




OATAO is an open access repository that collects the work of Toulouse researchers and makes it freely available over the web where possible

This is an author's version published in: <https://oatao.univ-toulouse.fr/27372/>

Casas, Aurianne . *L'anesthésie des grands félins en parc zoologique*. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2020, 112 p.

Any correspondence concerning this service should be sent to the repository administrator: tech-oatao@listes-diff.inp-toulouse.fr

L'ANESTHESIE DES GRANDS FELINS EN PARC ZOOLOGIQUE

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

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

par

CASAS Aurianne
Née, le 16/06/1995 à BORDEAUX (33)

Directrice de thèse : Mme Géraldine JOURDAN

JURY

PRESIDENT :
M. Christian VIRENQUE

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEURS :
Mme Géraldine JOURDAN
M. Guillaume LE LOC'H

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE
Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

MEMBRE Invitée :
Mme Sylvie CLAVEL

Docteure Vétérinaire

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

Directeur : Professeur Pierre SANS

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Pharmacologie - Thérapeutique*
- Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, *Pathologie de la Reproduction*
- Mme **CLAUW Martine**, *Pharmacie-Toxicologie*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, Statistiques, Modélisation*
- M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie Pathologique*
- M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
- Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la Reproduction, Endocrinologie*
- M. **PETIT Claude**, (Emérite) - *Pharmacie et Toxicologie*
- M. **SHELCHER François**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*

PROFESSEURS 1° CLASSE

- M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des aliments*
- Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*
- M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et Industrie des aliments d'Origine animale*
- Mme **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie Vétérinaire*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootechne*
- M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **GUERIN Jean-Luc**, *Aviculture et pathologie aviaire*
- Mme **HAGEN-PICARD, Nicole**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et Thérapeutique*
- M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **TRUMEL Catherine**, *Biologie Médicale Animale et Comparée*

PROFESSEURS 2° CLASSE

- Mme **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
- Mme **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
- Mme **LACROUX Caroline**, *Anatomie Pathologique, animaux d'élevage*
- Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
- M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des Ruminants*
- Mme **MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation animale*
- M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*
- Mme **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles*
- M. **RABOISSON Didier**, *Médecine de population et Économie de la santé animale*

PROFESSEURS CERTIFIÉS DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE

- Mme **MICHAUD Françoise**, *Professeur d'Anglais*
- M. **SEVERAC Benoît**, *Professeur d'Anglais*

MAÎTRES DE CONFÉRENCES HORS CLASSE

- M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*

- Mme **CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
 M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
 M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*
 M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
 Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*
 M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et Infectiologie*

MAITRES DE CONFERENCES (classe normale)

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
 Mme **BRET Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
 Mme **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
 Mme **BOUHSIRA Emilie**, *Parasitologie, maladies parasitaires*
 M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
 M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
 Mme **DANIELS Hélène**, *Immunologie- Bactériologie-Pathologie infectieuse*
 Mme **DAVID Laure**, *Hygiène et Industrie des aliments*
 Mme **DEVIERS Alexandra**, *Anatomie-Imagerie*
 M. **DIDIMO IMAZAKI Pedro**, *Hygiène et Industrie des aliments*
 M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophthalmologie vétérinaire et comparée*
 Mme **FERRAN Aude**, *Physiologie*
 Mme **GRANAT Fanny**, *Biologie médicale animale*
 Mme **JOURDAN Géraldine**, *Anesthésie - Analgésie*
 Mme **LALLEMAND Elodie**, *Chirurgie des Equidés*
 Mme **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*
 M. **LE LOC'H Guillaume**, *Médecine zoologique et santé de la faune sauvage*
 M. **LHERMIE Guillaume**, *Economie de la santé animale*
 M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
 Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie Chirurgicale*
 Mme **MILA Hanna**, *Elevage des carnivores domestiques*
 M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*
 Mme **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
 M. **VERGNE Timothée**, *Santé publique vétérinaire – Maladies animales règlementées*
 Mme **WASET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

CHARGES D'ENSEIGNEMENT CONTRACTUELS

- M. **BOLON Pierrick**, *Production et pathologie aviaire*
 M. **LEYNAUD Vincent**, *Médecine interne*
 Mme **ROBIN Marie-Claire**, *Ophthalmologie*
 Mme **TOUSSAIN Marion**, *Pathologie des équidés*

ENSEIGNANT DE PREMIERE ANNEE COMMUNE AUX ETUDES VETERINAIRES

- Mme **GAUCHARD Cécile**, *Biologie-écologie-santé*

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS

- Mme **BLONDEL Margaux**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
 M. **CARTIAUX Benjamin**, *Anatomie-Imagerie médicale*
 M. **COMBARROS-GARCIA Daniel**, *Dermatologie vétérinaire*
 M. **GAIDE Nicolas**, *Histologie, Anatomie Pathologique*
 M. **JOUSSERAND Nicolas**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
 M. **LESUEUR Jérémy**, *Gestion de la santé des ruminants – Médecine collective de précision*
 M. **TOUITOU Florian**, *Alimentation animale*

REMERCIEMENTS

A Monsieur le Professeur Christian VIRENQUE

Professeur des Universités

Praticien hospitalier

Anesthésie et Réanimation

Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse,

Hommages respectueux.

A Madame le Docteur Géraldine JOURDAN

Maître de conférences de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse

Anesthésie-analgésie

Pour avoir accepté la direction de cette thèse et nous avoir apporté toute l'aide nécessaire pour sa bonne rédaction,

Très sincères remerciements.

A Monsieur le Docteur Guillaume LE LOC'H

Maître de conférences de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse

Médecine zoologique et santé de la faune sauvage

Qui m'a guidé dans la réalisation de ce travail et pour sa participation à notre jury de thèse,

Sincère reconnaissance.

A Madame le Docteur Sylvie CLAVEL

Vétérinaire à African Safari, parc zoologique à Plaisance-du-Touch (31)

Qui a accepté notre invitation à ce jury de thèse et pour sa disponibilité, ses conseils, et son aide dans la rédaction et la diffusion de mon questionnaire,

Très sincères remerciements.

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION	10
I. Spécificités, contraintes et gestion du risque de l'anesthésie des grands félins en parc zoologique	11
1) Indications de l'anesthésie de grands félins en parc zoologique	11
2) Contraintes liées à l'animal	11
a. Facteurs affectant la réponse anesthésique	11
b. Gabarit.....	12
c. Dangerosité	12
d. Examen pré-anesthésique limité.....	13
3) Contraintes liées à l'environnement et aux locaux.....	13
4) Enjeux de la téléanesthésie.....	13
5) Risques liés à l'anesthésie des grands félins	14
a. Risques pour le personnel	14
b. Risques pour l'animal	15
i. Traumatisme physique	15
ii. Troubles respiratoires	15
iii. Troubles cardiovasculaires	15
iv. Troubles de la thermorégulation.....	16
v. Troubles digestifs	17
vi. Troubles métaboliques.....	17
vii. Troubles de la reproduction	18
viii. Troubles du système immunitaire.....	18
ix. Stress	18
II. Recommandations concernant l'anesthésie des grands félins captifs	20
1) Préparation de la procédure	20
a. Commémoratifs et examen clinique de l'animal	20
b. Elaboration d'un plan d'action	20
c. Préparation de l'équipe.....	21
d. Préparation du matériel	21
i. Équipement de routine	21
ii. Équipement médical et de surveillance anesthésique.....	21
iii. Équipement de téléanesthésie.....	22
e. Préparation de l'environnement.....	24

2)	Préparation de l'animal.....	24
a.	Mise à jeun.....	24
b.	Isolement.....	24
c.	Prémédication orale.....	25
3)	Administration des anesthésiques.....	25
a.	Sites d'injection.....	25
b.	Injection manuelle.....	26
i.	Utilisation de l'entraînement médical.....	26
ii.	Utilisation de la contention physique.....	27
c.	Injection à distance.....	27
d.	Sous-dosage.....	28
4)	Approche et manipulation de l'animal.....	28
5)	Intubation.....	29
6)	Oxygénothérapie.....	30
7)	Pose d'une voie veineuse.....	30
8)	Suivi clinique et instrumental de l'anesthésie.....	31
9)	Réveil.....	33
III.	Protocoles anesthésiques.....	34
1)	Concept de la substance d'immobilisation idéale.....	34
a.	Facilité d'administration.....	34
b.	Indice thérapeutique élevé.....	34
c.	Rapidité d'action.....	35
d.	Faible volume.....	35
e.	Réversibilité.....	35
f.	Sécurité de l'opérateur.....	35
g.	Durée d'action.....	35
h.	Stabilité.....	35
i.	Polyvalence.....	35
2)	Conception d'un protocole : les associations de molécules utilisées avec succès dans la littérature.....	36
a.	Kétamine + Midazolam ± Butorphanol.....	37
b.	Kétamine + Alpha2-agoniste.....	38
i.	Kétamine + Xylazine.....	40
ii.	Kétamine + Médétomidine ou Dexmédétomidine.....	45
iii.	kétamine + Détomidine.....	54

c.	Kétamine + Alpha2-agoniste + Midazolam	55
d.	Butorphanol + Midazolam + Alpha2-agoniste.....	57
e.	Butorphanol + Azapérone + Médétomidine	60
f.	Tilétamine-Zolazépam	61
g.	Tilétamine-Zolazépam ± Alpha2-agoniste ± Kétamine.....	65
j.	Maintenance de l'anesthésie	70
IV.	Synthèse et analyse des pratiques anesthésiques utilisées chez les grands félins dans les parcs zoologiques français en 2020.....	71
1)	Conception d'un questionnaire destiné aux vétérinaires exerçant en parcs zoologiques en France.....	71
2)	Résultats de l'enquête et discussion	72
a.	Espèces de grands félins présentes dans les parcs	72
b.	Contention physique	73
i.	Dispositifs de contention employés	73
ii.	Réalisation d'actes médicaux sans immobilisation chimique	73
iii.	Complications rencontrées lors de contention physique ou de fléchage.....	74
c.	Entraînement médical.....	75
d.	Contention chimique.....	76
i.	Indications de l'immobilisation chimique chez les grands félins	76
ii.	Mise en place d'un jeûne alimentaire pré-anesthésique.....	76
iii.	Mise en place d'un jeûne hydrique pré-anesthésique.....	76
iv.	Moment de la journée favorisé.....	76
v.	Méthodes d'administration.....	77
vi.	Anesthésie volatile	77
vii.	Intubation endotrachéale.....	77
viii.	Pesée de l'animal.....	77
ix.	Surveillance de l'anesthésie	77
x.	Fluidothérapie	78
xi.	Protocoles anesthésiques utilisés	78
xii.	Complications peranesthésiques rencontrées.....	85
xiii.	Gestion du risque humain	86
xiv.	Surveillance du réveil	86
3)	Bilan et limites de l'enquête.....	87
	CONCLUSION	89
	REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	91

ANNEXES.....	102
ANNEXE 1 : Questionnaire envoyé aux vétérinaires des parcs zoologiques français via la liste de diffusion de l'Association Française des Vétérinaires de Parcs Zoologiques.....	102

TABLE DES ILLUSTRATIONS

Figure 1 - Photographie et schéma d'une flèche ou seringue de téléinjection (West et al. 2014)	23
Figure 2 - Photographies de l'extrémité de l'aiguille, avec et sans obturateur (West et al. 2014)	24
Figure 3 - Illustration des sites d'injection privilégiés chez les grands félins (Ferreira 2016 et Fowler 2008).....	26
Figure 4 - Contention physique d'un tigre à l'aide d'une cage de contention (Fowler 2008)	27
Figure 5 - lieux de ponction veineuse chez les grands félins (Veine saphène externe (à gauche) et veine latérale de la queue (à droite)) (Fowler 2008)	31
Figure 6 - Utilisation d'un oxymètre de pouls et d'une fiche de suivi anesthésique lors de l'anesthésie d'une panthère de l'Amour au Zoo de Lyon (Photographie du Dr Gwendoline Anfray).....	33
Tableau 1 - Protocoles à base de Kétamine, Midazolam et Butorphanol dans la littérature.....	38
Tableau 2 - Protocole à base de Kétamine et Xylazine dans la littérature.	40
Tableau 3 - Protocoles à base de Kétamine et Médétomidine ou Dexmédétomidine dans la littérature.	46
Tableau 4 - Protocoles à base de Kétamine et Détomidine dans la littérature.	54
Tableau 5 - Protocoles à base de Kétamine, Alpha2-agoniste et Midazolam dans la littérature.....	56
Tableau 6 - Protocoles à base de Butorphanol, Alpha2-agoniste et Midazolam dans la littérature....	58
Tableau 7 - Protocoles à base de Butorphanol, Azapérone et Médétomidine dans la littérature.....	60
Tableau 8 - Protocoles à base de Tilétamine-Zolazépam dans la littérature.....	62
Tableau 9 - Protocoles à base de Tilétamine-Zolazépam et Alpha2-agoniste dans la littérature.	66
Tableau 10 - Pour chaque espèce et parmi les parcs qui la possèdent, proportion de ceux qui mettent en place un entraînement médical pour l'acte considéré.	75
Tableau 11 - Taille des sondes endotrachéales utilisées en fonction de l'espèce.....	77
Tableau 12 - Protocoles anesthésiques utilisés chez les guépards par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire.	79
Tableau 13 - Protocoles anesthésiques utilisés chez les jaguars par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire.	79
Tableau 14 - Protocoles anesthésiques utilisés chez les léopards par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire.	80
Tableau 15 - Protocoles anesthésiques utilisés chez les lions par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire.	81
Tableau 16 - Protocoles anesthésiques utilisés chez les lynx par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire.	82
Tableau 17 - Protocoles anesthésiques utilisés chez les panthères des neiges par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire.....	82

Tableau 18 - Protocoles anesthésiques utilisés chez les panthères nébuleuses par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire.....	83
Tableau 19 - Protocoles anesthésiques utilisés chez les pumas par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire.	83
Tableau 20 - Protocoles anesthésiques utilisés chez les tigres par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire.	84

INTRODUCTION

Il existe de nombreuses espèces de félins présentées aujourd'hui en parcs zoologiques. Parmi elles, les espèces de grands félins représentent un challenge tout particulier de par leur dangerosité. Afin de garantir la sécurité du personnel, toute manipulation de grand félin nécessite le plus souvent une anesthésie générale de l'animal, qui présente de nombreuses différences par rapport à l'anesthésie des félins domestiques.

L'anesthésie générale est définie comme un acte médical d'effet temporaire et réversible ayant pour objectif l'obtention d'une perte de conscience (narcose), d'une suppression de la perception de la douleur (analgésie) et d'une relaxation musculaire (myorelaxation). Dans le cas des grands félins, l'anesthésie a également pour objectif la sécurité des opérateurs et de l'animal. En effet, l'induction de l'anesthésie chez les félins sauvages peut être extrêmement stressante, et des affections ou des blessures liées au stress peuvent en résulter. L'efficacité et la sécurité des techniques d'immobilisation chimique chez les animaux sauvages ont beaucoup progressé au cours des dernières décennies, grâce à des médicaments plus sûrs et efficaces, des équipements de surveillance portables et des méthodes précises d'administration des médicaments, mais des complications peuvent toujours survenir.

On considèrera comme grand félin, au sens large du terme, toute espèce de félin pouvant peser jusqu'à 20kg ou plus à l'âge adulte (West et al. 2007). Cela représente dix espèces appartenant aux genres *Acinonyx*, *Lynx*, *Neofelis*, *Panthera* et *Puma*. Ces espèces sont les suivantes : le Guépard (*Acinonyx jubatus*), le Lynx d'Europe (*Lynx lynx*), la Panthère nébuleuse (*Neofelis nebulosa*), la Panthère nébuleuse de Bornéo (*Neofelis diardi*), le Jaguar (*Panthera onca*), le Léopard (*Panthera pardus sp.*), le Lion (*Panthera Leo*), la Panthère des neiges (*Panthera uncia*), le Tigre (*Panthera tigris*) et le Puma (*Puma concolor*).

Ce travail présente dans une première partie les spécificités et contraintes inhérentes à l'anesthésie des grands félins en parc zoologique, ainsi que les différents risques qu'elle comporte. La seconde partie analyse les enjeux de l'immobilisation chimique des grands félins et propose un guide aidant à son bon déroulement, étape par étape. La troisième partie est une synthèse bibliographique regroupant les différents protocoles anesthésiques utilisés avec succès chez les grands félins dans la littérature. Enfin, la dernière partie décrit la réalisation et les résultats d'un questionnaire envoyé aux vétérinaires travaillant dans (ou avec) des parcs zoologiques français, via la liste de diffusion de l'Association Française des Vétérinaires de Parcs Zoologiques (AFVPZ). Cette étude a pour but de réaliser un état des lieux des méthodes de contention et des pratiques anesthésiques mises en place sur les grands félins dans les Parcs zoologiques en France.

I. Spécificités, contraintes et gestion du risque de l'anesthésie des grands félins en parc zoologique

1) Indications de l'anesthésie de grands félins en parc zoologique

Avant toute anesthésie, il est important de se demander si la procédure est nécessaire, et de respecter le premier principe de prudence « primum non nocere ». En effet, le stress engendré par une capture chez un animal sauvage peut parfois être plus néfaste que son indication. L'anesthésiste doit être convaincu que l'intérêt de l'anesthésie justifie les risques qu'elle comporte (Chai 2013).

L'anesthésie chez les grands félins est pratiquée pour de nombreuses raisons en parcs zoologiques, dont les plus courantes sont : transport, pose de transpondeur électronique, pose d'implant contraceptif, vaccination, prélèvements (prise de sang, raclage cutané, écouvillons, collecte de semence (Araujo et al. 2018 ; Lanchais 1999 ; Lueders et al. 2012)...), examen d'imagerie, taille de griffes, examen et soins dentaires, soins de plaies, sutures cutanées, chirurgie diverses (stérilisation, gestion de fracture, extraction de corps étranger...), insémination artificielle (Callealta et al. 2019)...

Le protocole utilisé doit donc permettre d'obtenir une profondeur de narcose et une valence analgésique adaptées à la procédure, allant de la simple sédation à l'anesthésie générale.

2) Contraintes liées à l'animal

a. Facteurs affectant la réponse anesthésique

Comme chez les animaux domestiques, un certain nombre de paramètres doivent être pris en compte avant l'anesthésie d'un animal. Ces paramètres peuvent influencer la sensibilité ou la tolérance d'un individu aux molécules, affectant sa réponse à l'anesthésie et le temps d'induction (Sontakke et al. 2017 ; Nielsen 1999 ; Chardonnet 2002) :

- L'âge : Les jeunes et les vieux individus sont plus sensibles à l'anesthésie comparé à un individu adulte. Les jeunes requièrent généralement une dose plus élevée, et les plus âgés une dose plus faible.
- La taille, le poids et l'état d'engraissement : Les espèces de petite taille avec un métabolisme plus élevé nécessitent généralement une dose anesthésique plus élevée. L'embonpoint est un problème qui doit être pris en compte car il se retrouve souvent en parc zoologique en raison de la suralimentation et du manque d'exercice (Chai 2013). Un animal avec un taux de masse grasse élevé requerra une dose plus importante.
- Le sexe : Le sexe de l'animal peut influencer la réponse anesthésique.
- L'espèce : Il existe des spécificités et des variations de réponse aux drogues anesthésiques selon l'espèce. Le choix des molécules et des doses peut varier d'une espèce à l'autre. Des connaissances sur l'espèce à anesthésier sont donc nécessaires.
- L'état clinique : Pour un animal malade, souffrant de malnutrition, en mauvais état général ou affaibli, la dose nécessaire sera plus faible qu'un animal en bonne santé, et le risque anesthésique sera augmenté. Ce risque est défini par le statut ASA, qui fixe cinq stades allant

de l'animal ne présentant aucune anomalie (stade 0), à l'animal de ayant une espérance de vie inférieure à 24h sans intervention (stade 5, 50% de mortalité à l'anesthésie).

- Le statut reproducteur : En cas de gestation ou d'œstrus par exemple, la réponse à l'anesthésie peut être modifiée. Il vaut mieux s'abstenir d'immobiliser une femelle en fin de gestation (risque accru de mortalité, d'avortement, de mortinatalité). Les femelles en début de gestation, surtout les plus grasses, sont mal immobilisées par les doses standards, et il est souhaitable de surdoser légèrement.
- Le tempérament et le comportement : Chaque individu présente un tempérament différent, qui peut varier au sein d'une même espèce (Chai 2013). Un animal stressé ou agité nécessitera une dose anesthésique plus élevée qu'un animal calme et en confiance. C'est pourquoi les félins captifs, plus habitués à la présence humaine, nécessitent généralement une dose anesthésique plus faible que les félins sauvages en liberté (Guthrie, 2019). Chez un animal stressé, le temps d'induction sera rallongé et certaines molécules peuvent s'avérer moins efficaces.
- La période de l'année : les variations hormonales saisonnières peuvent influencer le comportement de l'animal et son métabolisme, et donc sa réponse à l'anesthésie.

b. Gabarit

Les individus mâles adultes des plus grandes espèces pouvant peser jusqu'à 300 kg (pour les tigres par exemple), il peut être difficile de les manipuler et de les déplacer une fois immobilisés. Le transport des grands individus nécessite une logistique plus complexe et un plus grand nombre d'opérateurs. C'est pourquoi, lorsqu'un transport vers une clinique n'est pas indispensable, il est souvent choisi de ne pas les déplacer. Dans ce cas, une source d'oxygène et un équipement de monitoring portatifs sont nécessaires.

c. Dangérosité

La dangérosité de ces espèces rend la procédure risquée pour le personnel, dont la moindre erreur pourrait avoir des conséquences dramatiques. La sécurité humaine doit toujours être la priorité. Par conséquent, l'intervention lors des phases d'induction et de réveil est impossible car l'animal n'est pas totalement endormi (Guthrie 2019). Or c'est au cours de ces deux phases que les complications sont le plus susceptibles de survenir.

L'animal ne pouvant être approché (hors cas particulier de l'entraînement médical), l'injection des molécules anesthésiques est généralement effectuée à distance par voie intra musculaire. Cela implique un risque anesthésique plus important puisque la dose doit être calculée à l'avance et que l'induction ne peut être effectuée par titration. Les risques d'erreur de dosage sont donc plus élevés. En cas de doute sur la dose à utiliser, on choisira toujours de surdoser plutôt que de sous-doser l'animal, pour garantir la sécurité humaine (Chai 2005 ; Guthrie 2019).

Le protocole anesthésique choisi doit permettre d'assurer la sécurité des opérateurs, en minimisant par exemple le risque de réveil inopiné, ou en garantissant une immobilisation d'une durée suffisante pour la procédure à réaliser. Des doses d'agents anesthésiques supplémentaires doivent toujours être préparées et accessibles à tout moment de l'intervention, afin de pouvoir réagir rapidement en cas d'éveil imprévu de l'animal.

d. Examen pré-anesthésique limité

Dans la grande majorité des cas (hors animaux domestiqués), seul un examen clinique visuel à distance est réalisable sur un grand félin avant une immobilisation. En l'absence d'examen clinique rapproché et d'examens complémentaires, une affection sous-jacente peut passer inaperçue et affecter la procédure d'immobilisation.

En l'absence de pesée récente, le poids doit également être estimé, ce qui peut mener à des erreurs de dosage. En effet, l'estimation précise d'un poids demande de l'expérience, surtout lorsque l'on sait que des animaux de même taille peuvent avoir des poids différents au sein d'une même espèce.

3) Contraintes liées à l'environnement et aux locaux

L'induction de l'anesthésie étant réalisée à distance la plupart du temps, il est important qu'elle ait lieu dans un environnement assurant la sécurité de l'animal. En effet, l'aménagement et la constitution de certains enclos ou loges intérieures peuvent représenter un danger physique pour un animal en cours d'induction ou de réveil (agrès, bassin, dénivelé...). De plus, un agencement complexe du lieu, ou la présence d'obstacles et de cachettes peuvent rendre difficile le fléchage de l'animal.

Si la procédure est réalisée en plein air, la météo est également à prendre en compte. L'anesthésie provoquant un trouble de la thermorégulation, l'animal sera sujet à développer une hyperthermie ou une hypothermie selon la température ambiante.

Dans le cas où l'animal à anesthésier vit avec des congénères, celui-ci doit être isolé. Cela nécessite des infrastructures permettant de séparer les animaux partageant un même enclos.

Une fois l'animal anesthésié, il peut être nécessaire de le transporter jusqu'à une clinique vétérinaire ou un bloc opératoire par exemple. Ce transport constitue un effort logistique supplémentaire, et doit être réalisé en toute sécurité pour le personnel et pour l'animal.

4) Enjeux de la téléanesthésie

La téléanesthésie est l'injection de molécules anesthésiques à distance, par voie intramusculaire, à l'aide d'une sarbacane ou d'un fusil hypodermique et de flèches. Le fléchage d'un animal est toujours associé à un certain degré de risque. De graves dommages à l'animal ou au personnel peuvent survenir si le matériel de télé-anesthésie est mal utilisé. La trajectoire de la flèche ainsi que les mouvements de l'animal doivent être anticipés. Il faut tirer vite et en une seule fois pour réduire le stress, l'excitation et le risque de blessure et d'hyperthermie (Nielsen 1999).

L'enjeu de la téléanesthésie réside dans le fait d'injecter par la bonne voie (intramusculaire), sans provoquer de lésions des tissus. Cela qui implique de tirer au bon endroit, perpendiculairement au muscle, avec une bonne pression par rapport à la distance et avec une taille d'aiguille et un volume dans la seringue adéquats.

Une insertion tangentielle de l'aiguille dans la peau de l'animal ou une aiguille trop courte peuvent mener à une injection par voie sous-cutanée, qui n'est pas recherchée lors d'une procédure d'immobilisation. En effet, le tissu sous-cutané possède un réseau vasculaire moins dense que le tissu musculaire. L'absorption du principe actif est donc moins rapide et sa concentration dans le SNC finalement insuffisante pour provoquer sa dépression. Il est donc nécessaire de réaliser une nouvelle injection intramusculaire pour immobiliser de façon sûre l'animal. De plus, du fait de la lente diffusion du principe actif, la phase de réveil de l'animal peut être prolongée (Wardzynski 2004).

Une pression trop élevée dans le fusil, des flèches trop lourdes ou des aiguilles trop longues ou trop épaisses, peuvent provoquer des dommages au point d'impact (Deem 2004). Les dimensions de l'aiguille doivent être adaptées à la taille de l'animal, l'épaisseur de sa peau et la profondeur des muscles (Ferreira 2016). Une flèche non complètement remplie ou asymétrique, une aiguille réutilisée et courbée, un stabilisateur trop humide ou altéré peuvent dévier la trajectoire du projectile de manière significative. Une cible atteinte ne signifie pas forcément une téléanesthésie réussie, puisque la flèche peut exploser à l'impact ou rebondir en cas d'excès de pression. (Chai 2005) A cause de la taille, du poids et de la faible vitesse d'une flèche, sa trajectoire est généralement en forme de cloche, et peut être affectée par le vent. Plus une flèche est petite et rapide, et plus la distance sera courte, plus la trajectoire sera rectiligne, mais plus l'impact sera traumatique (Nielsen 1999 ; West et al. 2014 ; Chardonnet 2002). Plus une flèche est lourde et grande, moins le tir est précis et plus il faut être proche de l'animal, c'est pourquoi il faut toujours choisir une flèche du plus petit format possible par rapport à la quantité de produit à injecter.

5) Risques liés à l'anesthésie des grands félins

a. Risques pour le personnel

L'anesthésie de grands félins comporte des risques pour les opérateurs de par la dangerosité des animaux mais aussi du matériel de téléanesthésie et des molécules utilisées, c'est pourquoi la sécurité du personnel doit toujours être considérée comme une priorité. Tous les membres de l'équipe doivent être conscients des risques que la procédure implique pour eux.

Une flèche ou un équipement de téléanesthésie doit toujours être considéré comme un danger potentiel. Il faut donc les manipuler avec précaution comme s'ils étaient chargés et sous pression tant que l'on n'est pas certain qu'ils ne le sont pas. Un tir accidentel peut entraîner des blessures humaines graves, voir la mort.

La dangerosité des agents anesthésiques utilisés est d'autant plus importante que les doses employées chez certaines espèces de grands félins sont généralement plus élevées que celle jugées sans danger pour l'espèce humaine. Toutefois, bien que les dissociatifs et les alpha-2 agonistes représentent un danger, les molécules les plus dangereuses telles que les opioïdes puissants (étorphine, carfentanil...) ne sont jamais utilisées chez les grands félins. Une exposition accidentelle du personnel aux molécules est le plus susceptible de survenir lors de la préparation de solutions anesthésiques, du remplissage des flèches ou du chargement et du déchargement du fusil hypodermique. Il faut donc faire preuve d'une concentration particulière au cours de ces étapes. En dehors des injections accidentelles, les anesthésiques peuvent être absorbés par une plaie cutanée, les muqueuses oculaires, nasales ou buccales. C'est pourquoi il faut prêter attention à l'intégrité du

matériel de téléanesthésie, notamment à l'étanchéité des flèches. Il est conseillée de porter des gants, de ne pas boire, fumer, se toucher les yeux, le nez ou la bouche pendant la procédure, et de ne manipuler les produits anesthésiques seul, afin de bénéficier d'un contrôle extérieur et d'une assistance en cas d'accident (Nielsen 1999).

En dehors des risques induits par la manipulation d'agents anesthésiques et du matériel de téléanesthésie, toute opération d'immobilisation d'un animal sauvage implique des risques de traumatismes physiques, allant de la simple coupure ou contusion, à la mort. Ils sont le plus souvent le résultat d'une approche trop rapide de l'animal après que ce dernier soit tombé en décubitus latéral et d'un mauvais contrôle de son état d'anesthésie. En effet, même si parfois l'animal semble profondément sédaté, une stimulation pendant la phase d'induction ou lorsque l'action des anesthésiques arrive à sa fin, entraînera un réveil rapide avec des réactions de défense parfois intactes. C'est pourquoi il est important de prêter attention aux réflexes et aux signes de réveil prématurés (Jacquier 2001).

En outre, toute manipulation d'un animal sauvage quel qu'il soit implique des risques zoonotiques pour les opérateurs.

b. Risques pour l'animal

i. Traumatisme physique

Des traumatismes peuvent être induits par la contention physique ou par des obstacles de l'environnement si l'animal se débat et cherche à fuir. L'impact d'une flèche trop brutal ou dans une zone inappropriée, ou encore le transport de l'animal anesthésié peuvent aussi être source de blessure. Ces traumatismes peuvent aller de la simple abrasion ou contusion, à l'hémorragie, la luxation ou la fracture (Chai 2013).

ii. Troubles respiratoires

L'anesthésie peut provoquer une hypoxie voire une anoxie par hypoventilation, arrêt respiratoire ou obstruction des voies aériennes supérieures (manipulation trop brutale, mauvais positionnement de la tête l'animal, présence de sécrétions/mucus/régurgitations dans les voies aériennes...). Les anesthésiques inhalés notamment induisent une hypoventilation qui est dose-dépendante. L'arrêt respiratoire est souvent la conséquence de l'utilisation d'anesthésiques à doses inappropriées (Chai 2005).

Les animaux en parc zoologique ayant un exercice physique réduit, un effort violent (lors de capture par exemple) est susceptible de provoquer un œdème pulmonaire. Celui-ci est à l'origine d'une hypoxie, exprimée cliniquement par une cyanose, une dyspnée et un pouls augmenté (Chai 2013).

Une hypoxie marquée entraîne une anoxie cérébrale et cardiaque, se traduisant par une perte de conscience et des convulsions, puis la mort.

iii. Troubles cardiovasculaires

Une déficience du système cardiovasculaire entrave le maintien du débit sanguin vers les tissus, le transport de l'oxygène et des substances nutritives pour répondre aux besoins métaboliques, l'élimination du dioxyde de carbone et des déchets. La plupart des anesthésiques dépriment ce système. Par ailleurs, des anomalies cardiovasculaires mineures peuvent être considérablement aggravées. Ceci est particulièrement problématique chez les animaux sauvages, où examens cliniques

et complémentaires préalables sont très limités. Une surveillance étroite de l'anesthésie devient essentielle.

La plupart des anesthésiques (en particulier les substances inhalées) réduisent la contractilité du myocarde, le débit cardiaque et la réactivité vasculaire. Cela peut induire une diminution de la pression artérielle et une réduction de la perfusion tissulaire, prédisposant à des complications.

La bradycardie est le plus souvent causée par des stimulations du système parasympathique (stimulation vagale), soit directement (par action des opioïdes par exemple), soit par réflexe (pression des globes oculaires, pressions des sinus carotidiens, augmentation de la pression intraabdominale), ou encore indirectement (inhibition du tonus sympathique due à l'anesthésie générale, modification de la réponse des barorécepteurs). Les autres causes incluent : hypothermie, anomalies électrolytiques, anomalies de la conduction cardiaque (blocs...) (Chai 2013).

La tachycardie est le plus souvent associée à une hypotension, une analgésie/anesthésie insuffisante, ou peut résulter des actions de certains principes actifs comme les dissociatifs (kétamine, tilétamine) et des stimulations du tonus sympathique associées au stress de capture. Elle augmente le travail du myocarde et les besoins en oxygène, et peut ainsi réduire la perfusion myocardique.

La fibrillation ventriculaire est due soit à l'anesthésie d'un animal surexcité, soit à un état de choc ou à la « noyade » de l'organisme par les catécholamines libérées de façon importante lors de capture et/ou de stress. C'est la principale cause d'arrêt cardiaque.

L'arrêt cardiaque peut aussi avoir pour origine une syncope vagale. Lors d'une contention physique, le système sympathique (influx nerveux adrénérgique) est stimulé, entraînant une vasoconstriction et une hypertension. Chez certains animaux, l'intensité de la réponse du système parasympathique (influx nerveux cholinérgique) peut dépasser celle du système sympathique, entraînant une chute brutale de la pression artérielle et une diminution de la fréquence cardiaque conduisant à une perte de conscience puis à la mort de l'animal par arrêt cardiaque. L'arrêt cardiaque peut aussi avoir pour origine un surdosage anesthésique, ou une décompensation cardiaque faisant suite à une hypoxie (Chai 2013).

iv. Troubles de la thermorégulation

La capacité de thermorégulation d'un animal peut être altérée par différents phénomènes. La poursuite, la capture et l'immobilisation participent à une excitation intense et à un stress qui sensibilisent l'animal aux effets délétères de son environnement et l'entraînent vers un état d'hyperthermie ou d'hypothermie.

