

TABLE DES MATIERES

LISTE DES TABLEAUX ET FIGURES.....	9
LISTE DES ABREVIATIONS.....	11
INTRODUCTION.....	13
<u>PREMIERE PARTIE : LA CONTENTION PHYSIQUE DES ANNEES 50 A NOS JOURS, INTERÊTS ET LIMITES.....</u>	15
I. La contention physique : étude générale.....	15
A. Historique	15
B. Principes	15
C. Matériel nécessaire	16
1°) Gants	16
2°) Cordes et lasso rigide	18
a) Cordes	18
b) Lasso rigide	18
3°) Barrières physiques	18
a) Boucliers	18
b) Barrières amovibles	19
4°) Filets, sacs et épuisettes	19
a) Filets	19
b) Sacs	21
c) Epuisettes	21
5°) Cages de contention	24
II. La contention physique : étude par ordre.....	25
A. Monotrèmes et Marsupiaux	25
1°) Monotrèmes	25
2°) Marsupiaux	25
a) Macropodes	25
b) Gliders et possums	25
c) Koalas	26
d) Vombatidés ou Wombats	26
e) Dasyuridés	26
f) Bandicoots et bilbies	26
B. Insectivores	27
C. Chiroptères	27
1°) Mégachiroptères	27
2°) Microchiroptères	27

D. Dermoptères	27
E. Scandentia et Macroscélidés	29
F. Primates	29
G. Xénarthres ou Edentés	29
1°) Myrmécophagidés ou Fourmiliers	29
2°) Bradypodidés ou Paresseux	30
3°) Dasypodidés ou Tatous	30
H. Pholidotes	30
I. Rongeurs et Lagomorphes	30
1°) Rongeurs	30
2°) Lagomorphes	30
J. Mammifères marins	31
1°) Pinnipèdes	31
2°) Cétacés odontocètes	31
3°) Siréniens	33
K. Carnivores	33
1°) Canidés	33
2°) Ursidés	33
3°) Procyonidés	34
4°) Mustélidés	34
5°) Viverridés	34
6°) Hyénidés	34
7°) Félidés	34
L. Proboscidiens	36
M. Tubulidentés	36
N. Hyracoïdes	38
O. Ongulés	38
1°) Périssodactyles	38
a) Equidés	38
b) Rhinocérotidés	38
c) Tapiridés	38
2°) Artiodactyles	38
a) Suidés et Tayassuidés	40
b) Hippopotamidés	40
c) Camélidés	40
d) Tragulidés	41
e) Cervidés	41
f) Antilocapridés	41
g) Giraffidés	41
g ₁) Girafe	41
g ₂) Okapi	43
h) Bovidés	43

III. Les limites de la contention physique : vers un développement de la contention chimique.....48

A. Place de la contention chimique par rapport à la contention physique dans les années 50	48
B. Les limites de la contention physique	48

1°) Traumatismes physiques	48
2°) Traumatisme psychologique : le stress	49
a) Définitions	49
b) Eléments stressants auxquels sont soumis les mammifères en parc zoologique	49
c) Les mécanismes de la réponse au stress	50
d) Prévention du stress	50
3°) Conséquences du stress : quand l'adaptation physiologique devient pathologique	51
a) Myopathie de capture	51
a ₁) Définitions	51
a ₂) Pathogénie	51
a ₃) Les syndromes rencontrés	52
a ₄) Prévention de la myopathie de capture	54
b) Désordres métaboliques	54
b ₁) Acidose métabolique	54
b ₂) Hypoglycémie	55
c) Troubles de la thermorégulation	56
c ₁) Hyperthermie	56
c ₂) Hypothermie	57
d) Troubles cardiorespiratoires	57
d ₁) Bradycardie cholinergique	57
d ₂) Fibrillation ventriculaire	58
d ₃) Œdème pulmonaire	58
C. Place de la contention physique dans les parcs zoologiques aujourd'hui	58

DEUXIEME PARTIE : LA CONTENTION CHIMIQUE DES ANNEES 50 A NOS JOURS, UN PROGRES CONSIDERABLE POUR LA PRATIQUE VETERINAIRE EN PARC ZOOLOGIQUE.....61

I. La contention chimique : étude générale	61
A. Historique et principes	61
1°) Historique	61
a) Pourquoi un développement de la contention chimique ?	61
b) Naissance et évolution des systèmes d'injection à distance	61
c) Les principes actifs utilisés : à la recherche de la molécule idéale	62
2°) Principes	65
B. Matériel nécessaire à la contention chimique	66
1°) La téléinjection : une révolution dans la contention des mammifères sauvages	66
a) Généralités	66
b) Matériel utilisé	67
b ₁) Armes modifiées	67
b ₂) Projectiles	69
2°) L'anesthésie gazeuse : une valeur sûre	71
a) Les avantages de l'anesthésie gazeuse	71

b) Matériel utilisé	73
<i>b₁) Les caractéristiques d'un matériel utilisable en parc zoologique</i>	73
<i>b₂) L'appareil d'anesthésie</i>	73
<i>b₃) Les circuits machine utilisables</i>	74
<i>b₄) Accès aux voies respiratoires</i>	74
3°) Le monitoring : un aspect essentiel de la contention chimique	75
a) Importance du monitoring	75
b) Les différents types de monitoring	76
<i>b₁) Monitoring manuel</i>	76
<i>b₂) Monitoring automatique</i>	78
C. Les molécules utilisées en contention chimique	79
1°) Molécules injectables	79
a) Les différentes familles de principes actifs utilisés	79
<i>a₁) Les agents bloquants neuromusculaires</i>	79
<i>a₂) Les barbituriques</i>	81
<i>a₃) Les opioïdes et leurs antagonistes</i>	83
<i>a₄) Les cyclohexamines</i>	89
<i>a₅) Les α_2-agonistes et antagonistes</i>	93
<i>a₆) Les neuroleptiques</i>	98
<i>a₇) Le propofol</i>	105
b) Voies d'administration	107
<i>b₁) Intramusculaire (IM)</i>	107
<i>b₂) Intraveineuse (IV)</i>	107
<i>b₃) Sous-cutanée (SC)</i>	108
<i>b₄) Orale (PO)</i>	108
<i>b₅) Divers</i>	108
2°) Anesthésie gazeuse	109
a) L'agent anesthésique idéal	109
b) Les différents agents utilisés	109
<i>b₁) Agents anesthésiques gazeux</i>	109
<i>b₂) Agents anesthésiques volatils</i>	110
D. La contention chimique : un progrès considérable, mais qui présente des dangers	113
1°) Dangers pour l'animal	113
a) Généralités	113
b) Traumatismes	113
c) Troubles de la thermorégulation	114
d) Troubles digestifs	114
<i>d₁) Régurgitation, vomissements</i>	114
<i>d₂) Météorisation</i>	115
e) Troubles cardiorespiratoires	116
<i>e₁) Troubles cardiovasculaires</i>	116
<i>e₂) Troubles respiratoires</i>	116
f) Recyclage et renarcotisation	117
g) Troubles métaboliques	118
<i>g₁) Myopathie de capture</i>	118
<i>g₂) Acidose métabolique</i>	118
h) Divers	118
2°) Dangers pour le manipulateur	119

a) Traumatismes	119
b) Exposition accidentelle	119
<i>b₁) Agents bloquants neuromusculaires</i>	119
<i>b₂) Opioïdes</i>	120
<i>b₃) Cyclohexamines</i>	122
<i>b₄) α_2-agonistes et antagonistes</i>	122
<i>b₅) Neuroleptiques</i>	123
<i>b₆) Agents anesthésiques gazeux et volatils</i>	123
II. La contention chimique : étude par ordre.....	123
A. Monotrèmes et marsupiaux	124
1° Monotrèmes	124
2° Marsupiaux	124
a) Macropodes	124
b) Gliders et possums	124
c) Koalas	124
d) Vombatidés ou Wombats	124
e) Dasyuridés	125
f) Bandicoots et bilbies	125
B. Insectivores	125
C. Chiroptères	125
1° Mégachiroptères	125
2° Microchiroptères	126
D. Scandentia et Macroscélidés	126
E. Primates	126
1° Molécules injectables	126
a) Les neuroleptiques	126
b) Les opioïdes	126
c) Les α_2 -agonistes	127
d) Les cyclohexamines	127
e) Le propofol	127
f) Association de molécules	127
2° Anesthésie gazeuse	128
F. Xénarthres ou Edentés	128
1° Myrmécophagidés ou Fourmiliers	128
2° Bradypodidés ou Paresseux	129
3° Dasypodidés ou Tatous	129
G. Pholidotes	129
H. Rongeurs et Lagomorphes	129
1° Rongeurs	129
2° Lagomorphes	129
I. Mammifères marins	130
1° Pinnipèdes	130
a) Otariidés	130
b) Phocidés	130
c) Odobénidés	131
2° Cétacés odontocètes	131
3° Siréniens	132
J. Carnivores	132

1°) Canidés	132
2°) Ursidés	133
a) Considérations générales	133
b) Molécules et associations utilisées	133
c) Particularités d'espèces	134
3°) Procyonidés	135
4°) Mustélidés	135
5°) Viverridés	135
6°) Hyénidés	135
7°) Félidés	136
a) Félidés de petite taille	136
b) Félidés de grande taille	136
K. Proboscidiens	137
1°) Les risques de la contention chimique chez les Eléphants	137
2°) Les molécules utilisées	137
a) Les opioïdes	137
b) Les neuroleptiques	138
c) Les α_2 -agonistes	138
d) Anesthésie gazeuse	139
L. Tubulidentés	139
M. Hyracoïdes	139
N. Ongulés	139
1°) Périssodactyles	139
a) Equidés	139
b) Rhinocerotidés	141
c) Tapiridés	142
2°) Artiodactyles	142
a) Suidés et Tayassuidés	142
b) Hippopotamidés	143
<i>b₁) Généralités</i>	143
<i>b₂) Hippopotame amphibie</i>	143
<i>b₃) Hippopotame nain</i>	144
c) Camélidés	144
d) Tragulidés	145
e) Cervidés	145
f) Antilocapridés	147
g) Giraffidés	147
<i>g₁) Girafe</i>	147
<i>g₂) Okapi</i>	148
h) Bovidés	149
III. Quelques exemples de contention chimique.....	159
A. Parage de sabots sur un zèbre de Grévy	159
B. Examen et traitements dentaires répétés sur un babouin de Guinée	159
C. Traitement d'une hernie ombilicale sur un girafon	162

**TROISIEME PARTIE : VERS UN NOUVEAU MODE DE
CONTENTION, LA CONTENTION PSYCHOLOGIQUE OU
« TRAINING »**.....169

I. La contention psychologique : étude générale	169
A. Historique	169
B. Les différents modes d'apprentissage	170
1°) L'accoutumance ou désensibilisation	170
2°) Le conditionnement classique	170
3°) Le conditionnement opérant	171
4°) L'apprentissage complexe	171
C. Comment entraîner un mammifère ?	172
1°) Les grands principes à respecter	172
2°) Renforcement et punition	172
a) Renforcement	172
b) Punition	173
3°) Les particularités d'espèces	173
a) Prédipositions biologiques	174
b) Pertinence des agents renforçateurs utilisés	174
D. Les étapes du training	175
1°) Réalisation théorique du training	175
a) Définition des objectifs à atteindre	175
b) Rôles de chaque intervenant	175
c) Planification du training	177
2°) Réalisation pratique du training	177
3°) Evaluation du training mis en place	178
4°) Les erreurs à ne pas commettre	178
E. Intérêt du training en parc zoologique	179
1°) Amélioration du bien-être des mammifères	179
2°) Réalisation d'interventions vétérinaires sans contention physique ou chimique ou « training médical »	180
3°) Le « crate training »	180
4°) L'éducation du public	181
II. La contention psychologique : étude par ordre	181
A. Primates	182
1°) Simiens	182
a) Gestion quotidienne des Simiens	182
b) Amélioration du bien-être des Simiens en captivité	182
c) Training médical	182
2°) Anthropoïdes	183
a) Amélioration du bien-être des Anthropoïdes en captivité	183
b) Training médical	183
B. Mammifères marins	184
1°) Généralités	184
2°) Applications pratiques	186
C. Proboscidiens	186
1°) Les grands principes du training chez les Eléphants	186

2°) Les différents types de contacts entre le soigneur et l'éléphant	187
a) Le « hands-on » ou contact libre	187
b) Le contact protégé	187
c) Le « hands-off » ou contact réduit	187
3°) Les applications pratiques du training chez les Eléphants	188
D. Carnivores	188
1°) Ursidés	188
a) Généralités	188
b) Applications pratiques	189
<i>b₁) Gestion quotidienne des Ursidés</i>	189
<i>b₂) Training médical</i>	189
2°) Félidés	189
a) Gestion quotidienne des Félidés	190
b) Amélioration du bien-être des Félidés en captivité	190
c) Training médical	190
E. Ongulés	191
1°) Généralités	191
2°) Applications pratiques	191
a) Périssodactyles	191
<i>a₁) Rhinocérotidés</i>	191
<i>a₂) Tapiridés</i>	194
b) Artiodactyles	194
<i>b₁) Hippopotamidés</i>	194
<i>b₂) Giraffidés</i>	196
F. Divers	198
1°) Marsupiaux	198
2°) Xénarthres ou Edentés	198
3°) Rongeurs	198
4°) Hyracoïdes	198
5°) Suidés	198
6°) Bovidés	198
III. Quelques exemples de contention psychologique.....	199
A. Training médical des otaries du zoo de La Flèche	199
B. Gestion et training médical des éléphants du zoo de La Flèche	199
C. Gestion des Primates du Nouveau Monde au zoo du Bronx	207
CONCLUSION.....	209
ANNEXES.....	211
BIBLIOGRAPHIE.....	237

