	12:22	2,4	12:34	12:37	12:37	12:39	>20	1	0	1	0
48	0	0	0	0	10:25	10:30	10:43	2,4	11:04	11:08	11:08	11:09	<20	0	0	0	0
49	0	0	0	0	12:41	12:47	12:54	Euthanasie									
50	0	0	1	0	11:12	11:12	11:22	2,5	11:39	11:43	11:44	11:44	>20	0	0	0	0
51	0	0	0	0	09:37	09:38	09:50	2,6	10:12	10:17	10:17	10:38	<20	0	0	0	0
52	0	0	1	0	10:20	10:23	10:33	2,5	10:51	10:51	10:51	10:51	<20	1	2	0	0
53	1	0	0	0	11:05	11:05	11:17	2,6	11:42	11:42	11:42	11:42	<20	1	0	0	1
54	0	1	0	1	13:00	13:01	13:07	Euthanasie									
55	0	0	1	0	09:23	09:26	09:37	2,5	09:56	09:57	10:00	10:00	<20	0	0	1	1
56	0	0	0	0	10:14	10:16	10:28	2,5	10:50	10:53	10:55	10:57	<20	1	0	1	0
57	0	1	0	1	12:13	12:13	12:23	2,2	12:39	12:50	12:50	12:50	<20	1	1	0	0
58	1	1	0	0	08:34	08:36	08:48	2,5	09:03	09:12	09:13	09:16	<20	0	0	0	1
59	0	0	1	0	07:53	07:56	08:01	3,2	08:18	08:19	08:20	08:20	>20	0	0	0	0
60	0	0	0	0	08:28	08:30	08:42	2,5	09:10	09:14	09:17	09:17	<20	0	0	1	0
61	0	0	0	0	10:00	10:02	10:14	2,4	10:28	10:33	10:33	10:34	<20	0	0	0	0
62	0	0	0	0	09:10	09:11	09:23	2,6	09:41	09:45	09:47	09:47	>20	0	0	0	0
63	0	0	0	0	11:22	11:23	11:33	Euthanasie									
64	0	0	0	0	10:02	10:03	10:14	2,5	10:30	10:33	10:34	10:34	>20	1	0	1	1
65	0	0	0	0	09:58	10:05	10:17	2,5	10:35	10:37	10:39	10:39	>20	0	0	0	0

Annexe 4 : Etude des doses de kétamine et de médétomidine en fonction l'estimation de leur poids

Les doses de médétomidine et de kétamine en mg/kg dépendent essentiellement du protocole et de l'estimation du poids : une sous-estimation du poids entraîne une diminution des doses de médétomidine et de kétamine par rapport aux doses cibles, ce qu'illustre la figure 56. Les coefficients de corrélation (0,62 pour la médétomidine et 0,55 pour la kétamine) indiquent une corrélation positive modérée statistiquement significative (p -value de $6,84 \times 10^{-6}$ pour la médétomidine et $7,22 \times 10^{-5}$ pour la kétamine) entre les doses des deux agents anesthésiques et le pourcentage de variation entre le poids réel et estimé des chevreuils.

Sur le graphique Figure 56, lorsque l'erreur d'estimation est de 0% les doses de médétomidine et de kétamine sont respectivement de 83,5 $\mu\text{g}/\text{kg}$ et 1,2 mg/kg, ce qui pourrait être considéré comme les doses cibles de l'étude.