L'hyperthermie, caractérisée par une augmentation critique de la température corporelle au-dessus de 41°C, est fréquente lors de contention physique (Caulkett, Arnemo 2017). Elle résulte de deux phénomènes : une absorption de chaleur dans l'environnement et une augmentation du métabolisme. La survenue d'une hyperthermie est donc dépendante des conditions extérieures (exposition aux rayons du soleil, température ambiante élevée), de l'animal (particularités d'espèces) et des conditions de capture (stress, effort musculaire intense, incapacité de mettre en place des adaptations comportementales telles que le halètement). L'hyperthermie entraîne une vasodilatation généralisée, d'où une chute brutale de la pression artérielle pouvant conduire à une défaillance cardiovasculaire et à la mort (Nielsen 1999). Elle augmente également les besoins en oxygène de l'organisme, ce qui peut conduire à une anoxie généralisée touchant principalement le cerveau, le foie

et les reins (Fowler 2008). Une acidose, une coagulation intravasculaire disséminée, un œdème pulmonaire non cardiogénique, des convulsions et des arythmies cardiaques peuvent aussi se produire (Fahlman 2008). L'hyperthermie se traduit cliniquement par une fréquence cardiaque basse et irrégulière, une respiration superficielle et augmentée en fréquence, une sudation marquée et un réveil prolongé (Nielsen 1999). Non traitée, elle peut conduire à des lésions cérébrales et évoluer rapidement vers le coma et la mort (Chai 2013). En cas d'hyperthermie, le refroidissement de l'animal s'effectue principalement en le protégeant des rayons du soleil et en l'arrosant d'eau fraîche. Si cela n'est pas suffisant, un réveil d'urgence doit être envisagé, en antagonisant les agents anesthésiques utilisés, si cela est possible.

L'hypothermie est définie comme une diminution de la température corporelle, en-dessous de 35°C (Caulkett, Arnemo 2017). Elle survient lors d'anesthésie prolongée ou de températures extérieures basses, et affecte surtout les animaux malades ou en état de choc (Fowler 2008). L'anesthésie peut favoriser l'hypothermie en déprimant le système de thermorégulation et en inhibant les mouvements des muscles squelettiques (Chinnadurai et al. 2016). Elle entraîne une vasoconstriction périphérique, à l'origine d'une anoxie tissulaire. Elle peut aussi affecter le système nerveux central, respiratoire, gastro-intestinale, et contribue à une diminution du métabolisme cellulaire. D'autre part, les tremblements dus à l'hypothermie augmentent les besoins en oxygène du myocarde. La conduction myocardique peut également être affectée, diminuant la postcharge et la pression sanguine. Il se développe une bradycardie qui ne répond pas aux anticholinergiques, comme décrit par Zeiler et al. en 2013, dans le cas d'anesthésies de jeunes tigres du Bengale (*Panthera tigris tigris*) (Zeiler et al. 2013). Cliniquement, l'animal hypotherme est bradycarde et respire de manière superficielle voir présente des épisodes d'apnée. Les réveils sont toujours plus longs et la mortalité et la morbidité péri-opératoires sont augmentées. En l'absence de traitement, s'ensuit une perte de conscience suivie d'un coma puis de la mort. Sur le terrain, le réchauffement de l'animal peut s'effectuer par le biais de couvertures, de tapis chauffant (chez les espèces dont la taille le permet), de chauffage d'appoint...

v. *Troubles digestifs*

Régurgitation et vomissement peuvent survenir au cours de l'anesthésie, surtout en cas d'utilisation d'alpha-2 agonistes, et entraîner une fausse déglutition. La mise à jeun et l'intubation peuvent aider à éviter ce type de complication.

La réaction de peur peut aussi entraîner l'apparition de douleurs abdominales, de diarrhées, de nausées, de vomissements et à plus long terme, la formation d'ulcères gastriques et gastroduodénaux (Chai 2013).

vi. *Troubles métaboliques*

Lors d'une procédure de contention physique, l'effort induit par la poursuite, la capture et la résistance à la contention entraîne la mise en place d'un métabolisme anaérobie, conduisant à une accumulation d'acide lactique dans les cellules musculaires et à une baisse sensible du pH sanguin (Fowler 2008). D'autre part, l'excitation de l'animal peut entraîner un ptyalisme et une sudation importante à l'origine d'une perte de bases. Cet état d'acidose persiste plusieurs minutes après la fin de la poursuite ou de la contention, même si l'animal compense par une hyperventilation marquée. Cliniquement, l'animal est alors déshydraté, en polypnée, en tachycardie et ses muqueuses sont cyanosées (Chave 2011).

Les animaux en parc zoologique souffrent en général d'un manque d'exercice physique, leurs réserves en glycogène sont donc réduites. Or, une procédure de contention physique entraîne des besoins énergétiques accrus, nécessitant une mobilisation massive de glucose. En l'absence de glycogène disponible, la glycémie chute brutalement, pouvant entraîner un choc hypoglycémique (Fowler 2008).

La myopathie de capture, qui touche particulièrement les ongulés, est quasi inexistante chez félins captifs (Guthrie 2019), et n'a été suspectée que dans très peu de rapports de cas de la littérature (Özkan et al. 2018 ; Stander, Morkel 1991). Il s'agit d'une affection musculaire déclenchée par l'acidose associée au stress de la capture et de la contention, se traduisant cliniquement par une parésie puis une paralysie généralisée et l'émission d'urines sombres. Ces symptômes sont associés à des lésions de nécrose et de dégénérescence de certains muscles squelettiques et du myocarde.

vii. Troubles de la reproduction

La manipulation des animaux sauvages occasionne une diminution de la fécondité et les femelles capturées en fin de gestation peuvent avorter ou mettre bas prématurément.

Une étude portant sur l'insémination artificielle de tigres (*Panthera tigris*) réalisée par Donoghue et al. en 1996, a montré que l'anesthésie inhibait l'ovulation des femelles si elle était réalisée trop tôt (dans les 39 à 42h) après l'administration d'hormone chorionique gonadotrope humaine (hCG). Une anesthésie réalisée après le début de l'ovulation permettait d'augmenter le succès de l'insémination artificielle (Donoghue et al. 1996).

viii. Troubles du système immunitaire

Tout changement environnemental prolongé déclenche chez les animaux des modifications de la formule sanguine. Ces effets sont donc limités en cas de capture rapide et de courte durée. Chez les félins, le stress aigu provoqué par la procédure anesthésique peut entraîner une leucocytose avec lymphocytose, due à la production massive d'adrénaline. Parallèlement à la modification de la formule sanguine, une déficience immunitaire se met en place. La diminution de la taille du thymus, de la rate et des nœuds lymphatiques entraîne une raréfaction des lymphocytes T. Ceci est aggravé par la capacité du stress d'accroître le pouvoir pathogène des micro-organismes (Chai 2013).

ix. Stress

En parc zoologique, les animaux sont soumis à divers facteurs de stress, de type somatique (sons, visions et odeurs inconnus, sensations tactiles inconnues, position, température, changement de pression, étirement anormal des muscles et tendons), psychologique (appréhension, anxiété, peur, frustration) ou comportementale (environnement non familier, surpeuplement, bouleversements territoriaux ou hiérarchiques, changement dans les rythmes biologiques, manque d'interactions sociales ou isolement) (Chai 2013). Les procédures stressantes de type psychologique comme l'immobilisation chimique, la contention physique ou la peur de l'Homme peuvent mener à une réponse aigüe au stress, influençant l'homéostasie de l'animal (West et al. 2014). La réponse au stress met en jeu deux voies principales : l'axe hypothalamo-hypophysaire (réponse à long terme) et le système nerveux central, qui stimule les surrénales à libérer des catécholamines (l'adrénaline) et prépare l'organisme à une situation qui le met en danger (réponse à court terme) (Ferreira 2016).

La stimulation de l'axe hypothalamo-hypophysaire induit une production importante de glucocorticoïdes (cortisol en particulier) stimulée par l'ACTH. Sur le long terme, cela va entraîner un effet catabolique, diminuer la fertilité, provoquer un retard de croissance et une dépression

immunitaire. Nogueira et Silva ont mis en évidence, en 1997, une augmentation du cortisol sérique chez des félins sauvages captifs après anesthésie (Nogueira, Silva 1997). Young et al. ont ensuite démontré, en 2004, que la réponse au stress à la suite d'une anesthésie pouvait être objectivée par une augmentation drastique des métabolites de glucocorticoïdes dans les fèces chez des guépards et des panthère nébuleuses (Young et al. 2004).

L'adrénaline, quant à elle, va entraîner tant que le danger persistera une augmentation du rythme cardiaque et de la pression artérielle, et une diminution de la digestion et des autres fonctions en lien avec le système sympathique (Ferreira 2016).

Le stress se traduit par trois phases successives : la réaction d'alarme, la phase de résistance ou d'adaptation, puis la phase d'épuisement, qui n'est pas forcément atteinte. Les facteurs psychologiques, comme ceux imposés par l'immobilisation, jouent un rôle important dans l'adaptation des espèces sauvages à la captivité et aux pratiques de contention. L'immobilisation physique ou chimique est probablement l'évènement le plus stressant pour un animal sauvage captif (Nogueira, Silva 1997), et une telle stimulation intense et/ou prolongée peut induire des réponses préjudiciables à l'animal, en contribuant à un épuisement de ses capacités adaptatives. Si un animal en phase d'épuisement est sujet à une immobilisation, il peut succomber à un choc fatal (Chai 2013).

Une étude menée auprès de vétérinaires par Braud et al. en 2019, portant sur les facteurs influençant la mortalité chez les guépards au cours d'anesthésie, a mis en évidence le fait qu'une grande proportion (66,7%) des animaux décédés paraissait particulièrement stressée au moment de la capture, tandis que les 33,3% restant avaient été jugés calmes ou alertes. Ces résultats suggèrent que le stress psychologique aigu serait un facteur important qui pourrait contribuer à la mortalité des guépards au cours d'une capture. De plus, à l'autopsie, plus de la moitié des animaux présentaient des signes de stress chronique (Braud et al. 2019).

x. Recyclage et ré-endormissement

Suite à un réveil d'anesthésie, certains animaux peuvent montrer des signes de re-sédation, même plusieurs heures après avoir été reversés avec un antidote. Ce phénomène s'observe le plus souvent dans le cas d'utilisation d'opioïdes ou d'alpha2-agonistes. Quatre causes potentielles ont été identifiées : intervention d'un cycle entérohépatique, stockage de l'opioïde dans le tissu adipeux et relargage après la métabolisation de l'antagoniste, sous-dosage de l'antagoniste et durée d'action de l'antagoniste inférieure à la durée d'action de l'opioïde injecté (Wardzynski 2004). Les symptômes sont identiques à ceux observés pendant la phase de sédation, effets variant de l'agitation à l'incoordination et au décubitus. Les conséquences de ce recyclage sont graves puisqu'un animal sédaté peut errer dans son enclos jusqu'à épuisement, ce qui le prédispose à l'acidose, à l'hyperthermie et à la myopathie de capture. De plus, l'animal étant ataxique, il peut trébucher, se blesser ou être agressé par un congénère. Si l'animal en vient à se placer en décubitus et reste inactif, il risque l'hypothermie, risque accru en cas de température ambiante basse. Le traitement consiste en l'injection de nouvelles doses d'antagoniste (s'il existe) autant de fois que nécessaire, puis en la surveillance de l'animal pendant toute la durée d'action de l'antagoniste (Ferreira 2016).

II. Recommandations concernant l'anesthésie des grands félins captifs

1) Préparation de la procédure

Chaque anesthésie nécessite une réflexion en amont, qui commence par une analyse de la balance bénéfique/risque de l'intervention. Une anesthésie de grand félin impliquant toujours un risque de mort, le vétérinaire doit avoir la certitude que les raisons de la procédure en valent la peine. Une étude des dernières données de la bibliographie relatives à l'anesthésie de l'espèce concernée doit également être réalisée.

a. Commémoratifs et examen clinique de l'animal

Le vétérinaire est responsable de l'animal et du choix de la stratégie à mettre en place, en accord avec l'état de santé de l'animal (condition physique, état corporel, affections connues), de son âge, de son comportement et de ses spécificités individuelles ou liées à son espèce (Hernandez 2014 ; Ferreira 2016). C'est pourquoi il doit effectuer en amont un examen clinique à distance le plus exhaustif possible, afin de pouvoir adapter le protocole et le suivi per-anesthésique. Si le poids de l'animal est inconnu, il s'agira de l'estimer le plus précisément possible et de prévoir une pesée une fois sous anesthésie, en vue d'évaluer a posteriori la dose anesthésique utilisée et de l'ajuster si besoin (Chinnadurai et al. 2016). En cas de doute, il est préférable de surestimer le poids de l'animal plutôt que de le sous-estimer (Chai 2013).

Comme détaillé précédemment, un examen clinique rapproché est le plus souvent impossible avant l'anesthésie. Un parasitisme interne marqué, un début de gestation, une maladie sous-jacente ne sont pas toujours visibles extérieurement. De plus, l'insuffisance rénale et hépatique sont des causes courantes de morbidité et mortalité chez les grands félins qui peuvent passer inaperçues (Epstein et al. 2002). Dans ce contexte, un recueil d'anamnèse minutieux devra être réalisé auprès des soigneurs ou des propriétaires car elle peut apporter des informations capitales sur l'état de santé de l'animal. Il est notamment important de noter l'existence d'une maladie connue, un traitement en cours, d'éventuelles réactions à de précédentes anesthésies, la prise récente d'eau ou de nourriture, la survenue de toux, d'intolérance à l'effort, de diarrhées, vomissements, production excessive d'urine, ou tout autre symptôme. De telles informations peuvent fournir le seul indice d'un problème méconnu qui pourrait influencer la décision anesthésique (Lanchais 1999).

b. Elaboration d'un plan d'action

Toute anesthésie de grand félin requiert une préparation à l'avance afin d'identifier les risques et de mettre en place un plan d'action adapté à l'objectif de la procédure. Le vétérinaire en charge doit donner toutes les instructions au personnel, et est responsable de tout évènement survenant durant l'opération (Ferreira 2016). Il doit définir précisément ce qui sera fait et comment, étape par étape. Il déterminer les taches prioritaires, les échantillons à récolter... etc. Chaque personne impliquée doit avoir une tache précise et spécifique afin de pouvoir travailler rapidement et efficacement (West et al. 2014). L'élaboration d'une checklist peut être utile pour ne rien oublier (Guthrie 2019). Etablir en amont une conduite à suivre en cas d'urgence et d'accident humain est également primordiale.

Tout doit être pensé pour minimiser le stress de l'animal et la durée de l'immobilisation afin de réduire les risques anesthésiques (Breed et al. 2019 ; Deem 2004). La météo doit être consultée en

amont, car il est préférable de reporter la procédure en cas de forte chaleur (Ferreira 2016). Il est également recommandé de programmer les anesthésies en début de journée afin de disposer de plus de temps en cas d'imprévu ou de réveil prolongé.

c. Préparation de l'équipe

Toute l'équipe doit être informée à l'avance par le vétérinaire du plan d'action et des questions de sécurité humaine (Ferreira 2016). Elle doit être prête à faire face à différents types d'urgence, qui peuvent survenir même dans les meilleures conditions (Deem 2004). Une équipe suffisamment importante, qualifiée et expérimentée permettra d'agir plus efficacement et de réduire les risques de stress et de trauma pour l'animal (West et al. 2014). Le vétérinaire doit faire preuve de leadership et de bonne communication afin de coordonner les différents opérateurs (Chinnadurai et al. 2016).

d. Préparation du matériel

Le choix et la préparation du matériel représentent une part cruciale de la planification (Hernandez 2014). Il faut pouvoir anticiper les différents besoins, sans pour autant s'encombrer et se charger avec des choses inutiles. Une liste du matériel de base nécessaire peut être utile pour toute procédure d'immobilisation, et adaptée aux besoins spécifiques de l'animal ou de l'acte réalisé. L'équipement doit être ordonné de manière à ce que l'on puisse rapidement y trouver ce que l'on cherche. Les listes de matériel qui vont suivre ne sont pas exhaustives et peuvent être ajustées à la situation (pour une chirurgie par exemple).

i. Équipement de routine

Le matériel de base doit comprendre : un tissu pour couvrir les yeux, des bouchons d'oreilles, une couverture, des cordes, une lampe, des sacs poubelle, une balance adaptée à la taille de l'espèce, un chronomètre.

Si cela est nécessaire, les moyens de transport de l'animal devront être opérationnels. Un brancard solide est le moyen le plus pratique pour déplacer les animaux de grande taille. Pour les espèces les plus dangereuses ou si la distance est grande, il est plus prudent de transporter l'animal dans une cage (Chai 2005).

Si l'animal est transporté hors de son lieu d'induction, comme par exemple à la clinique vétérinaire du parc, une cage doit être prévue pour son réveil. En effet, en cas de réveil imprévu ou planifié en urgence, l'animal doit pouvoir être isolé pour assurer la sécurité du personnel (Lamberski 2015).

ii. Équipement médical et de surveillance anesthésique

Le matériel médical doit évidemment comprendre toute la pharmacopée nécessaire : molécules anesthésiques et analgésiques et leurs antagonistes mais également drogues d'urgence (adrénaline, atropine, diazépam, lidocaïne, doxapram...) et médicaments de base comme du lubrifiant oculaire, des anti-inflammatoires stéroïdiens et non stéroïdiens, des antibiotiques, des antiseptiques locaux, ainsi que des agents euthanasiques (Fowler 2008). Un tableau répertoriant les doses converties en volume par kg pour les produits les plus utilisés peut s'avérer utile pour gagner en efficacité en cas d'urgence (Chinnadurai et al. 2016 ; Hawkins et al. 2019).

Dans l'idéal, le matériel médical devrait aussi être composé de :

- Gants jetables
- Machine d'anesthésie portable
- Source d'oxygène (concentrateur ou bouteille d'oxygène) avec tuyau adapté
- Matériel de ventilation portable ou insufflateur manuel type ballon « Ambu »
- Masques faciaux de taille adéquate
- Kit d'intubation endotrachéale (pas d'âne, liens, laryngoscope, guide sonde)
- Sondes endotrachéales de différentes dimensions
- Sonde nasale
- Garrot
- Aiguilles et cathéters de différentes tailles
- Seringues de différents volumes
- Poches de perfusion (Ringer Lactate et NaCl 0,9%) et tubulures
- Pissette d'alcool
- Bandage adhésif
- Compresses
- Matériel de prélèvement biologique (écouvillons, pots stériles...)
- Instruments divers (pinces, clamps, ciseaux...)
- Lames de scalpel
- Matériel chirurgical si nécessaire
- Stéthoscope
- Thermomètre
- Oxymètre de pouls portatif
- Autre équipement de monitoring si disponible : ECG, capnographe, brassard avec doppler ou oscilloscope...
- Feuille de suivi anesthésique

iii. Equipement de téléanesthésie

La téléanesthésie consiste en l'injection à distance des produits anesthésiques à l'aide d'une flèche propulsée par un projecteur. Pour des raisons de sécurité évidentes, c'est la technique la plus utilisée chez les grands félins. Selon la distance de tir, qui peut varier de 2 à 50 m, trois types de projecteurs hypodermiques sont utilisés : les sarbacanes, les pistolets et les fusils.

La sarbacane est le système de téléinjection à faible portée le plus simple qui existe et l'un des plus efficaces, surtout en parc zoologique où les animaux peuvent être confinés dans des loges, et sont donc à très faible portée de tir. Elle consiste en un tube long de 1 à 2 mètres grâce auquel un opérateur entraîné peut envoyer une fléchette jusqu'à environ 10-15 mètres de distance (Tranquilli et al. 2007). Du fait de leur légèreté et de leur faible vitesse, les fléchettes utilisées, de volume compris entre 0,5 et 3 mL, causent peu de dommages à l'impact (Ferreira, 2016). La principale limite de cette technique est la capacité de souffle de l'opérateur.

Le fonctionnement des fusils par propulsion, est assuré par des cartouches de dioxyde de carbone fixes permettant une quarantaine de tirs ou par une simple pompe à pied, plus économique mais également plus encombrante. La plupart des fabricants fournissent avec les projecteurs des éléments de réglage de la charge en fonction de la distance. Il est cependant nécessaire d'évaluer régulièrement par soi-même la fiabilité de ces échelles en s'entraînant sur cible.

Les seringues de télé-injection, ou flèches, doivent être légères, avoir une trajectoire rectiligne, se planter dans la peau parfois dure des animaux et injecter efficacement et rapidement le produit qu'elles contiennent. Pour cela, elles sont constituées de plusieurs éléments (figure 1) :

- Une aiguille, comportant deux orifices placés latéralement pour l'injection du produit. Il existe des aiguilles à barbillons qui empêchent la flèche de ressortir une fois passée la peau de l'animal. Les aiguilles ne sont pas stériles et, tout comme les seringues, peuvent être réutilisées plusieurs fois sous réserve de les nettoyer après usage.
La longueur et le diamètre de l'aiguille sont choisis selon la taille et poids de l'animal. Pour la plupart des espèces de grands félins, on choisira des aiguilles de 1,5 à 2 mm de diamètre et 30 à 40 mm de longueur (Arnemo, Evans 2017 ; Semjonov et al. 2019 ; Chardonnet 2002 ; Sontakke et al. 2017 ; Johansson et al. 2013 ; Jacquier, Aarhaug 2006 ; Fahlman et al. 2005). Pour les plus petites espèces comme les Lynx, une longueur de 25mm est suffisante (Chardonnet, 2002).
- Un corps en aluminium ou en plastique dur, composé d'une chambre antérieure de 1 à 5 ml (destinée à recevoir la substance anesthésique) et d'une chambre postérieure (contenant de l'air ambiant qui sera pressurisé). Les deux parties sont séparées par un piston qui coulisse.
- Un stabilisateur ayant l'aspect d'un pompon (synthétique ou plastique), permettant de maintenir une trajectoire de vol rectiligne. Cet élément doit être toujours en bon état et changé régulièrement. Il est généralement de couleur afin de le repérer facilement, sur l'animal ou au sol.

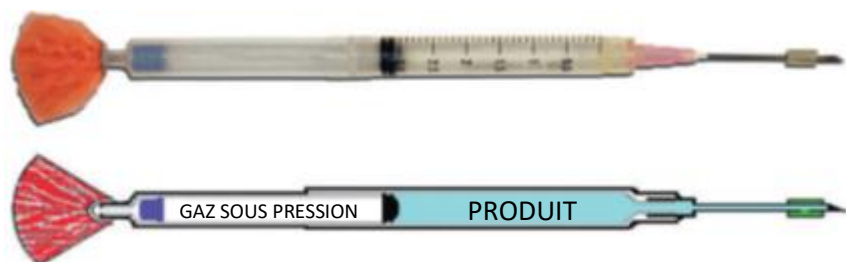


Figure 1 - Photographie et schéma d'une flèche ou seringue de téléinjection (West et al. 2014)

Pour préparer une flèche, on commence par introduire le mélange anesthésique dans la chambre de la seringue prévue à cet effet. Si le volume est insuffisant pour remplir cette chambre, il faut le compléter par du sérum physiologique, afin de conserver la répartition du poids prévue pour le projectile. On place un obturateur (petit manchon en caoutchouc) sur l'aiguille au niveau de ses orifices afin de les boucher (figure 2). Pour aider le manchon à coulisser sur l'aiguille on peut appliquer du lubrifiant si nécessaire. On insère fermement l'aiguille sur la seringue à l'aide d'une pince. On met la chambre postérieure sous pression manuellement à l'aide d'une seringue de 20 mL au travers d'une valve anti retour située à la base de la seringue, dans le deuxième compartiment. Puis on met le stabilisateur en place. La flèche est alors prête et sous pression. Elle doit toujours être manipulée avec précaution et être protégée par un capuchon sur l'aiguille.

Quand l'aiguille pénétrera dans le cuir de l'animal, l'obturateur sera dégagé, ce qui libèrera les orifices. La pression contenue dans la chambre postérieure poussera alors le piston vers la chambre antérieure, permettant l'injection immédiate de l'anesthésique dans les tissus de l'animal à travers les orifices de l'aiguille.

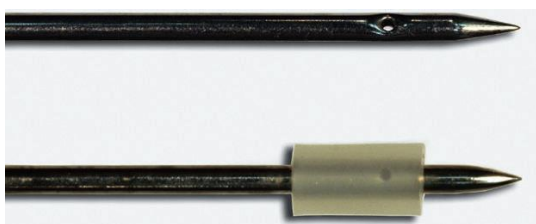


Figure 2 - Photographies de l'extrémité de l'aiguille, avec et sans obturateur (West et al. 2014)

e. Préparation de l'environnement

Comme mentionné précédemment, l'environnement est un facteur important, avec lequel le vétérinaire et le reste de l'équipe doivent être familiarisés. Le site choisi pour l'anesthésie devrait être calme, chaud, sûr et à l'écart du public. Le bruit, en plus d'entraîner un stress inutile, peut diminuer la profondeur de l'anesthésie (Chai 2005). On préférera une loge intérieure à un enclos extérieur, car il vaut mieux isoler l'animal dans un espace restreint, contrôlé, et non soumis aux aléas climatiques. Tout agrès et autres éléments qui pourraient faire obstacle à la flèche anesthésique ou mettre en danger l'animal au moment de l'induction devraient être retirés si possible (pas d'eau, d'endroit où il pourrait se pendre ou s'étrangler). Il faut garder en tête qu'on ne pourra pas intervenir en cas d'accident au moment de l'induction (Guthrie 2019). Plus l'espace disponible sera grand, plus l'animal pourra effectuer de grands déplacements en tentant de fuir, ce qui peut à terme favoriser certaines complications telles que l'hyperthermie et l'acidose métabolique.

2) Préparation de l'animal

a. Mise à jeun

Tous les Félinés sont très sujets aux vomissements, surtout lorsque des α_2 -agonistes sont employés (Wardzynski 2004 ; Guthrie 2019). Les plus grandes espèces de félins comme les tigres (*Panthera tigris*) devront être mis à la diète pendant au moins 24 à 48h. Un jeûne de 24h est suffisant pour les espèces de taille moyenne comme le léopard (*Panthera pardus*), et de 12h pour les plus petites espèces. Un jeûne hydrique de 12h doit être respecté chez les félins de très grande taille, sauf si une déshydratation est suspectée, et peut être réduit à quelques heures chez les autres espèces (Chai 2005 ; Lamberski 2015).

b. Isolement

Pour des raisons évidentes de sécurité pendant l'intervention, il est indispensable d'isoler l'animal à anesthésier. Bien que les félins soient des animaux solitaires pour la plupart, l'isolement avant induction peut parfois être une source de stress pour l'animal. Cependant, il permet de minimiser les stimuli extérieurs et évite les agressions de l'individu immobilisé par les autres membres du groupe.

c. Prémédication orale

La prémédication per os peut être employée pour sédaté l'animal avant de le flécher, mais elle est très rarement utilisée. En effet, son efficacité dépend de la capacité de l'animal à accepter la prise par voie orale (acceptation d'une nourriture « piégée »), son absorption et ses effets sont lents, peu prédictibles et requièrent des doses importantes (Ferreira 2016). De plus, une incorporation dans la nourriture ralentit l'absorption et augmente le risque de pneumonie par fausse déglutition en cas de régurgitation lors de l'anesthésie.

La voie orale peut cependant être utile pour l'administration de kétamine à un animal agressif retenu dans une cage de contention. Au moment où ce dernier ouvre la gueule, la kétamine peut être administrée à la seringue par surprise (Wardzynski 2004). Stander et Morkel ont également décrit, en 1991, une utilisation efficace du midazolam par voie orale à des doses de 0.8 à 3.3 mg/kg chez des lions (*Panthera leo*) en liberté afin d'augmenter le succès lors du fléchage (Stander, Morkel 1991). Des doses plus faibles, de 0,08 à 0,14 mg/kg PO sont aussi efficaces (Ramsay 2014). Ramsay et al. ont publié en 1999 un article décrivant l'efficacité de la détomidine (0,5 mg/kg) et de la kétamine (11,4 mg/kg) per os pour induire un décubitus et une absence de réaction au fléchage 30 min après administration chez un lion (*Panthera leo*) et un tigre (*Panthera tigris*) adultes (Ramsay et al., 1999). Le diazépam peut également être administré par voie orale en prémédication chez les grands félins, 1 à 3 heures avant l'immobilisation, à une dose de 0,15 à 0,46 mg/kg (Ramsay 2014).

3) Administration des anesthésiques

a. Sites d'injection

La voie intramusculaire est la voie d'administration la plus courante, de par l'utilisation de la téléinjection. Si l'injection est réalisée dans la masse musculaire, le principe actif va se retrouver en contact avec un réseau vasculaire très dense, ce qui va permettre une absorption rapide. Les sites d'injection à privilégier sont les masses musculaires de l'épaule ou de la cuisse (figure 3). La partie supérieure de l'épaule doit cependant être évitée afin de ne pas heurter la pointe scapulaire, tout comme le bas ou le sommet de la cuisse, pour épargner le fémur et le pelvis (Nielsen 1999 ; Sontakke et al. 2017). En effet, si les fléchettes frappent des rayons osseux, elles peuvent provoquer des fractures ou des injections douloureuses et souvent incomplètes (Sontakke et al. 2017). L'injection devra se faire le plus perpendiculaire à la peau possible, pour éviter un passage par voie sous-cutanée. Le thorax, l'abdomen, les lombes, les flancs, la tête et les extrémités ne doivent pas être visés. Le tir d'une flèche dans ces zones pourrait blesser l'animal voir lui être fatal.

La voie intraveineuse est très peu utilisée puisqu'elle nécessite une contention préalable de l'animal, et n'est possible que chez des félins entraînés, aux veines de la queue par exemple.

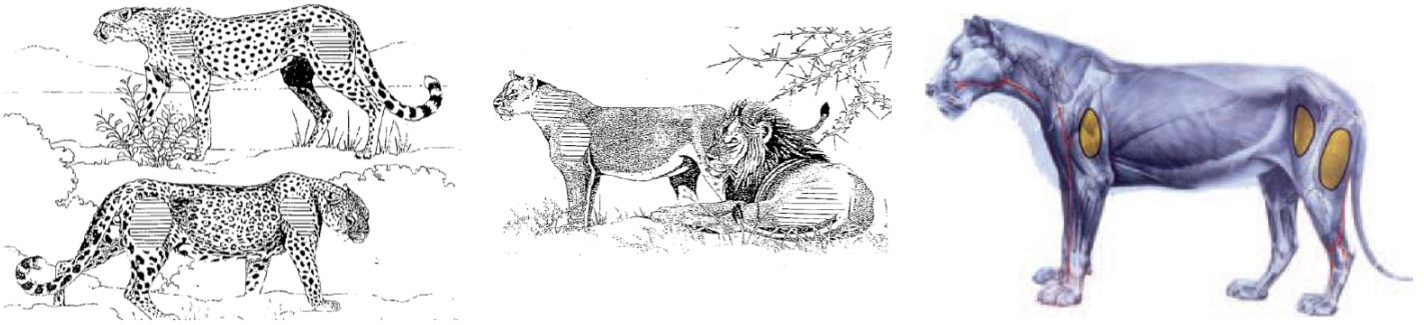


Figure 3 - Illustration des sites d'injection privilégiés chez les grands félins (Ferreira 2016 et Fowler 2008)

b. Injection manuelle

L'injection manuelle assure une injection totale de la dose, et un traumatisme minimal. Cependant elle est très peu utilisée chez les grands félins car elle nécessite une contention de l'animal, physique (cage de contention) ou psychologique (entraînement médical), et est considérée comme dangereuse pour l'opérateur (West et al. 2014). L'utilisation d'une seringue-bâton sur un animal contenu dans un espace restreint permet une injection relativement à distance, réduisant ainsi les risques pour l'opérateur. Il s'agit d'une seringue hypodermique attachée à l'extrémité d'un bâton jouant le rôle de piston. L'injection du principe actif commence au moment de l'impact et il faut maintenir le contact entre l'animal et la seringue pendant toute la durée de l'injection. Pour diminuer le temps d'injection, on peut augmenter légèrement le diamètre de l'aiguille.

i. Utilisation de l'entraînement médical

L'entraînement médical, ou « medical training », permet à l'animal de coopérer de son plein gré pour la réalisation d'actes vétérinaires telles que l'entrée dans une cage de contention pour un examen clinique rapproché, une prise de sang, ou l'injection des anesthésiques en IM, ou en IV à la queue. Le training chez les Félidés tend à se développer de plus en plus, mais les procédures vétérinaires pouvant être réalisées par le biais du training sont encore peu nombreuses comparé à d'autres espèces (Wardzynski 2004).

En parc zoologique, il est recommandé d'entraîner les animaux à l'avance, afin de diminuer leur stress au moment de la procédure et donc la quantité de produits anesthésiques à utiliser (Guthrie 2019). De plus, l'entraînement médical rend possible l'induction en titration, ce qui permet une diminution du risque anesthésique en ajustant précisément les doses utilisées.

Il faut cependant garder en tête que même entraîné, un grand félin reste un animal dangereux dont les comportements sont imprévisibles. Tous les actes doivent être réalisés avec précautions et à travers une barrière de protection (Fowler 2008).

ii. Utilisation de la contention physique

L'utilisation de la contention physique au moment de l'induction est source de stress, ce qui pourrait potentiellement compromettre l'animal une fois anesthésié. Carregaro et al. ont par exemple mis en évidence, au cours de six anesthésies de grands félins, que les animaux ayant subi une contention physique et s'étant débattus présentaient une lactatémie beaucoup plus élevée que les autres (Carregaro et al., 2016). De plus, cette méthode implique un plus grand risque de blessure pour l'animal comme pour l'opérateur. C'est pour cela qu'elle est très peu utilisée chez les grands félins et qu'il est important de la limiter tant que possible (Nogueira, Silva 1997 ; Deem 2004).

Le succès de la contention dépend en partie de la coopération de l'animal. On observe une grande variation de tempérament au sein des espèces de félinés. Ainsi, un guépard ou une panthère nébuleuse seront plutôt dociles, tandis qu'un léopard supportera très difficilement la contention physique (Fowler 2008).

Chez les grands félins, la manière la plus sécuritaire de réaliser une contention physique passe par l'utilisation d'une cage de contention (figure 4). Une contention au filet ou à main nue ne peut être envisagée pour les très jeunes individus. La cage de contention doit posséder un plafond bas et des grilles amovibles permettant de plaquer l'animal contre les parois, et de réaliser une injection sans qu'il ne se retourne vers l'opérateur (Wardzynski 2004). Le temps pendant lequel l'animal est étroitement contenu dans la cage pour réaliser l'injection devrait être le plus court possible (Waelbers et al. 2007). La cage peut être positionnée sur un trajet que l'animal empreinte quotidiennement, afin qu'il soit plus facile de le piéger le jour voulu (Lanchais 1999). L'animal peut aussi être entraîné à y entrer de son plein gré.



Figure 4 - Contention physique d'un tigre à l'aide d'une cage de contention (Fowler 2008)

c. Injection à distance

Pour réaliser correctement une injection intramusculaire à distance, les conditions idéales sont les suivantes : une cible immobile 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, un impact orienté perpendiculairement à la masse musculaire visée. Ces conditions étant rarement

toutes réunies, les paramètres de tir (pression, visée...) ne sont jamais identiques mais spécifiques à une situation donnée (Chai 2005).

L'opérateur doit se faire le plus discret possible. Si l'animal n'a pas encore conscience de sa présence, il sera plus facile à viser car ne présentera pas de comportement de fuite. Une longue observation de l'animal avant le tir peut aider à anticiper ses trajectoires et ses réactions, et de les compenser lors du fléchage (Jacquier 2001). Il est important de bien savoir évaluer la distance de l'animal et d'adapter en conséquence la pression car la vitesse de la flèche conditionne la qualité de l'administration. Si l'animal est assis ou couché, sa peau forme des plis qui peuvent absorber la force d'impact de la flèche, résultant en une injection sous cutané voir même une absence de pénétration de la peau. De même, lorsque l'animal est prêt à bondir, une flèche tirée dans un muscle tendu peu rebondir (Chai 2013).