LISTE DES TABLEAUX ET FIGURES

Figures 1, 2 et 3 : page 17
Figures 4 et 5 : page 20
Figures 6 et 7 : page 22
Figures 8 et 9 : page 23
Figures 10, 11 et 12 : page 28
Figures 13 et 14 : page 32
Figures 15, 16, 17 et 18 : page 35
Figures 19, 20 et 21 : page 37
Figures 22 et 23 : page 39
Figures 24, 25 et 26 : page 42
Tableau 1 : pages 44 à 47
Figures 27 et 28 : page 53
Figures 29 et 30 : page 63
Figure 31 : page 67
Figures 32, 33, 34 et 35 : page 70
Figures 36 et 37 : page 72
Tableau 2, figures 38 et 39 : page 77
Tableau 3 : page 82
Tableau 4 : page 88
Tableau 5 : page 92
Tableau 6 : page 97
Tableau 7 : page 100
Tableau 8 : page 106
Tableau 9 : page 112
Figure 40 : page 140
Figures 41, 42 et 43 : page 146
Tableau 10 : pages 150 à 158
Figures 44, 45 et 46 : page 160
Figures 47 et 48 : page 161
Figures 49, 50 et 51 : page 163
Figures 52 et 53 : page 165
Figures 54 et 55 : page 167
Figures 56 et 57 : page 185
Figures 58 et 59 : page 193
Figures 60 et 61 : page 195
Figures 62, 63 et 64 : page 197
Figures 65 et 66 : page 200
Figures 67 et 68 : page 201
Figures 69 et 70 : page 202
Tableau 11 : page 204
Figures 71, 72 et 73 : page 205
Figures 74, 75 et 76 : page 206
Figures 77 et 78 : page 208

LISTE DES ABBREVIATIONS

AAZA : American Association of Zoos and Aquaria
AAZV : American Association of Zoo Veterinarians
AFSSA : Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments
ASAT : aspartate aminotransférase
CO₂ : gaz carbonique ou dioxyde de carbone
CPK : créatine phosphokinase
ENVA : Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort
G : gauge
IM : intramusculaire
IV : intraveineux(euse)
LDH : lactate déshydrogénase
MAC : concentration minimale alvéolaire
NaCl : chlorure de sodium
ND : nom déposé d'un médicament utilisé dans un pays autre que la France
NDH : nom déposé d'un médicament répertorié dans le Dictionnaire Vidal
NDV : nom déposé d'un médicament répertorié dans le Dictionnaire des Médicaments Vétérinaires
NLA : Neuroleptique(s) Longue Action
PLS : Position Latérale de Sécurité
PO : per os
SaO₂ : saturation de l'hémoglobine artérielle en oxygène
SC : sous-cutané(e)
SNC : système nerveux central
TRC : temps de recoloration capillaire

INTRODUCTION

La présentation au public de mammifères en parc zoologique existe depuis plusieurs siècles dans le monde, mais cela fait seulement moins d'un siècle que l'on s'intéresse à la santé de ces animaux. Plus encore que les mammifères domestiques, les mammifères sauvages sont difficilement manipulables sans risque pour eux et leurs soigneurs, ce qui a conduit les parcs zoologiques à développer différents modes de contention depuis les années 50. Grâce à cela, le suivi médical des mammifères est devenu de plus en plus poussé tout en minimisant les risques encourus (traumatismes, stress, ...) par les animaux et le personnel.

La première partie de cette étude s'intéressera à la contention physique, premier mode de contention utilisé pour les mammifères en parc zoologique. Grâce à elle, le suivi médical de ces animaux a connu des avancées spectaculaires. En effet, la contention physique va permettre, entre autres, de réaliser un examen rapproché de l'animal et d'éventuels examens complémentaires comme une prise de sang, manipulations non envisageables jusqu'alors. La contention physique peut être utilisée chez tous les ordres de mammifères. Toutefois, elle présente également des inconvénients qui font qu'elle n'est plus aujourd'hui le mode de contention premier pour un grand nombre d'espèces.

La deuxième partie de cette étude présentera la naissance et l'évolution de la contention chimique des années 50 à nos jours. Ce mode de contention a connu un essor considérable depuis la fin des années 50 du fait du développement d'armes modifiées permettant d'injecter à distance des molécules provoquant la tranquillisation/sédation (relaxation de l'animal sans perte de conscience associée), l'immobilisation (état d'immobilité, d'insensibilité ou d'inconscience de l'animal) ou l'anesthésie (perte de conscience due à une dépression du système nerveux central associée à une analgésie et une relaxation musculaire variables) des mammifères en parc zoologique. L'une des caractéristiques de ces animaux par rapport aux mammifères sauvages en liberté est qu'ils sont confinés dans des enclos et des loges de taille plus ou moins importante. De par ce confinement possible, les doses utilisées en contention chimique sont donc moins importantes et les événements anesthésiques sont plus sûrs et prévisibles. Le développement de molécules et d'associations de molécules injectables toujours plus puissantes permet de contenir chimiquement même des mammifères de grande taille avec un volume de solution immobilisante faible, tandis que l'anesthésie gazeuse permet, entre autres, de contenir chimiquement sans danger les plus petits mammifères. La contention chimique s'applique à tous les ordres de mammifères et constitue, pour la plupart, le mode de contention privilégié à l'heure actuelle.

La troisième partie de cette étude détaillera enfin les principes d'un nouveau mode de contention : la contention psychologique ou « training », basé sur la coopération volontaire de l'animal pour la réalisation d'un certain nombre de procédures vétérinaires de routine (examen clinique, prise de sang, ...), ce qui évite d'employer la contention physique ou chimique et donc, diminue le stress de l'animal. Mode de contention très utilisé aux Etats-Unis, il est en pleine expansion en Europe et est employé chez un nombre croissant d'espèces, son seul inconvénient étant le temps nécessaire à sa mise en place et la nécessité d'un personnel qualifié.

Dans chaque partie, j'associerai une étude bibliographique de chaque mode de contention à des cas pratiques auxquels j'ai assisté au cours des nombreux stages que j'ai effectués dans le domaine de la faune sauvage, et notamment en parc zoologique, pendant mes études vétérinaires.

PREMIERE PARTIE : LA CONTENTION PHYSIQUE **DES ANNEES 50 A NOS JOURS, INTERÊTS ET** **LIMITES**

La contention physique constitue, historiquement, le premier mode de contention utilisé sur les mammifères en parc zoologique. Au début des années 50, il constitue encore le mode de contention majoritairement utilisé chez tous les ordres de mammifères.

Cette première partie a pour but de présenter les méthodes de contention physique utilisées depuis les années 50 sur les mammifères en parc zoologique, mais également d'en dégager les limites qui ont conduit, à la fin des années 50, au développement quasi exponentiel de la contention chimique, sans pour autant abandonner la contention physique.

I. La contention physique : étude générale

A. Historique

La capture des animaux sauvages et leur entretien en captivité semblent remonter à l'origine même des civilisations humaines (74, 126). Mais, si les procédés de capture ont toujours été largement décrits dans la littérature, il n'en est pas de même pour les procédés de contention (74). D'où le besoin éprouvé par le Professeur NOUVEL, directeur du Parc Zoologique de Paris, de confier à la fin des années 50 à Michel JACQUIN, dans le cadre de sa thèse de Doctorat vétérinaire, la lourde tâche de recenser les méthodes de contention physique décrites dans la littérature ainsi que celles utilisées à l'époque au Parc Zoologique de Paris (74). Ce document constitue le premier recueil publié en France sur la contention physique des animaux captifs.

Par la suite, de nombreux articles sur la contention ont été publiés dans des revues scientifiques, mais il faut attendre 1973 pour voir publier en Afrique du Sud le premier ouvrage consacré à la contention des animaux sauvages (aussi bien physique que chimique) : « *The Capture and Care of Wild Mammals* » édité par Eddie YOUNG (126). En 1976, lors de la conférence annuelle de l'AAZV (American Association of Zoo Veterinarians), Clinton W. GRAY signale qu'encore 80% de la contention réalisée quotidiennement en zoo est physique, et détaille dans son exposé le matériel à utiliser (60). Puis, en 1978, Murray E. FOWLER publie le premier ouvrage américain traitant de façon extensive de la contention et de la manipulation des animaux : « *Restraint and Handling of Wild and Domestic Animals* », réédité en 1995 (126).

Si les équipements et matériaux utilisés ont été améliorés au cours du temps, les principes fondamentaux de la contention physique n'ont quant à eux pas évolué depuis les années 50 (12).

B. Principes

- ✓ Dans les années 50, la contention physique était le préliminaire indispensable à toute intervention sur un animal, intervention allant du prélèvement sanguin à l'injection intraveineuse d'un anesthésique. Aujourd'hui, ce principe est encore valable chez certains mammifères, notamment ceux de petite taille, mais il apparaît à l'opposé inapplicable pour certains ordres de mammifères (Carnivores en particulier).

- ✓ Chaque capture doit être envisagée individuellement et, quand la procédure est planifiée, il faut l'appliquer avec prudence et fermeté, de façon à limiter au maximum les dangers encourus par le personnel et l'animal (60).
- ✓ Les membres du personnel réalisant la contention doivent être expérimentés. Leurs connaissances techniques leur permettront d'évaluer le type de matériel à utiliser en fonction de la situation et surtout d'agir sans hésitation de façon à ce que la procédure soit la moins stressante possible pour l'animal (45, 74, 118) et la moins dangereuse pour ce dernier et le personnel (11, 60).
- ✓ Les mammifères présentés en parc zoologique sont de taille extrêmement variable. Il est donc indispensable que les équipements utilisés pour la contention répondent à cette variabilité (45, 74).
- ✓ Il est essentiel d'appliquer une contention proportionnelle à la taille de l'animal concerné pour éviter des problèmes d'étranglements ou de fractures, en particulier sur les petits mammifères (45).
- ✓ Il peut être intéressant d'appliquer une serviette sur les yeux de l'animal pour diminuer les stimuli visuels et de faire le moins de bruit possible pour diminuer les stimuli auditifs et ainsi limiter au maximum le stress provoqué par la contention (12, 45).

C. Matériel nécessaire

1°) Gants

Ils sont indispensables à la protection du manipulateur (59) lorsque celui-ci est amené à saisir un mammifère, qu'il soit préalablement retenu par un autre moyen de contention (épaulement, cage de contention) ou non. Ils ont de plus un effet psychologique positif pour le manipulateur et parfois pour l'animal (11). Il faut toutefois rester conscient du danger et ne pas s'endormir dans une fausse sécurité. En effet, même des gants épais ne sont pas forcément protecteurs contre des morsures de Carnivores qui peuvent, soit traverser le gant, soit écraser la main du manipulateur (45). Il en va de même avec les morsures de Rongeurs dès que ceux-ci dépassent la taille d'un rat (160).

Les gants utilisés par le manipulateur peuvent être faits de différents matériaux allant du coton léger (utilisé pour la contention des Rongeurs par exemple) à du cuir grossier doublé (45). Ces gants peuvent avoir des formes très différentes :

- ✓ « gants à furets » (*voir figure 1*) : ils sont fabriqués avec un cuir fort recouvert en partie dorsale de mailles métalliques. Un crispin rigide protège l'avant-bras (74).
- ✓ « Gants utilisés pour manipuler les animaux » : fabriqués industriellement dans ce but, ils sont constitués d'un brassard en cuir souple qui protège les avant-bras et de cuir renforcé au niveau des doigts (59, 60).
- ✓ « Gants de soudeur » : faits de cuir, ils sont excellents pour un usage général (45, 60).
- ✓ « Gants pour découper la viande » : ils sont à déconseiller car ils sont faits de cercles métalliques entrelacés qui n'opposent aucun obstacle au passage des dents de l'animal (60).

Quel que soit le type de gant, les doigts doivent pouvoir facilement se plier pour que le manipulateur soit libre de ses mouvements (59). En effet, un inconvénient majeur du port de gants est la diminution de la discrimination tactile du manipulateur (45, 60). A cause de cela, beaucoup de manipulateurs refusent d'en utiliser (45), quand ils ne saisissent pas directement les animaux à main

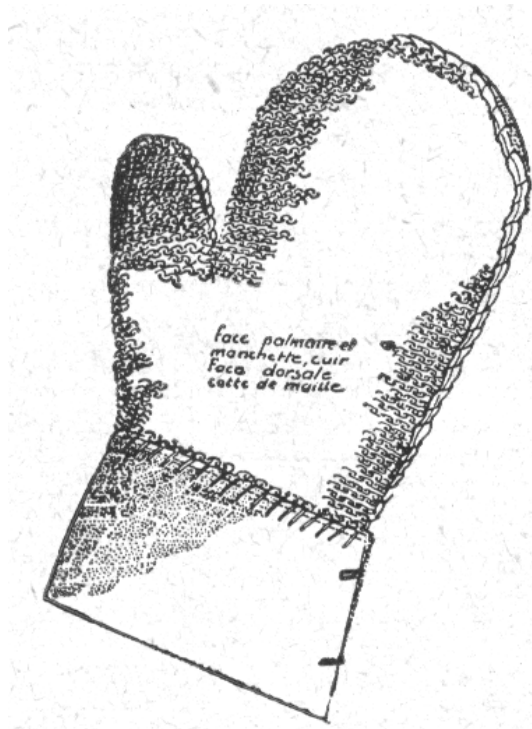


Figure 1 : « Gants à furets » (d'après 74).



Figure 2 : Lasso rigide (d'après 74).



Figure 3 : Contention d'une panthère noire en 1938 à l'aide d'un lasso rigide placé en boudrier et de cordes (d'après 74).

nue s'ils ne sont pas dangereux (74), pratique non envisageable à l'heure actuelle du fait du risque sanitaire que présentent certains groupes de mammifères, notamment les Primates (*voir II.*).

2°) Cordes et lasso rigide

a) Cordes

C'est un excellent moyen d'extension du rayon d'action du bras du manipulateur (45). Les cordes utilisées doivent être fabriquées avec un matériau souple de préférence (118). Pour la contention de la plupart des mammifères, il est important de les attacher avec un nœud coulant (11, 60). C'est en effet un facteur sécurisant pour le manipulateur et l'animal (11), puisque ce dernier peut, en cas de stress ou de traumatisme, être relâché rapidement (60).