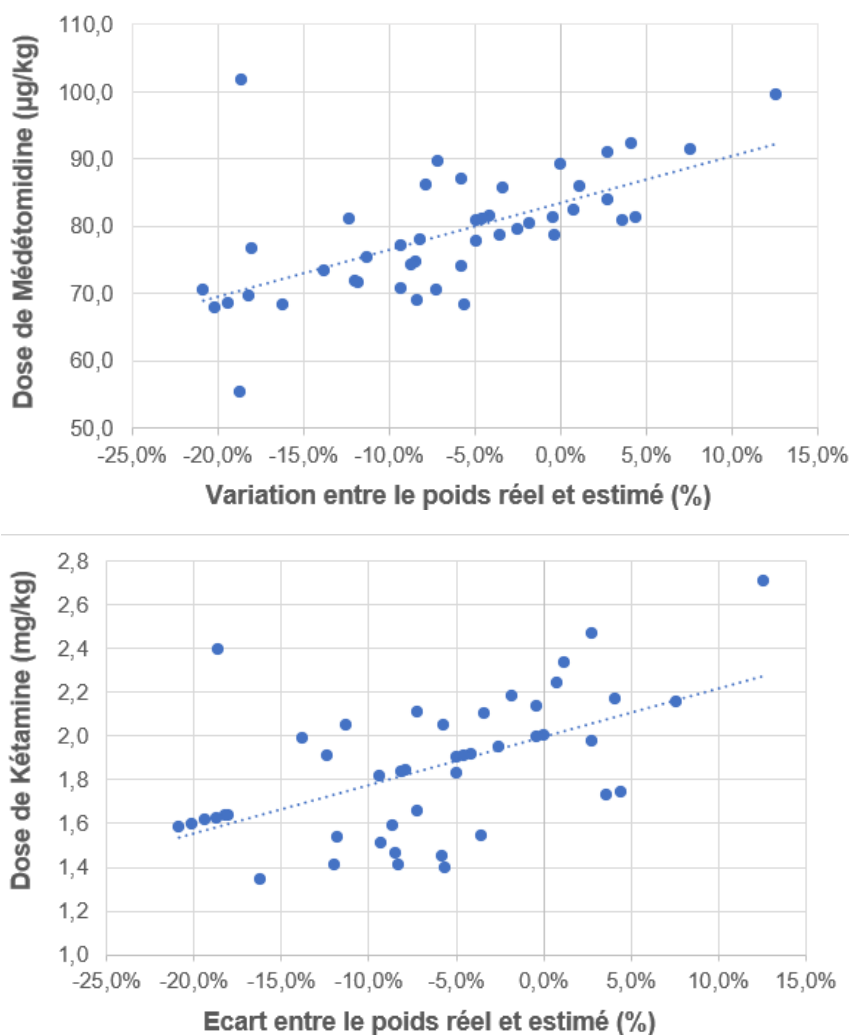


Figure 56 – Annexe 4 : Doses de médétomidine (en $\mu\text{g}/\text{kg}$) et de kétamine (en mg/kg) en fonction de l'estimation du poids (en %) des chevreuils (N = 45)

Annexe 5 : Etude du temps d'induction en fonction de l'estimation du poids du chevreuil

Pour évaluer l'influence des estimations de poids sur le temps d'induction, nous avons exclu le temps d'induction unique de deux minutes, car il correspondait à une sous-estimation du poids de 18%. Cette exclusion était nécessaire afin d'éviter une influence excessive sur les résultats.

Nous pouvons observer graphiquement (Figure 57) qu'en prenant uniquement les variations d'estimation de poids inférieures à - 10% ou supérieures à 10%, il semble y avoir un effet sur le temps d'induction. En outre, le coefficient de corrélation de -0,81 suggère une forte corrélation négative entre ces deux variables lorsque seuls les pourcentages de variation de sur- ou sous-estimation sont pris en compte. Cette corrélation est renforcée par le résultat de la régression linéaire, qui révèle une relation statistiquement significative, avec une p-value très faible de 0,00049. Le R² ajusté est de 0,621, ce qui signifie que le modèle de régression explique environ 62.12 % de la variation du temps d'induction.