Avant de tirer, l'opérateur doit bloquer sa respiration pour que les mouvements de sa poitrine ne fassent pas bouger le projecteur. Au moment du tir, la main par elle-même ne doit pas bouger, car cela entraînerait un mouvement du projecteur qui serait néfaste à la précision. Un mouvement du doigt trop prononcé peut également faire bouger le projecteur et entraîne généralement un tir bas (Chardonnet 2002).

Malgré toutes ces considérations à prendre en compte, le tir devra être le plus rapide possible afin de minimiser le stress de l'animal. C'est pourquoi la téléanesthésie nécessite un entraînement régulier et fréquent pour être maîtrisée (Jacquier, 2001). Le premier facteur responsable d'échec lors du tir est l'erreur de l'opérateur qui n'a pas assez d'expérience (West et al. 2014).

Immédiatement après le tir, il faut s'assurer que la flèche a bien atteint l'animal (avant que celui-ci n'ait le temps de la retirer), au bon endroit, sans rebondir, et qu'elle s'est injectée.

d. Sous-dosage

Un sous-dosage peut survenir si la dose prévue est insuffisante (erreur de calcul, mauvaise estimation du poids, animal agité, résistance particulière de l'individu aux molécules), ou si la quantité d'anesthésique initialement préparée ne s'est pas totalement injectée (flèche défectueuse, ayant rebondi ou ayant été retirée par l'animal avant qu'elle ne soit complètement vidée). Si la dose effectivement injectée est inconnue, il est recommandé d'attendre au moins 15 minutes et d'observer les réactions de l'animal avant de lui administrer une dose supplémentaire. Si l'animal semble sous l'effet des anesthésiques mais que la narcose n'est pas satisfaisante après 15 minutes, une demi-dose supplémentaire peut être administrée. Si aucun effet n'est observé après 20 minutes, la dose totale peut être injectée à nouveau (Athreya, Belsare 2007).

4) Approche et manipulation de l'animal

Lors de l'anesthésie d'animaux dangereux tels que les grands félins, il faut toujours attendre calmement que l'animal soit complètement induit avant de l'approcher. Cela peut ne prendre que cinq minutes, mais il est conseillé d'attendre environ vingt minutes (Chai 2013 ; Sontakke et al. 2017). De nombreux facteurs peuvent influencer le temps d'induction : la dose reçue, le site d'injection, la condition physique de l'animal, son âge, son sexe, sa sensibilité aux anesthésiques... (Hernandez 2014) Il faut cependant noter que si certaines molécules ont une relation dose-effet comme la médétomidine

(Jacquier, 2001), cela n'est pas le cas pour l'association tilétamine-zolazépam par exemple (Stander, Morkel, 1991). Le site d'injection et la voie d'administration sont probablement les facteurs déterminant le plus le délai d'induction. Les animaux stressés ou excités présenteront des temps d'induction plus longs que les animaux calmes (Tranquilli et al., 2007).

La première approche d'un animal anesthésié peut être dangereuse, c'est pourquoi il faut d'abord observer à distance pour évaluer la profondeur de la sédation ou de la narcose. Dans le cas d'un protocole basé sur les alpha2-agonistes, aucun mouvement de la tête ou des membres ne doit être observé. Cependant, si l'association tilétamine-zolazépam est utilisée seule, des mouvements involontaires peuvent persister, même sur un animal correctement endormi (West et al. 2014).

Une fois que l'animal semble suffisamment sédaté, ses réactions aux stimuli externes (auditif, tactiles) peuvent être testées tout en gardant une distance de sécurité. Un long bâton peut être utilisé pour lui toucher l'arrière train. L'absence de mouvements réflexes des oreilles (ou « ear flick ») est également un bon indicateur (Epstein et al. 2002 ; Bharathidasan et al. 2016 ; Athreya, Belsare 2007). La stimulation sensorielle provoquée par l'approche de l'opérateur peut être suffisante pour surpasser les effets des anesthésiques et induire une réponse agressive (Nielsen 1999). En l'absence de réponse, l'animal peut enfin être approché en sécurité, en évitant tout de même de l'aborder du côté des pattes ou de la tête.

Une fois au chevet de l'animal, les opérateurs doivent bander les yeux de l'animal et boucher ses oreilles afin de diminuer les stimuli visuels et auditifs. Ils doivent également effectuer un contrôle de ses muqueuses et de ses constantes vitales. Il est préférable d'attacher ses membres avec des cordes afin de limiter son amplitude de mouvement en cas de réveil imprévu. Si l'animal s'est couché au soleil ou dans un endroit inapproprié, il convient de le déplacer en lieu sûr. Contrairement aux ruminants, les grands félins anesthésiés doivent être installés en décubitus latéral, la tête suffisamment étendue et la langue tirée rostrolatéralement pour dégager les voies aériennes supérieures (Guthrie 2019 ; Vesal, Naeini 2007). Les yeux sont lubrifiés pour prévenir d'éventuels ulcères cornéens. Si l'animal a été induit par fléchage, le projectile doit être récupéré. Toutes ces opérations doivent être réalisées le plus calmement et silencieusement possible pour ne pas stimuler l'animal.

5) Intubation

L'intubation endotrachéale est fortement recommandée en cas d'anesthésie durant plus de 30 minutes (Lamberski 2015). Elle permet d'assurer la perméabilité des voies aériennes supérieures et de réduire le risque de fausse déglutition en cas de régurgitation ou vomissement. Si l'on dispose de matériel de ventilation portable ou d'une machine d'anesthésie, l'intubation rend possible la ventilation manuelle en cas de bradypnée ou d'arrêt respiratoire.

Un stade d'anesthésie suffisant doit être atteint avant d'intuber. Une induction à la kétamine peut parfois compliquer l'intubation à cause de la persistance de spasmes laryngés (Bharathidasan et al. 2016). L'application d'un spray de lidocaïne sur le larynx 30 à 60 secondes avant intubation réduit le risque de présence de ces spasmes (Vesal, Naeini 2007). L'intubation peut être réalisée soit par visualisation directe avec l'aide d'un laryngoscope, soit par palpation digitale de la glotte. La deuxième technique peut s'avérer plus aisée chez les grandes espèces telles que les lions (Bharathidasan et al. 2016). Elle consiste à introduire ses doigts dans l'oropharynx pour localiser la glotte, puis à insérer le

tube endotrachéale en couvrant sa partie distale avec la main pour le guider jusque dans la trachée. Une fois intubé, il faut veiller à minimiser les mouvements de la tête et du cou du patient, car les changements de position peuvent provoquer des traumatismes au niveau de la muqueuse trachéale.

Le diamètre et la longueur de sonde à utiliser varient en fonction de l'espèce et de la taille de l'animal. Un tube de petit diamètre sera plus facile à insérer et sera moins traumatisant pour le larynx et la trachée, mais il augmentera la résistance à l'air et sera plus susceptible d'être obstrué par des sécrétions (Hawkins et al. 2019). Une sonde de plus grand diamètre demandera moins d'effort à l'animal pour respirer spontanément, mais il sera plus difficile à insérer et plus traumatique pour les voies aériennes (West et al. 2014).

Le choix des dimensions de la sonde dépend du jugement personnel de l'opérateur et des besoins de la procédure. En effet, pour une même espèce, des tailles de sonde variées sont rapportées dans la littérature : 8,5 à 9,5 mm pour un puma (Lescano et al. 2014 ; Albuquerque et al. 2016), 8 à 11 mm pour un guépard (Mwangi et al. 2016 ; Woc Colburn et al. 2017 ; Semjonov et al. 2019), 11 mm ID pour un jaguar (Waelbers et al. 2007), 18 à plus de 30 mm ID pour un lion (Vesal, Naeini 2007 ; Bharathidasan et al. 2016 ; Epstein et al. 2002 ; Semjonov et al. 2017 ; Stegmann et al. 2000), 12 mm pour un tigre (Laricchiuta et al. 2014).

6) Oxygénothérapie

L'oxygénothérapie devrait être mise en place chez tous les grands félins anesthésiés (Deem et al. 1998 ; Clark-Price et al. 2015). En effet, la grande majorité des études portant sur les paramètres physiologiques des animaux sauvages anesthésiés montre la présence d'une hypoxémie, quel que soit le protocole utilisé. Cette dernière est responsable d'une augmentation significative du taux de morbidité et de mortalité per et post-anesthésique (West et al. 2014 ; Braud et al. 2019). Bien qu'elle ne soit pas toujours détectée, l'hypoxémie peut facilement être évitée ou traitée avec une simple oxygénothérapie. Son efficacité est vérifiable par l'augmentation de la saturation en oxygène et le changement de coloration des muqueuses.

L'oxygénothérapie réduit significativement le risque anesthésique tout en étant facile et rapide à mettre en place. L'oxygène peut être insufflé via une sonde endotrachéale, une sonde intranasale, ou simplement en « flow-by », en plaçant l'arrivée du tuyau devant les narines de l'animal (West et al. 2014). Sur le terrain en parc zoologique, une source d'oxygène portable est nécessaire, comme un concentrateur ou une bouteille d'oxygène (Caulkett, Arnemo 2017).

7) Pose d'une voie veineuse

Même si cela prend un peu de temps, la pose d'un cathéter intra veineux peut s'avérer très utile, surtout lors d'anesthésies prolongées. Elle permet la mise en place d'une fluidothérapie (Ringer Lactate ou NaCl 0,9% à 5-10 ml/kg/h), pour soutenir les fonctions rénales et cardiovasculaires en limitant l'hypotension induite par les produits anesthésique. Cette « ligne de vie » peut aussi servir à administrer rapidement des médicaments d'urgence en cas de besoin, ou pour assurer un maintien de l'anesthésie par bolus ou en perfusion continue (Guthrie 2019).

L'anatomie des félinidés sauvages étant très similaire à celle des chats domestiques, les veines utilisables pour la pose d'un cathéter, la prise de sang ou l'injection intraveineuse sont exactement les mêmes. Il s'agit de la veine jugulaire, des veines saphènes externe (figure 5) et interne (distales au genou), de la veine fémorale et de la veine céphalique (pour laquelle une scarification de la peau peut être nécessaire) (Vesal, Naeini 2007). Chez les grands félins, des veines supplémentaires sont utilisables : les veines latérales de la queue, situées dorso-latéralement à « 10h » et « 14h » (figure 5). Ce sont elles qui sont préférentiellement utilisées pour réaliser des prises de sang ou injections intraveineuses sur un animal vigile sous contention physique ou psychologique, mais elles sont parfois difficiles à visualiser. Les cathéters artériels peuvent être posés sur l'artère podale dorsale (Ramsay 2014).



Figure 5 - lieux de ponction veineuse chez les grands félins (Veine saphène externe (à gauche) et veine latérale de la queue (à droite)) (Fowler 2008)

8) Suivi clinique et instrumental de l'anesthésie

La surveillance de l'animal immobilisé est essentielle pour détecter l'apparition d'éventuelles complications, assurer une profondeur d'anesthésie adéquate et évaluer l'efficacité des traitements de supports. Une étude menée par Braud et al. en 2019, a démontré qu'une absence de surveillance des paramètres physiologiques, ou un monitoring partiel sans évaluation de la SpO2 lors de l'anesthésie de guépards, étaient associés de manière significative à un risque accru de mortalité.

Les constantes vitales de l'animal devraient être réévaluées et notées sur une feuille de suivi anesthésique toutes les cinq à dix minutes (Ferreira 2016 ; Caulkett, Arnemo 2017). Un enregistrement rigoureux des paramètres de l'anesthésie est essentiel. Les produits et doses utilisés, ainsi que les effets produits, les paramètres physiologiques et les éventuelles complications sont des éléments importants à renseigner. Les données relevées permettent de créer des fichiers de référence pour les interventions futures. Il est préférable qu'une seule et même personne de l'équipe soit uniquement assignée à la surveillance de l'anesthésie (Chinnadurai et al. 2016). Comme chez les animaux domestiques, il faut surveiller la fréquence et l'amplitude respiratoires, la couleur des muqueuses, le temps de remplissage capillaire, la fréquence et le rythme cardiaque, la température rectale et la saturation de l'hémoglobine en oxygène. La qualité et la fréquence du pouls peuvent être contrôlées au niveau de l'artère fémorale. Le pouls périphérique peut être apprécié au niveau de l'artère métatarsienne dorsale. Chez les félins sauvages, la fréquence cardiaque doit se situer autour des 40 à 50 bpm pour les grandes espèces, et de 70 à 140 bpm pour les espèces de taille moyenne. La fréquence

respiratoire ne devrait pas descendre en dessous des 10 mouvements par minute. Une bonne connaissance des différents effets de chaque molécule anesthésique utilisée est primordiale afin de pouvoir interpréter les variations des constantes physiologiques. Par exemple, l'utilisation d'alpha2-agonistes pourra être responsable d'une pâleur des muqueuses puisqu'ils induisent une vasoconstriction périphérique.

Dans le cas des grands félins, la surveillance de l'anesthésie est aussi une question de sécurité du personnel évoluant autour de l'animal. En effet, il est primordial de savoir détecter précocement tout signe de réveil pour savoir quand prolonger l'anesthésie ou simplement mettre un terme à la procédure et éviter un accident. Par exemple, Une augmentation de la fréquence respiratoire ou du rythme cardiaque peut être le signe d'une diminution de la profondeur d'anesthésie (ou d'une analgésie mal maîtrisée). Il faut cependant être averti qu'en cas d'utilisation de l'association médétomidine/kétamine, le phénomène inverse se produit puisque les effets de la médétomidine persistent plus longtemps que ceux de la kétamine. Un ralentissement du rythme cardiaque 30 à 60 minutes après induction peut alors être signe de réveil (Chai 2013). La présence de réflexes palpébraux, de réflexes de retrait, ou de tressaillements au niveau des oreilles (« ear twitch ») sont des indicateurs précoces de réveil, suggérant une nécessité de repousser l'anesthésie. Au contraire, une pupille fixe et dilatée, insensible à la lumière et une absence de réflexe cornéen sont les signes d'une profondeur d'anesthésie excessive ou d'une ischémie du tronc cérébral. Il peut alors être nécessaire d'administrer un antagoniste pour mettre un terme à l'effet des anesthésiques.

La surveillance clinique décrite ci-dessus peut être complétée d'une surveillance instrumentale. La plupart des interventions en parc zoologique étant réalisées dans les loges des animaux et non dans la clinique vétérinaire du parc, il est important que le matériel permettant la surveillance soit portable. De plus, il faut préférer des méthodes non invasives, qui nécessitent une simple application de l'appareil sur la peau, à des méthodes invasives qui sont parfois douloureuses, longues à mettre en place, coûteuses et qui requièrent une certaine expérience pour le manipulateur. On préférera les appareils fournissant des données en continu et dotés d'un système d'alarme (Wardzynski 2004). L'oxymètre de pouls, facilement transportable, répond à tous ces critères. Le capteur peut être placé à l'oreille, la langue, ou la vulve (figure 6). L'exactitude des valeurs qu'il fournit n'est pas toujours garantie, surtout en cas de vasoconstriction périphérique ou s'il est placé sur des muqueuses pigmentées, mais il permet de suivre une tendance et donne une idée de l'oxygénation (Ramsay 2014). Une saturation en oxygène inférieure à 85 % est considéré comme alarmante (Caulkett, Arnemo 2017).

Lors d'anesthésie chirurgicale, la surveillance peut également comprendre la mesure de la pression artérielle (réalisée à l'aide d'un cathéter artériel ou d'un brassard placé autour de la base de la queue), un électrocardiogramme, et une capnométrie. Des hyperkaliémies progressives survenant au cours d'anesthésie de grands félins ont été décrites à de multiples reprises dans la littérature. L'utilisation d'alpha2-agonistes pourrait en être responsable, mais les mécanismes en cause n'ont pas encore été clairement identifiés. C'est pourquoi, si le matériel à disposition le permet et que l'anesthésie dure plus d'une heure, il peut être recommandé de contrôler les électrolytes plasmatiques, les gaz sanguins et la glycémie toutes les 15 à 30 minutes afin d'obtenir une vue d'ensemble du statut respiratoire et métabolique de l'animal (Ramsay 2014).



Figure 6 - Utilisation d'un oxymètre de pouls et d'une fiche de suivi anesthésique lors de l'anesthésie d'une panthère de l'Amour au Zoo de Lyon (Photographie du Dr Gwendoline Anfray)

9) Réveil

Avant le réveil, il faut bien s'assurer que tous les actes initialement prévus ont été effectués et que l'objectif de l'anesthésie a été rempli. Une fois l'antidote administré, il n'y aura plus de retour en arrière possible, il faut donc tout prévoir en amont (Epstein et al. 2002). L'utilisation d'une check liste peut être rassurant.

Il est courant que les animaux se refroidissent au cours de la procédure, surtout si celle-ci a été longue. L'hypothermie étant une cause possible de réveil prolongé, il est important de contrôler la température rectale de l'animal avant son réveil, et de mettre en place des mesures de réchauffement si nécessaire (Ramsay 2014).

A la fin de la procédure, l'animal doit être extubé, les dispositifs de monitoring retirés, tout comme le cathéter, les cordes utilisées pour la contention, le bandeau pour les yeux et les bouchons d'oreilles. La totalité du matériel et des déchets doit être évacuée et l'accès aux zones jugées à risque pour l'animal (point d'eau, plateformes et autres structures situées en hauteur...) doit être supprimé. L'animal doit être dans une position qui lui permet de respirer correctement.

Une fois que l'environnement est sécurisé, tous les membres de l'équipe doivent évacuer les lieux, mise à part le vétérinaire en charge d'injecter l'antagoniste. La réversion des agents anesthésiques, lorsqu'elle est possible, doit permettre d'obtenir un réveil rapide et calme. Afin d'éviter tout phénomène de re-sédation, il est important d'adapter les doses d'antagonistes aux doses totales

d'anesthésiques administrés au cours de la procédure. Une administration par voie intramusculaire est préférable. Une administration par voie sous-cutanée est trop lente à agir, tandis qu'une injection intraveineuse peut provoquer des réveils brutaux, nerveux et agités (Jalanka, Roeken 1990 ; Jacquier 2001). Pour limiter ces effets, une partie de la dose peut être administrée en intramusculaire, et l'autre en intraveineux (Morris 2001 ; Jacquier 2001). Selon la voie choisie (entre autres), le réveil peut prendre entre 5 et 30 minutes (Curro 2002). Après avoir injecté l'antagoniste, le vétérinaire doit quitter immédiatement la zone. Certains protocoles ne sont que partiellement réversibles. Dans ce cas, il faut parfois s'attendre à ce que l'animal soit toujours sédaté après injection des antagonistes.

Se réveiller d'une anesthésie est une expérience stressante pour un animal, qui doit s'effectuer dans un environnement calme, peu éclairé et à l'écart des autres individus du groupe.

Le réveil étant une période critique et propice à la survenue de complications, l'animal doit pouvoir être gardé en visuel et surveillé jusqu'à ce qu'il soit capable de se lever et de marcher normalement (Ferreira 2016). Dans leur étude publiée en 2019, Braud et al. ont rapporté qu'au sein de la population de guépards qu'ils avaient étudiée, la majorité des décès se produisaient au moins une heure après l'anesthésie. Cela montre bien l'importance d'une longue surveillance après le réveil.

Le réveil peut être utilisé comme recours à une situation d'urgence causée par l'anesthésie, mettant en danger la vie de l'animal et ne répondant pas aux traitements de première intention. Il s'agit le plus souvent d'une hyperthermie, de troubles métaboliques tels que l'hyperkaliémie (Romano et al., 2018), ou d'un arrêt respiratoire chez un patient non intubé chez qui l'administration de doxapram ne produit aucun effet (Morris 2001). L'antagoniste peut être injecté en IV pour un réveil quasi immédiat. Un tel réveil doit être précédé d'une évacuation rapide du matériel et surtout du personnel.

III. Protocoles anesthésiques

1) Concept de la substance d'immobilisation idéale

L'immobilisation des animaux sauvages a beaucoup progressé ces dernières années. Divers médicaments sont disponibles pour faciliter la capture et la manipulation, et de nouvelles techniques continuent à se développer (Tranquilli et al. 2007). D'un point de vue pharmacologique, l'anesthésie des félins sauvages possède les mêmes exigences qu'une anesthésie d'animal domestique : sécurité et efficacité. D'un point de vue pratique, elle pose quelques contraintes plus spécifiques. Si une combinaison idéale de médicaments pouvait être mise au point, elle devrait posséder la plupart des propriétés énumérées ci-dessous (Tranquilli et al. 2007 ; Fowler 2008 ; Chai 2013). Parmi tous les agents anesthésiques disponibles à l'heure actuelle, aucun d'entre eux ne remplit pleinement chacun des critères. Chacun a ses indications et ses limites, et doit être utilisé en conséquence (Fowler 2008).

a. Facilité d'administration

Les grands félins étant généralement anesthésiés à distance par fléchage, la substance devrait pouvoir être administrée par voie intra musculaire, sans provoquer d'irritation des tissus au point d'injection.

b. Indice thérapeutique élevé

L'indice thérapeutique (IT) est défini par le quotient de la dose létale par la dose efficace. Plus il est élevé, plus la marge de sécurité est importante. Un IT élevé permet une marge d'erreur dans

l'estimation du poids corporel et dans la voie d'administration qui peut être accidentellement intraveineuse (ou intra-osseuse ou intrapéritonéale), ou pour les variations de sensibilité individuelle. Afin d'augmenter l'IT, de nombreux agents anesthésiques sont combinés avec d'autres agents car la combinaison diminue souvent la dose requise pour chaque molécule, tout en augmentant l'efficacité du produit. Par conséquent, la substance d'anesthésie idéale doit être compatible avec d'autres principes actifs sans réaction indésirable.

c. Rapidité d'action

Une mise en place rapide des effets recherchés limitera les risques de traumatisme et d'hyperthermie si l'animal tente de fuir au moment du fléchage. Idéalement, l'animal devrait être immobilisé dans un délai de 1 à 5 minutes après l'injection. En pratique, la plupart des combinaisons actuelles peuvent prendre plus de 5 minutes pour agir.

d. Faible volume

Les produits anesthésiques doivent être suffisamment concentrés pour faciliter leur administration à de faibles volumes (idéalement <3 ml) et sans multiplier les injections. Cela réduit le risque de traumatisme dû à une injection à grande vitesse et permet une trajectoire précise des flèches. Les produits sous formes lyophilisés sont particulièrement intéressants car ils permettent d'obtenir des concentrations importantes, fonction de la dilution réalisée.

e. Réversibilité

L'existence d'un antagoniste pharmacologique peut être un avantage car la capacité d'antagoniser l'anesthésique accélère la récupération et est utile dans les situations d'urgence. En effet dans certains cas, la réversion de l'anesthésique peut être la seule option efficace pour gérer des complications mettant la vie de l'animal en danger, telles que l'hyperthermie. L'antagoniste doit cependant être dénué d'effets non recherchés. De plus, certaines catégories de molécules (telles que les morphiniques par exemple) n'ont pas toujours intérêt à être antagonisées car la continuité de leur action après le réveil peut être bénéfique. En parc zoologique, bien que l'animal anesthésié doive pouvoir être ambulateur le plus rapidement possible, il n'a cependant pas à fuir un prédateur, suivre le mouvement d'un groupe ou chasser. Un léger effet résiduel des anesthésiques n'est donc pas néfaste pour ce dernier, s'il permet par exemple de prolonger l'analgésie.

f. Sécurité de l'opérateur

Idéalement, les substances devraient être relativement sûres à manipuler, avec un faible risque d'intoxication si le manipulateur entre en contact avec le produit.

g. Durée d'action

La durée d'action doit être adaptée à la longueur des procédures réalisées, pour assurer la sécurité des opérateurs pendant toute l'anesthésie, sans avoir à constamment la prolonger et craindre un réveil inopiné.

h. Stabilité

L'anesthésique doit se présenter sous forme d'une solution stable pendant une longue période à température ambiante.

i. Polyvalence

La substance doit pouvoir être utilisable sur un large panel d'espèces.

2) Conception d'un protocole : les associations de molécules utilisées avec succès dans la littérature.

Comme vu précédemment, la substance anesthésique idéale n'existe pas, mais on peut s'en approcher en associant les produits entre eux. L'association de plusieurs principes actifs permet de cumuler leurs avantages tout en réduisant l'impact de leurs inconvénients puisque leurs doses respectives sont ainsi diminuées. C'est cette combinaison synergique de produits à visée narcotique, myorelaxante et analgésique, leurs doses, moments et voies d'administration respectives que l'on désigne sous le qualificatif de protocole anesthésique.

Les protocoles proposés ici ne sont que des exemples qui doivent être adaptés au cas par cas. Il faut en effet garder à l'esprit que l'une des variables les plus importantes lors d'une procédure de contention chimique est l'animal. Deux animaux de la même espèce, du même sexe, du même poids peuvent réagir de façon totalement différente à une même molécule. La grande majorité a été élaborée pour des animaux adultes en bonne santé, et l'anesthésie d'animaux malades ou débilisés devrait être effectuée avec prudence. De plus, les animaux captifs requérant généralement des doses plus faibles que les animaux sauvages, les protocoles élaborés sur des félins sauvages seraient relativement surdosés pour des félins captifs (Morris 2001 ; Lamberski 2015). Cependant, on rappelle que chez les grands félins il est toujours préférable de surdoser l'animal plutôt que l'inverse, pour éviter le risque d'une immobilisation incomplète. La méthode d'administration influence aussi grandement la dose requise. En effet, un animal anesthésié à distance avec une flèche nécessitera une dose plus importante qu'un animal entraîné, recevant son injection manuellement et dans le calme (Arnemo 2002). Pour finir, la taille de l'espèce est également un facteur à prendre en compte car plus elle est importante, plus la dose efficace relative au poids de l'animal sera faible (Tranquilli et al., 2007 ; Lamberski, 2015). Dès que l'on se retrouve confronté à l'utilisation de molécules anesthésiques, il faut donc que cette dernière soit raisonnée et basée sur la consultation de plusieurs références afin d'avoir une vision la plus objective possible. L'enregistrement sur le terrain de chaque procédure de contention chimique et des différents événements survenus permet au vétérinaire de conserver une trace des protocoles d'immobilisation efficaces et sûrs et de corriger les protocoles inefficaces.

Aucun agent de contention chimique ne remplit à lui seul toutes les conditions de sécurité et d'efficacité requises pour une application universelle. La sélection peut être basée sur la disponibilité des médicaments, l'expérience de l'opérateur, le coût, ainsi que l'espèce à anesthésier (Fowler 2008). Le plus sécuritaire est d'utiliser un médicament ou une combinaison de médicaments avec laquelle le vétérinaire est familier (Porter 2005 ; Guthrie 2019).

Dans l'étude réalisée par Braud et al. sur des guépards anesthésiés avec des protocoles courants, aucune substance, association de substances ou dose n'étaient statistiquement associées à un taux de mortalité peranesthésique plus élevé (Braud et al. 2019). Cela soutient l'idée que le risque anesthésique majeur ne provient pas du protocole en lui-même mais bien de la gestion globale de l'anesthésie.

Les tableaux présentés ci-après regroupent les différents protocoles décrits dans la littérature, pour chaque association de molécules couramment utilisée. N'ont été conservés que les protocoles ayant permis une immobilisation efficace, avec un minimum d'effets secondaires. Pour chaque référence, le nombre d'animaux ayant été anesthésiés avec ce protocole est mentionné. Si ce n'est pas

le cas, c'est qu'il s'agit de recommandations basées sur l'expérience de l'auteur. Lorsque cela est connu, il est également précisé s'il s'agissait d'animaux sauvages ou captifs.

a. Kétamine + Midazolam ± Butorphanol

La kétamine est un anesthésique dissociatif largement utilisé pour sa relative innocuité et sa facilité d'emploi. Tout au long de la seconde moitié du 20^{ème} siècle, un grand nombre de félins non domestiques ont été anesthésiés à l'aide de kétamine seule à forte dose. Cependant, utilisée de la sorte elle peut provoquer une salivation excessive, des réveils prolongés et une rigidité musculaire, voir des convulsions (Tranquilli et al. 2007 ; Kreeger 1996). De nombreux rapports de cas ont déjà décrit ces complications chez des grands félins (Dolensek 1971 ; Taylor et al. 1998 ; Klös et al. 1982 ; Epstein et al. 2002). La kétamine provoque une augmentation de la fréquence cardiaque et de la postcharge (donc de la pression artérielle), et minimise la dépression respiratoire. Son élimination par voie rénale fait qu'on évitera son utilisation chez les patients souffrant d'une insuffisance rénale (Jalanka, Roeken 1990). La kétamine est non antagonisable, mais ses effets se dissipent généralement en environ 45 minutes.

Le midazolam est une molécule de la famille des benzodiazépines. Ses propriétés anticonvulsivantes, sédatives et myorelaxantes en font un adjuvant utile pour réduire les effets non recherchés de la kétamine lorsqu'il lui est associé. Il peut être antagonisé par le flumazenil, mais en pratique en parc zoologique, il l'est rarement. En effet, de nombreux vétérinaires estiment que le coût de l'inversion est important pour le résultat apporté et que lorsque le midazolam est combiné à d'autres molécules, l'inversion des autres substances est suffisante, la sédation résiduelle induite par les faibles quantités de benzodiazépines utilisées n'étant pas problématique pour l'animal (Messire 2014). Contrairement à d'autres molécules, l'ajout de midazolam ne permet pas de réduire les doses de kétamine nécessaires. On obtient donc des volumes à injecter relativement importants avec cette association, ce qui la rend plus adaptée à des animaux de petites tailles qu'aux grands félins. Elle peut néanmoins s'avérer utile sur les animaux débilisés, ou avec un stade ASA \geq 2, chez qui l'utilisation des alpha2-agonistes est déconseillé.

Le butorphanol est un opioïde aux propriétés analgésiques et modérément sédatives. Son action est de moins de 90 minutes chez les félinés. Il agit comme potentialisateur lorsqu'il est utilisé en association avec d'autres molécules. Il est antagonisé par la naltrexone et la naloxone, la naltrexone possédant une durée d'action plus longue que la naloxone, ce qui permet d'éviter les phénomènes de resédation. A faibles doses, le butorphanol est capable, grâce à son action antagoniste sur les récepteurs mu-opioïdes, d'inverser partiellement un excès de sédation induit par un opioïde mu-agoniste pur. Avec une puissance 40 fois inférieure à celle de la naloxone, il a déjà été utilisé pour inverser l'anesthésie des grands félinés (Messire 2014). En parc zoologique, le butorphanol, bien que réversible, n'est pas toujours antagonisé. Cela permet de conserver ses effets sédatifs et analgésiques après le réveil, qui reste néanmoins satisfaisant.

Une administration intra-musculaire d'atropine à la dose de 0,04 mg/kg permet de prévenir l'hypersalivation induite par la kétamine (Chai 2013 ; Deem 2004 ; Souza et al. 2018 ; Tranquilli et al. 2007).

Tableau 1 - Protocoles à base de Kétamine, Midazolam et Butorphanol dans la littérature.

Espèce	Protocole	Antagoniste	Nombre d'animaux, captifs ou sauvages	Commentaire	Source
Toutes espèces de grand félin	Kétamine 5-10 mg/kg IM Midazolam 0.1-0.3 mg/kg IM	Flumazénil 0.01-0.02 mg/kg IM ou IV		Non recommandé pour des animaux en bonne santé, seulement pour des félins affaiblis/débilités	(Lamberski 2015)
	Kétamine 3-5 mg/kg IM Midazolam 0.1-0.3 mg/kg IM Butorphanol 0.1-0.4 mg/kg IM	Flumazénil 0.01-0.02 mg/kg IM ou IV Naltrexone 0.05-0.25 mg/kg IM ou IV			
Guépard	Kétamine 6.9 mg/kg IM Midazolam 0.4 mg/kg IM		4 captifs	Procédures non invasives	(Stegmann, Jago 2006)
Lynx	Kétamine 8 mg/kg IM Midazolam 0.3 mg/kg IM		Sauvages		(Cattet et al. 2005)

b. Kétamine + Alpha2-agoniste

Comme vu précédemment, les anesthésiques dissociatifs tels que la kétamine sont souvent utilisés en médecine vétérinaire. Cependant, la faible relaxation musculaire, le manque de contrôle du stade d'anesthésie et l'agitation lors du réveil restent des inconvénients majeurs (Chai et al. 2009), qui peuvent être amoindris par l'utilisation d'alpha2-agonistes. L'ajout d'un alpha2-agoniste est plus intéressant que celui d'une benzodiazépine puisque les alpha2-agonistes possèdent des propriétés sédatives, myorelaxantes et analgésiques. De plus, cette association permet de réduire les doses de kétamine. En 2002, Epstein et al. ont constaté que l'association kétamine/xylazine permettait une meilleure relaxation musculaire (évaluée par le tonus de la mâchoire) chez 11 lions adultes (*Panthera leo*), que l'association kétamine/diazépam (Epstein et al. 2002). En outre, les alpha2-agonistes ont l'avantage de pouvoir être complètement antagonisés.

Cependant, les alpha2-agonistes présentent de nombreux effets non recherchés, notamment cardiovasculaires, puisqu'ils provoquent une vasoconstriction périphérique et une hypertension, associées à une bradycardie réflexe, une chute du débit cardiaque, ainsi que des arythmies. Une hypotension peut ensuite apparaître dans un second temps. Ils induisent également une bradypnée par dépression des centres respiratoires, pouvant se manifester par une cyanose. Une supplémentation en oxygène est donc recommandée. Tous ces effets indésirables ont déjà été de nombreuses fois décrits chez des grands félins anesthésiés avec des alpha2-agonistes (Forsyth et al. 2011 ; Zeiler et al. 2013 ; LaFortune et al. 2005 ; Semjonov et al. 2019), et disparaissent à l'administration d'un antagoniste tel que l'atipamézole (Stagegaard et al. 2017 ; Reilly et al. 2014). Leur utilisation est donc contre-indiquée chez les individus présentant une insuffisance cardiaque ou un état de choc. Etant métabolisés par le foie, ils sont également à éviter en cas d'insuffisance hépatique.

Les alpha2-agonistes diminuent les contractions des muscles lisses, provoquant ainsi une baisse de la motricité gastro-intestinale et de possibles vomissements (Chai et al. 2009). Environ 25% des félins recevant des alpha2-agonistes au cours d'une anesthésie présenteront des efforts de vomissement au moment de l'induction ou du réveil (Wack 2003).

De plus, les alpha2-agonistes inhibent la production d'insuline et peuvent donc favoriser une hyperglycémie et dérégulation de la kaliémie (Clark-Price et al. 2015 ; Chai et al. 2009).

L'hyperkaliémie induite par les alpha2-agoniste est encore mal comprise, mais a déjà été rapportée chez un grand nombre d'espèces de grands félins comme les tigres, les guépards, les pumas, les lions, les jaguars, les panthère des neiges... (Diez Bernal et al. 2019 ; Steeil et al. 2013 ; McEntire et al. 2018 ; Romano et al. 2018 ; Reilly et al. 2014 ; Jalanka, Roeken 1990) Elle peut être traitée par l'administration d'un antagoniste à alpha2-agoniste, d'insuline, de dextrose et/ou de gluconate de calcium, mais peut parfois entraîner des arythmies voir des arrêt cardiopulmonaires et être fatale (Steeil et al. 2013). Par conséquent, la mise en place d'un ECG et la mesure de la tension artérielle, des électrolytes, de la glycémie et du statut acido-basique est recommandée lors d'anesthésie de grands félins.