Une variante de la corde proprement dite est la plate-longe. BRUNDRETT en signale l'usage chez un okapi souffrant de parésie postérieure. La suspension de l'animal permise par ces plates-longes a permis la réalisation d'un certain nombre de procédures médicales (11).

b) Lasso rigide

C'est un outil très important pour la contention physique, mais qui doit être utilisé avec précaution pour éviter un étranglement de l'animal ou une douleur inutile (45). Il est constitué d'un tube rigide à l'extrémité duquel est fixé un câble souple qui décrit une boucle destinée à ceinturer l'animal, avant de pénétrer dans le tube à l'autre extrémité duquel il ressort (74), ce qui permet au manipulateur de serrer le câble (*voir figure 2*). C'est un outil très facile à réaliser soi-même avec un tube rigide en plastique ou en métal et une partie flexible faite de corde ou de câble métallique. On peut rajouter entre le manche et le câble un système de pivot pour permettre à l'animal de tourner autour de l'axe du manche sans s'étrangler, ainsi qu'un système de relâche rapide (45).

Ce lasso permet de maintenir l'animal à distance du manipulateur. Il est important de placer le câble en « baudrier » et non en « collier » pour éviter les graves accidents consécutifs à la compression de la région cervicale (74), par exemple une respiration compromise (60). Ce lasso peut suffire à contenir des animaux pesant de 5 à 30 kg sans problème. Au-delà, il est préférable d'y associer un autre moyen de contention, par exemple des cordes attachées aux quatre membres comme le montre la *figure 3* (74).

3°) Barrières physiques

Elles sont utilisées pour protéger le manipulateur et l'animal pendant la contention ou permettre au manipulateur de s'approcher suffisamment sans alarmer l'animal (45). On en distingue deux types : les boucliers et les barrières amovibles.

a) Boucliers

Ils peuvent consister en un simple morceau de contreplaqué (11, 45) de taille adaptée à l'animal. Ils permettent en général de contenir des mammifères de taille petite à moyenne, c'est-à-dire des animaux qui ne sont pas assez forts pour repousser le bouclier (45). Du côté du manipulateur, deux poignées sont placées légèrement au-dessus du centre du bouclier (11, 60). L'équilibre de ce dernier peut ainsi être maintenu par le manipulateur en utilisant ses pieds et ses genoux (11), ce qui donne un excellent contrôle du bouclier à l'usage (60). Parfois, la partie du contreplaqué au contact de l'animal est doublée de coussins (11), ou sinon on peut utiliser des couvertures ou de petits matelas (45) en guise de protection.

- Les utilisations d'un bouclier sont nombreuses en parc zoologique :
- ✓ injections (11, 60),
 - ✓ mise en caisse et contention de beaucoup de grands mammifères (11),
 - ✓ transfert d'un animal d'une caisse à une autre lorsque celles-ci sont équipées de portes battantes et non coulissantes, ce qui évite à l'animal de s'échapper pendant le transfert (45) comme le montre la *figure 4*.

b) Barrières amovibles

Elles sont constituées de feuilles de plastique opaque souple (44, 45). En effet, les animaux ne considèrent pas les clôtures en bois ajouré (45) ou les grillages (44, 45) comme des obstacles infranchissables, ce qui n'est pas le cas avec les barrières amovibles en plastique opaque. L'utilisation de plastique a beaucoup d'avantages par rapport aux autres matériaux comme la toile ou le contreplaqué : c'est en effet un matériau peu cher, léger, facile à trouver, flexible, mobile et réutilisable (44).

Ces barrières sont utilisées chez beaucoup de mammifères, en particulier les Ongulés, mais les résultats ne sont pas tous aussi bons suivant les ordres. Un point important est de respecter la distance de fuite de ces animaux, car une fois que la réaction de fuite est déclenchée, une barrière amovible ne les retiendra pas (44). Tout comme le bouclier, les barrières amovibles ont un très grand nombre d'applications en parc zoologique :

- ✓ rabattre les animaux vers un endroit précis : caisse de transport (44, 45), cage de contention (45),
- ✓ contenir les animaux pour une inspection rapprochée lorsque ceux-ci sont dans un enclos de taille importante (44),
- ✓ empêcher les animaux d'accéder à certaines parties de leur enclos : mare, rochers, ... (44),
- ✓ créer une allée pour transférer des animaux d'une partie du zoo à une autre (44).

4°) Filets, sacs et épauillettes

a) Filets

Ils sont réalisés à l'aide de cordes entrelacées de plus ou moins gros diamètre, avec un maillage plus ou moins important et sont de taille plus ou moins grande suivant la taille de l'animal à capturer. Lors de leur utilisation, il est important de les lancer de façon à ce que l'animal se retrouve approximativement au milieu du filet (59). En plus du filet « traditionnel », on distingue deux variantes :

- ✓ pour les captures d'animaux dans de vastes enclos, on utilise des panneaux de filet de 1,20 à 1,50 m de haut sur 50 à 100 m de long très légèrement accrochés à l'extrémité libre de perches fourchues plantées du côté où les animaux sont attendus (*voir figure 5*). Ces panneaux de filet sont tendus sur le passage supposé des animaux au moment où ils sont rabattus par les soigneurs. Ils foncent alors directement dans le filet qu'ils n'assimilent pas à un obstacle comme je l'ai dit plus haut. Le filet se détache des perches et enveloppe les animaux plus ou moins parfaitement. D'autres soigneurs, cachés jusque-là, se jettent sur eux, les immobilisent puis les dégagent du filet pour les enfermer aussitôt dans des caisses de transport (74) ;
- ✓ on peut rassembler les extrémités du filet par une corde qui, lorsqu'on tire dessus, transforme le filet en sac dans lequel l'animal se retrouve piégé (59).

De nos jours, le filet est un moyen de contention qui n'est plus utilisé tel quel et qui, déjà dans les années 60, était réservé à la capture d'animaux échappés ou à des situations ne présentant

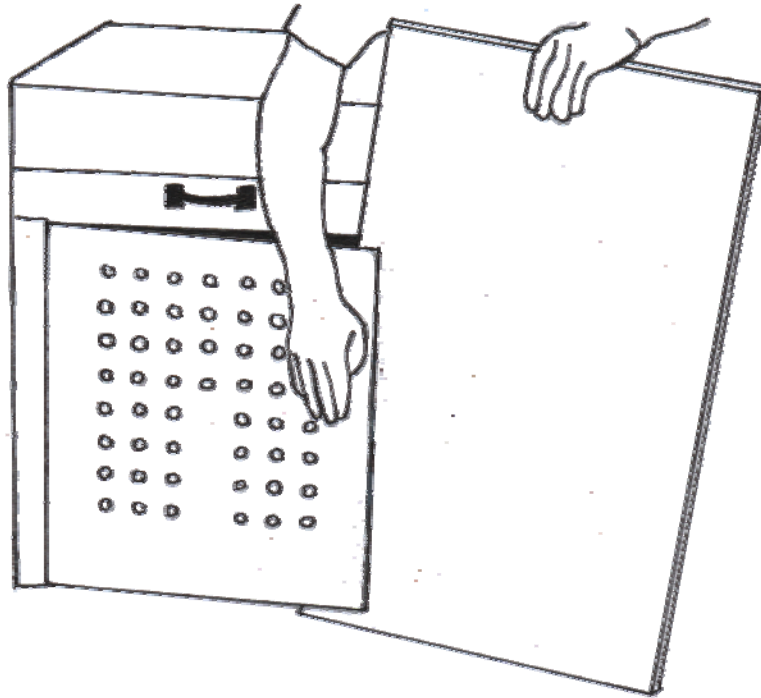


Figure 4 : Utilisation d'un bouclier pour transférer un animal d'une caisse à une autre (d'après 47).

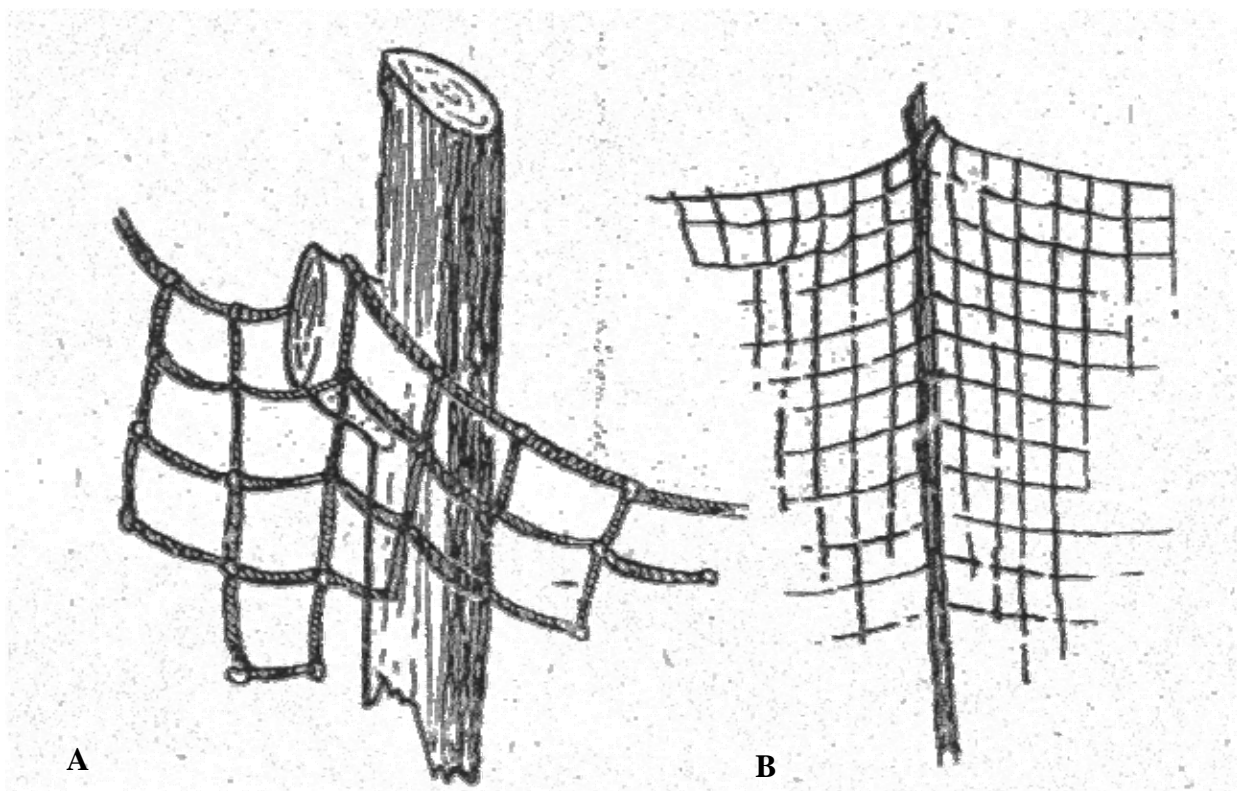


Figure 5 : Panneaux de filets utilisés dans les années 50 pour la capture des Cervidés et des antilopes de grande taille. A : détail du système d'attache. B : installation du panneau (d'après 74).

aucune autre alternative (59). De même, la première variante présentée précédemment n'est plus utilisée à la fin des années 50 (74). En effet, les trois inconvénients majeurs à l'utilisation d'un filet sont :

- ✓ le risque de laisser échapper l'animal pendant la capture (59),
- ✓ le risque important d'autotraumatisme lorsque l'animal se débat dans le filet (59, 74),
- ✓ le danger auquel sont exposés les hommes chargés de la capture d'animaux vifs ou fortement armés de bois ou de cornes (74).

Le filet a donc été progressivement remplacé par deux autres instruments basés sur le même principe de rabattre l'animal dans une poche fermée pour ensuite soit l'en extraire pour l'examiner, soit l'y laisser pour diverses procédures (injections, pesée, ...) : le sac et l'épuisette.

b) Sacs

Il en existe différentes sortes qui peuvent être utilisées pour la contention physique des mammifères en parc zoologique :

- ✓ « sac à chat » : utilisé chez les espèces domestiques, il peut être adapté pour l'utiliser chez les petits mammifères sauvages (45)
- ✓ serviette : utilisée pour des manipulations n'excédant pas quelques minutes (45)
- ✓ tube en plastique : il permet de bloquer l'animal pour le radiographier, l'anesthésier ou pratiquer des manipulations de durée moyenne (45)
- ✓ sac renforcé en étoupe (voir figure 6) : étant totalement opaque, il empêche l'animal de voir, ce qui a un effet rassurant. De plus, étant constitué d'un tissu à maillage très fin, il évite les traumatismes que l'on peut rencontrer avec des filets ou épuisettes de maillage très large. Il est utilisé chez les petits mammifères (11) pour des procédures de courte durée : injections, pesée (voir figure 7), ... ;
- ✓ « toile tubulaire » : elle est constituée d'une armature tubulaire fuselée autour de laquelle est tendue la toile, avec une extrémité ouverte placée devant la loge de l'animal ou une caisse de transport et une extrémité fermée mais laissant passer la lumière. Quand l'animal est libéré, il se dirige automatiquement vers la lumière au bout du tube, ce dernier étant rabattu progressivement derrière lui pour l'obliger à avancer. Une fois à l'autre extrémité du tube, il peut être saisi par les pattes ou les cornes. GRAY rapporte cette technique pour la capture de petites antilopes (60).

c) Epuisettes

Elles constituent une variante du filet beaucoup plus pratique à utiliser. En effet, une poche de filet attachée à une armature de forme variable (ronde (59), rectangulaire, carrée (74)) est raccordée à un manche rigide (59), ce qui permet une extension du rayon d'action du bras du manipulateur (45). La profondeur du filet est en général égale à 3 à 5 fois son diamètre, ainsi l'animal peut s'engager profondément dans le filet, ce qui facilite ensuite sa capture par torsion du filet sur lui-même (60, 74). La longueur du manche peut varier, mais on considère que la longueur optimale est d'environ 1,20 m (59, 74). Le diamètre ainsi que le maillage du cordage utilisé est fonction de la taille de l'animal (45, 59, 60), de même que le diamètre de l'armature (59). La *figure 8* représente différents modèles d'épuisettes pouvant être utilisés en parc zoologique.