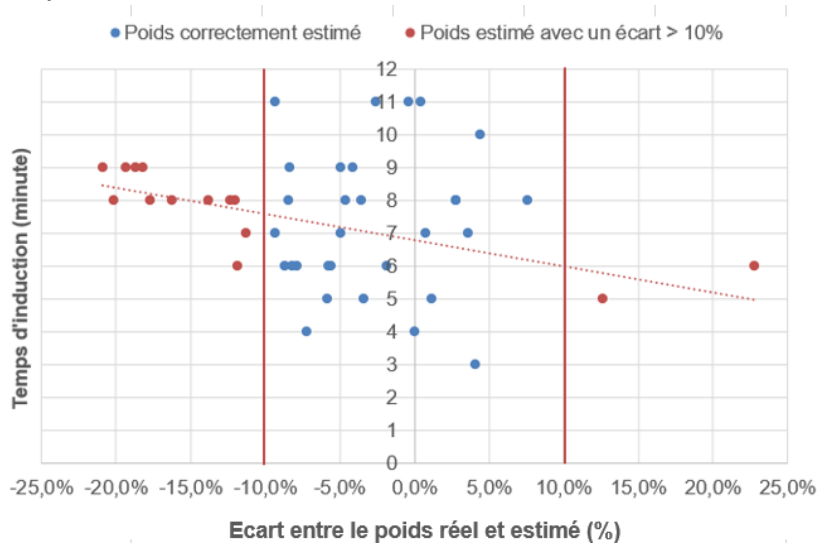


Figure 57 – Annexe 5 : Temps d'induction en fonction du pourcentage de variation entre le poids réel et estimé des chevreuils (N = 45)

Ainsi, lorsque le poids est sous-estimé, c'est-à-dire lorsque la variation entre le poids réel et estimé est inférieure à 10%, le temps d'induction tend à augmenter de manière significative. Cette observation suggère la possible existence d'un seuil au-delà duquel les variations d'estimation du poids ont un effet encore plus marqué sur le temps d'induction. Cependant, il n'est pas possible de généraliser ces résultats à l'ensemble de la population, car ils ne représentent qu'une sous-section spécifique des données, de 14 anesthésies exactement.

Annexe 6 : Etude de l'effet des catégories d'âges sur le temps de réveil

La comparaison des boîtes à moustaches des temps de réveil pour les trois classes d'âges suggère un temps de réveil plus long pour les chevreuils âgés, la médiane étant plus élevée et les boîtes ne se recoupant que très peu (Figure 58).

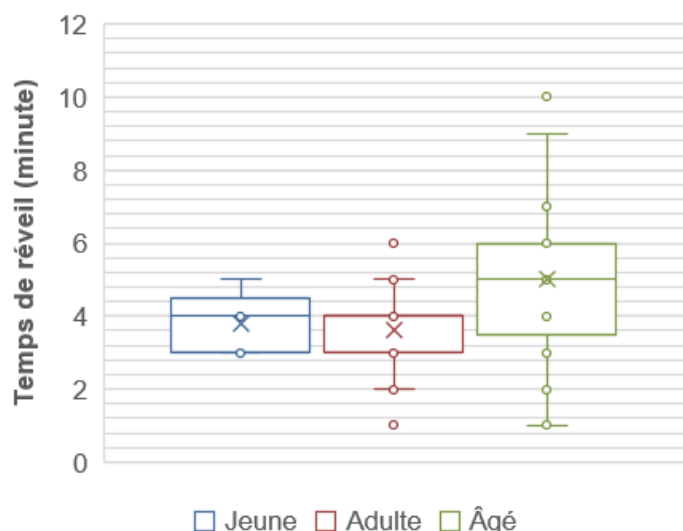


Figure 58 - Annexe 6 : Graphique en boîte à moustache du temps de réveil (en minute) en fonction de la classe d'âge des chevreuils (N = 60)