Les alpha2-agonistes ne devraient jamais être utilisés seuls chez les grands félins car ils sont très peu efficaces sur les animaux stressés (Carregaro et al. 2016), et peuvent donner lieu à des réveils spontanés en cas de stimuli auditifs, visuels ou physiques (Tranquilli et al. 2007).

En combinant la kétamine avec les alpha2-agonistes, leurs effets recherchés se cumulent et leurs effets non recherchés respectifs sont diminués (Epstein et al. 2002). Les alpha2-agonistes apportent analgésie et myorelaxation, tandis que la kétamine stabilise la pression artérielle et la fréquence cardiaque. Cependant, lors de l'utilisation de cette association chez les grands félins, on peut tout de même parfois constater des réveils soudains, de la bradycardie et des vomissements (Herbst et al. 1985 ; Stander, Morkel 1991 ; Tomizawa et al. 1997). Des convulsions peuvent également survenir, et ont été souvent décrites chez les grands félins anesthésiés avec cette association (Morris 2001 ; Ferreras et al. 1994 ; Goodrich et al. 2001 ; Belsare, Athreya 2010 ; Epstein et al. 2002). Ces convulsions surviennent principalement à l'induction ou au réveil. Un bon équilibre entre les doses respectives de kétamine et d'alpha2-agoniste est donc nécessaire pour limiter les effets non recherchés de chacune des molécules. Forsyth et al. ont montré en 2011, qu'une diminution de la dose de médétomidine et une augmentation de la dose de kétamine chez un tigre permettait de réduire la dépression cardiorespiratoire lors de l'anesthésie (Forsyth et al., 2011). Par ailleurs, une administration intra-musculaire d'atropine à la dose de 0,04 mg/kg permet de prévenir l'hypersalivation induite par la kétamine (Chai 2013 ; Deem 2004 ; Souza et al. 2018 ; Tranquilli et al. 2007).

Chez les grands félins, certains auteurs recommandent d'administrer en premier lieu l'alpha2-agoniste, puis la kétamine après dix à quinze minutes (Fowler 2008). Cela permettrait de s'assurer que l'alpha2-agoniste fasse déjà effet au moment de l'administration de kétamine, réduisant ainsi les risques de convulsions induites par cette dernière (Wack 2003).

La combinaison kétamine/alpha2-agoniste n'est que partiellement réversible. En effet, les alpha2-agonistes sont antagonisables, mais pas la kétamine. Il faut donc attendre une dissipation totale des effets du dissociatif avant d'antagoniser l'alpha2-agoniste, au risque de voir apparaître des convulsions, ou une tachycardie (Morris 2001 ; Tranquilli et al. 2007). La kétamine est généralement

métabolisée en 30 à 45 minutes. Passée cette durée, seuls les effets des alpha2-agonistes persistent. Il y a donc un risque de réveil spontané (Chai et al. 2009). La voie d'administration de l'antagoniste a son importance, puisqu'une injection en intraveineuse provoquera des réveils très soudains et nerveux (Jalanka, Roeken 1990), tandis qu'une injection en sous-cutanée aura des effets retardés.

i. Kétamine + Xylazine

La xylazine est le représentant le plus ancien des alpha2-agonistes. L'association xylazine-kétamine est depuis longtemps employée et son utilisation bien codifiée (en particulier le célèbre "mélange d'Hellabrunn" : 125 mg de xylazine + 100 mg de kétamine par ml) (Chai et al., 2009). Son utilisation chez des grands félins a été décrite pour la première fois par Herbst et al. en 1985, sur des lions sauvages (*Panthera leo*) (Herbst et al. 1985). Elle a ensuite été utilisée à large échelle, comme dans une étude de Sontakke et al., qui ont procédé entre 2000 et 2005 à 123 immobilisations de lions d'Asie (*Panthera leo persica*), de tigres (*Panthera tigris*) et de léopards (*Panthera pardus*) avec cette combinaison, sans évènement indésirable majeur (Sontakke et al. 2009). Le principal désavantage de cette combinaison est le volume important qu'elle requiert (Tranquilli et al. 2007 ; Lewandowski 2002).

La Yohimbine est l'antagoniste de la xylazine le plus souvent utilisé dans la littérature. Elle est efficace en 5 à 10 minute. Les seuls effets secondaires décrits sont ceux associés à une administration trop rapprochée de la dernière injection de kétamine. Il persiste alors des effets résiduels de l'anesthésie à la kétamine (hypersalivation, rigidité, ataxie, excitabilité), qui peuvent être minimisés en laissant suffisamment de temps pour que la kétamine soit métabolisée (Sontakke et al. 2009 ; Seal et al. 1987). L'atipamézole peut également antagoniser efficacement la xylazine, avec une dose de 1 mg d'atipamézole pour 20 mg de xylazine (Chai 2005).

Tableau 2 - Protocole à base de Kétamine et Xylazine dans la littérature.

Espèce	Protocole	Antagoniste	Nombre d'animaux, captifs ou sauvages	Commentaire	Source
Toutes espèces de grand félin	Xylazine 0.2–0.5 mg/kg IM 10 min après : Kétamine 4-10 mg/kg IM			± Midazolam 0.05 mg/kg IV au besoin si convulsions	(Curro 2002)
	Xylazine 1-2 mg/kg IM 10-15 min après : Kétamine 2-3 mg/kg IM	Yohimbine 0.125 mg/kg IV + 0.075 mg/kg SC			(Wack 2003)
	Kétamine 4.0–6.0 mg/kg IM Xylazine 0.5–1.0 mg/kg IM				(Fowler 2008)
	Kétamine 3-10 mg/kg IM Xylazine 0.3-1 mg/kg IM	Yohimbine 0.04-0.3 mg/kg IM ou IV lente			(Lamberski 2015)

Guépard	Kétamine 6-8 mg/kg IM Xylazine 0.5 mg/kg IM				(Tranquilli et al. 2007)
	Kétamine 3-5 mg/kg IM Xylazine 0.5 mg/kg IM	Yohimbine 1mL/50Kg IV	Sauvages		(Kock, Burroughs 2012)
Jaguar	Kétamine 10 mg/kg IM Xylazine 1 mg/kg IM		500		(Fowler 2001)
	Kétamine 4-6 mg/kg IM Xylazine 1-2 mg/kg IM	Yohimbine 0.3 mg/kg IV			(Morris 2001)
	Kétamine 3.5 mg/kg IM Xylazine 1 mg/kg IM Propofol 2 mg/kg IV		1 captif	Immobilisation en 13 min. Durée de la narcose après administration du propofol : 11 min.	(Bharathidasan et al. 2014)
Léopard	Kétamine 4-6 mg/kg IM Xylazine 1-2 mg/kg IM	Yohimbine 0.3 mg/kg IV			(Morris 2001)
	Kétamine 8-11 mg/kg IM Xylazine 1mg/kg IM		Sauvages		(Kreeger et al. 2002)
	Kétamine 3-4 mg/kg IM Xylazine 0.5-1 mg/kg IM		Sauvages	Procédure non invasive.	(Athreya, Belsare 2007)
	Kétamine 2.3 ± 1.1 mg/kg IM Xylazine 1.16 ± 0.5 mg/kg IM	Yohimbine 0.1 ou 0.15 mg/kg	55 captifs	Décubitus en 13 min. Durée : 1h Protocole utilisé pour procédure non invasive ou chirurgicale mineure. Réveil en 2-4 min après yohimbine et animaux debout en 5-15 min. Convulsions lorsque la yohimbine était administrée trop tôt (avant élimination de la kétamine). Réveil beaucoup plus long, violent et excité sans yohimbine.	(Sontakke et al. 2009)
	Kétamine 3-7 mg/kg IM Xylazine 1.1-1.7 mg/kg IM		35 sauvages	Doses pour situation d'urgence (stress). Durée	(Belsare, Athreya 2010)

				d'action environ 1h. Procédure non invasive. 6 animaux ont présenté des régurgitations et 3 des convulsions à l'induction.	
	Kétamine 5 mg/kg IM Xylazine 1.5 mg/kg IM	Yohimbine 0.14–0.17 mg/kg	4 sauvages	Durée d'action moyenne 1h20 Procédure non invasive. Animal debout après 1h10 et 1h40 sans yohimbine versus 35 et 55min avec yohimbine.	(Karabi 2012)
	Kétamine 6.6 mg/kg IM Xylazine 0.66 mg/kg IM	Yohimbine 0.04-0.13 mg/kg IM	Sauvages	Prolongation de la sédation avec doses de kétamine 1.1 mg/kg IM	(West et al. 2014)
Lion	Ketamine 7.6 (4.2-15.8) mg/kg IM Xylazine 3.5 (2-7.5) mg/kg IM	Tolazoline 4 (2-5.8) mg/kg	120 sauvages	Durée d'action moyenne : 1h40, non proportionnelle à la dose. Durée moyenne de l'immobilisation + réveil : 2h34	(Stander, Morkel 1991)
	Kétamine 4-6 mg/kg IM Xylazine 1-2 mg/kg IM	Yohimbine 0.3 mg/kg IV			(Morris 2001)
	Kétamine 10 mg/kg IM Xylazine 1 mg/kg IM	Yohimbine 0.1 mg/kg	6 captifs	Convulsions chez 2 lions après administration de l'antagoniste. Arythmies chez 2 lions.	(Epstein et al. 2002)
	Kétamine 4.5 mg/kg IM Xylazine 1 mg/kg IM	Yohimbine 0.125 mg/kg			(Wack 2003)
	Kétamine 2 mg/kg IM Xylazine 1.5 mg/kg IM Puis Boli IV Kétamine 1 mg/kg	Yohimbine 0.1 mg/kg IV	12 captifs	Diminution FR lors d'administration de propofol voir apnée si injection	(Ali M. G. 2005)

	Ou Boli IV Propofol 0.5 mg/kg			trop rapide. Réveil plus rapide avec propofol, et titubant/ataxique avec kétamine.	
	Kétamine 2.3 ± 1.1 mg/kg IM Xylazine 1.16 ± 0.5 mg/kg IM	Yohimbine 0.1 ou 0.15 mg/kg	52 captifs	Décubitus en 16 min. Durée d'action : 1h Protocole utilisé pour procédure chirurgicale mineure. Réveil en 2-4 min après yohimbine et animal debout en 5-15 min. Les animaux se lèvent plus rapidement avec les plus grosses doses de yohimbine. Réveil beaucoup plus long, violent et excité sans yohimbine.	(Sontakke et al. 2009)
	Kétamine 5 mg/kg IM Xylazine 0.5 mg/kg IM	Yohimbine 1mL/50Kg IV	Sauvages		(Kock, Burroughs 2012)
	Kétamine 2.6±0.08 mg/kg IM Xylazine 1.06±0.30 mg/kg IM Puis kétamine 1.92 mg/kg IV OU propofol 1 mg/kg IV Puis isoflurane 0.5-2 %		8 captifs (12 anesthésies)		(Bharathidasan et al. 2016)
Lynx	Kétamine 10,2 mg/kg IM Xylazine 1,5 mg/kg IM		31 sauvages (39 anesthésies)	Animaux sédatés en 8 min. Procédures courtes (35 min) et peu invasives.	(Pool et al. 1993)
	Kétamine 4.6±0.2 mg/kg IM Xylazine 4.0±0.2 mg/kg IM		31 sauvages (45 anesthésies)	Convulsions chez 4 animaux.	(Ferreras et al. 1994)

	Kétamine 13.3±1.8 mg/kg IM Xylazine 1.2±0.1 mg/kg IM		21 sauvages	Durée moyenne : 50 min. Procédure non invasive.	(Beltrán, Tewes 1995)
	Kétamine 10 mg/kg IM Xylazine 2 mg/kg IM				(Cattet et al. 2005)
	Kétamine 10 mg/kg IM Xylazine 0,75 mg/kg IM	Yohimbine 0.2 mg/kg ¹¹	5 sauvages	Animaux manipulables en 10 min. Animaux debout 29 min après yohimbine.	(Rockhill et al. 2011)
Puma	Kétamine 4.7–15.8 mg/kg IM (dose visée 11 mg/kg) Xylazine 0.8–2.6 mg/kg IM (dose visée 1.8 mg/kg)		37 sauvages (46 anesthésies)	Immobilisation en 6 min. Durée Moyenne d'action 1h.	(Logan et al. 1986)
	Kétamine 10 mg/kg IM Xylazine 1 mg/kg IM		500		(Fowler 2001)
	Kétamine 4-6 mg/kg IM Xylazine 1-2 mg/kg IM	Yohimbine 0.3 mg/kg IV			(Morris 2001)
	Kétamine 4-6 mg/kg IM Xylazine 0.8-1 mg/kg IM	Yohimbine 0.125 mg/kg			(Wack 2003)
	Kétamine 8 mg/kg IM Xylazine 2 mg/kg IM				(Cattet et al. 2005)
	Kétamine 8.4 mg/kg IM Xylazine 1.8 mg/kg IM		Captifs		(West et al. 2014)
Panthère nébuleuse	Kétamine 4-6 mg/kg IM Xylazine 1-2 mg/kg IM	Yohimbine 0.3 mg/kg IV			(Morris 2001)
	Kétamine 19.25±2.95 mg/kg IM Xylazine 1.55±0.4 mg/kg IM		3 sauvages	Animaux immobilisés en 5 min. Durée d'action moyenne 2h25. Rigidité musculaire. Les animaux récupèrent en 50±25 minutes.	(Grassman et al. 2004)
Panthère des neiges	Kétamine 10.9±1 mg/kg IM Xylazine 2.2±0.2 mg/kg IM		7 captifs (11 anesthésies)	Durée d'action 20-35 min. 2 animaux ont présenté des vomissements à l'induction, 1 au réveil.	(Jalanka 1989a) et (Jalanka 1989b)

				Récupération longue (1h30-2h30) avec ataxie.	
	Kétamine 4-6 mg/kg IM Xylazine 1-2 mg/kg IM	Yohimbine 0.3 mg/kg IV			(Morris 2001)
Tigre	Kétamine 4-6 mg/kg IM Xylazine 0.75-1 mg/kg IM	Yohimbine 0.3 mg/kg IV			(Morris 2001)
	Kétamine 11 mg/kg IM Xylazine 0.8 mg/kg IM	Yohimbine 0.125 mg/kg	32 sauvages	Convulsions chez 78% des tigres traitées avec du diazepam (0.08 mg/kg IV ou IM) efficace dans 81% des cas. 2 arrêts respiratoires.	(Goodrich et al. 2001)
	Kétamine 6 mg/kg IM Xylazine 0.6-0.8 mg/kg IM	Yohimbine 0.125 mg/kg			(Wack 2003)
	Kétamine 2.32 ± 1.1 mg/kg IM Xylazine 1.16 ± 0.5 mg/kg IM	Yohimbine 0.1 ou 0.15 mg/kg	16 captifs	Décubitus en 15 minutes. Durée d'action 1h. Utilisé pour procédures peu invasives ou procédure chirurgicale mineure. Réveil en 2-4 min après yohimbine et animaux debout en 5-15 min. Réveil beaucoup plus long, violent et excité sans yohimbine.	(Sontakke et al. 2009)

ii. Kétamine + Médétomidine ou Dexmédétomidine

La combinaison médétomidine/kétamine est devenue très populaire en médecine vétérinaire aussi bien chez les carnivores domestiques que chez les animaux sauvages et exotiques. Elle pallie partiellement les effets non recherchés de chacune des substances tout en conservant leurs effets recherchés. La médétomidine est un alpha2-agoniste plus sélectif et puissant que la xylazine, ce qui permet une réduction importante du volume nécessaire, ce qui est un avantage pour la téléanesthésie. La dose de kétamine nécessaires est également plus faible qu'avec la xylazine. On a donc une meilleure réversibilité de ce protocole puisque la kétamine ne peut être antagonisée (Tranquilli et al. 2007). Cette

combinaison est très utilisée chez les grands félins sans complications majeures. Une publication de Jalanka et Roeken en 1990 rapporte par exemple son utilisation au cours de 156 immobilisations de félinidés sauvages aux zoo d'Helsinki et Kolmarden, avec peu d'effets secondaires et aucun accident mortel (Jalanka, Roeken 1990).

La médétomidine contient en parts égales deux énantiomères optiques, la dexmédétomidine et la lévomédétomidine. Le dextro-isomère (dexmédétomidine) est le seul responsable des effets pharmacologiques recherchés. La dexmédétomidine représente un agoniste hautement spécifique des récepteurs α_2 -adrénergiques, avec d'importants effets sédatif, analgésique, anxiolytique et sympatholytique (Chai et al. 2009 ; Di Cesare et al. 2020).

Chez les grands félins, la médétomidine est efficacement antagonisée par l'atipamézole à une dose 2,5 à 5 fois supérieure de celle de la médétomidine (Morris 2001 ; Fahlman et al. 2005).

Tableau 3 - Protocoles à base de Kétamine et Médétomidine ou Dexmédétomidine dans la littérature.

Espèce	Protocole	Antagoniste	Nombre d'animaux, captifs ou sauvages	Commentaire	Source
Toutes espèces de grand félin	Médétomidine 0.06-0.08 mg/kg IM 10-15 min après : Kétamine 2-4 mg/kg IM	Atipamézole IM 5x médétomidine			(Wack 2003)
	Kétamine 2.5 mg/kg IM Médétomidine 0.07 mg/kg IM				(Fowler 2008)
	Kétamine 2-6mg/kg IM Médétomidine 0.03-0.07 mg/kg IM (ou dexmédétomidine 0.015-0.035 mg/kg)	Atipamézole 0.1-0.45 mg/kg IM			(Lamberski 2015)
Guépard	Kétamine 4-6 mg/kg IM Médétomidine 0.03-0.04 mg/kg IM	Atipamézole 2,5 à 5 x Médétomidine ¼ IV et ¾ IM			(Morris 2001)
	Kétamine 3 mg/kg IM Médétomidine 70 µg/kg IM	Atipamézole 5x Médétomidine	Sauvages	Prolongation de la sédation par doses supplémentaires de 2mg/kg IM de Kétamine.	(Kreeger et al., 2002)
	Kétamine 2.5 mg/kg IM Médétomidine 0.07 mg/kg IM	Atipamézole 0.35 mg/kg			(Wack 2003)

	Kétamine 6 mg/kg IM Médétomidine 80 µg/kg IM				(Chai 2005)
	Kétamine 6.9 mg/kg IM Médétomidine 0.027 mg/kg IM	Atipamézole : 0,5 x volume de Médétomidine	19 captifs	Procédures peu invasives. Convulsions à l'induction chez 3 guépards ayant reçu une plus forte dose de kétamine (10 mg/kg). Les animaux ne recevant pas d'oxygène ont présenté une acidose métabolique et une hypoxémie.	(Stegmann, Jago 2006)
	Kétamine 3-4 mg/kg IM Médétomidine 40 µg/kg IM				(Chai 2013)
	Kétamine 3.5 mg/kg IM Médétomidine 37 µg/kg IM ± Isoflurane	Atipamézole 300 µg/kg IM	16 captifs	Procédure non invasive (imagerie). Induction rapide, aucune complication. Excellente relaxation musculaire.	(Chai et al. 2015)
Jaguar	Kétamine 4-6 mg/kg IM Médétomidine 0.03-0.04 mg/kg IM	Atipamézole 2,5 à 5 x Médétomidine ¼ IV et ¾ IM			(Morris 2001)
	Kétamine 2.5 mg/kg IM Médétomidine 0.07 mg/kg IM	Atipamézole 0.35 mg/kg ½ IM et ½ IV			(Wack 2003)
	Kétamine 2-4 mg/kg IM Médétomidine 50-70 µg/kg IM				(Chai 2005)
	Kétamine 2.5 mg/kg IM Médétomidine 60 µg/kg IM Isoflurane 0.8-1.2%	Atipamézole 5 mg IM	1 captif	Procédure chirurgicale (réparation de fracture mandibulaire). Animal manipulable en 15 minutes. Ajout de 0,3 mg IV de buprénorphine pendant la procédure pour l'analgésie.	(Waelbers et al. 2007)

				Administration d'atipamézole car pas de réveil 45 minutes après arrêt de l'isoflurane. Début de réactivité 10 minute après l'atipamézole.	
	Kétamine 2mg/kg IM Dexmédétomidine 16 µg/kg IM	Atipamézole	1 captif		(Chai et al. 2009)
	Kétamine 2 mg/kg IM Médétomidine 50 µg/kg IM + Butorphanol 0,2 mg/kg IM				(Chai 2013)
Léopard	Kétamine 2.5-3 mg/kg IM Médétomidine 60-80 µg/kg IM		14		(Jalanka, Roeken 1990)
	Kétamine 2.5±0.3 mg/kg IM Médétomidine 64±9 µg/kg IM	Atipamézole IM	11 captifs	Animaux sédatés en 8 minutes.	
	Kétamine 4-6 mg/kg IM Médétomidine 0.03-0.04mg/kg IM	Atipamézole 2,5 à 5 x Médétomidine ¼ IV et ¾ IM			(Morris 2001)
	Kétamine 3 mg/kg IM Médétomidine 70 µg/kg IM	Atipamézole 5x Médétomidine			(Kreeger et al., 2002)
	Kétamine 3 mg/kg IM Médétomidine 0.07 mg/kg IM	Atipamézole 0.35 mg/kg ½ IM et ½ IV			(Wack 2003)
	Kétamine 2-4 mg/kg IM Médétomidine 50-70 µg/kg IM				(Chai 2013)
	Kétamine 3-4 mg/kg IM Médétomidine 60 µg/kg IM	Atipamézole 300 µg/kg IM	5 captifs	Procédure non invasive (imagerie). Induction rapide, aucune complication. Excellente relaxation musculaire.	(Chai et al. 2015)

Lion	Kétamine 2.5 mg/kg IM Médétomidine 30 µg/kg IM	Atipamézole 0.29 mg/kg	27		(Jalanka, Roeken 1990)
	Kétamine 1.9-5.7 mg/kg IM Médétomidine 47.6-58.4 µg/kg IM	Atipamézole 4x Médétomidine	4 captifs	Durée : au moins 1h. Procédures peu invasives. Ajout d'atropine 29-35 µg/kg. Animaux debout 17 à 61 minutes après administration d'atipamézole. Vomissements chez 3 lions après le réveil.	(Tomizawa et al. 1997)
	Kétamine 4-6 mg/kg IM Médétomidine 0.03-0.04 mg/kg IM	Atipamézole 2,5 à 5 x Médétomidine ¼ IV et ¼ IM			(Morris 2001)
	Kétamine 2.5 mg/kg IM Médétomidine 0.07-0.1 mg/kg IM	Atipamézole 5 x Médétomidine		Prolongation de la sédation par doses supplémentaires de kétamine 1.5 mg/kg IM	(Kreeger et al., 2002)
	Kétamine 2.2 mg/kg IM Médétomidine 0.035 mg/kg IM	Atipamézole 0.165 mg/kg			(Wack 2003)
	Kétamine 2.5 mg/kg and Médétomidine 0.07 mg/kg	Atipamézole	16 sauvages	Durée : 1h Procédures peu invasives. Induction en 6-10 minutes. Récupération après administration d'atipamézole : 25-30 minutes.	(Fyumagwa et al. 2012)
	Kétamine 2-4 mg/kg IM Médétomidine 50-70 µg/kg IM				(Chai 2013)
Lynx	Kétamine 2.9±0.4 mg/kg IM Médétomidine 76±22 µg/kg IM	Atipamézole IM	8 captifs	Animaux approchables en 8 minutes.	(Jalanka, Roeken 1990)

Kétamine 2.5-3.5 mg/kg IM Médétomidine 80-100 µg/kg IM		11		(Jalanka, Roeken 1990)
Kétamine 5.0 mg/kg IM Médétomidine 80–200 µg/kg IM	Atipamézole 0.16-0.4 mg/kg	9 sauvages (13 anesthésies)	Procédure invasive (implant intrapéritonéal) sur jeunes individus (4-5 semaines). Durée de la procédure : 36 minutes en moyenne. Réveil 5 minutes après administration de l'atipamézole.	(Arnemo et al. 1999)
Kétamine 4- 6 mg/kg IM Médétomidine 0.03-0.04 mg/kg IM	Atipamézole 2,5 à 5 x Médétomidine ¼ IV et ¾ IM			(Morris 2001)
Kétamine 3 mg/kg IM Médétomidine 0.03 mg/kg IM	Atipamézole 5 x Médétomidine	17	Induction en environ 10 minutes Durée d'action 50 minutes et réveil en 13 minutes en moyenne.	(Schöne et al. 2002)
Kétamine 3.0 mg/kg IM Médétomidine 0.09 mg/kg IM	Atipamézole 0.45 mg/kg		Captifs	(Wack 2003)
Kétamine 6 mg/kg IM Médétomidine 80 µg/kg IM				(Chai 2005)
Kétamine 4 mg/kg IM Médétomidine 40 µg/kg IM + Butorphanol 0.4 mg/kg IM	Atipamézole 0.2 mg/kg	6 sauvages	Sédation légère : procédure rapide et non invasive. Animaux manipulables en 20 min. Animaux debout en 9 min après atipamézole.	(Rockhill et al. 2011)
Pour des individus adultes : Kétamine 50-100 mg IM	Atipamézole 5x Médétomidine	Sauvages	La dose est à adapter au caractère calme ou stressé de l'animal.	(Arnemo, Evans 2017)

	Médétomidine 2-4 mg IM OU Dexmédétomidine 1-2 mg IM				
Puma	Kétamine 4- 6 mg/kg IM Médétomidine 0.0.3-0.04 mg/kg IM	Atipamézole 2,5 à 5 x Médétomidine ¼ IV et ¾ IM			(Morris 2001)
	Kétamine 2 mg/kg IM Médétomidine 0.075 mg/kg IM	Atipamézole 0.35 mg/kg			(Wack 2003)
	Kétamine 4.5 mg/kg IM Médétomidine 0.05 mg/kg IM	Atipamézole 0.25 mg/kg			
	Kétamine 2 mg/kg IM Médétomidine 75 µg/kg IM				(Cattet et al. 2005)
	Kétamine 2-4 mg/kg IM Médétomidine 50-70 µg/kg IM				(Chai 2013)
Panthère nébuleuse	Kétamine 4- 6 mg/kg IM Médétomidine 0.0.3-0.04 mg/kg IM	Atipamézole 2,5 à 5 x Médétomidine ¼ IV et ¾ IM			(Morris 2001)
	Kétamine 6 mg/kg IM Médétomidine 80 µg/kg IM				(Chai 2005)
	Kétamine 3-4 mg/kg IM Médétomidine 60 µg/kg IM	Atipamézole 300 µg/kg IM	6 captifs	Procédure non invasive (imagerie). Induction rapide, aucune complication. Excellente relaxation musculaire.	(Chai et al. 2015)
	Kétamine 3 mg/kg IM (2.42–4.39 mg/kg) Médétomidine 0.04 mg/kg IM (0.039–0.054 mg/kg)	Atipamézole 0.2 mg/kg (0.19–0.27 mg/kg) = 5x Médétomidine	5	Procédures non invasives. Induction en 7 minutes. Durée moyenne : 56 minutes. Premiers signes de réveil après atipamézole en 12 minutes et animaux debout 4 minutes plus tard.	(Nájera et al. 2017)

Panthère des neiges	Kétamine 2.5-3 mg/kg IM Médétomidine 60-80 µg/kg IM	Atipamézole 290 ± 87.6 µg/kg IM	21 (52 anesthésies)	Animaux manipulables en 11 minutes. Durée : 25-55 minutes. Procédures peu invasives (prendre la valeur haute de la fourchette de dose pour procédures plus invasives ou intubation). Demi-dose supplémentaire nécessaire chez 6 animaux. Vomissements chez deux animaux à l'induction et 3 après le réveil. Réveil sans réversion en 1h30. Réveil en 10 min avec atipamézole IM avec déficit moteur (dû à un effet résiduel de kétamine ?). Debout en 13 min Une administration de l'atipamézole en IV permet une réversion plus rapide (4 min) mais les animaux sont plus nerveux et alertes.	(Jalanka 1989b)
	Kétamine 4- 6 mg/kg IM Médétomidine 0.03-0.04 mg/kg IM	Atipamézole 2,5 à 5 x Médétomidine ¼ IV et ¼ IM			(Morris 2001)
	Kétamine 2.5-3 mg/kg IM Médétomidine 0.06-0.08 mg/kg IM	Atipamézole 0.35 mg/kg ½ IM et ½ IV			(Wack 2003)
	Kétamine 2-4 mg/kg IM Médétomidine 50-70 µg/kg IM				(Chai 2013)
	Kétamine 3-4 mg/kg IM	Atipamézole 300 µg/kg IM	1 captif	Procédure non invasive (imagerie).	(Chai et al. 2015)

	Médétomidine 60 µg/kg IM			Induction rapide, aucune complication. Excellente relaxation musculaire.	
Tigre	Kétamine 2.5 mg/kg IM Médétomidine 0.03 mg/kg IM		18		(Jalanka, Roeken 1990)
	Kétamine 4-6 mg/kg IM Médétomidine 0.03-0.04 mg/kg IM	Atipamézole 2,5 à 5 x Médétomidine ¼ IV et ¾ IM	2		(Morris 2001)
	Kétamine 3 mg/kg IM Médétomidine 0.07 mg/kg IM	Atipamézole 0.35 mg/kg			(Wack 2003)
	Kétamine 1.66±0.12 mg/kg IM Médétomidine 25.0±1.4 µg/kg IM	Atipamézole 129.1 ± 13.7 µg/kg	6 (17 anesthésies)	Procédures peu invasives. Dose supplémentaire de kétamine peut être nécessaire pour transport par exemple.	(Miller et al. 2003)
	Kétamine 2mg/kg IM Dexmédétomidine 19 µg/kg IM	Atipamézole			(Chai et al. 2009)
	Kétamine 3 mg/kg IM Médétomidine 0.018 mg/kg IM	Atipamézole 3,5x Médétomidine (50% IM, 50% IV)	1 (8 anesthésies)	Lors de la 1ère procédure, une dose de médétomidine de 30µg/kg a entraîné une dépression cardiopulmonaire (bradycardie, arythmies ventriculaires, hypoventilation, cyanose). Une diminution de la dose à 18 µg/kg et une augmentation de la kétamine à 3 mg/kg ont permis une réduction de ces effets indésirables.	(Forsyth et al. 2011)
	Kétamine 2-4 mg/kg IM Médétomidine 50-70 µg/kg IM				(Chai 2013)
	Kétamine 2,5 mg/kg IM				

	Médétomidine 40 µg/kg IM Butorphanol 0,2 mg/kg IM				
	Kétamine 3 mg/kg IM Dexmédétomidine 25 µg/kg IM	Atipamézole 1x Médétomidine	12 captifs	Durée 45 minutes. 3 tigres (25%) ont présenté un comportement assimilé à des convulsions (rigidité musculaire, pédalage, extension de la tête et du cou, nystagmus rapide), résolu avec 0.5 mg/kg de Midazolam IV.	(Clark-Price et al. 2015)
	Kétamine 2mg/kg IM Dexmédétomidine 10 µg/kg IM ± Propofol IV en titration puis isoflurane si procédure invasive	Atipamézole 50 µg/kg IM + 50 µg/kg SC	18 captifs	Procédures peu invasives. Une dose supplémentaire peut être nécessaire. Décubitus latéral en 11±6 minutes. Aucune complication rencontrée. Durée d'action environ 1h. Animaux debout dans l'heure suivant l'administration de l'antagoniste.	(Di Cesare et al. 2020)

iii. kétamine + Détomidine

La détomidine est un alpha2-agoniste couramment utilisé pour l'anesthésie des chevaux et des bovins (domestiques ou sauvages). Elle est moins puissante que la médétomidine mais son intérêt réside dans l'existence de spécialités très concentrées et peu coûteuses.

Tableau 4 - Protocoles à base de Kétamine et Détomidine dans la littérature.

Espèce	Protocole	Antagoniste	Nombre d'animaux, captifs ou sauvages	Commentaire	Source
Léopard	Kétamine 5 mg/kg IM	Yohimbine 0.3 mg/kg IV			(Morris 2001)

	Détomidine 0.08 mg/kg IM				
Lion	Kétamine 4-5 mg/kg IM Détomidine 0.05 mg/kg IM	Atipamézole	16 sauvages	Durée : 1h Procédures peu invasives. Induction en 6-10 minutes. Récupération après administration d'atipamézole : 25-30 minutes.	(Fyumagwa et al. 2012)
Puma	Kétamine 5 mg/kg IM Détomidine 0.08 mg/kg IM	Yohimbine 0.3 mg/kg IV			(Morris 2001)
	Kétamine 5mg/kg IM Détomidine 0.15mg/kg IM Propofol 2mg/kg IV Isoflurane 1.4% ou Sevoflurane 2%		14 captifs	Procédures peu invasives. Induction en 11 minutes. Variables cardiopulmonaires stables durant toute les anesthésies. Animaux debout moins rapidement après anesthésie avec isoflurane (62±3.7 min) qu'avec sevoflurane (57±5.1 min).	(Albuquerque et al. 2016)

c. Kétamine + Alpha2-agoniste + Midazolam

Comme vu précédemment, la combinaison kétamine/alpha2-agoniste est très largement utilisée chez les grands félins, mais elle peut tout de même provoquer un certain nombre d'effets secondaires (convulsions, dépression cardiovasculaire et respiratoire, hyperglycémie...). L'ajout d'une benzodiazépine au protocole peut donc s'avérer intéressant pour réduire ces effets, puisque cela permet de diminuer les doses des autres anesthésiques (Tranquilli et al. 2007). De plus, les alpha2-agonistes n'induisant que peu de relaxation musculaire, il est intéressant d'utiliser les benzodiazépines pour leurs propriétés myorelaxantes (Guthrie 2019). Clark-Price et al. ont publié en 2015 une étude dans laquelle ils ont constaté 25% de convulsions chez des tigres (*Panthera tigris*) anesthésiés avec un protocole à base de dexmédétomidine et de kétamine, contre aucune avec un protocole comprenant

en plus du midazolam (Clark-Price et al. 2015). L'ajout de midazolam permettrait donc de réduire les risques de convulsions.

Dans une étude publiée en 2004, Curro et al. ont comparé deux protocoles pour l'anesthésie de tigres captifs : l'un combinant xylazine, kétamine et midazolam, et l'autre médétomidine, kétamine et midazolam. Le protocole à base de médétomidine présentait l'avantage d'un volume à injecter plus réduit qu'avec la xylazine, ainsi qu'une dose nécessaire de kétamine plus faible. Cela pourrait expliquer les convulsions survenues chez près de 30% des animaux ayant reçu de la xylazine, contre aucune chez ceux anesthésiés avec la médétomidine. Le protocole avec la médétomidine permettait également une induction et un réveil plus rapides (Curro et al. 2004). Dans les deux cas, des effets indésirables tels qu'une hypertension, une hypoventilation et une hyperthermie sont survenus.

Cette combinaison présente l'avantage d'être partiellement réversible, puisque les alpha2-agonistes le sont, et que le midazolam peut être antagonisé par le flumazénil.

Tableau 5 - Protocoles à base de Kétamine, Alpha2-agoniste et Midazolam dans la littérature.