Différents matériaux sont utilisés : aluminium ou bois pour le manche (74) ; nylon, coton et kraft pour le filet, ces trois derniers pouvant chacun résister à des degrés différents d'étirement. A noter que les Carnivores, surtout ceux de grande taille, peuvent venir facilement à bout de tous ces matériaux et faire des trous dans le filet leur permettant de s'échapper (45).



Figure 6 : Sac en étoupe utilisé ici pour la capture d'un raton laveur (photo personnelle).



Figure 7 : Pesée de ce raton laveur dans le sac en étoupe (photo personnelle).



Figure 8 : Exemples d'épuisettes de forme, de diamètre et de maillage différents (photo personnelle).

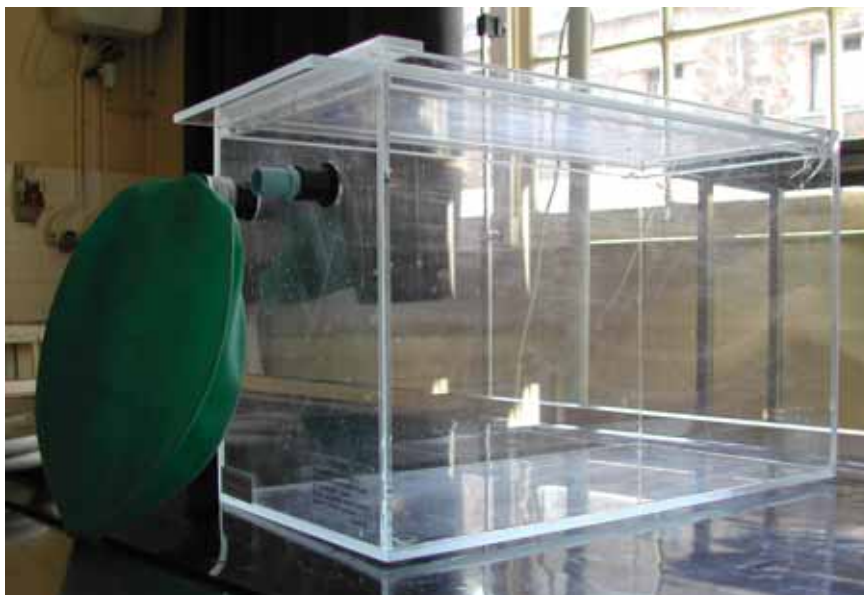


Figure 9 : Boîte anesthésique ou chambre d'induction adaptée aux mammifères de petite taille (photo personnelle).

Pour attraper un animal à l'épuisette, mieux vaut tenir cette dernière « en cuillère » près du sol que d'essayer d'attraper un mammifère comme on chasserait un papillon, technique consistant à rabattre l'animal vers le sol (59). Une fois l'animal capturé, on peut procéder à un grand nombre d'interventions : examen clinique rapproché, administration de médicaments, injection de sédatifs, collecte d'échantillons (sang, fèces) en vue d'examens complémentaires (45).

5°) Cages de contention

Ce sont des outils de contention physique extrêmement utiles. Comme je l'ai précisé en rappelant les grands principes de la contention physique, aucune cage de contention ne peut convenir à tous les mammifères d'un parc zoologique, étant donné la grande variabilité en taille de ces animaux. De plus, la structure d'une cage de contention doit être adaptée aux particularités anatomiques et physiologiques propres à chaque espèce. Ces remarques sont fondamentales à la fabrication d'une cage de contention qui doit être sûre et d'usage pratique pour une grande variété de procédures. De nos jours, il existe des cages de toutes les tailles et toutes les formes disponibles dans le commerce (45).

Le principe d'une cage de contention est simple. Il consiste à contenir l'animal dans l'espace le plus petit possible, animal qui pourra ensuite être examiné et éventuellement traité, anesthésié ou entravé avec des cordes permettant ensuite de l'extraire de la cage de contention (74).

On distingue plusieurs types de cages (ou boîtes) :

- ✓ « boîte piège » : elle possède une porte coulissante à chaque extrémité. Installée en regard de la porte d'accès à la loge de l'animal, on y dépose un peu de nourriture (l'animal a été mis à jeun depuis la veille), on lève la porte et on attend que l'animal y rentre (11,59). Un système de fermeture à distance évite à l'animal de voir le manipulateur et donc de se méfier. Une fois piégé, on peut soit extraire l'animal de la boîte, soit le transférer dans une épuisette. Ce type de boîte est très utile pour les mammifères de petite taille, mais nous verrons plus loin qu'un modèle avait également été mis au point pour les grands Herbivores dans les années 50. On peut éventuellement doter cette boîte d'un plancher amovible de façon à plaquer l'animal contre le plafond, mais ce n'est pas obligatoire (59).
- ✓ « Boîtes de contention » : elles sont utilisées pour les mammifères de taille moyenne à grande. Ici, une des parois de la boîte est obligatoirement amovible. Elle se déplace soit verticalement, soit horizontalement de façon à bloquer l'animal contre la paroi opposée. Comme les parois fixes de ces boîtes sont faites de grillage métallique, il est ensuite facile de réaliser des injections à travers ce grillage (59, 60) ou des chirurgies mineures (60). Réalisées en bois solide ou en acier, ces boîtes sont de toutes les tailles possibles, les dimensions étant parfois telles qu'un animal peut y vivre confortablement pendant deux à trois semaines. Elles disposent dans cette optique d'un plancher amovible facilement nettoyable (59).
- ✓ « boîte anesthésique » : elle peut être fabriquée pour tous les mammifères (59), mais est plus particulièrement utilisée chez les petits mammifères (*voir figure 9*). On parle également de chambre d'induction.

Toutes ces cages peuvent être portables, ce qui présente un intérêt en cas de traitement quotidien à réaliser sur un animal (11). En effet, il n'est pas nécessaire de capturer l'animal pour ensuite l'amener au vétérinaire pour qu'il le soigne, il suffit juste de mettre la cage en regard de la porte de la loge, d'y déposer un peu de nourriture et, une fois l'animal piégé, de lui administrer son traitement. L'animal ne part donc jamais loin de sa loge et ce procédé est beaucoup moins stressant que de faire rentrer des soigneurs dans la loge avec une épuisette ou un bouclier.

Le principe de la cage de contention peut être également appliqué à l'échelle de la loge de l'animal. On peut en effet construire un mur amovible permettant de rabattre l'animal dans une partie de sa loge, par exemple pour le faire monter dans une caisse de transport (11).

II. La contention physique : étude par ordre

La contention physique pouvant s'appliquer chez tous les ordres de mammifères, son étude suivra la classification systématique pour ces derniers.

A. Monotrèmes et Marsupiaux

1°) Monotrèmes

Parmi les membres de cet ordre, ceux présents en parc zoologique sont l'échidné et l'ornithorynque (*Ornithoryncus anatinus*).

Les échidnés sont des animaux se déplaçant lentement et utilisant leurs épines dorsales comme unique méthode de défense. Le meilleur moyen de les capturer est de passer sa main entre le sol de la loge et le corps de l'animal et de saisir un membre postérieur, puis le second et de soulever l'animal.

La femelle ornithorynque ne possède aucun moyen de défense. Par contre, le mâle possède un aiguillon venimeux sur la face médiale de ses deux membres postérieurs dont la piqûre est très douloureuse. Pour capturer un ornithorynque, on peut soit utiliser une petite épuisette, soit le saisir par la peau du cou et la queue, en prenant soin de garder les aiguillons du mâle le plus loin possible des bras du manipulateur (39).

2°) Marsupiaux

a) Macropodes

Il s'agit de la famille des kangourous, des wallabies et des kangourous arboricoles, très représentée en parc zoologique (134). Les plus grands de ces animaux comme le kangourou roux ou le kangourou géant peuvent décocher de puissants coups de pattes avec leurs membres postérieurs. Leurs membres antérieurs possèdent des griffes à l'origine de lacérations et ils sont également capables de mordre (39).

Les Macropodes de moins de 36 kg (134) peuvent être capturés avec une épuisette ou saisis par la queue par les manipulateurs les plus adroits (13, 39, 134). L'autre bras du manipulateur s'enroule autour du thorax de l'animal et celui-ci est soulevé, sa queue étant ramenée entre ses membres postérieurs (134). Il est alors placé dans un sac (39, 134) pour différentes procédures (134). Il peut également être attrapé par la queue et plaqué au sol, un manipulateur contenant la queue et les membres postérieurs et un autre les membres antérieurs et la tête comme le montre la *figure 10*. Les Macropodes de taille plus importante peuvent soit être capturés grâce à un filet tendu dans leur enclos dans lequel ils sont rabattus, soit être saisis par la queue par un manipulateur costaud (39). Toutefois, pour ces derniers, la téléinjection est largement préférée (134).

Chez les kangourous arboricoles, une fois l'animal saisi par la queue, la contention physique nécessite la présence de trois manipulateurs : un qui tient la queue et soutient la colonne vertébrale, un qui tient les membres antérieurs et le dernier qui peut réaliser la procédure : coupe de griffes, contrôle de la poche, injections, transfert dans une caisse de transport (13).

b) Gliders et possums

Ce groupe de Marsupiaux regroupe plusieurs familles (Acrobatidés, Burramydés, Pétauridés, Phalangéridés, Tarsipèdes). Les plus couramment maintenus en captivité sont le « sugar glider »

(*Petaurus breviceps*), le possum à queue rayée (*Pseudocheirus peregrinus*) et le possum à queue brossée (*Trichosurus vulpeca*) (134).

Certains de ces animaux possèdent des griffes très puissantes et acérées sur tous leurs membres dont ils se servent pour se défendre (39). Ils peuvent également mordre. Pour que la contention du « sugar glider » soit efficace, la tête de l'animal est maintenue entre le pouce et le majeur et l'index est placé sur le dessus de la tête. Le reste du corps tient ensuite dans la paume de la main. Pour les possums, le port de gants ou l'utilisation d'une serviette est recommandé. L'animal est saisi par la queue d'une main et par la peau du cou de l'autre (134).

c) Koalas

Pour les capturer, l'opérateur grimpe dans leur arbre au-dessus d'eux et les pousse vers le sol. Ils sont ensuite saisis en arrière des coudes et détachés de leur arbre (39, 134). Les membres postérieurs sont alors saisis par les tarse (134). Les koalas sont des animaux relativement tranquilles pendant la journée, leur capture n'est donc pas très difficile, même si occasionnellement ils peuvent se défendre avec les griffes de leurs membres postérieurs (39, 134) ou en mordant le manipulateur (134).

d) Vombatidés ou Wombats

Le mâle Wombat a tendance à charger tout intrus gueule ouverte avec ses incisives inférieures pointées vers l'avant. Par sa morsure, il peut infliger à l'opérateur de graves blessures (39, 134).

Si l'animal est relativement calme, il peut être approché par derrière et saisi à deux mains par le thorax juste en arrière des membres antérieurs (39, 134) et placé sur le dos. Ce geste n'est pas forcément évident sur des animaux pouvant peser jusqu'à 35 kg (134). Les animaux plus nerveux sont encouragés à charger pour être capturés dans un sac (39) ou immobilisés chimiquement (134).

e) Dasyuridés

Le poids des membres de cette famille varie de 4-9 g à 9 kg (69). Les membres les plus grands de cette famille, ont des mâchoires puissantes et des griffes acérées (comme le diable de Tasmanie (*Sarcophilus harrisi*) par exemple), tandis que les plus petits ne peuvent que mordre (39, 69).

Quelle que soit la taille de l'animal, il est souhaitable de le placer dans un sac pour le rassurer. Les petites espèces sont saisis par la peau du cou ou tenus fermement dans la main de l'opérateur (69). Les espèces de grande taille sont saisies par la queue (39, 69) ou par un membre postérieur (134) et placées dans un sac par un manipulateur expérimenté (39, 69, 134) ou capturées à l'épuisette (69).

f) Bandicoots et bilbies

Les bandicoots sont faciles à manipuler et examiner s'ils sont placés dans un sac et leurs yeux couverts. Ils peuvent également être saisis derrière le cou par le pouce et l'index et soutenus par le reste de la main. Les bilbies étant de taille plus grande et plus puissants, sont légèrement plus difficiles à contenir physiquement. Ils sont en général saisis par la base de leur queue et placés dans un sac ou une cage de contention (190).

La contention physique étant cependant extrêmement stressante pour ces animaux, la contention chimique est donc largement préférée (134).

B. Insectivores

Cet ordre comprend les hérissons, les tenrecs, les musaraignes et les taupes, les espèces les plus communément présentées en parc zoologique étant le hérisson d'Afrique et le hérisson d'Europe.

La contention physique des hérissons est difficile pour deux raisons : les piquants dorsaux de ces animaux et leur capacité à s'enrouler sur eux-mêmes. Pour éviter de se blesser, le port de gants est donc recommandé. Pour éviter que les hérissons ne s'enroulent sur eux-mêmes, soit on les caresse à rebrousse-poil sur le dos et l'arrière-train, soit on les tient tête en bas au-dessus d'une surface plane. L'excédent de peau existant en arrière du cou permet au manipulateur de saisir le hérisson, ce qui autorise un bref examen clinique. Pour d'autres procédures, il faut privilégier la contention chimique (134).

C. Chiroptères

1°) Mégachiroptères

Ces animaux ont tendance à mordre fortement l'opérateur quand celui-ci les manipule. Leurs griffes peuvent également lacérer une main non protégée (67). Il est donc conseillé de porter des gants de cuir épais (67, 134) remontant jusqu'aux avant-bras pour la contention des espèces les plus grandes (67).

Pour les Mégachiroptères de grande taille, comme par exemple le renard volant de l'Inde (*Pteropus giganteus*), la tête est maintenue entre le pouce et l'index de l'opérateur et les autres doigts maintiennent le cou de l'animal. L'autre main de l'opérateur attrape les pattes et les étend doucement (134). Pour éviter que l'animal ne batte des ailes, le manipulateur peut rapprocher celles-ci de son corps avec sa main (134) ou utiliser une serviette ou un drap (67). Pour les Mégachiroptères de petite taille, comme par exemple la roussette d'Egypte (*Rousettus aegyptiacus*), les pattes sont attrapées en premier et le corps et la tête soutenus par la paume de la main de l'opérateur (134).