La faible p-valeur (0,0067) du test de Bartlett indique que les variances des groupes ne sont pas égales et le test de normalité de Shapiro-Wilk a une p-valeur supérieure à 0,05 (0,085), ce qui suggère que les résidus semblent suivre approximativement une distribution normale, ce qui justifie l'utilisation de l'ANOVA de Welch. Les résultats de ce test nous montrent que les temps de réveil diffèrent de manière statistiquement significative entre au moins deux des classes d'âge (p-valeur = 0,03). Afin d'avoir une meilleure compréhension des différences spécifiques entre les classes d'âges, un test de Tukey a été réalisé. Nous pouvons alors conclure que les temps de réveil sont significativement distincts entre les chevreuils adultes et âgés (p-valeur = 0,0195), avec une différence moyenne d'environ 1 minute 23 secondes. Aucune différence significative n'a été trouvée entre les jeunes chevreuils et les adultes (p-valeur = 0,976), ainsi que les jeunes et les chevreuils âgés (p-valeur = 0,3688).

**ÉTUDE RÉTROSPECTIVE DE L'ANESTHÉSIE DU CHEVREUIL EUROPÉEN
(*CAPREOLUS CAPREOLUS*) EN CAPTIVITÉ AVEC L'ASSOCIATION MÉDÉTOMIDINE-
KÉTAMINE ET ANTAGONISATION À L'ATIPAMÉZOLE**

RÉSUMÉ

L'objectif de cette thèse est de décrire les spécificités et les enjeux de l'anesthésie des cervidés afin de présenter ensuite l'analyse rétrospective des données issues de 65 anesthésies, réalisées sur 21 chevreuils européens captifs par l'équipe CEFS de l'INRAE. Une combinaison de 79,0 µg/kg [76,3 ; 81,7] de médétomidine et 1,85 mg/kg [1,76 ; 1,94] de kétamine a été administrée en intramusculaire par téléanesthésie. Les doses varient majoritairement en fonction de l'estimation du poids des chevreuils. Le temps d'induction moyen est de 7,25 minutes [6,72 ; 7,78]. Aucun effet secondaire clinique majeur n'a été observé lors des procédures. Les chevreuils ont ensuite reçu 0,39 mg/kg [0,36 ; 0,42] ou à 0,68 mg/kg [0,64 ; 0,72] d'atipamézole par voie intramusculaire, entre 18 et 48 minutes après l'induction. Le temps moyen nécessaire à l'animal pour se mettre debout est de 5,27 minutes [4,60 ; 5,77] ou 3,28 minutes [2,73 ; 3,83] en fonction de la dose d'atipamézole. Cette analyse confirme l'efficacité et la sûreté de cette combinaison pour l'anesthésie des chevreuils aux doses étudiées.

Mots clés : anesthésie, cervidés, chevreuil, médétomidine, kétamine, atipamézole

**RETROSPECTIVE STUDY OF ROE DEER ANESTHESIA (*CAPREOLUS
CAPREOLUS*) IN CAPTIVITY WITH MEDETOMIDINE-KETAMINE ASSOCIATION
AND ANTAGONIZATION WITH ATIPAMEZOLE**

SUMMARY

The aim of this thesis is to describe the specificities and issues of cervid anesthesia, in order to present a retrospective study of data from 65 anesthesia performed on 21 captive European roe deer by INRAE's CEFS team. A combination of 79.0 µg/kg [76.3 ; 81.7] medetomidine and 1.85 mg/kg [1.76 ; 1.94] ketamine was administered intramuscularly by remote drug delivery systems. Doses vary mainly according to the estimated weight of roe deer. Mean induction time was 7.25 minutes [6.72 ; 7.78]. No major clinical side effects were observed during the procedures. The deer then received 0.39 mg/kg [0.36 ; 0.42] or à 0.68 mg/kg [0.64 ; 0.72] atipamezole intramuscularly, between 18 and 48 minutes after induction. The mean time taken for the animal to stand up was 5.27 minutes [4.60 ; 5.77] or 3.28 minutes [2.73 ; 3.83], depending on the atipamezole dose. This analysis confirms the efficiency and safety of this combination for anesthetizing deer at the doses studied.

Keys words: anesthesia, cervids, deer, medetomidine, ketamine, atipamezole