Espèce	Protocole	Antagoniste	Nombre d'animaux, captifs ou sauvages	Commentaire	Source
Toutes espèces de grand félin	Xylazine 0.2-0.5 mg/kg IM Midazolam 0.1 mg/kg IM 10 min après : Kétamine 4-10 mg/kg IM				(Curro 2002)
	Médétomidine 0.05-0.07 mg/kg IM Midazolam 0.1 mg/kg IM 10 min après : Kétamine 2-3 mg/kg IM	Atipamézole 0.25-0.35 mg/kg IV, SC			
Lion	Midazolam 0.1-0.2 mg/kg IM ou PO Puis : Kétamine 2-3 mg/kg IM Médétomidine 20-30 µg/kg IM Isoflurane		7 captifs	Procédures chirurgicales (laparotomie) Epidurale lombaire pour analgésie.	(McCain et al. 2009)
Tigre	Médétomidine 0.05 mg/kg IM Midazolam 1 mg/kg IM 10 min après : Kétamine 2.5 mg/kg IM (Protocole « MMK »)	Atipamézole 0.25 mg/kg	7 captifs	Durée : 1h Procédures peu invasives. Hypertension et hyperthermie observées dans les 2 groupes. Hypoventilation	(Curro et al. 2004)

Xylazine 0.5 mg/kg IM Midazolam 1 mg/kg IM 10 min après : Kétamine 10 mg/kg IM (Protocole « XMK »)	Yohimbine 0.11 mg/kg IM	7 captifs	observée dans le groupe MMK. Convulsions chez 2 animaux avec le protocole XMK. Réveil après antagoniste : 16 minutes (XMK) versus 10 min (MMK) et animaux debout en 40 min (XMK) versus 21 min (MMK).	
Kétamine 3 mg/kg IM Dexmédétomidine 0.0125 mg/kg IM Midazolam 0.1 mg/kg IM	Atipamézole 1x Médétomidine	18 captifs	Durée : 45 minutes.	(Clark-Price et al. 2015)
Kétamine 2.5 mg/kg IM Médétomidine 0.025 mg/kg IM Midazolam 0.12 mg/kg IM Isoflurane	Atipamézole 0.25 mg/kg IM	8 captifs	Durée : 80 minutes.	(Smith et al. 2018)

d. Butorphanol + Midazolam + Alpha2-agoniste

Le butorphanol est un opioïde largement utilisé en médecine vétérinaire pour ses propriétés sédatives et analgésiques, et comme potentialisateur en combinaison à des alpha2-agonistes, des anesthésiques dissociatifs et/ou des tranquillisants. Ces combinaisons permettent d'utiliser des doses plus faibles pour chaque anesthésique, tout en exploitant leurs effets synergiques (Bush et al. 2012). L'association butorphanol/midazolam/médétomidine (BMM) a déjà été très utilisée pour anesthésier des carnivores domestiques ou sauvages et notamment des grands félins tels que les guépards (*Acinonyx jubatus*) (LaFortune et al. 2005). Cette combinaison permet une anesthésie stable avec analgésie et myorelaxation adéquates durant au moins 40 minutes. Comme pour tout protocole comprenant des alpha2-agonistes, les effets indésirables décrits incluent une bradycardie, une hypertension, une hypoventilation et une hypoxie (Wenger et al. 2010 ; LaFortune et al. 2005).

Ce protocole a l'avantage d'être entièrement réversible, puisque le midazolam peut être antagonisé par le flumazénil, la médétomidine par l'atipamézole, et le butorphanol par la naltrexone. L'absence de kétamine le rend intéressant pour les animaux sujets aux convulsions. Une des inconvénients majeurs de ce protocole est son coût financier élevé.

Cependant, lors de l'usage de l'association butorphanol/midazolam/alpha2-agoniste pour l'anesthésie de grands félins dangereux, il convient de faire preuve d'une grande prudence et d'une certaine retenue puisque ce protocole ne contient pas d'anesthésique dissociatif (kétamine ou tilétamine). Par conséquent, des réveils soudains peuvent survenir, surtout si de faibles doses de médétomidine et/ou de butorphanol sont utilisées (Bush et al. 2012 ; LaFortune et al. 2005).

Tableau 6 - Protocoles à base de Butorphanol, Alpha2-agoniste et Midazolam dans la littérature.

Espèce	Protocole	Antagoniste	Nombre d'animaux, captifs ou sauvages	Commentaire	Source
Toutes espèces de grand félin	Butorphanol 0.1-0.4 mg/kg IM Médétomidine 0.03-0.04 mg/kg IM (ou dexmédétomidine 0.015-0.02 mg/kg) Midazolam 0.1-0.3 mg/kg IM	Naltrexone 0.05-0.25 mg/kg IM ou IV Atipamézole 0.1-0.45 mg/kg IM ± Flumazénil 0.01-0.02 mg/kg IM ou IV			(Lamberski 2015)
Guépard	Butorphanol 0.2 ± 0.02 mg/kg IM Médétomidine 35 ± 3.7 µg/kg IM Midazolam 0.15 ± 0.02 mg/kg IM + ketamine IV si réveil avant 1h + Isoflurane	Atipamézole 175 µg/kg IM Flumazénil 6 µg/kg IM Naltrexone 0.25 mg/kg IM	13 captifs	Durée 70 ± 16 min Procédures non invasives. Hypertension chez tous les animaux. Réveil soudain possible après 40 min.	(LaFortune et al. 2005)
	Butorphanol 0.22 ± 0.03 mg/kg IM Dexmédétomidine 15.8 ± 1.9 µg/kg IM Midazolam 0.18 ± 0.03 mg/kg IM + Pour 2 animaux Kétamine 3 mg/kg IM et pour 3 animaux Propofol 0.6 mg/kg IV nécessaire pour transport et intubation (plus excités avant induction) + Isoflurane 0,5-3%	Atipamézole 0.125±0.02 mg/kg (10 ou 7,6 x Dexmédéto.) Naltrexone 0.1 ± 0.014 mg/kg IM	20 captifs ou en semi-liberté	Procédures peu invasives (examen, prélèvement, endoscopie, biopsie gastrique) Isoflurane nécessaire à partir de 36 min en moyenne. Légère hypertension au début, qui disparaît au cours de l'anesthésie. Ventilation manuelle nécessaire chez 12 animaux (dont les 5 ayant reçu une dose supplémentaire). Animaux debout en 11 minutes.	(Woc Colburn et al., 2017)

				Phase d'excitation légère 5 min après atipamézole chez 5 animaux avec un ratio atipamézole/dexmédétomidine de 10 pour 1.	
Jaguar	Midazolam 0.121–0.246 mg/kg IM 10-15 min après: Butorphanol 0.145–0.410 mg/kg IM Détomidine 0.067–0.082 mg/kg IM	Atipamezole 5 ml IM/animal + Naltrexone 50 mg IM /animal OU naloxone 0.4 mg IM /animal	Captifs	Réveil 10 min après administration des antagonistes. Animaux debout en 50 min.	(Almagro et al. 2010)
Léopard	Midazolam 0.121–0.246 mg/kg IM 10-15 min après : Butorphanol 0.145–0.410 mg/kg IM Détomidine 0.067–0.082 mg/kg IM	Atipamezole 5 ml IM/animal + Naltrexone 50 mg IM /animal OU naloxone 0.4 mg IM /animal	Captifs	Réveil 10 min après administration des antagonistes. Animaux debout en 50 min.	
Lion	Midazolam 0.121–0.246 mg/kg IM 10-15 min après : Butorphanol 0.145–0.410 mg/kg IM Détomidine 0.067–0.082 mg/kg IM	Atipamezole 5 ml IM/animal + Naltrexone 50 mg IM /animal OU naloxone 0.4 mg IM /animal	5 captifs	Réveil 10 min après administration des antagonistes. Animaux debout en 50 min.	
	Butorphanol 0.31 ± 0.034 mg/kg IM Médétomidine 0.052 ± 0.006 mg/kg IM Midazolam 0.21 ± 0.024 mg/kg IM Hyaluronidase 1250 IU	Naltrexone 2.2x Butorphanol (0.68 ± 0.082 mg/kg) IV Atipamézole 5x Médétomidine (0.26 ± 0.031 mg/kg) ½ IV et ½ SC Flumazénil 0.016 mg IV par mg de midazolam (3.2 ± 0.7 µg/kg)	30 sauvages	Réversion au bout de 45-60 min mais pourrait agir jusqu'à 1h30. Procédures peu invasive (prélèvements, biopsies) L'ajout de Hyaluronidase ne semble pas améliorer l'absorption ni la distribution des anesthésiques. Hypoxémie légère à modérée chez 4 lions. Bradycardie (<50 bpm) chez presque tous les animaux et arythmie chez 5 lions.	(Wenger et al. 2010)

				Hyperthermies chez 2 lions. Animaux debout en 4 minutes en moyenne. 11 réveils très abrupt en seulement quelques secondes. 1 lion présentant des vomissements au lever.	
Tigre	Midazolam 0.121–0.246 mg/kg IM 10-15 min après : Butorphanol 0.145–0.410 mg/kg IM Détomidine 0.067–0.082 mg/kg IM	Atipamezole 5 ml IM/animal + Naltrexone 50 mg IM /animal OU naloxone 0.4 mg IM /animal	Captifs		(Almagro et al. 2010)

e. Butorphanol + Azapérone + Médétomidine

L'azapérone est une butyrophénone principalement utilisée en tant que tranquillisant. Une immobilisation chimique peut être obtenue en l'associant à un opioïde tel que le butorphanol et à un alpha2-agoniste.

L'association butorphanol/azapérone/médétomidine (BAM) est utilisée chez un très grand nombre d'espèces sauvages, mais pour les mêmes raisons de sécurité que le BMM, elle l'est assez peu chez les grands félins. Il convient donc de l'utiliser chez des espèces peu dangereuses telles que le guépard, et pour des procédures courtes et non invasives.

Le butorphanol et la médétomidine sont réversibles mais il n'existe pas d'antagoniste pour l'azapérone.

Tableau 7 - Protocoles à base de Butorphanol, Azapérone et Médétomidine dans la littérature.

Espèce	Protocole	Antagoniste	Nombre d'animaux, captifs ou sauvages	Commentaire	Source
Toutes espèces de grands félins	Butorphanol 0.159 mg/kg IM Azapérone 0.128 mg/kg IM Médétomidine 0.053 mg/kg IM	Atipamézole IM 3 x médétomidine OU tolazoline 10 x médétomidine Naltrexone 50 mg pour chaque 30 mg			(Bush et al. 2012)

		de butorphanol			
Guépard	Butorphanol 0.29 ± 0.04 mg/kg IM Azapérone 0.12 ± 0.01 mg/kg IM Médétomidine 0.12 ± 0.01 mg/kg IM	Naltrexone IM 15mg/animal Atipamézole 5 x Médétomidine	12 captifs	Durée moyenne : 50 minutes. Respiration apneustique chez 5 animaux, sans répercussion sur les gaz sanguins. Hypertension chez tous les animaux (150 mmHg). Animaux debout en 9 minutes après administration des antagonistes.	(Semjonov et al. 2019)
Lion	Butorphanol 0.18 ± 0.03 mg/kg IM Azapérone 0.07 ± 0.01 mg/kg IM Médétomidine 0.07 ± 0.01 mg/kg IM	Naltrexone: 1x Butorphanol Yohimbine 0.2 mg/kg IM	13 captifs	Durée : 60-70 minutes. Procédures peu invasives. Pression artérielle élevée (142 ± 16 mmHg). Légère bradycardie (≈40 bpm). Réveil plus long et ataxique avec la yohimbine (22±7 min) qu'avec l'atipamézole (9±1 min).	(Semjonov et al. 2017)
		Naltrexone : 1x butorphanol Atipamézole : 5x médétomidine IM	7 captifs		

f. Tilétamine-Zolazépam

La tilétamine est un anesthésique dissociatif qui possède les mêmes caractéristiques que la kétamine. Comme cette dernière, elle n'est pas à utiliser seule, et est toujours commercialisée en association avec le zolazépam, sous le nom de Zoletil® en Europe et Telazol® en Amérique du Nord. Avec la combinaison kétamine/alpha2-agonistes, c'est une des associations les plus fiables pour l'anesthésie des grands félins (Forsyth et al. 2011). Elle provoque une induction rapide, ce qui en fait une combinaison de choix pour les anesthésies d'urgence (animal échappé...). L'hypersalivation est un effet secondaire courant, qui peut être prévenue par l'administration d'atropine (Rogers 1992 ; Tranquilli et al. 2007 ; Deem 2004).

L'un des inconvénients potentiels de l'utilisation de la tilétamine est le risque de réveils longs et laborieux, associé à un effet prolongé des dissociatif, résultant probablement de la présence résiduelle de tilétamine dans le sang (Morris, 2001). On peut assister à des réveils prolongés et ataxiques (Wenger et al. 2010), au cours desquels l'animal peut facilement se blesser. Des vomissements ainsi qu'une rigidité musculaire, voir des convulsions ont également été décrits (Morris

2001). Des injections multiples et rapprochées de Tilétamine-zolazépam pour maintenir l'anesthésie peuvent favoriser l'apparition d'un tel réveil. La durée d'anesthésie et la longueur du réveil sont corrélés à la dose utilisée (Rogers 1992 ; King et al. 1977). La mise en place d'une fluidothérapie et le maintien d'une pression artérielle normale pendant l'anesthésie permettent de diminuer le temps de récupération (Wack 2003).

Ces réveils prolongés (jusqu'à plus de 9 heures) ont surtout été décrits chez les tigres (*Panthera tigris*) (Forsyth et al. 2011). Chez cette espèce, l'utilisation de l'association tilétamine-zolazépam, surtout à fortes doses, a été signalée comme étant à l'origine de signes neurologiques, notamment une ataxie des membres postérieurs, une rigidité des membres antérieurs, une désorientation, une hyperventilation, une hyperactivité, des tremblements musculaires, des crises convulsives et finalement la mort qui survient généralement 2 à 4 jours après l'anesthésie, bien qu'elle puisse être retardée jusqu'à 7 jours après l'anesthésie. En raison de ces effets indésirables, il a été largement admis par la communauté des vétérinaires de zoos que l'utilisation de l'association tilétamine-zolazépam chez les tigres était strictement contre-indiquée, et cela est cité dans de nombreuses publications. Cependant, il semble que toutes ces publications n'aient pas de références à l'appui, soient basés sur des rapports anecdotiques, des communications orales dans des réunions scientifiques, ou sur une source n'ayant pas de référence fiable elle-même (Laricchiuta et al. 2014). Dans certaines parties du monde, l'association tilétamine-zolazépam a continué à être largement utilisée pour anesthésier les tigres sans aucun effet néfaste (Choy, Choong 2011). Une étude réalisée par Kreeger et Armstrong en 2010 a conclu que le taux de mortalité des tigres ayant reçu de la tilétamine-zolazépam était similaire ou inférieur à celui des autres espèces et qu'il présente autant de risques que les autres protocoles anesthésiques (Kreeger, Armstrong 2010). Ces rapports anecdotiques de signes neurologiques graves se développant chez certains tigres ont poussé Lewis et al., en 2014, à mener une expérience dont l'objectif était de comparer la pharmacocinétique et le métabolisme de l'association tilétamine-zolazépam chez les tigres et chez les léopards. Ils cherchaient ainsi à identifier le(s) mécanisme(s) impliqués dans ces potentielles complications. Cette étude a démontré qu'il n'y avait pas de différences majeures entre les tigres et les léopards dans la pharmacocinétique de la tilétamine et du zolazépam. Cependant, il semblerait que leur métabolisme puisse suivre des voies différentes chez les deux espèces. Par précaution, ces auteurs recommandent tout de même de limiter les doses de tilétamine-zolazépam administrées aux tigres au minimum requis pour la sécurité humaine, puis d'approfondir et prolonger l'anesthésie à l'isoflurane (Lewis et al. 2014).

L'association est partiellement réversible puisque le flumazénil est un antagoniste du zolazépam. Lors de l'utilisation d'un tel antagoniste partiel, il faut veiller à éviter les effets excitateurs indésirables des autres composants de la combinaison anesthésique, ici la tilétamine. L'administration de flumazénil est recommandée 30 minutes après la dernière administration de tilétamine-zolazépam. Le réveil est alors beaucoup plus rapide, mais aussi nettement plus calme (Walzer, Huber 2002).

Tableau 8 - Protocoles à base de Tilétamine-Zolazépam dans la littérature.

Espèce	Protocole	Antagoniste	Nombre d'animaux, sauvages ou captifs	Commentaire	Source
Toutes espèces	Tilétamine-zolazépam 1.5-5 mg/kg IM			Immobilisation en 2 à 5 minutes.	(Tranquilli et al. 2007)

de grand félin				Durée 15-30 minutes.	
	Tilétamine-zolazépam 2-10 mg/kg IM			Une dose plus élevée chez les guépards peut causer de l'apnée. Une assistance respiratoire peut être nécessaire	(Fowler 2008)
	Tilétamine-zolazépam 1.6-4.2mg/kg IM				(Lamberski 2015)
Guépard	Tilétamine-zolazépam 1.6-3.5 mg/kg IM		5 (38 immobilisations)	Immobilisation en 2 à 10 minutes. Durée 1h30. Sédation peu profonde.	(Smeller, Bush 1976)
	Tilétamine-zolazépam 3-6 mg/kg IM				(Wack 2003)
	Tilétamine-zolazépam 3 mg/kg IM				(Tranquilli et al. 2007)
Jaguar	Tilétamine-zolazépam 4-7 mg/kg IM		Sauvages		(Fowler 2001)
	Tilétamine-zolazépam 4-8 mg/kg IM	Flumazénil 1 mg par 40 mg de Tilétamine-zolazépam	Sauvages		(Wack 2003)
	Tilétamine-zolazépam 6-10 mg/kg IM	1 mg de flumazénil par 40 mg de Tilétamine-zolazépam	Sauvages	Prolongation de la sédation via doses de kétamine 1-1.5 mg/kg IV ou 1-2 mg/kg IM, au besoin	(Deem 2004)
Léopard	Tilétamine-zolazépam 5-8 mg/kg IM				(Kreeger et al. 2002)
	Tilétamine-zolazépam 6.6 mg/kg IM				(Wack 2003)
Lion	Tilétamine-zolazépam 2.13 (0.6-8.3) mg/kg IM		64 sauvages	Sédation prolongeable avec doses supplémentaires mais cela prolonge le temps de réveil.	(Stander, Morkel 1991)

				Durée d'action proportionnel à la dose.	
	Tilétamine-zolazépam 3-6 mg/kg IM		86 sauvages	Durée moyenne : 80 minutes. Procédures peu invasives.	(Rogers 1992)
	Tilétamine-zolazépam 4-5 mg/kg IM		Sauvages		(Kreeger et al. 2002)
	Tilétamine-zolazépam 4-5 mg/kg IM			Agit en 5 à 15 minutes.	(Chardonnet 2002)
	Tilétamine-zolazépam 5 mg/kg IM				(Wack 2003)
Lynx	Tilétamine-zolazépam 5 mg/kg IM		117 sauvages (153 anesthésies)	Animaux sédatisés en 5 min. Durée d'action moyenne 50 min. Procédures peu invasives. Temps d'induction inversement corrélé à la dose, et temps de réveil positivement corrélé à la dose.	(Pool et al. 1993)
	Tilétamine/zolazépam 4-8 mg/kg IM		Captifs		(Wack 2003)
	Tilétamine-zolazépam 6 mg/kg IM				(Cattet et al. 2005)
	Tilétamine-zolazépam 2-5 mg/kg IM				(Fleming 2005)
Puma	Tilétamine-zolazépam 4-7 mg/kg IM				(Fowler 2001)
	Tilétamine-zolazépam 8-10 mg/kg IM				(Wack 2003)
	Tilétamine-zolazépam 6 mg/kg IM				(Cattet et al. 2005)

Panthère nébuleuse	Tilétamine-zolazépam 10.1±0.5 mg/kg IM		3 sauvages	Durée moyenne 2h. Dose corrélée durée d'action Animaux récupèrent en 1h ±30 minutes.	(Grassman et al. 2004)
	Tilétamine-zolazépam 8 mg/kg IM (6.8–10.8 mg/kg)		7	Procédures non invasives. Induction en 4. Durée moyenne : 4h (3h30 à 9h30 pour la plus grosse dose). Animaux debout en 56 minutes après les premiers signes de réveil.	(Nájera et al. 2017)
Panthère des neiges	Tilétamine-zolazépam 4-8 mg/kg IM				(Wack 2003)

g. Tilétamine-Zolazépam ± Alpha2-agoniste ± Kétamine

L'association tilétamine-zolazépam permet des immobilisations fiables, mais comporte certains effets secondaires comme vu précédemment. L'ajout de kétamine et/ou d'alpha2-agoniste permet de potentialiser la tilétamine-zolazépam, réduisant les doses nécessaires et donc les effets non recherchés de ces molécules (Laricchiuta et al. 2014 ; Lewis et al. 2014). Le volume obtenu est plus faible que celui nécessaire avec l'association kétamine/alpha2-agoniste (Lewandowski 2002). L'utilisation de cette combinaison chez des grands félins, dont des tigres, a été décrite de nombreuses fois dans la littérature, sans rapport de complications neurologiques majeures ou de décès (Laricchiuta et al. 2014). Elle s'avère être fiable, avec un temps d'induction court et une relaxation musculaire adéquate (Fahlman et al. 2005 ; Jacquier, Aarhaug 2006). L'ajout d'alpha2-agoniste apporte une valence analgésique, et le réveil après réversion de l'alpha2-agoniste est plus doux qu'avec l'association kétamine/alpha2-agoniste, car le zolazépam contrebalance les effets résiduels potentiels de la tilétamine (Choy, Choong 2011). La tilétamine, quant à elle, compense partiellement la bradycardie induite par l'alpha2-agoniste.

L'utilisation de médétomidine dans l'association permet de réduire d'avantage la dose de tilétamine-zolazépam comparé à la xylazine. Après antagonisation de l'alpha2-agoniste, le réveil est donc généralement plus rapide (Tranquilli et al. 2007).

La combinaison tilétamine-zolazépam/alpha2-agoniste n'étant que partiellement réversible, il faut attendre une dissipation totale des effets du dissociatif avant d'antagoniser l'alpha2-agoniste. Si l'alpha2-agoniste est antagonisé trop tôt, il y a un risque de voir apparaître des effets secondaires telles

qu'une ataxie ou une incoordination au réveil, comme ont pu l'observer Laricchiuta et al. en 2014 avec un protocole associant tilétamine-zolazépam et détomidine chez des tigres (*Panthera tigris*) (Laricchiuta et al. 2014).

Tableau 9 - Protocoles à base de Tilétamine-Zolazépam et Alpha2-agoniste dans la littérature.

Espèce	Protocole	Antagoniste	Nombre d'animaux, captifs ou sauvages	Commentaire	Source
Guépard	Tilétamine-zolazépam 1.56 ± 0.07 mg/kg IM Médétomidine 31,14 ± 1,4 µg/kg IM ± Isoflurane	Atipamézole 154.88 (±8.67) µg/kg ½ IV et ½ SC	17 captifs	Procédure invasive (Endoscopie, biopsie gastrique, détartrage) Durée 1h30 1 animal a présenté une arythmie résolue par apport d'oxygène (hypoxémie probablement en cause). Hypertension chez tous les animaux (tension plus élevée sans oxygène). Acidémie chez tous les animaux. 4 resédations légères à sévères 30 à 45min après l'atipamézole (animaux n'ayant pas reçu d'isoflurane) pendant 3 à 5h.	(Deem et al. 1998)
	Tilétamine-zolazépam 2.3 mg/kg IM Xylazine 0.5 mg/kg IM Kétamine 1.8 mg/kg IM	Yohimbine 0.1-0.2 mg/kg IM	32 captifs	Durée d'action 30-45 minutes. Procédures peu invasives ou chirurgie mineur (ex : biopsie). La réversion par la yohimbine n'est pas toujours efficace.	(Lewandowski 2002)
	Tilétamine-zolazépam 2.9 mg/kg IM Médétomidine 0.027 mg/kg IM	Atipamézole : 0,5 x volume de Médétomidine	5 captifs	Les animaux ne recevant pas d'oxygène ont présenté une acidose métabolique et une hypoxémie.	(Stegmann, Jago 2006)

	Tilétamine-zolazépam 1.2 mg/kg IM Médétomidine 40 µg/kg IM Puis : Isoflurane 1.1 ± 0.1 % Ou Propofol 0.1 mg/kg/min IV	Atipamézole 0.2 mg/kg Si réveil long : Flumazénil 0.005 mg/kg	24 captifs	Bolus de 1 mg/kg IV de Kétamine chez 1à animaux pour intubation. Procédures peu invasives. Hypertension, normalisée avec isoflurane mais pas avec propofol. Réveil beaucoup plus long avec propofol (52 ± 24 min contre 11 ± 5 min) mais plus agité avec isoflurane.	(Buck et al. 2017)
Jaguar	Tilétamine-zolazépam 3-3.7 mg/kg IM Détomidine 0,031-0,04 mg/kg IM		15 captifs	Procédures non invasives (transport, prélèvements, examen dentaires...) Durée d'action jusqu'à 50 minutes. Vomissement chez un animal et nausée chez un autre.	(Souza et al. 2018)
Léopard	Tilétamine-zolazépam 1 mg/kg IM Médétomidine 0.02mg/kg IM	Atipamézole 0.3 mg/kg	2 captifs	Durée : 45-50 min Procédures invasives (Parage de plaie et aspiration de moelle osseuse). Protocole adapté car animaux gériatriques avec IRC. Décubitus sternal 15 minutes après l'atipamézole et récupération totale après 2h.	(Golachowski et al. 2018)
Lion	Tilétamine-zolazépam 0.40 (0.4-1.3) mg/kg IM Médétomidine 0.030 (0.03-0.06) mg/kg IM	Atipamézole 2,5x Médétomidine IM	17 Sauvages (21 anesthésies)	Durée 1-2h. Décubitus en 6 minutes. Procédures peu invasives. Bradycardie chez 7 individus, hyperthermie fréquente. Premiers signes de réveil 3 à 27	(Fahlman et al. 2005)

				minutes après administration de l'antagoniste. Animaux debout en 8 à 26 minutes pour des doses de tilétamine-zolazépam <1 mg/kg.	
	Tilétamine-zolazépam 1.8±0.5 mg/kg IM Médétomidine 0.07±0.01 mg/kg IM	Atipamézole 0.3±0.1 mg/kg IM	5 Sauvages (6 anesthésies)	Durée : environ 45 minutes. Procédures peu invasives. 1 bradypnée chez l'animal ayant reçu les plus hautes doses (traitée avec 5 mg d'épinephrine IM). Temps de récupération très variable (animaux debout en 14 min à 2h post atipamézole), en fonction de la dose de tilétamine-zolazépam et d'atipamézole.	(Jacquier, Aarhaug 2006)
	Tilétamine-zolazépam 0.6-0.8 mg/kg IM Médétomidine 30-40 µg/kg IM	Atipamézole 0.16-0.2 mg/kg (5x Médétomidine)	2 Sauvages	Durée : 60-90 minutes. Procédures non invasives. Réveil 10 min après antagoniste.	(Lopez 2014)
	Tilétamine-zolazépam 0.4-0.5 mg/kg IM Médétomidine 0.03-0.04 mg/kg IM	Atipamézole 3x Médétomidine	5 Sauvages	Individus males Les animaux anesthésiés pour chirurgie ont nécessité une dose supplémentaire de Médétomidine à 0.01-0.015 mg/kg et/ou de tilétamine-zolazépam à 0.15-0.2mg/kg (IV ou IM)	(Ferreira 2016)
	Tilétamine-zolazépam 0.4-0.7 mg/kg IM Médétomidine 0.04-0.07 mg/kg IM	Atipamézole 3x Médétomidine	9 Sauvages	Individus femelles 2 individus ont nécessité l'injection d'une demi-dose supplémentaire.	

				Les animaux anesthésiés pour chirurgie ont nécessité une dose supplémentaire de Médétomidine à 0.01-0.015 mg/kg et/ou de tilétamine-zolazépam à 0.15-0.2mg/kg (IV ou IM)	
Lynx	Tilétamine-zolazépam 0.5 mg/kg IM Médétomidine 50 µg/kg IM	Atipamézole	Captifs		(West et al. 2014)
Puma	Tilétamine-zolazépam 0.9 mg/kg IM Kétamine 7.0 mg/kg IM		40 Sauvages	Durée : 45 min Procédures non invasives ou procédure chirurgicale mineure (ex : sutures)	(Taylor et al. 1998)
	Tilétamine-zolazépam 3 mg/kg IM Xylazine 2 mg/kg IM				(Tranquilli et al. 2007)
	Tilétamine-zolazépam 2.2 mg/kg IM Xylazine 0.5 mg/kg IM Kétamine 1.8 mg/kg IM	Yohimbine 0.125mg/kg	5 captifs	Hypoventilation intermittente : il est conseillé de ventiler manuellement les animaux. Animaux debout en 83 minutes en moyenne après administration de la yohimbine.	(Lescano et al. 2014)
Panthère des neiges	Tilétamine-zolazépam 2 mg/kg IM Médétomidine 0.02 mg/kg IM	Atipamézole 5x Médétomidine	18 sauvages (45 anesthésies)	Durée : 45 minutes à 1h Procédures peu invasives. Légère hypoxémie.	(Johansson et al. 2013)
Tigre	Tilétamine-zolazépam 1.5±0.2 mg/kg IM Détomidine 0.036±0.008 mg/kg IM	Atipamézole 3x médétomidine IM	9 captifs	Durée : 30-45 minutes. Procédures non invasives. 3 tigres avec nausées après fléchage. Décubitus en 15 minutes en moyenne. Hypertension fréquente.	(Laricchiuta et al. 2014)

				Hyperthermies chez 3 animaux. Réveil avec ataxie et incoordination sévère chez tous les animaux. Après antagoniste : décubitus sternal en 11±5 minutes et animaux debout en 38±21 minutes.	
	Tilétamine-zolazépam 0.8 mg/kg IM Médétomidine 20 µg/kg IM	Atipamézole	Captifs		(West et al. 2014)

j. Maintenance de l'anesthésie

Pour les procédures longues (plus de 40 à 60 minutes), ou lorsque l'animal montre des signes de réveil prématuré, une prolongation des effets sédatifs ou narcotiques est nécessaire. Elle peut être effectuée de deux façons : par voie injectable ou gazeuse.

Pour prolonger les effets par injection, on évitera d'utiliser des alpha2-agonistes (Chai 2013 ; Athreya, Belsare 2007). Selon le protocole utilisé, on préférera la kétamine ou la tilétamine-zolazépam pour prolonger les effets pseudo-narcotiques, ou le propofol pour induire une narcose vraie. Ils peuvent être administrés par voie intra-veineuse en perfusion continue, ou par injections répétées à intervalles réguliers.

Les doses supplémentaires de kétamine peuvent aller de 0,2 à 1,5 mg/kg en IV (voir 2 mg/kg en cas de réveil soudain (Morris 2001)), et 1 à 2 mg/kg en IM (Lamberski 2015 ; Chai 2013 ; Kreeger et al. 2002 ; Deem 2004 ; West et al. 2014 ; Ali M. G. 2005 ; Athreya, Belsare 2007). Il faut cependant avoir conscience que des injections multiples et rapprochées d'anesthésiques dissociatifs, de par leur effet cumulatif, entraîneront un rallongement du temps de réveil (Chai 2013). En intra-veineuse, la kétamine doit être injectée lentement pour d'éviter tout risque de convulsion (Lamberski 2015). Du midazolam peut être réadministré conjointement à la kétamine, à la dose de 0.05 à 0.1 mg/kg (Curro 2002).

Le propofol doit être administré lentement car une injection rapide peut entraîner une hypotension ou une hypoventilation (Ali M. G. 2005 ; Lamberski 2015). Les félins recevant du propofol devraient de préférence être intubés et recevoir une assistance respiratoire si nécessaire (Wack 2003). Le propofol peut être délivré par perfusion continue à la dose de 0,1 mg/kg/min (Buck et al. 2017), ou par bolus itératifs à la dose de 0,5 à 1 mg/kg IV (Ali M. G. 2005 ; Bharathidasan et al. 2016 ; Epstein et al. 2002) au besoin selon les signes de réveil, ou toutes les cinq minutes. Une injection de propofol peut également être effectuée juste après la première administration d'anesthésiques, à une dose de 1 à 2 mg/kg IV, si la sédation est trop légère pour intuber l'animal (Ramsay 2014). Le propofol a l'avantage de ne pas prolonger le réveil car il ne présente pas d'effet cumulatif et est redistribué rapidement. Sa durée d'action est donc très courte, de l'ordre de quelques minutes, ce qui peut être

un inconvénient chez des espèces dangereuses telles que les grands félins. Il peut également être une alternative utile à l'isoflurane ou à la kétamine chez les animaux atteints d'une maladie rénale ou hépatique (Longley 2012). En perfusion, la profondeur de la narcose produite est contrôlable en ajustant le débit. On constate un réveil plus rapide et moins ataxique avec une maintenance au propofol comparé à la kétamine (Ali M. G. 2005).

Cependant, la maintenance par injections répétées donne peu de contrôle sur la profondeur ou la durée de l'anesthésie (Lewis 2004). Comme dit précédemment, les injections successives d'agents anesthésiques pour approfondir ou prolonger l'anesthésie peuvent augmenter considérablement les délais de récupération, d'autant plus que ces anesthésiques sont souvent non réversibles.

L'anesthésie gazeuse ne présente pas ces effets non recherchés. En effet, les anesthésiques volatils peuvent être utilisés pour induire et maintenir la narcose, sans prolonger de manière significative le temps de réveil. Dans la mesure du possible, une intubation et une anesthésie gazeuse sont préférables pour les anesthésies de grands félins de longue durée (plus de 40 à 60 minutes), comme pour les chirurgies par exemple. Cela permet un contrôle plus précis de la profondeur de la narcose et un réveil plus rapide à la fin de la procédure (Tranquilli et al. 2007). On peut maîtriser plus facilement la profondeur de la narcose, et apporter une assistance respiratoire en cas de besoin si l'animal est intubé. En parc zoologique, l'inconvénient majeur de l'utilisation de l'anesthésie gazeuse réside dans la nécessité de posséder une machine d'anesthésie portable ou à défaut, de transporter le félin anesthésié jusqu'à la clinique.

L'agent anesthésique volatil le plus utilisé chez toutes les espèces de grands félins est l'isoflurane. Il permet un réveil très rapide et calme et il est très peu toxique. Pour maintenir la narcose, il est utilisé à la concentration de 0,5 à 2% (Bharathidasan et al. 2016 ; Albuquerque et al. 2016 ; Smith et al. 2018). Son inconvénient majeur est qu'il augmente le flux sanguin arrivant à la peau et entraîne donc une perte de chaleur très rapide, qui reste modérée chez les espèces de taille importante comme les grands félins. Il présente également un risque d'hypotension et de dépression respiratoire. Le sevoflurane et l'halothane ont également déjà été utilisés sur les grands félins (Wack 2003 ; Stegmann et al. 2000 ; Vesal, Naeini 2007 ; Gomez-Villamandos et al. 2007 ; Albuquerque et al. 2016). Les anesthésiques volatils ne possédant que peu de propriétés analgésiques, des agents supplémentaires doivent être utilisés en cas de procédure douloureuse (anesthésique local, AINS puissant...) (Cattet et al. 2005).