La contention physique de ces animaux devra durer le moins de temps possible (67, 134) pour éviter une hyperthermie et un niveau de stress élevé (67). De plus, il faut éviter de tenir les ailes de l'animal trop serrées pour prévenir l'hyperthermie (134).

2°) Microchiroptères

Les Microchiroptères sont capturés à l'aide d'une époussette (21). Le port de gants en cuir est recommandé. La tête est maintenue entre le pouce et le majeur et l'index est placé sur le dessus de la tête de l'animal pour en permettre un bon contrôle. Le reste du corps de l'animal est contenu dans la paume de la main de l'opérateur (134). Si ce dernier place ses mains en coupe, l'animal sera rassuré et ne bougera pas (21).

En cas d'animal se débattant violemment, le manipulateur place le dos de son index dans le dos de l'animal et épingle les coudes de ce dernier contre son doigt avec le pouce et l'index de l'autre main. Cette méthode est à réserver aux cas vraiment difficiles, car elle est source de frustration et de blessures, surtout chez les jeunes animaux (21).

D. Dermoptères

Encore appelés Galéopithèques ou Lémuriens volants ou Colugos, ils peuvent être contenus manuellement pour des procédures mineures. Ces animaux possèdent des griffes acérées et peuvent mordre ou résister à la contention, le manipulateur doit donc rester très prudent (77).



Figure 10 : Contention manuelle d'un wallaby de l'île d'Eugène (*Macropus eugenii*) (photo personnelle).



Figure 11 : Contention d'un Primate de taille moyenne dans les années 50 (d'après 74).

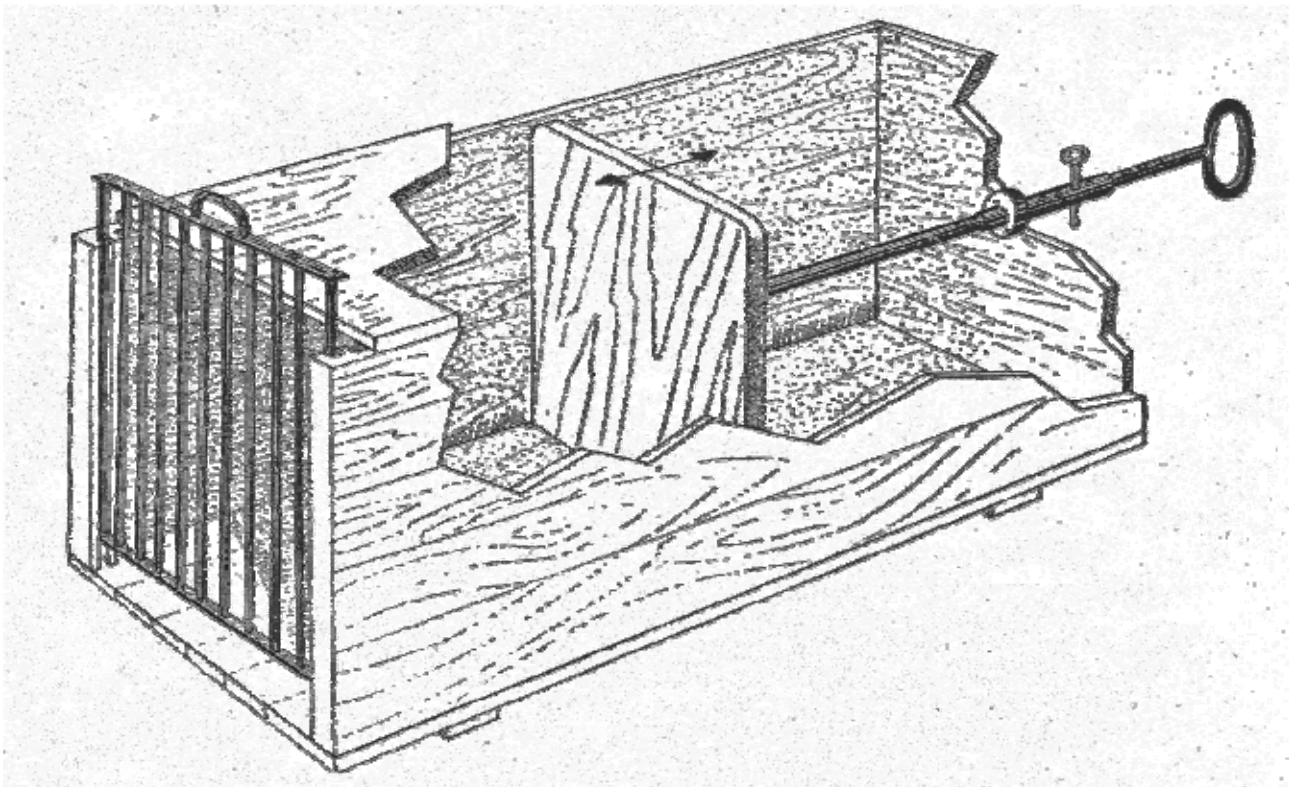


Figure 12 : « Cage à piston » servant à la contention physique des Anthropoïdes dans les années 50 (d'après 74).

E. Scandentia et Macroscélidés

Leur contention manuelle doit être réduite au minimum. Il est plutôt souhaitable de les observer au travers d'une cage grillagée ou plastique que de les manipuler directement. Ceci évite l'apparition de traumatismes ou une activité de l'animal trop prolongée conduisant à un choc cardiogénique et à la mort. Toute procédure devant durer plus de quelques minutes nécessite le recours à la contention chimique (109).

F. Primates

Aucune espèce de Primate ne doit être sous-estimée. Certaines possèdent en effet des dents aiguisées pouvant entraîner des blessures profondes chez le manipulateur. Le port de gants est donc fortement recommandé, non seulement pour leur rôle protecteur, mais également du fait d'une éventuelle transmission de zoonoses (106).

Les Primates de taille inférieure à celle d'un macaque adulte (*Macaca sp*) peuvent être contenus physiquement pour des procédures mineures et non douloureuses. Le manipulateur, muni de gants en cuir remontant sur les avant-bras, peut soit saisir l'ensemble du corps de l'animal si celui-ci pèse moins de 1 kg (106), soit attraper les membres antérieurs de l'animal et les ramener dans le dos de ce dernier s'il pèse plus de 1 kg (74, 106). Ce mode de contention était déjà employé dans les années 50 (74), mais le port de gants n'était alors pas systématique comme le montre la *figure 11*. Les animaux pesant entre 3 et 12 kg doivent être absolument maintenus par leurs deux membres antérieurs, sinon ils risquent de se retourner rapidement pour s'échapper et de se fracturer l'humérus. La contention doit également rester ferme, un Primate profitant du plus petit relâchement pour tenter de s'échapper (106).

Pour les Primates de taille supérieure ou égale à celle d'un babouin (*Papio sp*), la contention chimique (106) et la contention psychologique constituent les seules alternatives sûres. A noter toutefois que, dans les années 50, des cages de contention pour les Anthropoïdes étaient utilisées comme le montre la *figure 12*, représentant une « cage à piston ». Grâce à un panneau amovible, les animaux étaient rabattus contre une grille, ce qui permettait un examen rapproché. Les parois de cette cage étant complètement lisses, l'animal n'avait aucun moyen de résister à la poussée du piston (74).

G. Xénarthres ou Edentés

1°) Myrmécophagidés ou Fourmiliers

Les Fourmiliers de petite taille, comme par exemple le petit fourmilier (3,5 à 8,5 kg) peuvent être contenus manuellement en les saisissant par la peau du cou et de l'arrière-train (28, 57). Ces animaux ne peuvent pas mordre (28), mais ils peuvent infliger de sérieuses blessures grâce aux griffes de leurs membres antérieurs (25, 28), le manipulateur doit donc porter des gants (57). On peut également utiliser une époussette pour contenir ces petits Fourmiliers (28, 57), mais cet usage est déconseillé car il entraîne des blessures graves au museau et à la langue de ces animaux (25, 28), les empêchant de s'alimenter (25). La contention physique des petits Fourmiliers permet de réaliser un examen clinique rapproché, un prélèvement sanguin, une injection de médicaments ou une pesée (57).

Du fait de sa taille et de sa force, le fourmilier géant ou tamanoir est rarement contenu physiquement, si ce n'est grâce à une époussette pour réaliser une injection ou en attrapant l'animal par la queue pour une prise de sang ou un examen rapproché. Ces manœuvres doivent être réalisées dans une zone de contention de faible surface pour empêcher l'animal de se retourner rapidement (57).

2°) Bradypodidés ou Paresseux

Le paresseux tridactyle ou aï (*Bradypus variegatus* ou *tridactylus* ou *torquatus*) est en général un animal calme, donc facile à manipuler (25, 28) s'il est maintenu par la peau du cou et de la base de la queue (28). On peut alors pratiquer un examen clinique, des injections ou des soins locaux avec une manipulation minimale (25).

A l'inverse, le paresseux didactyle est un animal très nerveux et très agressif (25, 28), il doit donc être capturé à l'aide d'une épuisette ou d'une cage de contention (28, 57). Tous les paresseux possèdent des dents et griffes redoutables et peuvent donc infliger des blessures graves (25, 57).

3°) Dasypodidés ou Tatous

Les Tatous n'essaient en général pas de mordre l'opérateur, mais ils possèdent des membres puissants et des griffes acérées (28) pouvant causer de graves lacérations chez ce dernier (57). Le port de gros gants est donc obligatoire pour contenir manuellement ces animaux (25, 28, 57).

Le tatou à trois bandes (*Tolypeutes tricinctus* ou *matacus*) est capable de s'enrouler complètement sur lui-même, ce qui rend sa contention difficile. Le tatou à neuf bandes et le tatou géant (*Priodontes maximus*) ne peuvent quant à eux effectuer cette manœuvre (25), ils peuvent donc être maintenus par les côtés de leur carapace (28, 57). Le tatou à neuf bandes (25) peut également être attrapé à la base de sa queue (25, 28) et soutenu par la partie dorsale de sa carapace (25). Si ce tatou est saisi par le corps de sa queue, il se débat violemment ce qui peut provoquer des autotraumatismes. Une épuisette peut également être utilisée pour capturer ces animaux (57).

H. Pholidotes

Les Pholidotes ou Pangolins peuvent être saisis par la queue ou soutenus par les mains ouvertes du manipulateur. En effet, ces animaux ont une fâcheuse tendance à s'enrouler sur eux-mêmes, et sont ensuite très difficiles à dérouler. Le port de gants en cuir est plus que conseillé (96).

I. Rongeurs et Lagomorphes

1°) Rongeurs

La plupart des Rongeurs présents en parc zoologique peuvent être contenus manuellement, en général pour permettre l'injection d'agents immobilisants. Leurs incisives tranchantes pouvant causer de sérieuses blessures au manipulateur, celui-ci est tenu de porter des gants. D'autres instruments peuvent être utilisés : cage de contention, épuisette, lasso rigide, ... tout en veillant à ne pas blesser l'animal.

Une particularité de certains Rongeurs est qu'ils ont développé des mécanismes de défense face aux prédateurs. Par exemple, un porc-épic peut relarguer ses piquants sur un adversaire s'il se sent attaqué. Pour pouvoir le contenir sans se blesser, il faut donc le diriger contre un mur de sa loge avec un morceau de bois puis, à l'aide d'un second morceau, rabattre les piquants latéraux caudalement pour accéder à la région de l'épaule et pouvoir pratiquer une injection (26).

2°) Lagomorphes

S'ils ne sont pas manipulés correctement, les Lagomorphes sont des animaux très sujets aux fractures appendiculaires ou lombaires. De plus, leurs membres postérieurs puissants peuvent lacérer les bras du manipulateur. Ce dernier doit donc porter des vêtements à manches longues pour se protéger.

Pour attraper un Lagomorphe, il faut le saisir par la peau du cou par une main et placer l'autre sous son arrière-train, ou le placer, tête dirigée vers le coude du manipulateur, sur le bras de ce dernier. La contention manuelle est ensuite pleinement efficace si l'animal est placé dans un sac à chat ou une cage de contention ou enroulé dans une serviette. Le décubitus dorsal fait entrer l'animal dans un état de torpeur, cela permet ainsi de réaliser des procédures mineures (10).

J. Mammifères marins

1°) Pinnipèdes

Les plus petits membres de ce groupe, comme par exemple le phoque veau marin (55 à 170 kg), peuvent être contenus physiquement en utilisant des panneaux recouverts de caoutchouc mousse ou une épuisette, l'animal devant être contenu sur une surface lisse. La tête, l'encolure et les nageoires sont alors maintenues manuellement. Le maillage du filet de l'épuisette doit être supérieur à 5 cm de diamètre pour minimiser les abrasions sur la peau de l'animal (22). Chez les grands représentants de cet ordre, comme les morses, la présence de défenses et leur puissance ne facilitent pas leur contention physique, et la contention chimique est largement préférée (179).

Pinnipèdes de petite ou grande taille peuvent également être contenus en utilisant une cage de contention, comme par exemple celle représentée par la *figure 13*. Pour ce type de cage, il faut veiller à ce que les nageoires pectorales de l'animal soient bien rabattues le long de son corps pour éviter qu'elles ne soient pincées par les barreaux de la cage quand ceux-ci sont en position de contention. De plus, une observation attentive de la respiration des animaux ainsi contenus est nécessaire, de même qu'un arrosage régulier pour éviter une hyperthermie (22, 179).

A l'heure actuelle, la plupart des Pinnipèdes présentés en parc zoologique sont entraînés, en particulier les Otariidés. Le training constitue en effet une approche intéressante pour réaliser un certain nombre de procédures sans risque de traumatismes pour l'animal comme nous le verrons en troisième partie de cette étude. Toutefois, le matériel de contention physique peut être employé en association avec le training.

2°) Cétacés odontocètes

Pour la plupart de ces animaux, on peut réaliser un examen clinique simplement en faisant s'« échouer » l'animal. Pour cela, on peut soit vider entièrement le bassin dans lequel se trouve l'animal, soit l'entraîner à venir s'échouer sur la partie immergée de son bassin comme nous le verrons dans la troisième partie de cette étude. L'animal est en général calme dans cette situation. Pour réaliser un examen clinique complet de l'animal, une prise de sang ou d'autres manipulations, l'animal doit être placé dans un brancard (22).

Une autre alternative pour l'examen de ces animaux consiste à doter leur bassin d'un faux plancher capable de s'élever sous l'impulsion d'un mécanisme hydraulique. En effet, le fait de vider le bassin présente plusieurs inconvénients auxquels l'utilisation d'un faux plancher remédie :

- ✓ perte ou stockage de l'eau évacuée,
- ✓ un temps de vidange trop long quand on se trouve en situation d'urgence,
- ✓ impossibilité de décider précisément à quelle hauteur on veut remplir le bassin,
- ✓ besoin d'un grand nombre d'opérateurs (180).

Pour les grands Cétacés, comme l'orque, le fait de placer un drap sur leur tête et leur nageoire caudale va réduire l'activité de ces animaux. Il faut cependant faire attention à ne pas placer ce drap sur l'évent (22).



Figure 13 : Cage de contention pour Pinnipèdes (d'après 22).

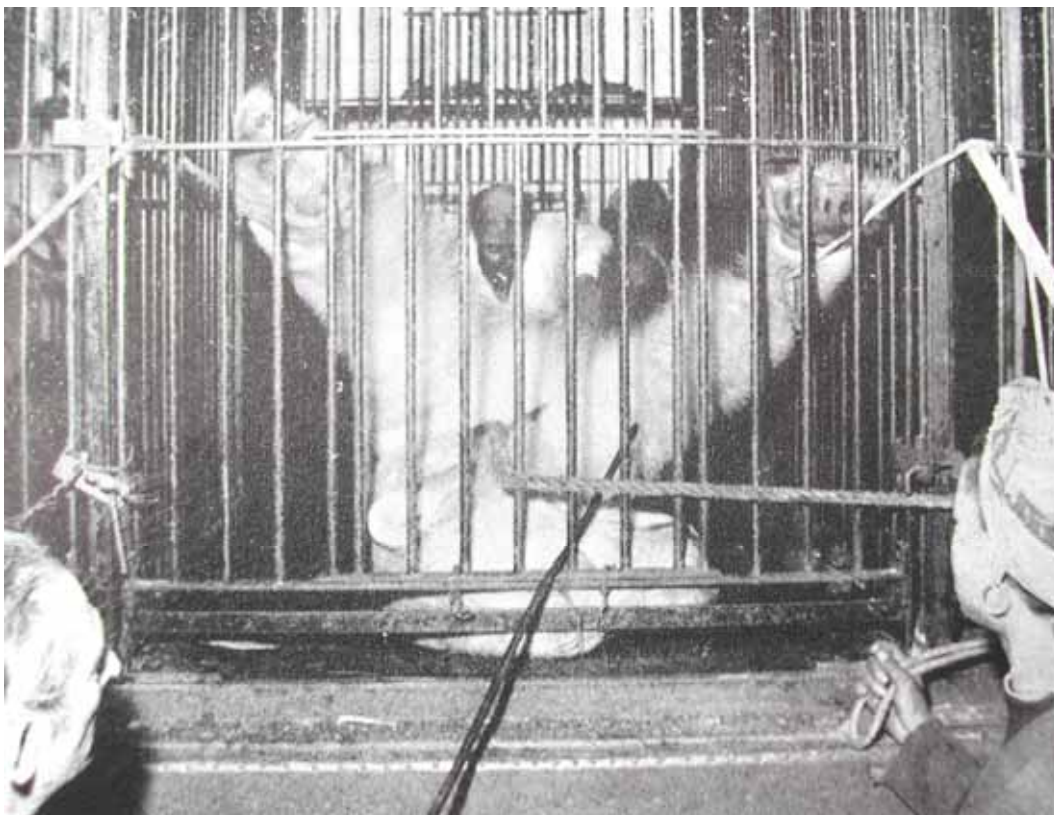


Figure 14 : Contention physique d'un ours polaire en vue de sa castration (d'après 74).

3°) Siréniens

Les Siréniens sont très puissants dans leur élément, toute contention doit donc passer par un retrait de l'animal de son bassin (8, 178). Pour cela, plusieurs techniques sont utilisables :

- ✓ soit le bassin est vidé complètement et l'animal est laissé au fond (8, 178),
- ✓ soit le bassin est équipé d'un faux plancher, et ce dernier est élevé au-dessus du niveau du bassin (178), soit le bassin est vidé en laissant une faible hauteur d'eau, et l'animal est placé dans un brancard et ensuite sorti de son bassin pour être manipulé dans une zone au sec et dont la surface est molletonnée (8, 178).

Les Siréniens sont capables de se rouler sur le côté ou sur le dos et d'utiliser ainsi leur nageoire caudale comme une arme redoutable (8, 178). Ils doivent donc être maintenus sur le ventre, un morceau de mousse autour de leur nageoire caudale et deux opérateurs mettant leur poids sur cette nageoire. Cette contention permet de réaliser des procédures mineures comme une prise de sang, une injection, un nourrissage forcé (178) ou une pesée dans le brancard (8). Elle doit être réalisée avec précaution et par des manipulateurs expérimentés (8, 178).

Si l'animal se débat violemment, il peut être placé dans une cage de contention pour éviter de blesser les opérateurs ou être tranquilisé. Dès que l'animal reste plus de quelques minutes hors de son bassin, il doit être aspergé d'eau pour que sa peau se dessèche pas (8, 178).

K. Carnivores

1°) Canidés

La taille des membres de cette famille est très variable, allant du fennec (*Vulpes zerda*) pesant 1 kg au loup gris pesant 80 kg. Ces animaux peuvent être contenus physiquement à l'aide d'un lasso rigide, d'un filet ou d'une époussette pour ensuite recevoir une injection de molécule immobilisante. Les plus petits peuvent être contenus dans une cage de contention ou dans un coin de leur loge. Toutefois, pour les animaux les plus grands, la contention physique peut s'avérer dangereuse et la contention chimique est alors largement préférée (94).

2°) Ursidés

Dans les années 50, la technique utilisée pour capturer Ursidés et grands Félidés est la suivante : on tend dans la cage la boucle d'une corde ou d'un câble métallique dans laquelle l'animal doit passer la tête et un membre antérieur. La boucle est ensuite serrée et l'animal ramené contre les barreaux de sa cage. Chaque membre est alors saisi et attaché à une corde reliée à un barreau de la cage. Un morceau de bois est placé devant la gueule de l'animal pour l'occuper et éviter qu'il ne sectionne ses liens. La *figure 14* montre un ours polaire contenu selon la méthode venant d'être décrite. De l'avis de JACQUIN, cette méthode est non seulement dangereuse pour l'animal qui peut être étranglé par la boucle, mais également pour le manipulateur en cas de rupture d'un lien. C'est de plus une source de stress évidente pour l'animal (74).

A l'heure actuelle, seuls les jeunes Ursidés peuvent être contenus manuellement sans danger (104). La contention physique des Ursidés adultes n'est envisageable qu'associée à la contention psychologique, les matériaux utilisés devant être résistants et le matériel de dimensions appropriées étant donné la taille et la puissance de ces animaux. Du fait de limites techniques, la contention chimique reste la méthode de choix pour la contention des Ursidés adultes (9).

3°) Procyonidés

Il ne faut jamais sous-estimer la capacité même du plus petit Procyonidé à résister à la contention physique et infliger de sérieuses blessures au manipulateur. La contention physique ne peut donc être utilisée que pour l'injection de médicaments ou l'administration d'agents immobilisants. Le port de gants est recommandé mais, ceux-ci diminuant les sensations tactiles du manipulateur, ce dernier doit éviter d'exercer une contention trop forte sur l'animal (36).

Les Procyonidés ne doivent jamais être attrapés par la peau du cou. Ils possèdent en effet un excédent de peau très important à ce niveau, ce qui fait qu'ils peuvent se retourner en étant contenus ainsi, en particulier les rats laveurs. Pour les capturer, il est donc conseillé d'utiliser plutôt un lasso rigide ou, de préférence, une époussette ou un sac. Le filet de ces derniers doit être effilé et mesurer 30 à 50 % de plus que la longueur de l'animal. Le manipulateur peut ainsi piéger l'animal en tournant le filet sur lui-même (*voir figure 15*). Une fois l'animal dans l'époussette, le manipulateur peut soit chercher un membre de l'animal pour une injection (36) ou placer un masque sur son museau pour l'anesthésier à l'isoflurane (*voir figure 16*).

4°) Mustélidés

Les petits Mustélidés peuvent être contenus manuellement avec des gants (167). Pour les Mustélidés de grande taille, en particulier les loutres, la contention manuelle est difficile à cause d'un excédent de peau présent au niveau du cou de ces animaux et de leur force. On peut par contre tout à fait les contenir physiquement grâce à une époussette ou une cage de contention en prenant soin d'éviter de blesser la cavité buccale de l'animal (167, 173).

5°) Viverridés

Les Viverridés peuvent être contenus physiquement par les mêmes techniques que celles utilisées pour les petits Canidés et Félidés. Il faut garder à l'esprit le caractère vicieux de certains de ces animaux ainsi que la capacité des espèces fouisseuses à lacérer les bras du manipulateur (147).

6°) Hyénidés

Cette famille comprend les hyènes mais également les protèles (*Proteles cristatus*), plus petits. Du fait de leur petite taille et de leur relatif manque de défenses, ces derniers peuvent être contenus grâce à une époussette ou une cage de contention. Le manipulateur doit cependant prendre garde à leurs canines qui peuvent infliger de sérieuses blessures et à la décharge de leurs glandes anales particulièrement désagréable. Les protèles sont très sensibles au stress, ils doivent donc être manipulés avec précaution et le moins longtemps possible.

Du fait de leur puissance, les hyènes ne peuvent être contenues physiquement, et la contention chimique reste la méthode de choix pour ces animaux (29).

7°) Félidés

Comme je l'ai dit pour les Ursidés et comme le montre la *figure 3*, la contention physique pour les grands Félidés était relativement dangereuse et stressante pour l'animal au début des années 50. D'où l'idée du Professeur NOUVEL, alors directeur du Parc Zoologique de Paris, de fabriquer une cage de contention appelée à l'époque « sabot de capture » (*voir figure 17 et 18*). Cette cage de forme parallélépipédique entièrement démontable est constituée de faces en barreaux de fer et d'un plancher métallique. La porte de cette cage est coulissante et peut être bloquée en



Figure 15 : Piégeage d'un raton laveur dans un sac en étoupe par torsion du filet de ce sac (photo personnelle).



Figure 16 : Une fois le raton laveur piégé, un des manipulateurs recherche la tête de l'animal pour le masquer et l'anesthésier à l'isoflurane (photo personnelle).



Figure 17 : Cage de contention pour grands Félidés vue de face (d'après 74).



Figure 18 : Cage de contention pour grands Félidés vue de profil (d'après 74).

position fermée par un loquet. A l'intérieur de cette cage, une grille amovible maintenue par des chaînes permet de plaquer l'animal contre les parois de la cage. Pour éviter tout accident pendant la manipulation, des plaques de tôle peuvent doubler toutes les parois de la cage excepté à l'endroit où l'on souhaite intervenir. On peut ensuite sortir la patte de l'animal pour pratiquer une injection IV de barbituriques par exemple (74, 128).

A l'heure actuelle, le principe de cette cage de contention existe encore pour les grands Félidés, celle-ci étant souvent placée entre la loge de l'animal et son enclos (118) ou dans une partie de la loge ou de l'enclos (111). Les petits Félidés peuvent quant à eux être contenus manuellement pour ensuite être induits au masque. Toutefois, pour certaines espèces très nerveuses, la contention chimique est une alternative plus sûre. Pour les grands Félidés, la contention chimique reste également la méthode de choix car la plus sûre et pour l'animal, et pour le manipulateur (118).

L. Proboscidiens

Dans les années 50, le moyen de contention physique privilégié pour les Eléphants en parc zoologique est le port de chaînes aux pattes de l'animal (*voir figure 19*). Les membres postérieurs sont attachés séparément, tandis que les antérieurs sont attachés ensemble. Les membres postérieurs sont alors décalés l'un par rapport à l'autre vers l'arrière, tandis que les antérieurs sont tirés vers l'avant, ce qui fait se placer l'éléphant en décubitus sternal d'une façon très semblable à la technique employée par un éléphant dans la nature. Des cordes placées en huit au-dessus des articulations peuvent ensuite être rajoutées pour compléter la contention. L'utilisation d'un crochet (*voir figure 20*) par les soigneurs empêche les mouvements d'oreilles et de la trompe. Pour les animaux particulièrement indociles, on peut rajouter une chaîne qu'on attache à un antérieur, puis qui passe par-dessus l'encolure de l'animal pour finalement être rattachée au second antérieur. Ceci lui évite de relever la tête et donc de lancer une éventuelle attaque. Le décubitus latéral n'est pas recherché car jugé trop risqué (74).

A l'heure actuelle, les chaînes ne constituent plus un moyen de contention à part entière, mais plutôt un complément de la contention psychologique comme nous le verrons dans la troisième partie de cette étude. Le crochet est toujours requis, car même un éléphant entraîné peut devenir incontrôlable, et le crochet constitue un bon moyen de dissuasion. Malgré la taille imposante de ces mammifères, des systèmes de contention peuvent être construits dans leur loge. Par exemple, le zoo de Washington utilise une cage de contention à mécanisme hydraulique pour les éléphants mâles. L'utilisation de cette cage permet de réaliser des prises de sang, des prélèvements de fluides pendant le musth, et d'urine sans aucun danger pour le personnel comme le montre la *figure 21* (151). Un autre exemple est celui du zoo Dickerson Park. Son système de contention consiste en une cage dans laquelle on maintient l'éléphant pour ensuite le faire basculer avec un angle d'environ 80° par rapport au sol, ce qui permet d'avoir accès à ses quatre membres. On peut ainsi réaliser leur inspection et un éventuel parage sur des animaux non entraînés (153).