IV. Synthèse et analyse des pratiques anesthésiques utilisées chez les grands félins dans les parcs zoologiques français en 2020

1) Conception d'un questionnaire destiné aux vétérinaires exerçant en parcs zoologiques en France

Dans le but de réaliser un état des lieux des méthodes de contention et des pratiques anesthésiques mises en place sur les grands félins dans les parcs zoologiques français, j'ai réalisé un questionnaire destiné aux vétérinaires y exerçant.

La médecine zoologique est une discipline complexe, qui s'appuie souvent sur des connaissances et des données bibliographiques réduites. Les protocoles concernant la thérapeutique et l'anesthésie des espèces sauvages sont en grande partie extrapolés des données disponibles chez les espèces domestiques, telles que le chat dans le cas des grands félins. Les vétérinaires exerçant en parc zoologique se réfèrent beaucoup à des données empiriques, basées sur leur expérience personnelle ou celle de leurs confrères. En effet, les vétérinaires de ce milieu constituent un réseau au sein duquel les échanges d'expériences sont très nombreux. Chacun peut échanger sur ses pratiques ou partager ses questionnements sur un cas par le biais de mails, d'appels téléphoniques, de messages sur des forums, ou à l'occasion de congrès ou de réunions par exemple. J'ai donc cherché à recueillir ces données qui ne sont par essence pas disponibles facilement.

J'ai conçu ce questionnaire avec l'aide de vétérinaires travaillant en parcs zoologiques, en cherchant à le rendre le plus exhaustif possible, tout en évitant qu'il ne soit trop long et fastidieux à compléter. J'ai donc privilégié un document Word avec des cases à cocher et des tableaux à remplir de données simples. Après une introduction présentant l'étude, le questionnaire était constitué de :

- Une première partie générale visant à recueillir des informations sur le vétérinaire y répondant, sur la structure dans laquelle il exerce et les espèces de grands félins qu'elle présente.
- Une seconde partie concernant la contention physique : les techniques et dispositifs employés, ainsi que les éventuelles complications rencontrées.
- Une troisième partie sur l'entraînement médical : les actes réalisés avec cette méthode et les espèces concernées.
- Une quatrième et dernière partie, interrogeant plus longuement sur la gestion globale de l'immobilisation chimique des grands félins, afin de faire le bilan des précautions et habitudes per-anesthésiques, des protocoles employés et des éventuelles complications rencontrées.
- Une conclusion invitant les vétérinaires à me faire parvenir, s'ils le souhaitent, des copies de documents de suivis anesthésiques.

Le questionnaire est présenté en annexe 1.

Ce questionnaire a été distribué via la mailing liste de l'Association Française des Vétérinaires de Parcs Zoologiques (AFVPZ), qui regroupe une grande partie des vétérinaires français exerçant à temps complet ou occasionnellement en parc zoologique. Il a été envoyé une première fois le 03 Février 2020, puis deux relances ont été effectuées le 03 Mars et le 28 Avril 2020.

2) Résultats de l'enquête et discussion

J'ai reçu au total 15 réponses au questionnaire. Parmi les nombreux parcs zoologiques en France, seuls 50 présentent au moins une des espèces de grands félins considérées dans mon étude. En considérant que ces parcs emploient tous au moins un vétérinaire inscrit à la mailing liste de l'AFVPZ, le taux de réponse à mon questionnaire est de 30%. Les résultats exposés par la suite ne concernent que les 15 questionnaires reçus.

a. Espèces de grands félins présentes dans les parcs

- 8 parcs (soit 53%) possèdent des Guépards (*Acinonyx jubatus*).

- 3 parcs (soit 20%) possèdent des Jaguars (*Panthera onca*).
- 9 parcs (soit 60%) possèdent des Léopards (*Panthera pardus sp.*).
- 14 parcs (soit 93%) possèdent des Lions (*Panthera Leo*).
- 4 parcs (soit 26%) possèdent des Lynx (*Lynx sp.*).
- 1 parc (soit 7%) possède des Pumas (*Puma concolor*).
- 3 parcs (soit 20%) possèdent des Panthères nébuleuses (*Neofelis nebulosa*).
- 7 parcs (soit 47%) possèdent des Panthères des neiges (*Panthera uncia*).
- 11 parcs (soit 73%) possèdent des Tigres (*Panthera tigris*).

Chacune des espèces considérées comme grands félins dans cette étude est présente dans au moins un des parcs au sein desquels exercent les vétérinaires ayant répondu au questionnaire. 27% des parcs possèdent 2 espèces, 20% en possèdent 3, 20% en possèdent 4 et 33% en possèdent 5 ou plus (jusqu'à 8). On constate que les espèces de grands félins les plus représentées sont le Lion, le Tigre, les Léopards et les Guépards, présents dans plus de la moitié des parcs.

b. Contention physique

i. Dispositifs de contention employés

- Tous les vétérinaires disposent de loge isolée, qui est pour 33% d'entre eux le seul moyen de contention physique employé.
- 53% des vétérinaires disposent de caisses de transport pour la contention physique. Parmi eux, 37% ne les utilisent pas pour les plus grandes espèces telles que les tigres, les lions ou les jaguars.
- 33% des vétérinaires disposent d'une cage de contention, qu'ils utilisent pour des guépards. Parmi eux, 40% l'utilisent également pour des lions.
- 27% des vétérinaires disposent de couloir avec trappes chez au moins une de leurs espèces.

On constate que la plupart des parcs zoologique ne disposent pas de dispositifs de contention physique autre qu'une loge isolée ou une cage de transport. Une des raisons à cela est que la contention physique est simplement très peu utilisée chez des animaux dangereux tels que les grands félins. La possibilité d'isoler un individu est essentiels dans la gestion de grands félins en captivité, surtout dans l'optique d'une anesthésie. La caisse de transport est généralement utilisée pour les transports internes au sein d'un parc ou les échanges d'animaux entre parcs. Les autres dispositifs (cage de contention, couloir avec trappes) sont des outils utiles mais non essentiels, qui dépendent aussi de la façon dont ont été initialement conçues les infrastructures.

ii. Réalisation d'actes médicaux sans immobilisation chimique

Les actes médicaux nécessitant un contact physique sans immobilisation chimique préalable sont presque exclusivement réalisés sur les jeunes animaux. En effet, 66% des vétérinaires réalisent la capture de jeunes individus pour les identifier et effectuer un examen clinique sans anesthésie. 20% d'entre eux réalisent également des injections à la main sans fusil hypodermique (vaccin ou autre), 13% administrent les traitements par voie orale chez les jeunes, et 7% effectuent des poses d'implants.

iii. *Complications rencontrées lors de contention physique ou de fléchage*

J'ai demandé aux vétérinaires de décrire la fréquence des éventuelles complications par « jamais », « rarement (anecdotique) », « parfois (moins d'une fois sur deux) » ou « fréquent (une fois sur deux ou plus) ».

- 60% ont été confrontés à des blessures superficielles de manière anecdotique, et 7% parfois.
- 20% ont été confrontés à des fractures de manière anecdotique, dont une chez un guépard lors de l'emploi d'une cage de contention, ce qui a conduit le vétérinaire à abandonner son utilisation.
- 13% ont été confrontés à des lésions dues au mauvais positionnement d'une flèche de manière anecdotique.
- 13% ont été confrontés à des hyperthermies de manière anecdotique, et 7% parfois.

Les complications les plus rencontrées sont les blessures superficielles, tandis que les fractures et les lésions dues au mauvais positionnement d'une flèche sont moins fréquentes. Les traumatismes sont des complications faciles à objectiver, alors que l'hyperthermie nécessite une surveillance de la température rectale, difficile à réaliser lors d'une procédure de contention physique. Cela peut expliquer le fait qu'elle soit peu rapportée, bien que l'excitation et la lutte contre la contention physique soient favorables à une hyperthermie. Un vétérinaire a également mentionné le risque non négligeable d'avaler une aiguille de téléanesthésie, puisque les animaux la prennent tout de suite dans leur gueule après avoir été fléchés.

c. Entraînement médical

Tableau 10 - Pour chaque espèce et parmi les parcs qui la possèdent, proportion de ceux qui mettent en place un entraînement médical pour l'acte considéré.

	Guépard	Jaguar	Léopard	Lion	Lynx	Panthère des neiges	Panthère nébuleuse	Puma	Tigre
Entrer dans une loge	63%	33%	33%	36%	75%	57%	66%	0	36%
Entrer dans une cage de contention	38%	0	0	0	0	0	0	0	0
Entrer dans une caisse de transport	50%	0	11%	0	0	29%	33%	0	9%
Ouvrir la bouche sur demande pour inspecter la cavité buccale ou administrer des médicaments par voie orale	0	0	11%	7%	0	14%	33%	0	9%
Acceptation du contact	13%	0	33%	14%	0	29%	33%	0	18%
Examen clinique rapproché	38%	0	11%	14%	0	14%	33%	0	18%
Echographie	13%	0	0	7%	0	0	0	0	0
Radiographie	13%	0	0	0	0	0	0	0	0
Injections directes	13%	0	11%	7%	0	29%	33%	0	0
Prise de sang à la queue	13%	0	0	7%	0	0	0	0	0
Pesée	13%	0	0	0	0	14%	0	0	0

Peu de parcs mettent en place un entraînement médical poussé avec leurs grands félins. L'acte que les animaux réalisent le plus est l'entrée dans une loge sur demande, pour lequel 53 % des parcs entraînent au moins une de leurs espèces. Les autres actes pour lesquels les animaux sont le plus souvent entraînés sont l'entrée dans une caisse de transport (47% des parcs le pratiquent avec au moins une de leurs espèces) et l'acceptation du contact (33% des parcs). Les autres actes sont rarement pratiqués par le biais du médical training.

On constate également des différences entre les espèces, comme le montre le tableau 10. L'espèce pour laquelle le training est proportionnellement plus souvent mis en place est le guépard, suivi, par ordre décroissant, par la panthère nébuleuse, la panthère des neiges, le léopard, le lion, le tigre, le lynx, le jaguar, et enfin le puma. Ce classement concorde avec le tempérament naturel respectif de ces espèces. En effet, les guépards, les panthères nébuleuses, et les panthères des neiges sont connus pour être des espèces de félins plutôt dociles, plus aisément manipulables et au caractère tranquille (Fowler 2008). Ce tableau doit cependant être interprété avec précautions puisque les résultats

peuvent être biaisés par le fait que le lynx, le jaguar et le puma sont les trois espèces les moins représentées dans les parcs ayant répondu au questionnaire. Un autre biais à prendre en compte est que la possibilité de mise en place du medical training ne dépend pas uniquement de l'espèce mais de nombreux autres paramètres propres au parc en lui-même : disponibilité, sensibilisation et formation du personnel, infrastructures et conception des enclos adaptées... Au sein d'une même espèce, il existe également des variabilités individuelles dans la réceptivité d'un animal à l'entraînement médical, selon son tempérament.

d. Contention chimique

i. *Indications de l'immobilisation chimique chez les grands félins*

Les vétérinaires ont recours à la contention chimique pour les indications suivantes :

- 87% pour une pose d'implant contraceptif
- 87% pour un transport
- 80% pour des soins de plaie
- 80% pour un examen d'imagerie
- 66% pour réaliser un examen clinique
- 66% pour réaliser des prélèvements
- 53% pour des soins dentaires
- 53% pour une stérilisation
- 27% pour effectuer un diagnostic de gestation
- 13% pour des chirurgies diverses (digestive, osseuse, césarienne...)
- 7% pour coupe de griffes

ii. *Mise en place d'un jeûne alimentaire pré-anesthésique*

Dans la grande majorité des cas (60%), les vétérinaires mettent toujours en place une diète alimentaire avant anesthésie. Bien qu'un jeun pré-anesthésique soit largement recommandé dans la littérature pour diminuer les risques de régurgitation, 27% des vétérinaire le mettent en place de manière non systématique, seulement lorsque cela est possible, et 13% ne le font jamais. La mise à jeun des animaux implique une planification à l'avance des interventions, ce qui n'est pas possible dans les situations d'urgence.

Lorsque qu'une diète est réalisée, celle-ci dure 6 à 12h dans 31% des cas, et 12 à 24h dans 69% des cas.

iii. *Mise en place d'un jeûne hydrique pré-anesthésique*

Seulement 33% des vétérinaires mettent en place une diète hydrique avant chaque anesthésie. 13% le font de manière moins systématique, seulement lorsque cela est possible, et 53% ne le font jamais.

Lorsque qu'une diète hydrique est réalisée, celle-ci dure moins de 6h dans 14% des cas, 6 à 12h dans 43% des cas, et 12 à 24h dans 43% des cas.

iv. *Moment de la journée favorisé*

La grande majorité des vétérinaires (80%) favorisent les interventions le matin. Cela peut s'expliquer par le fait que cela permet de disposer de toute la journée en cas d'éventuelle complication, et de surveiller l'animal plus longtemps après son réveil. Parmi les 20% ayant répondu ne pas privilégier

de moment particulier dans la journée, un a précisé que pour lui le moment de l'anesthésie était d'avantage conditionné par la raison de l'intervention et la disponibilité des soigneurs.

v. Méthodes d'administration

La téléanesthésie est évidemment la méthode la plus employée, puisque 87% des vétérinaires administrent les agents anesthésiques à l'aide d'un fusil hypodermique, et 40% ont recours à la sarbacane. 13% réalisent des injections directes à la main, grâce à un entraînement médical, ou avec une contention physique.

vi. Anesthésie volatile

La totalité des vétérinaires disposent d'un appareil d'anesthésie volatile.

vii. Intubation endotrachéale

La grande majorité (80%) des vétérinaires intubent les grands félins qu'ils anesthésient, soit systématiquement pour 27% d'entre eux, soit seulement lors de procédures longues pour les 53% restant. Tous les Félidés sont prédisposés aux régurgitations, surtout lorsque des α 2-agonistes sont employés. L'intubation est donc très fortement recommandée puisqu'elle permet d'éviter les fausses déglutitions, et d'apporter un soutien respiratoire à l'animal en cas de besoin.

Seulement 42% des vétérinaires ayant répondu réaliser une intubation endotrachéale de manière systématique ou non ont indiqué les tailles des sondes qu'ils utilisent. Ces gammes de tailles sont rapportées dans le tableau 11 ci-dessous, et peuvent varier au sein d'une même espèce selon la taille de l'individu.

Tableau 11 - Taille des sondes endotrachéales utilisées en fonction de l'espèce.

	Guépard	Jaguar	Léopard	Lion	Lynx	Panthère des neiges	Panthère nébuleuse	Puma	Tigre
Diamètre (en mm) pour un individu adulte	8-10	14	12	16-20	9	9-10	7	8	16-20

viii. Pesée de l'animal

Seulement 13% des vétérinaires pèsent systématiquement les grands félins qu'ils anesthésient et 73% le font si possible. Bien que le poids soit une donnée essentielle pour décider de la quantité d'anesthésique à utiliser ou pour évaluer après fléchage la dose réelle reçue par l'animal, il s'agit d'une donnée difficile à recueillir chez les grands félins. En effet, cela nécessite de posséder une balance de taille suffisante, qui soit portable, ou bien incluse dans un couloir dans lequel passe l'animal, avec éventuellement l'aide d'un entraînement médical. Cela peut expliquer pourquoi 13% des vétérinaires ont répondu ne jamais peser leurs grands félins.

ix. Surveillance de l'anesthésie

60% des vétérinaires réalisent toujours un suivi de l'anesthésie. 33% le font seulement lorsque c'est possible et 7% ne le font jamais. En plus de la surveillance clinique, les moyens de surveillance instrumentale qu'ils mettent en œuvre pour le suivi de leurs anesthésies sont les suivants :

- Oxymètre de pouls 93%
- Stéthoscope 73%
- Thermomètre 67%
- ECG 27%
- Capnographe 27%
- Gazométrie artérielle et veineuse 7%
- Mesure de pression artérielle (invasive ou non) 7%

On constate que l'oxymètre de pouls constitue l'appareil de surveillance instrumentale le plus utilisé. En effet, comme mentionné précédemment dans le paragraphe dédié au suivi de l'anesthésie, il est aisément transportable sur le terrain, simple d'utilisation, rapide à mettre en place, non invasif et permet d'obtenir des informations capitales (fréquence cardiaque et saturation sanguine en oxygène). Le stéthoscope et le thermomètre sont également très employés. L'ECG et le capnographe sont plus rarement utilisés. Certains ont indiqué utiliser un détecteur d'apnée, qui peut être utile lorsque l'on travaille seul. Enfin, une très faible proportion de vétérinaires utilise la gazométrie artérielle/veineuse et/ou la mesure de pression artérielle, seulement lorsque l'animal est transporté à la clinique pour des interventions lourdes. Malgré le fait que la surveillance de l'animal anesthésié soit très importante pour pouvoir réagir à temps et de façon appropriée en cas de complication, certains vétérinaires n'utilisent aucun instrument de monitoring, ou n'en utilisent qu'un seul. Cela peut s'expliquer par le fait qu'une grande partie d'entre eux travaillent seuls, et n'ont pas le temps d'assurer la surveillance de l'anesthésie au cours d'une procédure, d'où l'utilisation importante de l'oxymètre de pouls, qui s'installe rapidement et permet ensuite de garder les mains libres. Un autre facteur à prendre en compte est le fait que les procédures sont réalisées la plupart du temps sous anesthésie fixe, et qu'il faut donc agir vite avant que les effets des anesthésiques ne se dissipent pour éviter d'administrer à l'animal des doses supplémentaires. Cela laisse peu de temps pour l'utilisation de dispositifs de surveillance de l'anesthésie chronophages.

x. *Fluidothérapie*

Seulement 7% des vétérinaires mettent en place une fluidothérapie intra-veineuse de manière systématique, tandis que la quasi-totalité (93%) d'entre eux la met en place seulement s'ils la jugent nécessaire (intervention longue, pertes sanguines, déshydratation).

xi. *Protocoles anesthésiques utilisés*

Les vétérinaires ayant répondu au questionnaire ont décrit les différents protocoles qu'ils utilisent habituellement chez chaque espèce. Il s'agit majoritairement de protocoles qui permettent une immobilisation chimique de l'animal par sédation profonde. Lorsque cela est nécessaire (procédure chirurgicale, immobilisation de plus de 40 à 60 minutes...), une narcose vraie peut être induite par anesthésie gazeuse.

Les protocoles utilisés chez les guépards sont répertoriés dans le tableau 12. Il s'agit majoritairement de protocoles associant un dissociatif (kétamine) et un alpha2-agoniste (médétomidine), auxquels s'ajoute parfois un opioïde (butorphanol). Les molécules et les doses employées sont compatibles avec les données de la bibliographie. La principale différence avec les protocoles décrits dans la littérature réside dans la moindre utilisation des protocoles à base de tilétamine-zolazépam (associé ou non à un alpha2-agoniste) ou de l'association butorphanol, médétomidine et midazolam.

Tableau 12 - Protocoles anesthésiques utilisés chez les guépards par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire.

Produits anesthésiques, posologie et voie d'administration	Antidote	Commentaires
Médétomidine 0,8 mg IM + kétamine 120mg IM	Atipamézole	
Médétomidine 0,045-0,065 mg/kg IM + Kétamine 2-3 mg/kg IM	Atipamézole (5 mg pour 1 mg de médétomidine) IM	
Médétomidine 0,045 mg/kg IM + Kétamine 3,5 mg/kg IM		
Médétomidine 35-40 µg/kg IM + kétamine 3,5-4 mg/kg IM Puis maintenance à l'anesthésie gazeuse	Atipamézole (5 mg pour 1 mg de médétomidine) IM	
Médétomidine 20-40 µg/kg (soit en général 1500 µg) IM + Kétamine 2-5 mg/kg (soit en général 150 mg) IM	Atipamézole	
Médétomidine 0,04 mg/kg IM + Kétamine 2,8 mg/kg IM + Butorphanol 0,13 mg/kg IM	Atipamézole (2,5 à 5 mg pour 1 mg de médétomidine) + Naltrexone (1mg pour 1mg de butorphanol)	
Médétomidine 0,03 mg/kg + Kétamine 1mg/kg IM + Butorphanol 0,1 mg/kg IM + Midazolam 0,12 mg/kg IM	Atipamézole 0,1 mg/kg (administré aux premiers signes de réveil)	Décubitus en moins de 10 min, durée 1h entre induction et premiers signes de réveil.
Tilétamine-zolazépam 3-5 mg/kg IM		Réservé aux situations d'urgence

Les protocoles utilisés chez les jaguars sont répertoriés dans le tableau 13. Il s'agit majoritairement de protocoles à base de tilétamine-zolazépam ou associant la kétamine et la médétomidine. Ces molécules sont semblables à celles de la bibliographie, mais elles sont employées à des doses en moyenne plus faibles que ce qui est décrit dans la littérature.

Tableau 13 - Protocoles anesthésiques utilisés chez les jaguars par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire.

Produits anesthésiques, posologie et voie d'administration	Antidote	Commentaires
Médétomidine 0,04 mg/kg IM + Kétamine 2,0-2,5 mg/kg IM	Atipamézole (2,5 à 5 mg pour 1 mg de médétomidine)	
Médétomidine 0,03-0,04 mg/kg IM Kétamine 3-4 mg/kg IM Midazolam 0,04-0,09 mg/kg IM	Atipamézole + Flumazénil	Au besoin : Propofol 30-60 mg IV et relai isoflurane ou demi-dose supplémentaire en IM de médétomidine et kétamine en cours de procédure
Tilétamine-zolazépam 3-5 mg/kg IM		Réservé aux situations d'urgence
Tilétamine-zolazépam : 4-5 mg/kg IM		

Les protocoles utilisés chez les léopards sont répertoriés dans le tableau 14. Il s'agit majoritairement de protocoles à base de tilétamine-zolazépam ou associant la kétamine et la médétomidine. Les molécules et les doses sont semblables à celles de la bibliographie. La différence réside dans la plus grande proportion de protocoles à base de butorphanol, médétomidine et midazolam, qui sont peu utilisés chez cette espèce dans la littérature.

Tableau 14 - Protocoles anesthésiques utilisés chez les léopards par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire.

Produits anesthésiques, posologie et voie d'administration	Antidote	Commentaires
Médétomidine 20 à 30 µg /kg IM + Kétamine 3 mg/kg IM	Atipamézole	Maintien de l'anesthésie par bolus de kétamine IV
Médétomidine 0,04 mg/kg IM + Kétamine 2,0-2,5 mg/kg IM	Atipamézole (2,5 à 5 mg pour 1 mg de médétomidine)	
Médétomidine 0,035-0,04 mg/kg IM + Kétamine 3,7-4,5 mg/kg IM	Atipamézole	Relai isoflurane au besoin
Médétomidine 0,06 mg/kg IM + Kétamine 2,5 mg/kg IM	Atipamézole (5 mg pour 1 mg de médétomidine)	
Médétomidine 20-40 µg/kg (soit en général 1500-2000 µg) IM + Kétamine 2-5 mg/kg (soit en général 150-200 mg) IM	Atipamézole	Maintenance par des doses supplémentaires en IV
Panthera pardus kotiya : Médétomidine 0,03-0,06 mg/kg IM + Kétamine 0,8-1,4 mg/kg IM Panthera pardus melas : Médétomidine 0,06 mg/kg IM + Kétamine 2,9 mg/kg IM Panthera pardus saxicolor : Médétomidine 0,06-0,07 mg/kg IM + Kétamine 1,5-1,7 mg/kg IM	Atipamézole (5 mg pour 1 mg de médétomidine) IM	
Médétomidine 50 µg/kg IM + Kétamine 2 mg/kg IM + Butorphanol 0,1 mg/kg IM	Atipamézole + Naltrexone	Rajout de 2mg/kg IV ou d'isoflurane au besoin pendant la procédure
Butorphanol 0,2 mg/kg IM + Médétomidine 0,035-0,04 mg/kg IM + Midazolam 0,13-0,15 mg/kg IM	Naltrexone (1 mg pour 1 mg de butorphanol) + Atipamézole (2,5 à 5 mg pour 1 mg de médétomidine) + Flumazénil (1mL pour 10kg)	
Butorphanol 0,17-0,2 mg/kg IM + Médétomidine 0,027-0,04 mg/kg IM + Midazolam 0,11-0,15 mg/kg IM	Naltrexone (0,5 mg pour 1 mg de butorphanol) + Atipamézole (5 mg pour 1 mg de médétomidine) + Flumazénil	
Tilétamine-zolazépam 3-5 mg/kg IM		Réservé aux situations d'urgence
Tilétamine-Zolazépam 10 mg/kg IM		Protocole pour transport

Les protocoles utilisés chez les lions sont répertoriés dans le tableau 15. Il s'agit majoritairement de protocoles à base de tilétamine-zolazépam ou combinant la kétamine à la médétomidine. Les molécules et les doses sont semblables à celles de la bibliographie. Néanmoins, on retrouve dans la littérature beaucoup de protocoles utilisant la xylazine au lieu de la médétomidine avec la kétamine, et associant la tilétamine-zolazépam à un alpha2-agoniste.

Tableau 15 - Protocoles anesthésiques utilisés chez les lions par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire.

Produits anesthésiques, posologie et voie d'administration	Antidote	Commentaires
Medetomidine 20 à 30 µg /kg IM + Kétamine 3 mg/kg IM	Atipamézole	
Médétomidine 0.06 mg/kg + kétamine 1.5 mg/kg IM	Atipamézole	Protocole pour transport/pose d'implant contraceptif Nécessite parfois une demi-dose supplémentaire en fonction des individus
Médétomidine 4,5 mg IM + kétamine 370 mg IM	Atipamézole	
Médétomidine 0,03-0,075 mg/kg IM + Kétamine 2-5 mg/kg IM	Atipamézole	Parfois besoin d'ajouter quelques minutes plus tard une association kétamine-midazolam-butorphanol par exemple. Repoussé au propofol dans certains cas.
Médétomidine 40-50 µg/kg IM + Kétamine 2,5 mg/kg IM	Atipamézole	
Médétomidine 0,03-0,045 mg/kg IM + Kétamine 3-4,5 mg/kg IM	Atipamézole (5 mg pour 1 mg de médétomidine) IM	
Médétomidine 20-40 µg/kg (soit en général 5000 µg) IM + Kétamine 2-5 mg/kg (soit en général 500 mg) IM	Atipamézole	Pour des questions de volume, souvent 2 injections successives sont nécessaires Maintenance par des doses supplémentaires en IV
Médétomidine 0,04 mg/kg IM + Kétamine 2,0-2,5 mg/kg IM	Atipamézole (2,5 à 5 mg pour 1 mg de médétomidine)	
Xylazine 1,4-1,7 mg/kg IM + Kétamine 5,0-5,4 mg/kg IM	Atipamézole (5 mg pour 1 mg de médétomidine) IM	
Médétomidine 30 µg/kg IM + Kétamine 3 mg/kg IM + Butorphanol 0,1 mg/kg IM	Atipamézole 150 µg/kg 1h après l'induction	Pour procédure peu invasive
Détomidine 0,1-0,12 mg/kg IM + Butorphanol 0,06-0,08 mg/kg IM + 10 min après : kétamine 2,5-2,8 mg/kg IM	Atipamézole IM (environ 1 mg pour 0,5 mg de détomidine)	
Tilétamine-zolazépam 1000 mg pour femelle et 1500 mg pour un mâle IM		Tilétamine-zolazépam pour anesthésie d'urgence
Tilétamine-zolazépam 5 mg/kg IM		Protocole utilisé à la place de kétamine + médétomidine si suspicion d'insuffisance rénale. Durée d'action : 1h

		Réveil plus long qu'un protocole réversible
Tilétamine-zolazépam 3-5 mg/kg IM		Réservé aux situations d'urgence
Tilétamine-zolazépam 6-7 mg/kg IM		

Les protocoles utilisés chez les lynx sont répertoriés dans le tableau 16. Il s'agit majoritairement de protocoles à base de kétamine et de médétomidine. Les molécules et les doses sont semblables à celles de la bibliographie.

Tableau 16 - Protocoles anesthésiques utilisés chez les lynx par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire.

Produits anesthésiques, posologie et voie d'administration	Antidote	Commentaires
Médétomidine 1 mg IM + kétamine 120 mg IM	Atipamézole	
Médétomidine 0,1 mg/kg IM + Kétamine 2,35-3,75 mg/kg IM	Atipamézole (5 mg pour 1 mg de médétomidine) IM	
Médétomidine 0,04 mg/kg IM + Kétamine 2,0-2,5 mg/kg IM	Atipamézole (2,5 à 5 mg pour 1 mg de médétomidine)	
Médétomidine 0.05 mg/kg IM + Kétamine 4 mg/kg IM	Atipamézole 0.3 mg/kg	
Butorphanol 0,2 mg/kg IM + Médétomidine 0,035-0,04 mg/kg IM + Midazolam 0,13-0,15 mg/kg IM	Naltrexone (1mg pour 1mg de butorphanol) + Atipamézole (2,5 à 5 mg pour 1 mg de médétomidine) + Flumazénil (1mL pour 10kg)	
Tilétamine-zolazépam 3-5 mg/kg IM		Réservé aux situations d'urgence

Les protocoles utilisés chez les panthères des neiges sont répertoriés dans le tableau 17. Il s'agit majoritairement de protocoles à base de kétamine et de médétomidine. Les molécules et les doses sont semblables à celles de la bibliographie.

Tableau 17 - Protocoles anesthésiques utilisés chez les panthères des neiges par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire

Produits anesthésiques, posologie et voie d'administration	Antidote	Commentaires
Médétomidine 4 mg IM + kétamine 120 mg IM	Atipamézole	
Médétomidine 0.07 mg/kg IM + Kétamine 3 mg/kg IM	Atipamézole 0.3 mg/kg	Injection à la main si possible
Médétomidine 0,05-0,08 mg/kg IM + Kétamine 2,5-5 mg/kg IM	Atipamézole	Durée d'action 1h Au besoin : rajout de Kétamine 100 mg IM
Médétomidine 0,04 mg/kg IM + Kétamine 2,0-2,5 mg/kg IM	Atipamézole (2,5 à 5 mg pour 1 mg de médétomidine)	

Médétomidine 0,06 mg/kg IM + Kétamine 2,4 mg/kg IM	Atipamézole (5 mg pour 1 mg de médétomidine) IM	
Médétomidine 0,035-0,04 mg/kg IM + Kétamine 3,5-4 mg/kg IM + Butorphanol 0,05 mg/kg IM	Atipamézole + Naltrexone	Au besoin : ajout de kétamine (environ 1mg/kg) IV au début de la procédure
Butorphanol 0,2 mg/kg IM + Médétomidine 0,035-0,04 mg/kg IM + Midazolam 0,13-0,15 mg/kg IM	Naltrexone (1mg pour 1mg de butorphanol) + Atipamézole (2,5 à 5 mg pour 1 mg de médétomidine) + Flumazénil (1mL pour 10kg)	
Tilétamine-zolazépam 3-5 mg/kg IM		Réservé aux situations d'urgence

Les protocoles utilisés chez les panthères nébuleuses sont répertoriés dans le tableau 18. Il s'agit majoritairement de protocoles associant kétamine et médétomidine, ou Butorphanol, médétomidine et midazolam. Les doses utilisées sont semblables à celles de la bibliographie. La différence réside principalement dans la plus grande utilisation de protocoles à base de butorphanol, médétomidine et midazolam, qui sont peu rapportés chez cette espèce dans la littérature.

Tableau 18 - Protocoles anesthésiques utilisés chez les panthères nébuleuses par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire.

Produits anesthésiques, posologie et voie d'administration	Antidote	Commentaires
Médétomidine 0,058 mg/kg IM + Kétamine 3,75 mg/kg IM	Atipamézole (5 mg pour 1 mg de médétomidine) IM	
Médétomidine 0,04-0,05 mg/kg IM + Kétamine 4-5 mg/kg IM ± Midazolam 0,1-0,15 mg/kg IM	Atipamézole ± Flumazénil	
Butorphanol 0,2mg/kg IM + Médétomidine 0,05mg/kg IM + Midazolam 0,14 mg/kg IM	Naltrexone + Atipamézole + Flumazénil	Réveil très rapide après la réversion
Butorphanol 0,15 mg/kg IM + Médétomidine 0,025mg/kg IM + Midazolam 0,1 mg/kg IM	Naltrexone (0,5 mg pour 1 mg de Butorphanol) + Atipamézole (5 mg pour 1 mg de médétomidine) + Flumazénil	

Le protocole utilisé chez les pumas par le seul vétérinaire travaillant avec cette espèce parmi ceux ayant répondu au questionnaire est rapporté dans le tableau 19. Les molécules et les doses sont compatibles avec celles de la bibliographie.

Tableau 19 - Protocoles anesthésiques utilisés chez les pumas par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire.

Produits anesthésiques, posologie et voie d'administration	Antidote	Commentaires
Médétomidine 0,02-0,04 mg/kg IM + Kétamine 2-4 mg/kg IM + Butorphanol 0,1 mg/kg IM	Atipamézole + Naltrexone	

Les protocoles utilisés chez les tigres sont répertoriés dans le tableau 20. Il s'agit majoritairement de protocoles combinant la kétamine à la médétomidine, auxquelles s'ajoute parfois le midazolam ou le butorphanol. Les molécules utilisées sont semblables à celles de la littérature, mais elles sont employées à des doses en moyenne plus faibles que ce qui est décrit dans la bibliographie. La différence réside également dans l'utilisation occasionnelle d'autres alpha2-agonistes dans la littérature, comme la xylazine ou la dexmédétomidine, qui ne sont pas rapportées ici.

Tableau 20 - Protocoles anesthésiques utilisés chez les tigres par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire.