M. Tubulidentés

L'oryctérope (*Orycteropus afer*), seul représentant vivant de cet ordre, est très difficile à contenir manuellement, car c'est un animal très agile et fuyant. Son large corps compact et ses membres puissants rendent sa contention physique dangereuse pour le manipulateur. Seuls les jeunes animaux peuvent être contenus manuellement (27).

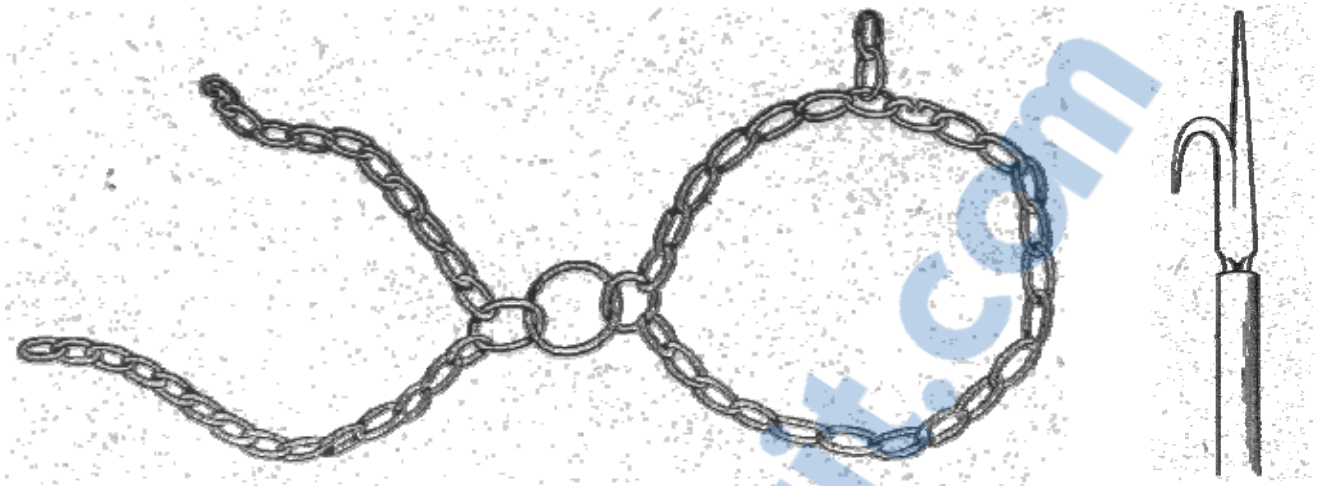


Figure 19 : Chaînes pour éléphants (d'après 74).

Figure 20 : Crochet pour éléphants (d'après 74).

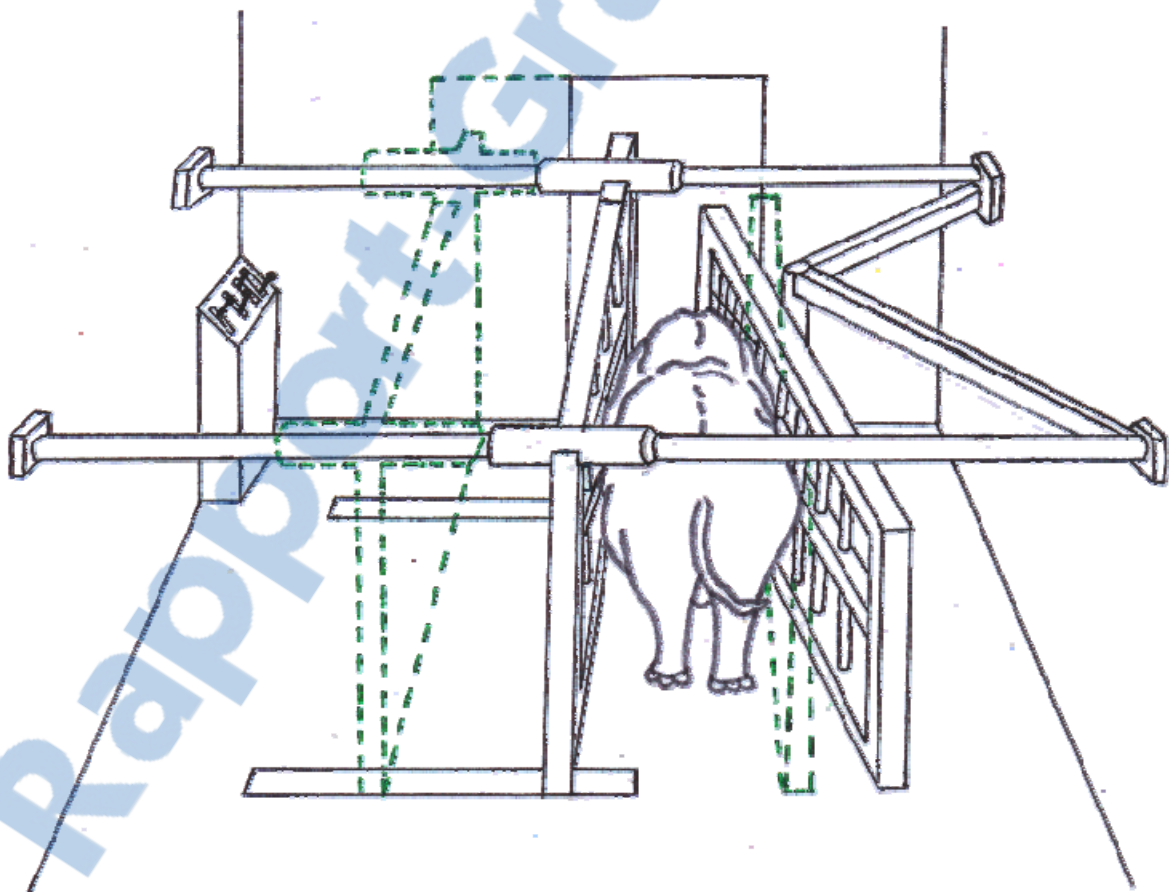


Figure 21 : Système de contention physique à mécanisme hydraulique utilisé par le zoo de Washington pour les éléphants mâles (d'après 151).

N. Hyracoïdes

Les Hyracoïdes peuvent être contenus manuellement par un opérateur portant des gants de cuir grossier. Il faut cependant faire attention aux morsures de ces animaux qui peuvent traverser ces gants. Dans la plupart des cas, les Hyracoïdes sont capturés à l'aide d'une épuisette (61).

O. Ongulés

1°) Périssodactyles

a) Equidés

Déjà dans les années 50, la capture d'animaux aussi nerveux n'est pas envisagée sans tranquillisation préalable, le produit utilisé étant le Gardénal NDH administré par voie orale, la dose étant de 6 à 8 g. Une fois tranquilisé, l'animal est attrapé à la tête grâce à une plate-longe transformée en lasso et ramené contre la grille de son box. Une capote d'abattage est alors placée sur sa tête, et des liens sont passés au niveau des boulets du bipède latéral accessible, puis ramenés l'un contre l'autre pour faire tomber l'animal au sol. Le deuxième bipède est alors entravé, et l'animal est maintenu au sol par plusieurs soigneurs (74).

A l'heure actuelle, la contention physique n'est envisagée sur des animaux vigiles que si ceux-ci sont jeunes (124). Toutefois, les opérateurs doivent être prudents, car même de jeunes animaux peuvent mordre ou utiliser leurs membres postérieurs ou antérieurs comme des armes dangereuses (188). Chez les Equidés adultes, une immobilisation chimique est requise (186, 188), une simple tranquillisation n'étant pas suffisante pour pouvoir ensuite contenir physiquement ces animaux (186).

b) Rhinocérotydés

La contention physique seule est délicate chez ces animaux (125) et est plutôt associée à la contention chimique ou psychologique, comme nous le verrons dans les deuxième et troisième parties de cette étude.

c) Tapiridés

Ces animaux doivent être manipulés avec précaution car ils peuvent infliger de cruelles morsures à l'opérateur (74, 78, 97) ou le frapper avec leur tête (97).

Du fait de leur taille, les tapirs adultes ne peuvent être contenus physiquement. Par contre, ils peuvent être entraînés à se coucher d'eux-mêmes pour faciliter certaines procédures (78, 79, 172), comme nous le verrons dans la troisième partie de cet étude.

2°) Artiodactyles

La plupart des Artiodactyles peuvent être contenus physiquement par l'intermédiaire d'une cage de contention. Toutefois, pour que cette contention soit la moins stressante possible, elle doit être associée à une désensibilisation de l'animal à sa cage de contention, mécanisme dont j'expliquerai les principes dans la troisième partie de cette étude. Plusieurs types de cages de contention existent pour les Artiodactyles :

- ✓ cage à plancher amovible (voir figure 22): elle est surtout utilisée pour les petits Artiodactyles, permettant la réalisation d'un grand nombre de procédures peu invasives

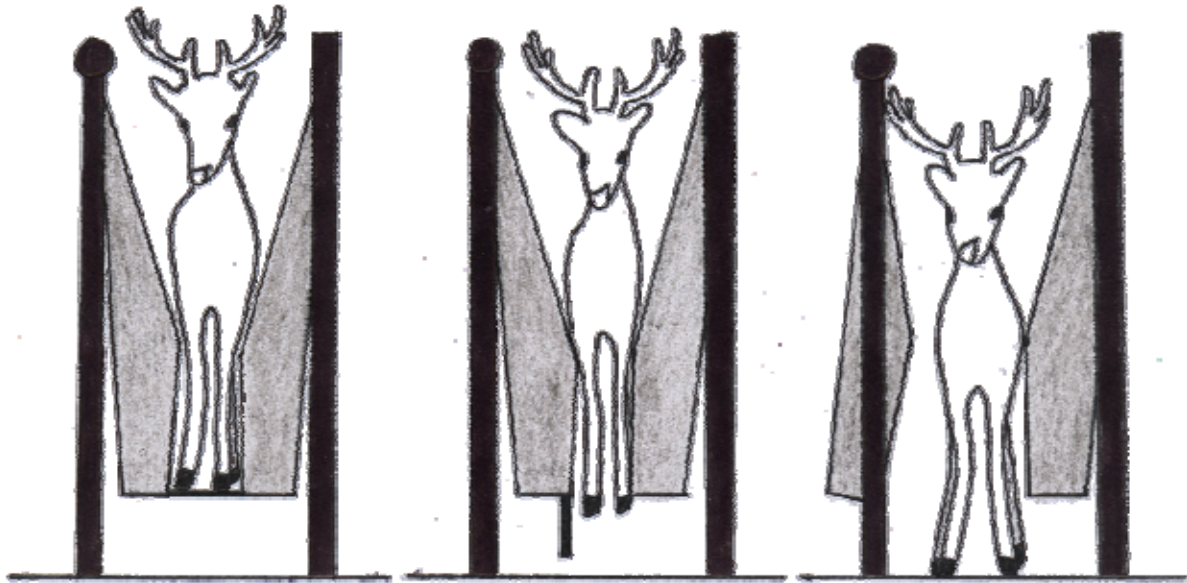


Figure 22 : Principe de la cage à plancher amovible (d'après 65).

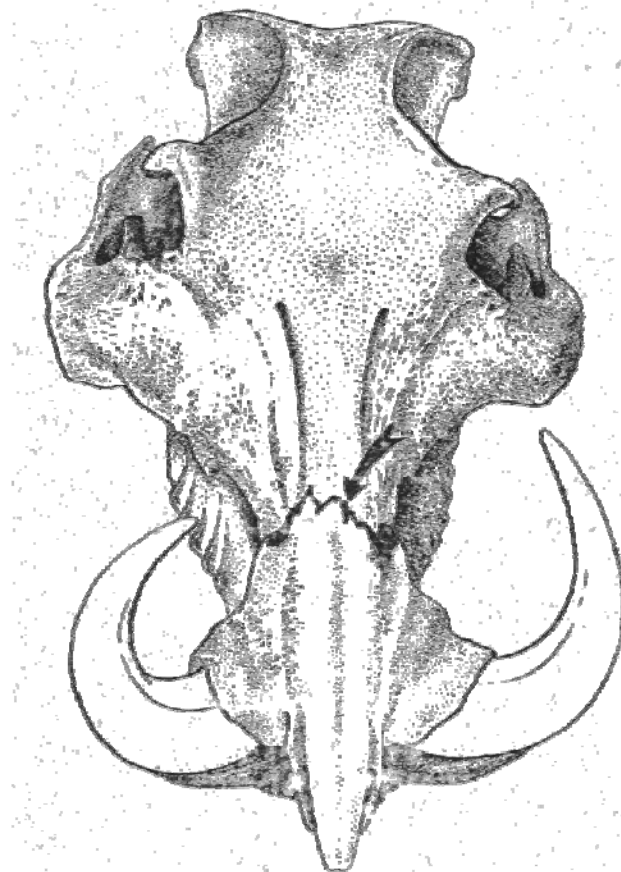


Figure 23 : Fracture maxillaire (flèche) suite à une mauvaise contention du museau d'un phacochère (d'après 74).

(parage d'onglons, injections, ...) sans avoir recours à la contention chimique. Le principe consiste à faire rentrer l'animal dans une caisse à l'intérieur de laquelle deux planches reliées aux parois latérales forment un « V ». Une fois l'animal rentré, le plancher de cette caisse est retiré, et l'animal est retenu par ces planches. A la fin de la procédure, les planches sont détachées et l'animal libéré ;

- ✓ cage à parois mobiles : ici, la « cage » est en réalité constituée d'une ou deux planches de bois fixées à un axe proche d'un des murs de la loge. Par rotation de ces deux planches, on peut ainsi contenir l'animal dans une partie restreinte de sa loge. L'aménagement de petits panneaux amovibles dans les planches permet, une fois l'animal contenu, d'avoir accès à différentes parties du corps de ce dernier ;
- ✓ cage mécanique ou hydraulique : la première ressemble au travail utilisé chez les Bovidés domestiques, mais est réalisée en matériaux beaucoup plus résistants. La seconde est une cage à mécanisme d'action hydraulique dont les parois entourent parfaitement le corps de l'animal. Ce dernier ainsi contenu peut ensuite être manipulé dans tous les sens possibles, des panneaux amovibles étant aménagés dans les parois de la cage pour pouvoir accéder à l'animal. Le seul inconvénient de ce système est le risque d'anoxie en cas de pression trop forte exercée sur l'animal (65).