Produits anesthésiques, posologie et voie d'administration	Antidote	Commentaires
Médétomidine 20 à 30 µg /kg IM + Kétamine 1.5 à 2 mg/kg IM Puis maintenance avec Ketamine IV ou anesthésie gazeuse	Atipamézole	La dose de médétomidine dépend du temps d'immobilisation nécessaire ou de la nécessité de déplacement
Médétomidine 0,03 mg/kg IM + Kétamine 1,9-2,35 mg/kg IM	Atipamézole (5 mg pour 1 mg de médétomidine) IM	
Médétomidine 0.06 mg/kg IM + kétamine 1.5mg/kg IM	Atipamézole	Transport/pose d'implant contraceptif Nécessite parfois une demi-dose supplémentaire en fonction des individus
Médétomidine 4 mg IM + kétamine 370 mg IM	Atipamézole	
Médétomidine 0,035-0,05 mg/kg IM (1,9 mg pour une femelle et 4,2 mg pour un mâle) + Kétamine 3,5-5 mg/kg IM (190 mg pour une femelle et 420 mg pour un mâle)	Atipamézole	
Médétomidine 0,07 mg-0,08 mg/kg IM + Kétamine 2-2,5 mg/kg IM	Atipamézole (5 mg pour 1 mg de médétomidine) IM	
Médétomidine 20-40 µg/kg (soit en général 5000 µg pour un adulte) IM + Kétamine 2-5 mg/kg (soit en général 500 mg pour un adulte) IM	Atipamézole	Souvent, pour des questions de volume, deux injections successives sont nécessaires Maintenance par des doses supplémentaires en IV
Médétomidine 0,04 mg/kg IM + Kétamine 3 mg/kg IM	Atipamézole	
Médétomidine 0,04 mg/kg IM + Kétamine 2,0-2,5 mg/kg IM	Atipamézole (2,5 à 5 mg pour 1 mg de médétomidine)	
Xylazine 1 mg/kg IM + Kétamine 3 mg/kg IM	Atipamézole	Ancien protocole
Médétomidine 0,03 mg/kg IM + Kétamine 1,8 mg/kg IM + Midazolam 0,1 mg/kg IM	Atipamézole + Flumazénil	La kétamine a été ajoutée par sécurité après quelques minutes, mais n'aurait peut-être pas été nécessaire pour une petite procédure car l'induction avec la médétomidine et le midazolam

		a été satisfaisante et rapide avec ce protocole
Médétomidine 0.03 mg/kg IM + Kétamine 3 mg/kg IM + Midazolam 0.1 mg/kg IM	Atipamézole 0.3 mg/kg	
Médétomidine 40 µ/kg IM + Kétamine 2 mg/kg IM + butorphanol 0.1 mg/kg IM + dans un second temps diazépam 0.05-0.2 mg/kg IV ou IR	Atipamézole	
Tilétamine-zolazépam 3-5 mg/kg IM		Réservé aux situations d'urgence

xii. Complications peranesthésiques rencontrées

- 40% des vétérinaires ont déjà fait face à un arrêt respiratoire chez un grand félin anesthésié. Ces apnées sont relativement fréquentes pour 30% d'entre eux, particulièrement dans les dix premières minutes de l'anesthésie. Elles sont généralement auto-résolutives. Sinon, des injections de doxapram se révèlent efficaces. Les espèces mentionnées sont le tigre, lion, le guépard et le léopard, immobilisés à l'aide de médétomidine et de kétamine.
- 33% des vétérinaires ont déjà été plusieurs fois témoins de réveils prolongés chez des grands félins après anesthésie. Les espèces mentionnées sont le lion, le guépard, le léopard et la panthère nébuleuse, anesthésiés avec des protocoles à base de kétamine, médétomidine et butorphanol/midazolam, ou de tilétamine-zolazépam. Ces réveils prolongés font parfois suite à des administrations répétées de kétamine pour maintenir l'anesthésie. Un vétérinaire mentionne y avoir été souvent confronté chez des animaux gras ou vieillissant, présentant une insuffisance rénale. Ces réveils anormalement longs sont gérés par l'administration supplémentaire d'une dose d'antagoniste (lorsqu'il existe), la mise en place d'une fluidothérapie intra-veineuse et de mesures de réchauffement si la température rectale de l'animal est basse.
- 27% des vétérinaires (soit quatre vétérinaires) ont déjà fait face à des convulsions chez un grand félin anesthésié. L'un d'entre eux rapporte y être confronté de manière fréquente chez des tigres, avec des protocoles à base de kétamine et de médétomidine ou xylazine. Les autres cas sont anecdotiques, chez un lion, un léopard, un tigre et un jaguar, avec des protocoles à base de kétamine, médétomidine et butorphanol. Les convulsions apparaissent au milieu de l'anesthésie ou au cours du réveil, et sont toujours traitées par l'administration répétée de diazépam intra-rectal (dose mentionnée par un vétérinaire : 0,05 à 0,07 mg/kg). Une fluidothérapie intra-veineuse est parfois mise en place.
- 20% des vétérinaires ont déjà fait face, de manière anecdotique, à une hypoxémie chez un grand félin anesthésié. Les espèces mentionnées sont le lion, le guépard et le léopard, tous immobilisés à l'aide de médétomidine et de kétamine. Les hypoxies sont survenues à des moments variables de l'intervention (début, milieu ou fin de l'anesthésie), et ont été résolues avec l'administration d'oxygène.
- 20% des vétérinaires (soit trois vétérinaires) ont déjà fait face, de manière anecdotique, à une hyperthermie chez un grand félin anesthésié. Le premier cas est un lynx, anesthésié avec un protocole à base de kétamine, médétomidine et butorphanol, dont le fléchage a nécessité

plusieurs tentatives, ce qui a rendu l'animal stressé et agité. Les deux autres cas sont des léopards anesthésiés avec un protocole à base de butorphanol, médétomidine et midazolam. Les hyperthermies ont été résolues en recouvrant l'animal de pains de glace, en l'aspergeant d'eau ou d'alcool, et en utilisant des ventilateurs.

- 20% des vétérinaires (soit trois vétérinaires) ont déjà fait face à une hypothermie chez un grand félin anesthésié. L'un d'entre eux rapporte y avoir été confronté plusieurs fois chez des guépards, lors d'anesthésies longues en période de faibles températures. Les autres cas sont anecdotiques, chez un lion, un léopard et une panthère nébuleuse. Les solutions apportées sont l'utilisation de couvertures, d'un tapis chauffant, de bouillottes et/ou d'un chauffage d'appoint.
- 7% des vétérinaires (soit un vétérinaire) ont déjà fait face à des vomissements chez un grand félin après anesthésie. Le cas rapporté est celui d'un lion immobilisé à l'aide d'un protocole à base de kétamine et de médétomidine puis antagonisé avec de l'atipamézole (1mg pour 1mg de médétomidine), ayant présenté des vomissements répétés pendant plusieurs heures après son réveil. Une injection d'une demi-dose supplémentaire d'atipamézole a été réalisée, mais s'est avérée inefficace.

xiii. Gestion du risque humain

La gestion du risque pour le personnel est un élément primordial dans la planification d'une anesthésie de grand félin. De nombreuses précautions doivent être prises pour diminuer tant que possible ce risque et être prêt à réagir en cas d'incident. Les différentes mesures mises en place dans ce but par les vétérinaires sont les suivantes :

- 100% préparent tout le matériel nécessaire en amont de l'intervention
- 100% évaluent avec un bâton la profondeur de la sédation avant d'approcher l'animal
- 93% couvrent les yeux de l'animal pour diminuer les risques de réveil spontané
- 93% administrent l'antidote seulement lorsque tout le matériel et le personnel sont évacués
- 87% limitent le nombre de personnes intervenant
- 73% bouchent les oreilles de l'animal pour diminuer les risques de réveil spontané
- 73% utilisent un chronomètre pour évaluer le temps restant avec le réveil
- 73% pèsent l'animal pour vérifier les doses utilisées
- 66% utilisent une caisse fermée si un transport de l'animal est nécessaire pendant l'anesthésie
- 66% effectuent un briefing avec le personnel avant et après l'intervention
- 47% utilisent une checklist
- 40% attachent les membres de l'animal immobilisé

Parmi les mesures non citées ci-dessus mais ajoutées par les vétérinaires dans la catégorie « autre » on retrouve également : l'immobilisation de la mâchoire de l'animal, l'immobilisation de sa tête (à l'aide d'une barre en Y placée au-dessus du cou), la préparation d'une caisse de secours, la préparation d'une dose d'anesthésique supplémentaire prête à l'emploi, la réalisation de l'anesthésie dans une zone fermée et sécurisée, la présence d'une personne avec arme à balle, et bien sur la surveillance de l'anesthésie (notamment réflexe palpébral, fréquence respiratoire).

xiv. Surveillance du réveil

Tous les vétérinaires isolent leurs grands félins après une anesthésie. Cet isolement se fait sous surveillance pour 60% d'entre eux (et sans surveillance pour les 40% restant). Bien qu'elle soit variable et à adapter au cas par cas, la durée moyenne de l'isolement diffère d'un vétérinaire à l'autre :

- 53% des vétérinaires isolent l'animal pendant 1 à 3 heures
- 13% des vétérinaires isolent l'animal pendant 3 à 6 heures
- 20% des vétérinaires isolent l'animal pendant 6 à 12 heures
- 13% des vétérinaires isolent l'animal pendant plus de 12 heures

Un des vétérinaires isolant ses animaux plus de 12 heures a précisé qu'il réalisait un isolement beaucoup plus court (moins d'une heure) s'il avait utilisé un protocole à base de Butorphanol-Médétomidine-Midazolam, comparé à un protocole à base de Kétamine-Médétomidine. Cela peut s'expliquer par le fait que la combinaison Butorphanol-Médétomidine-Midazolam est entièrement réversible.

3) Bilan et limites de l'enquête

Les résultats de ce questionnaire permettent de mieux connaître et de décrire les pratiques anesthésiques des parcs zoologiques français en 2020 concernant les grands félins. Chez ces espèces, la contention physique et le médical training ne sont que très peu employés, au profit de la contention chimique, qui est utilisée pour la réalisation d'actes même mineurs. Avant une immobilisation, la majorité des vétérinaires mettent en place un jeûne alimentaire sur leurs grands félins, mais pas un jeûne hydrique. Les anesthésiques sont administrés à distance, le plus souvent à l'aide d'un fusil hypodermique. Les doses sont calculées sur la base d'un poids estimé, puisque les animaux ne sont quasiment jamais pesés en amont de chaque procédure. Les animaux sont très souvent intubés, tandis que la mise en place d'une fluidothérapie n'est pas systématique. Les protocoles les plus utilisés sont une association kétamine/médétomidine, à laquelle s'ajoute parfois du midazolam ou du butorphanol. Les protocoles de type « BMM » (Butorphanol/Médétomidine/Midazolam) sont aussi couramment utilisés, sauf chez les plus grandes espèces telles que le tigre et le lion, pour qui les protocoles comportent toujours un anesthésique dissociatif (kétamine ou tilétamine). Les complications peranesthésiques les plus rencontrées sont l'apnée, les réveils prolongés et les convulsions, mais restent tout de même rares. Des précautions sont toujours prises pour maximiser l'efficacité de la procédure, diminuer les risques de réveil spontané et assurer la sécurité du personnel tant que possible.

Ce questionnaire permet de faire le lien et de mettre en évidence les divergences entre les recommandations de la littérature et la réalité du terrain, qui peut se heurter à des contraintes pratiques d'ordre matériel, temporel, humain...

Cette étude présente néanmoins des limites inhérentes à l'utilisation d'un questionnaire. Les vétérinaires en parc zoologique sont très sollicités pour répondre à ce genre d'enquête dans le cadre de la recherche ou de thèses vétérinaires, et n'ont souvent que peu de temps à y consacrer, ce qui explique le faible taux de réponses. Dans l'objectif de maximiser le nombre de retours, j'ai voulu rendre le questionnaire rapide à remplir, au détriment parfois de l'exhaustivité des questions et de la précision des réponses. J'ai par exemple fait le choix de présenter certaines questions sous forme de QCM, avec des réponses possibles du type « rarement », « fréquemment », « si possible », « si nécessaire »... Qui sont sujettes à la subjectivité et peuvent être interprétées différemment selon les personnes. J'ai essayé de remédier à ce problème en précisant la signification de chaque terme en définissant par exemple « parfois » comme moins d'une fois sur deux ou « fréquent » comme une fois sur deux ou plus, mais cela ne renseigne pas sur une fréquence précise. C'est aussi en partie pour ces raisons que les données recueillies sont plus souvent qualitatives que quantitatives. De plus, le questionnaire

n'interroge pas les vétérinaires sur le nombre d'individus par espèce présents dans leur collection, ni le nombre d'immobilisations chimiques qu'ils réalisent par an. Cette information conditionne pourtant l'interprétation des réponses, comme par exemple la fréquence des complications rencontrées, ou le caractère systématique d'une pratique, qui aura une signification différente si le vétérinaire a déjà effectué plusieurs dizaines d'anesthésies de grands félins ou seulement quelques-unes. Ce n'est qu'après réception des réponses que j'ai pris conscience du manque de précision de certaines questions, et des informations supplémentaires que j'aurais aimé récolter. Je me suis aussi heurtée au remplissage incomplet de certains questionnaires, ce qui a parfois complexifié la restitution des résultats. Cependant dans l'ensemble les vétérinaires ont manifesté de l'intérêt à l'égard de mon étude et ont pris soin de remplir le questionnaire avec précision, attestant d'une rigueur dans le suivi de leurs anesthésies et d'un désir de communiquer à ce sujet et de s'améliorer.

CONCLUSION

L'immobilisation chimique est un outil primordial en parc zoologique car elle permet de manipuler en toute sécurité des animaux dangereux tels que les grands félins, lorsque des procédures médicales ou de gestion sont nécessaires.

Ce travail propose une synthèse bibliographique des recommandations concernant la gestion globale de la sédation et de l'anesthésie des grands félins et dresse un état des lieux des pratiques anesthésiques chez ces espèces dans les parcs zoologiques français en 2020. Il insiste plus particulièrement sur les différentes précautions à prendre afin de minimiser le risque encouru par le personnel au cours des procédures. Il décrit les protocoles utilisés chez 9 espèces de grand félin différentes dans la littérature et par les vétérinaires exerçant en parcs zoologiques, et montre que les combinaisons de molécules employées varient peu d'une espèce à l'autre. Elles impliquent le plus souvent la kétamine, un alpha2-agoniste (xylazine, progressivement remplacée par la médétomidine), le midazolam et/ou le butorphanol, ou l'association tilétamine-zolazépam. Le choix du produit est fonction de l'objectif de l'immobilisation, suivant que l'on cherche à obtenir une narcose vraie ou une sédation, et de la préférence de l'opérateur. La dose, quant à elle, est plutôt fonction de l'animal, de son espèce et de son tempérament.

Les risques et complications anesthésiques les plus souvent rencontrées sont les troubles respiratoires (apnées, dépression respiratoire), neurologiques (convulsions, période d'ataxie prolongée au réveil) et digestifs (vomissements, régurgitations). Ces complications peuvent être minimisées par la mise en place de bonnes pratiques peranesthésiques.

L'enquête réalisée auprès des vétérinaires exerçant en parc zoologique montre que la réalité de la pratique sur le terrain est bien différente des conditions idéales décrites dans la littérature. L'entraînement médical est très rarement employé, faute de temps ou de personnel, les poids des animaux sont estimés, la mise à jeun n'est pas toujours réalisée, surtout lorsque l'intervention relève de l'urgence. La mise en place d'une fluidothérapie est peu fréquente et la surveillance de l'anesthésie souvent succincte, le vétérinaire intervenant seul ou en équipe restreinte. D'avantage de précautions pourraient être prises pour assurer la sécurité des opérateurs face à la dangerosité des animaux manipulés. L'amélioration de ces différents points, dans la mesure du possible, permettrait de favoriser le bon déroulement des interventions, d'en réduire les risques et de diminuer le stress subi par les animaux.

AGREMENT SCIENTIFIQUE

En vue de l'obtention du permis d'imprimer de la thèse de doctorat vétérinaire

Je soussignée, Géraldine JOURDAN, Enseignant-chercheur, de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, directrice de thèse, certifie avoir examiné la thèse de CASAS Aurianne intitulée « L'anesthésie des grands félins en parc zoologique » et que cette dernière peut être imprimée en vue de sa soutenance.

Fait à Toulouse, le 25/11/2020
Enseignant-chercheur de l'Ecole Nationale
Vétérinaire de Toulouse
Docteure Géraldine JOURDAN



Vu :
Le Président du jury
Professeur Christian VIRENQUE



Vu :
Le Directeur de l'Ecole Nationale
Vétérinaire de Toulouse
M. Pierre SANS



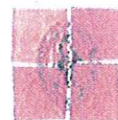
Vu et autorisation de l'impression :
Le Président de l'Université Paul Sabatier
M. Jean-Marc BROTO



Le Président de l'Université Paul Sabatier,
par délégation,
La Vice-Présidente de la CFVU
Fabienne MARI



Mme CASAS Aurianne
a été admis(e) sur concours en : 2015
a obtenu son diplôme d'études fondamentales vétérinaires le: 09/07/2019
a validé son année d'approfondissement le: 22/10/2020
n'a plus aucun stage, ni enseignement optionnel à valider.



REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

ALBUQUERQUE, Verônica B., ARAÚJO, Marcelo A., OLIVEIRA, Alice R., CAVALCANTI, Guilherme, LEAL, Rodrigo C., SANTOS, Élson B., CAVALCANTI, Álvaro R. et FRAZILIO, Fabrício O., 2016. Evaluation of cardiopulmonary parameters and recovery from anesthesia in cougars (*Puma concolor*) anesthetized with detomidine/ketamine and isoflurane or sevoflurane. In : *Pesquisa Veterinária Brasileira*. janvier 2016. Vol. 36, n° 1, pp. 33-38. DOI 10.1590/S0100-736X2016000100006.

ALI M. G., Mohamed, 2005. *Propofol or Ketamine as Maintenance Agents in Xylazine - Ketamine Induced Captive Lions* [en ligne]. Thesis. S.l. : TANUVAS. [Consulté le 4 octobre 2019]. Disponible à l'adresse : <http://krishikosh.egranth.ac.in/handle/1/88736>.

ALMAGRO, V., FERNÁNDEZ BELLON, H. et SANMARTÍN, M., 2010. Successful Use of a Midazolam-Butorphanol-Detomidine Anaesthetic Combination in Lions (*Panthera leo bleyenberghi*). In : *EAZWV International Conference on Diseases of Zoo & Wild Animals*. Zoo Aquarium of Madrid, Spain : s.n. 12 mai 2010.

ARAUJO, Gediendson Ribeiro de, PAULA, Tarcízio Antônio Rego de, DECO-SOUZA, Thyara de, MORATO, Ronaldo Gonçalves, BERGO, Letícia C.F., SILVA, Leanes Cruz da, COSTA, Deiler Sampaio et BRAUD, Cindy, 2018. Comparison of semen samples collected from wild and captive jaguars (*Panthera onca*) by urethral catheterization after pharmacological induction. In : *Animal Reproduction Science*. août 2018. Vol. 195, pp. 1-7. DOI 10.1016/j.anireprosci.2017.12.019.

ARNEMO, Jon M, 2002. Reversible anaesthesia in non-domestic cats. In : [en ligne]. janvier 2002. [Consulté le 15 mai 2020]. DOI 10.13140/RG.2.1.3844.1124. Disponible à l'adresse : <http://rgdoi.net/10.13140/RG.2.1.3844.1124>.

ARNEMO, Jon M. et EVANS, Alina L., 2017. Biomedical Protocols for Free-ranging Brown Bears, Wolves, Wolverines and Lynx. In : [en ligne]. 2017. [Consulté le 18 mars 2020]. DOI 10.13140/RG.2.2.30359.37286. Disponible à l'adresse : <http://rgdoi.net/10.13140/RG.2.2.30359.37286>.

ARNEMO, Jon M., LINNELL, John D.C., WEDUL, Sari J., RANHEIM, Birgit, ODDEN, John et ANDERSEN, Reidar, 1999. Use of intraperitoneal radio-transmitters in lynx *Lynx lynx* kittens: anaesthesia, surgery and behaviour. In : *Wildlife Biology*. janvier 1999. Vol. 5, n° 1, pp. 245-250. DOI 10.2981/wlb.1999.023.

ATHREYA, Vidya et BELSARE, Aniruddha, 2007. *Human - leopard conflict management guidelines*. 2007. S.l. : Kaati Trust, Pune. India.

BELSARE, Aniruddha V. et ATHREYA, Vidya R., 2010. Use of xylazine hydrochloride-ketamine hydrochloride for immobilization of wild leopards (*panthera pardus fusca*) in emergency situations. In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 2010. Vol. 41, n° 2, pp. 331-333. JSTOR

BELTRÁN, Juan F. et TEWES, Michael E., 1995. Immobilization of ocelots and bobcats with ketamine hydrochloride and xylazine hydrochloride. In : *Journal of Wildlife Diseases*. janvier 1995. Vol. 31, n° 1, pp. 43-48. DOI 10.7589/0090-3558-31.1.43.

BHARATHIDASAN, M., THIRUMURUGAN, R., WILLIAM, B. Justin, GEORGE, R. S., ARUNPRASAD, A., KANNAN, T. A. et VIRAMUTHU, S., 2014. Xylazine-ketamine immobilization and propofol anesthesia for surgical excision of sebaceous adenoma in a jaguar (*Panthera onca*). In : *Veterinary World*. novembre 2014. Vol. 7, n° 11, pp. 986-990. DOI 10.14202/vetworld.2014.986-990.

BHARATHIDASAN, Murugan, WILLIAM, Benjamin Justin, JAYAPRAKASH, Ramamurthy, KANNAN, Thandavan Arthanari, THIRUMURUGAN, Rajarthanam et GEORGE, Ravi Sundar, 2016. Immobilization and Anaesthesia in Asiatic Lions (*Panthera leo persica*). In : *Advances in Animal and Veterinary Sciences*. 4 mars 2016. Vol. 4, n° 3, pp. 134-144. DOI 10.14737/journal.aavs/2016/4.3.134.144.

BRAUD, Cindy, MITCHELL, Emily P., VAN DER MERWE, Vincent et TORDIFFE, Adrian S.W., 2019. A veterinary survey of factors associated with capture-related mortalities in cheetahs (*Acinonyx jubatus*). In : *Journal of the South African Veterinary Association* [en ligne]. 31 juillet 2019. Vol. 90. [Consulté le 15 mai 2020]. DOI 10.4102/jsava.v90i0.1723. Disponible à l'adresse : <http://www.jsava.co.za/index.php/JSAVA/article/view/1723>.

BREED, Dorothy, MEYER, Leith C R, STEYL, Johan C A, GODDARD, Amelia, BURROUGHS, Richard et KOHN, Tertius A, 2019. Conserving wildlife in a changing world: Understanding capture myopathy—a malignant outcome of stress during capture and translocation. In : FULLER, Andrea (éd.), *Conservation Physiology*. 1 janvier 2019. Vol. 7, n° 1, pp. co2027. DOI 10.1093/conphys/coz027.

BUCK, Roxanne K., TORDIFFE, Adrian SW. et ZEILER, Gareth E., 2017. Cardiopulmonary effects of anaesthesia maintained by propofol infusion versus isoflurane inhalation in cheetahs (*Acinonyx jubatus*). In : *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. novembre 2017. Vol. 44, n° 6, pp. 1363-1372. DOI 10.1016/j.vaa.2017.05.007.

BUSH, Mitchell, CITINO, Scott B. et LANCE, William R., 2012. The Use of Butorphanol in Anesthesia Protocols for Zoo and Wild Mammals. In : *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine* [en ligne]. S.l. : Elsevier. pp. 596-603. [Consulté le 17 mars 2020]. ISBN 978-1-4377-1986-4. Disponible à l'adresse : <https://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/B9781437719864000779>.

CALLEALTA, Isabel, GANSWINDT, Andre, MALAN, Martin et LUEDERS, Imke, 2019. Non-surgical artificial insemination using a GnRH analogue for ovulation induction during natural oestrus in African lions (*Panthera leo*). In : *Theriogenology*. novembre 2019. Vol. 139, pp. 28-35. DOI 10.1016/j.theriogenology.2019.07.022.

CARREGARO, Adriano B., FREITAS, Gabrielle C., BISETTO, Shayne P., XAVIER, Nathalia V. et STERZO, Elton V., 2016. Inconsistency of allometric scaling for dissociative anesthesia of wild felids. In : *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. mai 2016. Vol. 43, n° 3, pp. 338-342. DOI 10.1111/vaa.12310.

CATTET, M., SHURY, T. et PATENAUDE, R., 2005. *L'immobilisation chimique des animaux de la faune, 2ème Edition*. février 2005. S.l. : Association canadienne des vétérinaires de zoo et de la faune.

CAULKETT, Nigel Anthony et ARNEMO, Jon M., 2017. Comparative Anesthesia and Analgesia of Zoo Animals and Wildlife. In : GRIMM, Kurt A., LAMONT, Leigh A., TRANQUILLI, William J., GREENE, Stephen A. et ROBERTSON, Sheilah A. (éd.), *Veterinary Anesthesia and Analgesia: The Fifth Edition of Lumb and Jones* [en ligne]. Chichester, UK : John Wiley & Sons, Ltd. pp. 764-776. [Consulté le 1 octobre 2019]. ISBN 978-1-119-42137-5. Disponible à l'adresse : <http://doi.wiley.com/10.1002/9781119421375.ch40>.

CHAI, Norin, 2005. *Capture et anesthésie des animaux sauvages et exotiques*. Paris : Yaboumba. ISBN 978-2-9521001-2-0.

CHAI, Norin, 2013. *Guide pratique de téléanesthésie des animaux domestiques et de la faune sauvage*. Paris : ÉdMed'com. ISBN 978-2-35403-176-3. C.06.00-CHA-G

CHAI, Norin, LÉCU, Alexis, PETIT, Thierry, CAMACHO SILLERO, Leonor Natividad, ALVES, Carine et WEDLARSKI, Rudy, 2009. Dexmédétomidine : premiers essais avec la kétamine. In : *Le Point Vétérinaire*. août 2009. n° N° 297.

CHAI, Norin, PETIT, Thierry, KOHL, Muriel, BOURGEOIS, Aude, GOUNI, Vassiliki, TREHIOU-SECHI, Emilie, MISBACH, Charlotte, PETIT, Amandine, DAMOISEAUX, Cécile, GARRIGOU, Audrey, GUEPIN, Raphaëlle, POUCHELON, Jean Louis et CHETBOUL, Valérie, 2015. Prevalence of valvular regurgitations in clinically healthy captive leopards and cheetahs: a prospective study from the wildlife cardiology (WLC) group (2008–2013). In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. septembre 2015. Vol. 46, n° 3, pp. 526-533. DOI 10.1638/2014-0155.1.

CHARDONNET, Bertrand, 2002. *Formation en techniques de capture de la faune sauvage du programme PACE (union africaine - IBAR)*. Zimbabwe.

CHAVE, Emmanuelle, 2011. *Tranquillisation, sédation et anesthésie des bovidés sauvages en parcs zoologiques*. Toulouse : s.n.

CHINNADURAI, Sathya K., STRAHL-HELDRETH, Danielle, FIORELLO, Christine V. et HARMS, Craig A., 2016. Best-practice guidelines for field-based surgery and anesthesia of free-ranging wildlife. i. anesthesia and analgesia. In : *Journal of Wildlife Diseases*. 4 février 2016. Vol. 52, n° 2s, pp. S14-S27. DOI 10.7589/52.2S.S14.

CHOY, F.S. et CHOONG, S.S., 2011. A retrospective study on the controversial usage of tiletamine-zolazepam in captive and wild tigers (*panthera tigris*) in peninsular malaysia from 2003-2011. In : *5th Asian Workshop on Zoo and Wildlife Medicine/Conservation*. Kathmandu, Nepal. 20 octobre 2011.

CLARK-PRICE, S. C., LASCOLA, K. M. et SCHAEFFER, D. J., 2015. Physiological and biochemical variables in captive tigers (*Panthera tigris*) immobilised with dexmedetomidine and ketamine or dexmedetomidine, midazolam and ketamine. In : *Veterinary Record*. 5 décembre 2015. Vol. 177, n° 22, pp. 570-570. DOI 10.1136/vr.103526.

CURRO, Thomas G., 2002. Large Cat Anesthesia. In : *Western Veterinary Conference* [en ligne]. S.l. : s.n. 2002. Disponible à l'adresse : <https://www.vin.com/doc/?id=3844756>.

CURRO, Thomas G., OKESON, Danelle, ZIMMERMAN, Dawn, ARMSTRONG, Douglas L. et SIMMONS, Lee G., 2004. Xylazine–midazolam–ketamine versus medetomidine– midazolam–ketamine anesthesia in captive siberian tigers (*panthera tigris altaica*). In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. septembre 2004. Vol. 35, n° 3, pp. 320-327. DOI 10.1638/03-049.

DEEM, S. L., 2004. Capture and Immobilization of Free-living Jaguars (*Panthera onca*). In : INTERNATIONAL VETERINARY INFORMATION SERVICE (WWW.IVIS.ORG), ITHACA, NEW YORK, USA. (éd.), *Zoological Restraint and Anesthesia, D. Heard (Ed.)*. 2 décembre 2004.

DEEM, S. L., KO, J. C. et CITINO, S. B., 1998. Anesthetic and cardiorespiratory effects of tiletamine-zolazepam-medetomidine in cheetahs. In : *Journal of the American Veterinary Medical Association*. 1 octobre 1998. Vol. 213, n° 7, pp. 1022-1026.

DI CESARE, Federica, CAGNARDI, Petra, VILLA, Roberto, RABBOGLIATTI, Vanessa, LUCATELLO, Lorena, CAPOLONGO, Francesca, GIOENI, Daniela, CAPASSO, Michele, MAGNONE, William et RAVASIO, Giuliano, 2020. Dexmedetomidine and ketamine simultaneous administration in tigers (*Panthera tigris*): pharmacokinetics and clinical effects. In : *Veterinary Record Open*. novembre 2020. Vol. 7, n° 1, pp. e000412. DOI 10.1136/vetreco-2020-000412.

DIEZ BERNAL, Sabina, HOBY, Stefan et LEVIONNOIS, Olivier Louis Raymond, 2019. Acute hyperkalaemia in a captive Persian leopard (*Panthera pardus saxicolor*) immobilised with a ketamine-medetomidine combination. In : *Veterinary Record Case Reports*. 1 janvier 2019. Vol. 7, n° 1, pp. e000755. DOI 10.1136/vetreccr-2018-000755.

DOLENSEK, Emil P., 1971. Anesthesia of Exotic Felines with Ketamine HCl. In : *The Journal of Zoo Animal Medicine*. 1971. Vol. 2, n° 4, pp. 16. DOI 10.2307/20094100.

DONOGHUE, A. M., BYERS, A. P. et JOHNSTON, L. A., 1996. Timing of ovulation after gonadotrophin induction and its importance to successful intrauterine insemination in the tiger (*Panthera tigris*). In : *Journal of Reproduction and Fertility*. 1996. Vol. 107, pp. 53-58.

EPSTEIN, A., WHITE, R., HOROWTIZ, I.H., KASS, P.H. et OFRI, R., 2002. Effects of propofol as an anaesthetic agent in adult lions (*Panthera leo*): a comparison with two established protocols. In : *Research in Veterinary Science*. avril 2002. Vol. 72, n° 2, pp. 137-140. DOI 10.1053/rvsc.2001.0535.

FAHLMAN, A., LOVERIDGE, A., WENHAM, C., FOGGIN, C., ARNEMO, J.M. et NYMAN, G., 2005. Reversible anaesthesia of free-ranging lions (*Panthera leo*) in Zimbabwe. In : *Journal of the South African Veterinary Association*. 15 juin 2005. Vol. 76, n° 4, pp. 187-192. DOI 10.4102/jsava.v76i4.424.

FAHLMAN, Åsa, 2008. *Advances in wildlife immobilisation and anaesthesia* [en ligne]. Doctoral thesis. S.l. : s.n. [Consulté le 1 octobre 2019]. Disponible à l'adresse : <https://pub.epsilon.slu.se/1908/>.

FERREIRA, Bárbara Pastilha Lopes, 2016. *A short review of the chemical immobilization principles in some common African wildlife species* [en ligne]. masterThesis. S.l. : Universidade de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária. [Consulté le 11 novembre 2019]. Disponible à l'adresse : <https://www.repository.utl.pt/handle/10400.5/12356>.

FERRERAS, Pablo, ALDAMA, Juan J., BELTRÁN, Juan F. et DELIBES, Miguel, 1994. Immobilization of the endangered iberian lynx with xylazine and ketamine-hydrochloride. In : *Journal of Wildlife Diseases*. janvier 1994. Vol. 30, n° 1, pp. 65-68. DOI 10.7589/0090-3558-30.1.65.

FLEMING, Gregory J., 2005. Anesthesia and analgesia for wildlife – tips, techniques and drugs. In : *NAVC North American Veterinary Conference*. Orlando, Florida. 8 janvier 2005.

FORSYTH, S. F., MACHON, R. G. et WALSH, V. P., 2011. Anaesthesia of a Sumatran tiger on eight occasions with ketamine, medetomidine and isoflurane. In : *New Zealand Veterinary Journal*. 22 février 2011. Vol. 47, n° 3, pp. 105-108. world

FOWLER, Murray E. (éd.), 2001. *Biology, Medicine, and Surgery of South American Wild Animals: Fowler/Biology* [en ligne]. Ames, Iowa, USA : Iowa State University Press. [Consulté le 18 mars 2020]. ISBN 978-0-470-37698-0. Disponible à l'adresse : <http://doi.wiley.com/10.1002/9780470376980>.

FOWLER, Murray E., 2008. *Restraint and handling of wild and domestic animals*. 3rd ed. Ames, Iowa : Wiley-Blackwell. ISBN 978-0-8138-1432-2. QL62.5 .F68 2008

FYUMAGWA, Robert D., BUGWESA, Zablon K., MDAKI, Maulid L., MPANDUJI, Donald G., KILEWO, Morris et HOARE, Richard, 2012. Comparison of Anaesthesia and Cost of Two Immobilization Protocols in Free-Ranging Lions. In : *African Journal of Wildlife Research*. avril 2012. Vol. 42, n° 1, pp. 67-70. DOI 10.3957/056.042.0102.

GOLACHOWSKI, Andrzej, AL HASHMI, Sulaiman et GOLACHOWSKA, Barbara, 2018. Isolation and preservation of multipotent mesenchymal stem cells from bone marrow of Arabian leopard

(*Panthera pardus nimr*). In : *Open Veterinary Journal*. 17 septembre 2018. Vol. 8, n° 3, pp. 325. DOI 10.4314/ovj.v8i3.12.

GOMEZ-VILLAMANDOS, R. J., VELARDE, J., DOMINGUEZ, J. M., GRANADOS, M. M., VILLALOBOS, C. M. et GALKA, M. E., 2007. Sevoflurane anaesthesia in Iberian lynx (*Lynx pardinus*). In : *Veterinary Record*. 28 avril 2007. Vol. 160, n° 17, pp. 592-593. DOI 10.1136/vr.160.17.592.

GOODRICH, John M., KERLEY, Linda L., SCHLEYER, Bart O., MIQUELLE, Dale G., QUIGLEY, Kathy S., SMIRNOV, Yevgeny N., NIKOLAEV, Igor G., QUIGLEY, Howard B. et HORNOCKER, Maurice G., 2001. Capture and Chemical Anesthesia of Amur (Siberian) Tigers. In : *Wildlife Society Bulletin (1973-2006)*. 2001. Vol. 29, n° 2, pp. 533-542. JSTOR

GRASSMAN, Lon I., AUSTIN, Sean C., TEWES, Michael E. et SILVY, Nova J., 2004. Comparative Immobilization of Wild Felids in Thailand. In : *Journal of Wildlife Diseases*. 1 juillet 2004. Vol. 40, n° 3, pp. 575-578. DOI 10.7589/0090-3558-40.3.575.

GUTHRIE, Amanda, 2019. Big cat anesthesia and human safety. In : *VIII Fauna International Conference*. Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa. 17 novembre 2019.

HAWKINS, Michelle G., GUZMAN, David Sanchez-Migallon et PAUL-MURPHY, Joanne, 2019. General Principles of Analgesia and Anesthesia in Wildlife. In : HERNANDEZ, Sonia M., BARRON, Heather W., MILLER, Erica A., AGUILAR, Roberto F. et YABSLEY, Michael J. (éd.), *Medical Management of Wildlife Species* [en ligne]. 1. S.l. : Wiley. pp. 45-73. [Consulté le 18 mars 2020]. ISBN 978-1-119-03658-6. Disponible à l'adresse : <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1002/9781119036708.ch5>.

HERBST, L. H., PACKER, C. et SEAL, U. S., 1985. Immobilization of free-ranging african lions (*panthera leo*) with a combination of xylazine hydrochloride and ketamine hydrochloride. In : *Journal of Wildlife Diseases*. 1 octobre 1985. Vol. 21, n° 4, pp. 401-404. DOI 10.7589/0090-3558-21.4.401.

HERNANDEZ, Sonia M., 2014. Chemical immobilization of wild animals. In : *Veterinary Anaesthesia*. 11th ed. Edinburgh ; New York : Saunders/Elsevier. pp. 571-584. ISBN 978-0-7020-2793-2.

JACQUIER, Magali, 2001. *Immobilisation chimique de lions (Panthera leo) dans le parc national de Waza (Cameroun)*. S.l. : Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort. 6610-2001-089

JACQUIER, Magali et AARHAUG, Per, 2006. Reversible Immobilization of Free-ranging African Lions (*Panthera leo*) with Medetomidine-tiletamine-zolazepam and Atipamezole. In : *JOURNAL OF WILDLIFE DISEASES*. avril 2006. Vol. 42, n° 2.

JALANKA, Harry H., 1989a. Evaluation and Comparison of Two Ketamine-Based Immobilization Techniques in Snow Leopards (*Panthera uncia*). In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 1989. Vol. 20, n° 2, pp. 163-169. JSTOR

JALANKA, Harry H., 1989b. Medetomidine- and Ketamine-Induced Immobilization of Snow Leopards (*Panthera uncia*): Doses, Evaluation, and Reversal by Atipamezole. In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 1989. Vol. 20, n° 2, pp. 154-162. JSTOR

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

JOHANSSON, Örjan, MALMSTEN, Jonas, MISHRA, Charudutt, LKHAGVAJAV, Purevjav et MCCARTHY, Tom, 2013. Reversible immobilization of free-ranging snow leopards (*panthera uncia*) with a

combination of medetomidine and tiletamine-zolazepam. In : *Journal of Wildlife Diseases*. avril 2013. Vol. 49, n° 2, pp. 338-346. DOI 10.7589/2012-02-049.

KARABI, Deka, 2012. Chemical immobilization of leopard panthera pardus in the wild for collaring in maharashtra, india. In : *Journal of the Bombay Natural History Society*. décembre 2012. Vol. 109, pp. 153-157.

KING, J. M., BERTRAM, B. C. et HAMILTON, P. H., 1977. Tiletamine and zolazepam for immobilization of wild lions and leopards. In : *Journal of the American Veterinary Medical Association*. novembre 1977. Vol. 171, n° 9, pp. 894-898.

KLÖS, Heinz-Georg, LANG, Ernst Michael, GÖLTENBOTH, Reinhard et JAROFKE, Dietmar, 1982. *Handbook of zoo medicine: diseases and treatment of wild animals in zoos, game parks, circuses, and private collections*. New York : Van Nostrand Reinhold. ISBN 978-0-442-21367-1. SF996 .K5613

KOCK, Michael et BURROUGHS, Richards, 2012. *Chemical and physical restraint of wild animals: a training and field manual for African species*. Greyton : IWVS. ISBN 978-0-620-52162-8.

KREEGER, Terry J., 1996. *Handbook of wildlife chemical immobilization*. Laramie, WY : International Wildlife Veterinary Services. ISBN 978-0-9654652-0-5. QL62.5 .K74 1996

KREEGER, Terry J. et ARMSTRONG, Douglas L., 2010. Tigers and Telazol®: The Unintended Evolution of Caution to Contraindication. In : *The Journal of Wildlife Management*. 1 août 2010. Vol. 74, n° 6, pp. 1183-1185. DOI 10.1111/j.1937-2817.2010.tb01238.x.

KREEGER, Terry J., ARNEMO, Jon M. et RAATH, Jacobus P., 2002. *Handbook of wildlife chemical immobilization*. 2nd Edition. S.l. : Fort Collins, Colo. : Wildlife Pharmaceuticals.

LAFORTUNE, M., GUNKEL, C., VALVERDE, A., KLEIN, L. et CITINO, S. B., 2005. Reversible anesthetic combination using medetomidine-butorphanol-midazolam (MBMz) in cheetahs (*Acinonyx jubatus*). In : *AAZV, AAUV, AZA/NAG Joint Conference*. S.l. : s.n. janvier 2005.

LAMBERSKI, Nadine, 2015. Felidae. In : *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine, Volume 8* [en ligne]. S.l. : Elsevier. pp. 467-476. [Consulté le 20 mai 2020]. ISBN 978-1-4557-7397-8. Disponible à l'adresse : <https://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/B9781455773978000475>.

LANCHAIS, Sabine, 1999. *Immobilisation chimique des canidés et félidés sauvages*. S.l. : Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort. 6610-1999-052

LARICCHIUTA, P., DE MONTE, V., CAMPOLO, M., GRANO, F., CROVACE, A. et STAFFIERI, F., 2014. Immobilization of captive tigers (*Panthera tigris*) with a combination of tiletamine, zolazepam, and detomidine: Tiletamine/Zolazepam and Detomidine in Tigers. In : *Zoo Biology*. 18 août 2014. Vol. 34, n° 1, pp. 40-45. DOI 10.1002/zoo.21157.

LESCANO, Jesús, QUEVEDO, Miryam, BASELLY, Luis, CRESPO, Alberto et FERNÁNDEZ, Víctor, 2014. Chemical immobilization of captive Cougars *Puma concolor* (Linnaeus, 1771) (Carnivora: Felidae) using a combination of tiletamine-zolazepam, ketamine and xylazine. In : *Journal of Threatened Taxa*. 26 décembre 2014. Vol. 6, n° 14, pp. 6659-6667. DOI 10.11609/JoTT.o3973.6659-67.

LEWANDOWSKI, Albert H., 2002. Tiletamine-zolazepam, ketamine, and xylazine anesthesia of captive cheetah (*acinonyx jubatus*). In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. décembre 2002. Vol. 33, n° 4, pp. 332-336. DOI 10.1638/1042-7260(2002)033[0332:TZKAXA]2.0.CO;2.

LEWIS, J.C.M., TEALE, P., WEBBER, G., SEAR, J.W. et TAYLOR, P.M., 2014. Comparison of tiletamine and zolazepam pharmacokinetics in tigers (*Panthera tigris*) and leopards (*Panthera pardus*): Do species differences account for adverse effects in tigers? In : *The Veterinary Journal*. septembre 2014. Vol. 201, n° 3, pp. 302-306. DOI 10.1016/j.tvjl.2014.05.041.

LEWIS, John C. M., 2004. Field use of isoflurane and air anesthetic equipment in wildlife. In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. septembre 2004. Vol. 35, n° 3, pp. 303-311. DOI 10.1638/03-072.

LOGAN, Kenneth A., THOME, E. Thomas, IRWIN, Larry L. et SKINNER, Ronell, 1986. Immobilizing wild mountain lions (*Felis concolor*) with ketamine hydrochloride and xylazine hydrochloride. In : *Journal of Wildlife Diseases*. janvier 1986. Vol. 22, n° 1, pp. 97-103. DOI 10.7589/0090-3558-22.1.97.

LONGLEY, Lesa, 2012. Aging in Large Felids. In : *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine* [en ligne]. S.l. : Elsevier. pp. 465-469. [Consulté le 24 novembre 2020]. ISBN 978-1-4377-1986-4. Disponible à l'adresse : <https://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/B9781437719864000603>.

LOPEZ, Mathilde, 2014. *Le lion d'Afrique (panthera leo) et sa conservation*. Lyon : s.n.

LUEDERS, I., LUTHER, I., SCHEEPERS, G. et VAN DER HORST, G., 2012. Improved semen collection method for wild felids: urethral catheterization yields high sperm quality in African lions (*Panthera leo*). In : *Theriogenology*. août 2012. Vol. 78, n° 3, pp. 696-701. DOI 10.1016/j.theriogenology.2012.02.026.

MCCAIN, Stephanie, RAMSAY, Ed, ALLENDER, Matthew C., SOUZA, Carlos et SCHUMACHER, Juergen, 2009. Pyometra in Captive Large Felids: A Review of Eleven Cases. In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. mars 2009. Vol. 40, n° 1, pp. 147-151. DOI 10.1638/2008-0008.1.

MCENTIRE, Michael S., CUSHING, Andrew C. et RAMSAY, Edward C., 2018. Risk Factors and Management of Hyperkalemia in Tigers (*Panthera tigris*) and Lions (*Panthera leo*) Anesthetized with Alpha-2 Agonists. In : *2018 Joint European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians (EAZWV), American Association of Zoo Veterinarians (AAZV), Leibniz Institute for Zoo And Wildlife Research (IZW) Conference*. Prague, Czech Republic : s.n. 6 octobre 2018.

MESSIRE, Audrey, 2014. *Utilisation des antagonistes dans l'anesthésie des mammifères de la faune sauvage*. Toulouse : s.n.

MILLER, Michele, WEBER, Martha, NEIFFER, Donald, MANGOLD, Barbara, FONTENOT, Deidre et STETTER, Mark, 2003. Anesthetic Induction of Captive Tigers (*Panthera tigris*) Using a Medetomidine-Ketamine Combination. In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 2003. Vol. 34, n° 3, pp. 307-308. JSTOR

MORRIS, Patrick J., 2001. Chemical Immobilization of Felids, Ursids, and Small Ungulates. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. janvier 2001. Vol. 4, n° 1, pp. 267-298. DOI 10.1016/S1094-9194(17)30060-9.

MWANGI, W.E., MOGOA, E.M. et KIMELI, P., 2016. Combined Epidural Lidocaine and Medetomidine-Ketamine-Isoflurane Anaesthesia for Management of Femoral Fracture in a Cheetah (*Acinonyx Jubatus*). In : *srael Journal Of Veterinary Medicine*. mars 2016. Vol. 71 (1), pp. 48-52.

NÁJERA, Fernando, HEARN, Andrew J., ROSS, Joanna, RAMÍREZ SALDIVAR, Diana A., EVANS, Meaghan N., GUERRERO-SÁNCHEZ, Sergio, NATHAN, Senthilvel K.S.S., DE GASPARG SIMÓN, Ignacio, MACDONALD, David W., GOOSSENS, Benoit et REVUELTA RUEDA, Luis, 2017. Chemical immobilization of free-ranging and captive Sunda clouded leopards (*Neofelis diardi*) with two

anesthetic protocols: medetomidine-ketamine and tiletamine-zolazepam. In : *Journal of Veterinary Medical Science*. 2017. Vol. 79, n° 11, pp. 1892-1898. DOI 10.1292/jvms.17-0259.

NIELSEN, Leon, 1999. *Chemical immobilization of wild and exotic animals*. 1st ed. Ames : Iowa State University Press. ISBN 978-0-8138-2936-4. QL62.5 .N546 1999

NOGUEIRA, G. P. et SILVA, J. C. R., 1997. Plasma cortisol levels in captive wild felines after chemical restraint. In : *Brazilian Journal of Medical and Biological Research*. novembre 1997. Vol. 30, n° 11, pp. 1359-1361. DOI 10.1590/S0100-879X1997001100016.

ÖZKAN, Burçak, KOENHEMSI, Lora, SÖNMEZ, Kivilcim et ARUN, Serdar Seçkin, 2018. Capture myopathy accompanied with severe enteritis in a female lion. In : *Journal of Istanbul Veterinary Sciences*. 30 avril 2018. Vol. 2, n° 1, pp. 1-7.

POOL, Kim G., MOWAT, Garth et SLOUGH, Brian G., 1993. Chemical Immobilization of Lynx. In : *Wildlife Society Bulletin (1973-2006)*. Summer 1993. Vol. 21, n° 2, pp. 136-140.

PORTER, 2005. Restraint and anesthesia of native wildlife. In : *NAVC North American Veterinary Conference*. Orlando, Florida. 8 janvier 2005.

RAMSAY, Edward C., 2014. Felids. In : WEST, Gary, HEARD, Darryl J. et CAULKETT, Nigel (éd.), *Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia*. Second edition. Ames, Iowa : John Wiley & Sons Inc. pp. 635-646. ISBN 978-1-118-79292-6. SF914

REILLY, Sabrina, SEDDIGHI, M. Reza, STEEL, James C., SURA, Patricia, WHITEMORE, Jacqueline C., GOMPFF, Rebecca E., ELLIOTT, Sarah B. et RAMSAY, Edward C., 2014. Selected clinical, biochemical, and electrolyte alterations in anesthetized captive tigers (*Panthera tigris*) and lions (*Panthera leo*). In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. juin 2014. Vol. 45, n° 2, pp. 328-334. DOI 10.1638/2013-0202R.1.

ROCKHILL, Aimee P., CHINNADURAI, Sathya K., POWELL, Roger A. et DEPERNO, Christopher S., 2011. A Comparison of Two Field Chemical Immobilization Techniques for Bobcats (*Lynx rufus*). In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. décembre 2011. Vol. 42, n° 4, pp. 580-585. DOI 10.1638/2010-0152.1.

ROGERS, Peter Stewart, 1992. The immobilization of lions and leopards with Zoletil. In : EBEDES, H (éd.), *The use of tranquilizers in wildlife*. Pretoria, South Africa : Department of Agricultural Development. pp. 66-67. ISBN 978-0-621-14222-8.

ROMANO, Marta, BOESCH, Jordyn M., PERALTA, Santiago, PARKER, Christine et KOLLIAS, George, 2018. Hyperkalemia in two jaguars (*panthera onca*) anesthetized with dexmedetomidine, ketamine, and isoflurane. In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. juin 2018. Vol. 49, n° 2, pp. 505-507. DOI 10.1638/2017-0147.1.

SCHÖNE, J., HACKENBROICH, Ch., BONATH, K.H., FAILING, K. et BÖER, M., 2002. Medetomidine-ketamine remote anesthesia of the Eurasian Lynx (*Lynx lynx* Linné, 1758) and its effects on anesthetic depth, respiration, circulation and metabolism. In : *European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, 4th scientific meeting, joint with the annual meeting of the European Wildlife Disease Association*. Heidelberg : s.n. 8 mai 2002.

SEAL, Ulysses S., ARMSTRONG, Douglas L. et SIMMONS, Lee G., 1987. Yohimbine hydrochloride reversal of ketamine hydrochloride and xylazine hydrochloride immobilization of bengal tigers and effects on hematology and serum chemistries. In : *Journal of Wildlife Diseases*. 1 avril 1987. Vol. 23, n° 2, pp. 296-300. DOI 10.7589/0090-3558-23.2.296.

- SEMJONOV, Aleksandr, ANDRIANOV, Vladimir, RAATH, Jacobus P., ORRO, Toomas, VENTER, Derik, LAUBSCHER, Liesel et PFITZER, Silke, 2017. Evaluation of BAM (butorphanol–azaperone–medetomidine) in captive African lion (*Panthera leo*) immobilization. In : *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. juillet 2017. Vol. 44, n° 4, pp. 883-889. DOI 10.1016/j.vaa.2017.02.001.
- SEMJONOV, Aleksandr, RAATH, Jacobus P., LAUBSCHER, Liesel, ORRO, Toomas, PFITZER, Silke, TIIRATS, Toomas, ROGERS, Peter Stewart et ANDRIANOV, Vladimir, 2019. Evaluation of butorphanol-azaperone-medetomidine in captive cheetah (*Acinonyx jubatus*) immobilization. In : *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. janvier 2019. Vol. 46, n° 1, pp. 90-95. DOI 10.1016/j.vaa.2018.09.038.
- SPELLER, Johanna et BUSH, Mitchell, 1976. A Physiological Study of Immobilized Cheetahs (*Acinonyx jubatus*). In : *The Journal of Zoo Animal Medicine*. 1976. Vol. 7, n° 3, pp. 5. DOI 10.2307/20094369.
- SMITH, Christopher K., SEDDIGHI, Reza, ZHU, Xiaojuan, TEPE, Andrew J., RAMSAY, Edward C. et CUSHING, Andrew C., 2018. Use of plethysmographic variability index and perfusion index to evaluate changes in arterial blood pressure in anesthetized tigers (*Panthera tigris*). In : *American Journal of Veterinary Research (AJVR)*. août 2018. Vol. 79, n° 8, pp. 845-851.
- SONTAKKE, Sadanand D, UMAPATHY, Govindhaswamy, KUMAR, Devender et SINGH, D.N., 2017. *A Manual on Chemical Immobilization of Wild Animals*. Central Zoo Authority and Laboratory for the Conservation of Endangered Species (LaCONES), CSIR-Centre for Cellular and Molecular Biology Hyderabad. S.l. : s.n.
- SONTAKKE, Sadanand D, UMAPATHY, Govindhaswamy et SHIVAJI, Sisinthy, 2009. Yohimbine antagonizes the anaesthetic effects of ketamine-xylazine in captive Indian wild felids. In : *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. janvier 2009. Vol. 36, n° 1, pp. 34-41. DOI 10.1111/j.1467-2995.2008.00427.x.
- SOUZA, Marcos Vinícius de, NASCIMENTO, Liliane Rangel, HIRANO, Liria Queiroz Luz, SANTOS, André Luiz Quagliatto et PACHALY, José Ricardo, 2018. Chemical restraint of jaguars *Panthera onca* Linnaeus, 1758 with allometrically scaled doses of tiletamine, zolazepam, detomidine, and atropine. In : *Semina: Ciências Agrárias*. 2 août 2018. Vol. 39, n° 4, pp. 1595-1606. DOI 10.5433/1679-0359.2018v39n4p1595.
- STAGEGAARD, Julia, HØRLYCK, Arne, HYDESKOV, Helle B. et BERTELSEN, Mads F., 2017. Ketamine-medetomidine and ketamine-medetomidine-midazolam anesthesia in captive cheetahs (*acinonyx jubatus*) - comparison of blood pressure and kidney blood flow. In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. juin 2017. Vol. 48, n° 2, pp. 363-370. DOI 10.1638/2016-0128R.1.
- STANDER, P. E. et MORTEL, P. vdB, 1991. Field immobilization of lions using disassociative anaesthetics in combination with sedatives. In : *African Journal of Ecology*. 1991. Vol. 29, n° 2, pp. 137-148. DOI 10.1111/j.1365-2028.1991.tb00994.x.
- STEEIL, James, RAMSAY, Edward C., SCHUMACHER, Juergen, MARIN, Maud, MOSLEY, Conny, REILLY, Sabrina et SEDDIGHI, M. Reza, 2013. Hyperkalemia in exotic felids anesthetized with an alpha - 2 adrenoceptor agonist, ketamine, and isoflurane. In : *AAZV Annual Conference*. S.l. : s.n. 2013.
- STEGMANN, G. F., BESTER, L. et VENTER, L., 2000. Halothane anaesthesia in an African lion. In : *South African Journal of Wildlife Research - 24-month delayed open access*. 1 janvier 2000. Vol. 30, n° 2, pp. 93-95.
- STEGMANN, G.F. et JAGO, M., 2006. Cardiopulmonary effects of medetomidine or midazolam in combination with ketamine or tiletamine / zolazepam for the immobilisation of captive cheetahs

(*Acinonyx jubatus*). In : *Journal of the South African Veterinary Association*. 11 juin 2006. Vol. 77, n° 4, pp. 205-209. DOI 10.4102/jsava.v77i4.378.

TAYLOR, Sharon K., LAND, E. Darrell et ROELKE-PARKER, Melody E., 1998. Anesthesia of free-ranging florida panthers (*puma concolor coryi*), 1981-1998. In : *AAZV and AAWV Joint Conference*. S.l. : s.n. janvier 1998.

TOMIZAWA, Nobuyuki, TSUJIMOTO, Tsunenori, ITOH, Kazumi, OGINO, Tomoko, NAKAMURA, Kazuo et HARA, Shigeo, 1997. Chemical Restraint of African Lions(*Panthera leo*) with Medetomidine-Ketamine. In : *Journal of Veterinary Medical Science*. 1997. Vol. 59, n° 4, pp. 307-310. DOI 10.1292/jvms.59.307.

TRANQUILLI, William J., THURMON, John C., GRIMM, Kurt A. et LUMB, William V. (éd.), 2007. *Lumb & Jones' veterinary anesthesia and analgesia*. 4th ed. Ames, Iowa : Blackwell Pub. ISBN 978-0-7817-5471-2. SF914 .L82 2007

VESAL, Nasser et NAEINI, Aboutorab Tabatabaei, 2007. Immobilization and Anesthesia of African lion (*Panthera leo*) 5 Cases. In : *Iranian Journal of Veterinary Surgery*. 1 juin 2007. Vol. 02, n° 3, pp. 77-83.

WACK, Ray F., 2003. Felidae. In : FOWLER, Murray E. et MILLER, R. Eric (éd.), *Zoo and wild animal medicine*. 5th ed. St. Louis, Mo : Saunders. pp. 493-501. ISBN 978-0-7216-9499-3.

WAELEBERS, Tim, BOSMANS, Tim, RISSELADA, Marije, VERLEYEN, Pieter et POLIS, Ingeborgh, 2007. Inhalation anesthesia with isoflurane in a black jaguar (*Panthera onca*) for surgical repair of a fractured mandible. In : *VLAAMS DIERGENEESKUNDIG TIJDSCHRIFT*. 2007. Vol. 76, n° 2, pp. 138-145.

WALZER, C. et HUBER, C., 2002. Partial Antagonism of Tiletamine-Zolazepam Anesthesia in Cheetah. In : *Journal of Wildlife Diseases*. avril 2002. Vol. 38, n° 2, pp. 468-472. DOI 10.7589/0090-3558-38.2.468.

WARDZYNSKI, Catherine, 2004. *Etude de la contention des mammifères en parc zoologique des années 50 à nos jours*. Alfort : s.n.

WENGER, Sandra, BUSS, Peter, JOUBERT, Jenny, STEENKAMP, Johan, SHIKWAMBANA, Purvance et HATT, Jean-Michel, 2010. Evaluation of butorphanol, medetomidine and midazolam as a reversible narcotic combination in free-ranging African lions (*Panthera leo*). In : *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. novembre 2010. Vol. 37, n° 6, pp. 491-500. DOI 10.1111/j.1467-2995.2010.00569.x.

WEST, Gary Don, HEARD, Darryl J. et CAULKETT, Nigel (éd.), 2007. *Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia*. 1st ed. Ames, Iowa : Blackwell Pub. ISBN 978-0-8138-2566-3.

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

WOC COLBURN, A. Margarita, MURRAY, Suzan, HAYEK, Lee-Ann C., MARKER, Laurie et SANCHEZ, Carlos R., 2017. Cardiorespiratory effects of dexmedetomidine-butorphanol-midazolam (dbm): a fully reversible anesthetic protocol in captive and semi-free-ranging cheetahs (*acinonyx jubatus*). In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. mars 2017. Vol. 48, n° 1, pp. 40-47. DOI 10.1638/2016-0042.1.

YOUNG, K.M, WALKER, S.L, LANTHIER, C, WADDELL, W.T, MONFORT, S.L et BROWN, J.L, 2004. Noninvasive monitoring of adrenocortical activity in carnivores by fecal glucocorticoid analyses. In : *General and Comparative Endocrinology*. juin 2004. Vol. 137, n° 2, pp. 148-165. DOI 10.1016/j.ygcen.2004.02.016.

ZEILER, Gareth E., RIOJA, Eva, BOUCHER, Charlie et TORDIFFE, Adrian S.W., 2013. Anaesthetic management of two Bengal tiger (*Panthera tigris tigris*) cubs for fracture repair. In : *Journal of the South African Veterinary Association*. 12 février 2013. Vol. 84, n° 1, pp. 5 pages.
DOI 10.4102/jsava.v84i1.995.

ANNEXES

ANNEXE 1 : Questionnaire envoyé aux vétérinaires des parcs zoologiques français via la liste de diffusion de l'Association Française des Vétérinaires de Parcs Zoologiques.

Bonjour,

Etudiante en cinquième année à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, je réalise ma thèse de doctorat sur **la gestion de l'anesthésie des grands félins en parc zoologique**.

Dans le but de réaliser un état des lieux des méthodes de contention et des pratiques anesthésiques mises en place sur les grands félins dans les Parcs zoologiques Français, j'ai réalisé un questionnaire que je me permets de vous adresser.

Il est constitué de cases à cocher et de zones blanches à remplir. Les résultats seront présentés de manière anonyme.

Je vous serais reconnaissante de bien vouloir le remplir et de me le retourner par mail à l'adresse suivante : aurianne.casas_15@envt.fr.

Je reste à votre disposition pour toute question éventuelle. Si le sujet vous intéresse, je me ferai un plaisir de vous faire parvenir ma thèse, une fois réalisée.

En vous remerciant par avance du temps que vous voudrez bien y accorder.

Sincères salutations

Aurianne CASAS

QUESTIONNAIRE – L'ANESTHESIE DES GRANDS FELINS EN PARC ZOOLOGIQUE

I. Questions générales :

1. Nom du zoo dans lequel vous exercez :

2. Coordonnées personnelles :

Nom et prénom :

Adresse email :

3. Espèces de grands félins présentées dans votre parc :

- Guépard (*Acinonyx jubatus*)
 Jaguar (*Panthera onca*)
 Léopard (*Panthera pardus sp.*)
 Lion (*Panthera Leo*)
 Lynx (*Lynx sp.*)
 Puma (*Puma concolor*)
 Panthère des neiges (*Panthera uncia*)
 Panthère nébuleuse (*Neofelis sp.*)
 Tigre (*Panthera tigris*)

II. Contention physique :

1. Disposez-vous de moyen de contention physique pour les grands félins, ou d'installations facilitant la capture ou la réalisation d'actes médicaux ? Pour quelles espèces ?

	Guépard	Jaguar	Léopard	Lion	Lynx	Panthère des neiges	Panthère nébuleuse	Puma	Tigre
Cage de contention	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Caisse de transport	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Couloir avec trappes	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Loge isolée	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Autre (précisez) :	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

2. Réalisez-vous certains actes médicaux nécessitant un contact physique sans immobilisation chimique ?

Captures de jeunes pour ID

Injections sans fusil hypodermique

Autre (précisez) :

3. Avez-vous déjà été confronté à des complications lors de capture ou de fléchage ?

	Jamais	Rarement (anecdotique)	Parfois (Moins d'une fois sur deux)	Fréquemment (Une fois sur deux ou plus)
Hyperthermie	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Blessure superficielle	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Fracture	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Lésion due au mauvais positionnement d'une flèche	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Autre (précisez) :	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

III. Entraînement médical :

Utilisez-vous le medical training pour faciliter la réalisation de certains actes ? Si oui, lesquels ?
Sur quelle(s) espèce(s) ?

	Guépard	Jaguar	Léopard	Lion	Lynx	Panthère des neiges	Panthère nébuleuse	Puma	Tigre
Entrer dans une loge	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Entrer dans une cage de contention	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Entrer dans une caisse de transport	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Ouvrir la bouche sur demande pour inspecter la cavité buccale ou administrer des médicaments par voie orale	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Acceptation du contact	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Examen clinique rapproché	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Echographie	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Injections directes	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

Prise de sang à la queue

Autre (précisez) :

IV. Contention chimique :

1. Pour quels actes avez-vous déjà eu recours à l'immobilisation chimique ?

- | | |
|--|---|
| <input type="checkbox"/> Diagnostique de gestation | <input type="checkbox"/> Soins dentaires |
| <input type="checkbox"/> Examen clinique | <input type="checkbox"/> Soin de plaie |
| <input type="checkbox"/> Imagerie | <input type="checkbox"/> Stérilisation |
| <input type="checkbox"/> Pose d'implant contraceptif | <input type="checkbox"/> Transport |
| <input type="checkbox"/> Prélèvements | <input type="checkbox"/> Autre (précisez) : |

2. Vous arrive-t-il d'utiliser des tranquillisants pour des procédures courtes et non invasives ?

- Oui Non

Si oui, avec quel(s) protocole(s) ? Chez quelle(s) espèce(s) ? Pour quels types d'interventions ?

Vous pouvez indiquer plusieurs protocoles par espèce, en indiquant les raisons pour lesquelles vous utilisez l'un ou l'autre et pour quelle(s) intervention(s).

Espèce	Molécule(s), posologie, mode et voie d'administration	Type d'intervention (ex : transport, capture de jeunes pour identification, mise en contact ...)
Guépard		
Jaguar		
Léopard		
Lion		
Lynx		
Panthère des neiges		
Panthère nébuleuse		

Puma		
Tigre		

3. Réalisez-vous une diète pré-anesthésique ?

- Jamais Si possible Systématiquement

Si oui, de quelle durée ?

- Moins de 6h 6 à 12h 12 à 24h Plus de 24h

4. Réalisez-vous une diète hydrique ?

- Jamais Si possible Systématiquement

Si oui, de quelle durée ?

- Moins de 6h 6 à 12h 12 à 24h Plus de 24h

5. Favorisez-vous une heure dans la journée pour réaliser vos anesthésies de grands félins ?

- Oui Non

Si oui, quand les réalisez-vous préférentiellement ?

- Le matin Le midi L'après-midi

6. Quelle(s) Méthode(s) d'administration utilisez-vous ?

- Fusil hypodermique Sarbacane Injection directe

7. Disposez-vous d'un appareil d'anesthésie volatile ?

- Oui Non

8. Pratiquez-vous l'intubation endotrachéale chez les grands félins ?

- Jamais Seulement lors de procédures longues Systématiquement

Si oui, quelle(s) taille(s) de sonde utilisez-vous pour chaque espèce, chez des individus adultes ?

	Guépard	Jaguar	Léopard	Lion	Lynx	Panthère des neiges	Panthère nébuleuse	Puma	Tigre
Taille de sonde pour un individu adulte									

9. Pesez-vous les grands félins que vous anesthésiez ?

- Jamais Si possible Systématiquement

Lynx				
Panthère des neiges				
Panthère nébuleuse				
Puma				
Tigre				

13. Avez-vous déjà été confronté aux complications anesthésiques suivantes ?

Chez quelle(s) espèce(s) et avec quel protocole ? A quelle(s) étape(s) de l'anesthésie (à l'induction, pendant l'intervention, au réveil...) ? A quelle fréquence ? Qu'avez-vous fait en conséquence ?

	Espèce(s)	Produits anesthésiques et posologie	Voie et mode d'administration	Moment de l'anesthésie	Fréquence	Moyen(s) de lutte
Hypoxie / anoxie <input type="checkbox"/>						

Réveil difficile <input type="checkbox"/>						
Convulsions <input type="checkbox"/>						
Fausse déglutition <input type="checkbox"/>						
Hypothermie <input type="checkbox"/>						
Hyperthermie <input type="checkbox"/>						
Arrêt respiratoire <input type="checkbox"/>						
Arrêt cardiaque <input type="checkbox"/>						
Arythmie <input type="checkbox"/>						

Autre (précisez*) :

*Précisez ici :

14. Quelles mesures mettez-vous en place pour gérer le risque humain inhérent à l'anesthésie des grands félins ?

- | | |
|---|---|
| <input type="checkbox"/> Préparation de tout le matériel avant l'intervention | <input type="checkbox"/> Test de la profondeur de l'anesthésie avec un bâton avant d'approcher l'animal |
| <input type="checkbox"/> Limitation du nombre de personnes intervenant | <input type="checkbox"/> Attache des membres de l'animal anesthésié |
| <input type="checkbox"/> Briefing du personnel avant et après l'intervention | <input type="checkbox"/> Couverture des yeux |
| <input type="checkbox"/> Utilisation d'une checklist | <input type="checkbox"/> Couverture des oreilles |
| <input type="checkbox"/> Utilisation d'un chronomètre | <input type="checkbox"/> Pesée de l'animal pour vérifier les doses utilisées |
| <input type="checkbox"/> Utilisation d'une caisse fermée si transport nécessaire pendant l'anesthésie | <input type="checkbox"/> Administration de l'antidote seulement lorsque tout le matériel et le personnel sont évacués |
| <input type="checkbox"/> Autre (précisez) : | |

15. Après le réveil d'une anesthésie, isolez-vous l'animal ?

- Oui, avec surveillance Oui, sans surveillance Non

Si oui, combien de temps ?

- Moins de 1h 1 à 3h 3 à 6h 6 à 12h Plus de 12h

16. Si vous le pouvez, il serait très intéressant pour moi d'avoir accès à des copies de suivis anesthésiques réalisés au sein de votre parc (Ex : scan de fiches de monitoring, de cahier d'anesthésie...). Vous pouvez me les faire parvenir par mail avec ce questionnaire.

Si vous souhaitez ajouter une information sur le sujet ou un commentaire sur ce questionnaire :

Vous pouvez également me contacter par mail à l'adresse suivante : aurianne.casas_15@envt.fr, ou par téléphone au 06.61.58.16.73.

Je vous remercie d'avoir pris le temps de remplir ce questionnaire, qui sera d'une grande aide pour ma thèse.

Cordialement

Aurianne CASAS, Etudiante en 5^{ème} année à l'ENVT.

Nom : CASAS

Prénom : Aurianne

Sujet : L'ANESTHESIE DES GRANDS FELINS EN PARC ZOOLOGIQUE.

Résumé : Les grands félins sont des animaux présents dans de nombreux parcs zoologiques français. De par leur dangerosité pour l'Homme, il est quasi systématiquement nécessaire de les anesthésier afin de réaliser des actes diagnostiques comme thérapeutiques. Ces anesthésies ont cela de particulier qu'elles doivent être le plus sécuritaires possibles pour ces animaux, dont certains sont en voie de disparition dans leur milieu naturel, mais aussi et surtout pour le personnel évoluant à leur contact. Ce travail présente dans une première partie les spécificités et contraintes inhérentes à l'anesthésie des grands félins en parc zoologique, ainsi que les différents risques qu'elle comporte. La seconde partie analyse les enjeux de l'immobilisation chimique des grands félins et émet des recommandations pour aider à son bon déroulement. La troisième partie est une synthèse bibliographique regroupant l'ensemble des protocoles disponibles dans la littérature, qui impliquent le plus souvent la kétamine, un alpha2-agoniste (xylazine ou médétomidine), le midazolam et/ou le butorphanol, ou l'association tilétamine-zolazépam. Enfin, la dernière partie présente une enquête prospective, effectuée auprès des parcs zoologiques nationaux détenant des grands félins, sur les pratiques anesthésiques actuellement en vigueur dans ce domaine.

Mots clés : Anesthésie ; immobilisation ; grands félins ; faune sauvage ; parc zoologique.

Title: BIG CATS ANAESTHESIA IN ZOOS.

Abstract: Big cats are animals presented in many French zoos. Because of their dangerousness for humans, it is almost always necessary to anesthetize them in order to perform diagnostic and therapeutic procedures. These anesthetics must be as safe as possible for these animals, some of which are endangered in their natural environment, but especially for the staff working with them. The first part of this work presents the specificities and constraints inherent to the anaesthesia of big cats in zoos, as well as the various risks it involves. The second part analyzes the main issues of the chemical immobilization of big cats and makes recommendations to help its smooth running. The third part is a review of the protocols available in the literature, which most of the time involve ketamine, an alpha2-agonist (xylazine or medetomidine), midazolam and/or butorphanol, or the tiletamine-zolazepam combination. Finally, the last part presents a prospective survey conducted among French zoos owning big cats, about current anesthetic practices in this field.

Key words: Anaesthesia ; immobilization ; big cats ; wildlife ; zoo.