Après cette revue générale, je vais maintenant détailler les procédures de contention physique utilisables chez les différentes familles d'Artiodactyles présentes en parc zoologique.

a) Suidés et Tayassuidés

Dans les années 50, la contention des Suidés sauvages et des Tayassuidés s'inspire de celle du porc domestique. Une fois l'animal bloqué dans un coin de sa loge ou dans une cage de contention, chaque membre est attaché par un lien et la tête maintenue à la main. Un lien peut éventuellement être utilisé pour museler l'animal, mais aucune traction ne doit être exercée dessus. En effet, en cas de réaction brutale de l'animal, un maintien de ce lien peut provoquer une fracture maxillaire, en particulier chez les phacochères, comme le montre la *figure 23* (74).

A l'heure actuelle, seuls les plus petits représentants de ce groupe peuvent être contenus manuellement. Toutefois, étant donné la nervosité de ces animaux, leur force et la présence éventuelle de défenses, la contention physique est considérée comme stressante et potentiellement dangereuse pour l'animal et pour le manipulateur. La contention chimique est donc largement préférée (15).

b) Hippopotamidés

La contention physique de ces animaux est difficile. Le chargement en caisse de transport nécessite l'utilisation du « crate training » que je détaillerai dans la troisième partie de cette étude. La contention chimique est donc indispensable (80, 171).

c) Camélidés

Si de nombreuses techniques sont applicables aux Camélidés domestiques, il n'en est pas de même pour les Camélidés présents en parc zoologique. Ainsi, des années 50 aux années 70, la contention des Camélidés de grande taille se rapproche de celle des Equidés : une plate-longe transformée en lasso est passée autour de la tête et de l'encolure de l'animal et tirée par des soigneurs pour ramener l'animal contre la grille de sa loge. D'autres plates-longes sont alors ajoutées pour maintenir l'ensemble du corps de l'animal contre cette grille et la gueule muselée, ce qui permet au vétérinaire d'effectuer un examen clinique sommaire ou, si nécessaire, d'injecter un agent anesthésique en IV. Les petits Camélidés peuvent quant à eux être contenus par un opérateur

au niveau de l'encolure et plaqués au niveau de leur arrière-train contre le mur de leur loge par un second opérateur (7, 74).

Si la contention physique des Camélidés semble facile, il faut garder à l'esprit que ces animaux sont capables de mordre, de botter (7, 49) et de cracher. Ainsi, dans les années 80, les petits Camélidés sont rabattus dans un coin de leur loge ou de leur enclos grâce à une corde et sont ensuite saisis par la queue et sous le thorax par un premier opérateur tandis qu'un second saisit l'encolure et la tête et oriente celle-ci loin des manipulateurs. Eventuellement, la gueule est muselée. Pour les Camélidés de grande taille, l'utilisation de cordes est encore envisageable, mais le placement de l'animal dans une cage de contention lui est largement préféré (49).

d) Tragulidés

Ces animaux, à l'image du petit chevrotain malais (*Tragulus javanicus*), sont suffisamment petits pour être contenus à la main (7) ou capturés avec une épuisette (118). Il faut cependant prendre garde à leurs canines qui peuvent infliger de sérieuses morsures au manipulateur (7).

e) Cervidés

Dans les années 50, les Cervidés sont soit contenus manuellement, soit capturés à l'aide de panneaux de filets. Toutefois, ces deux techniques sont jugées dangereuses car à l'origine de fractures chez ces animaux, leurs membres étant beaucoup plus longs et fins que chez d'autres espèces. Le Professeur NOUVEL décide donc de construire, au Parc Zoologique de Paris, un « sabot de capture » représenté par les *figures 24, 25 et 26*. Il s'agit d'une grande caisse en bois entièrement démontable. La face avant de ce sabot comporte un cadre supportant une porte coulissante maintenue ouverte par un câble actionné à distance. La face arrière est grillagée, ce qui permet à l'animal de voir au-delà du sabot et donc y favorise son entrée. Les faces latérales sont constituées de grands panneaux eux-mêmes constitués de petits panneaux amovibles permettant d'accéder à l'animal une fois celui-ci contenu physiquement. Une fente est également aménagée à chaque extrémité de ces faces latérales pour permettre le passage d'un filet roulé au niveau du toit du sabot le long d'une de ces faces latérales. Une fois l'animal entré dans le sabot, le filet est déroulé et permet de rabattre l'animal contre l'une ou l'autre des faces latérales du sabot (74).

A l'heure actuelle, la contention physique est jugée trop pénible et pour l'animal et pour le manipulateur (50), excepté pour les animaux entraînés à entrer dans une cage de contention (50, 118). La contention chimique est donc largement préférée (50).

f) Antilocapridés

La contention physique de ces animaux est extrêmement difficile étant donné leur nervosité. La contention chimique lui est donc largement préférée (7).

g) Giraffidés

g₁) Girafe

Seuls les jeunes girafons peuvent être contenus manuellement. Il faut cependant se méfier car, même jeunes, ces animaux sont capables de se débattre et de botter. Un bouclier en contreplaqué est donc appréciable pour les manipuler (51).

Le matériel utilisable pour contenir physiquement une girafe varie d'un mur amovible (14) à une cage de contention (14, 51). Associé au training et à une éventuelle sédation de l'animal, ce

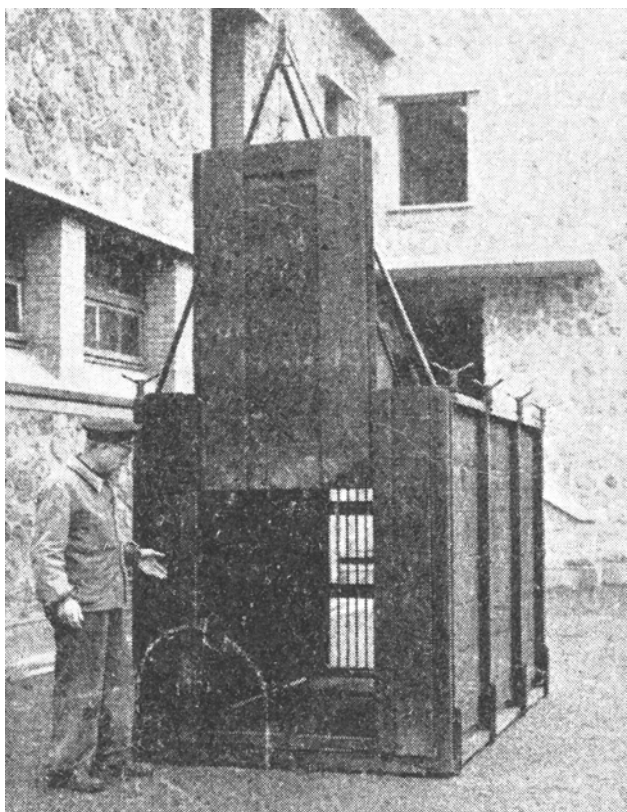


Figure 24 : Vue de face de la cage de contention pour Herbivores inventée par le Professeur NOUVEL dans les années 50 (d'après 74).

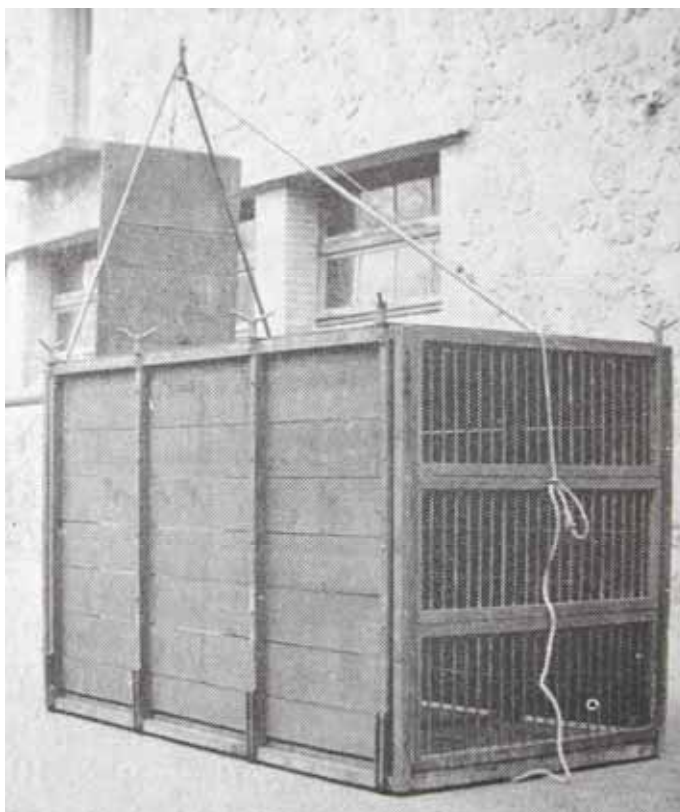


Figure 25 : Vue arrière de la cage de contention pour Herbivores inventée par le Professeur NOUVEL dans les années 50 (d'après 74).

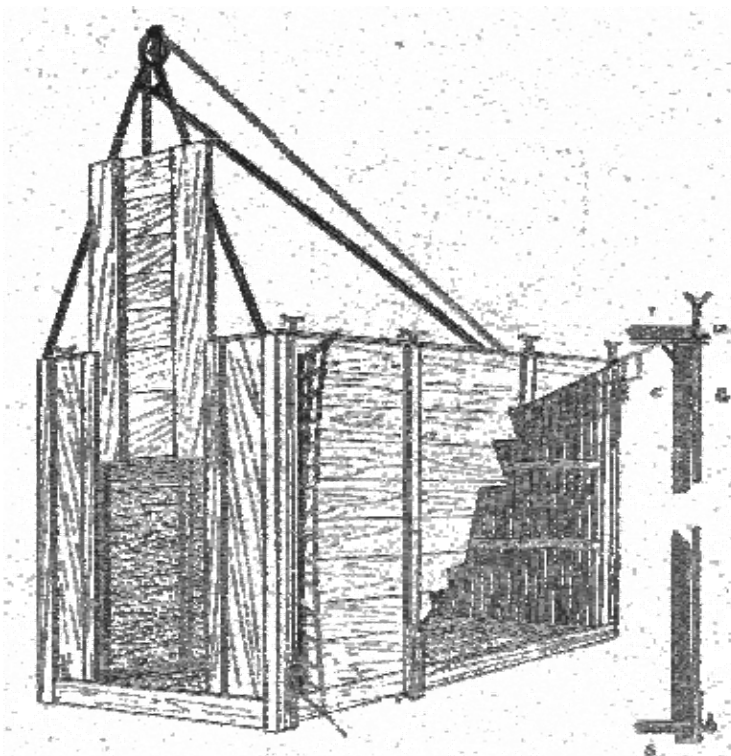


Figure 26 : Représentation schématique du fonctionnement de la cage de contention pour Herbivores (d'après 74).

matériel permet de réaliser des procédures peu invasives (14) comme une prise de sang (14, 51), un parage d'onglons, une palpation transrectale (14) ou une intradermoréaction (14, 51).

g₂) Okapi

Aucune donnée n'est fournie sur la contention physique de cette espèce. On peut toutefois supposer que l'association training-cage de contention peut permettre de réaliser les mêmes procédures qu'avec la girafe.

h) Bovidés

C'est une famille très large regroupant les antilopes, les bovins, ovins et caprins sauvages. Dans les années 50, les bovins sauvages, du fait de leur puissance, sont d'abord capturés dans une cage de contention solide et la plus petite possible pour limiter leurs mouvements. Une longe est ensuite passée sous la tête et remontée vers le plafond de la cage pour fixer la tête souvent porteuse de cornes impressionnantes, et une autre sert à museler l'animal. Cela permet de réaliser, à travers de petites fenêtres aménagées dans la cage, des interventions locales ou une injection d'anesthésique. Les grandes antilopes sont contenus de la même façon que les Cervidés (74).

A l'heure actuelle, seuls les plus petits représentants de cette famille sont contenus manuellement (7), soit pour faciliter l'injection d'un agent immobilisant, soit pour réaliser des procédures mineures (53). L'animal à capturer est dans un premier temps isolé de son groupe (7, 53) et amené dans une petite loge bien paillée (53). Il peut être ensuite saisi par les cornes si celles-ci sont solides (7). Toutefois, la contention manuelle reste délicate chez ces animaux du fait de leur grande nervosité (7, 42, 53) ou de leur agressivité, certains étant capables de mordre ou d'encorner le manipulateur. Cette nervosité prédispose les animaux à l'hyperthermie et à la myopathie de capture (42). Une fois la contention achevée, l'animal est donc relâché dans une loge sombre et bien paillée et laissé au calme (53). Pour les Bovidés de taille plus importante, l'utilisation de cages de contention est indispensable (7). Chez des animaux conditionnés à cette cage, un certain nombre de procédures vétérinaires peuvent être réalisées avec un minimum de stress pour l'animal (42, 81, 143). En effet, la présence sur ces cages ou caisses de panneaux amovibles permettant d'accéder à différents endroits du corps de l'animal facilite la réalisation de ces procédures (42), tout comme dans les années 50.

Le *tableau 1* reprend l'ensemble des moyens de contention physique utilisables chez les différents ordres de mammifères ainsi que les particularités d'espèces à avoir en tête lorsque l'on programme une procédure de contention physique.

	Moyens de contention physique utilisables	Moyens de défense de l'animal
MONOTREMES		
Echidné d'Australie (<i>Tachyglossus aculeatus</i>)	contention manuelle	épines dorsales
Ornithorynque (<i>Ornithorynchus anatinus</i>)	contention manuelle, épuisette	aiguillon venimeux en face médiale des membres postérieurs chez le mâle
MARSUPIAUX		
Macropodes	si < 36 kg : contention manuelle, épuisette, sac	griffes sur les membres antérieurs, morsures
	si > 36 kg : contention manuelle, filet tendu dans l'enclos	griffes sur les membres antérieurs, morsures, membres postérieurs puissants
Gliders et possums	contention manuelle (± gants ou serviette si possums)	griffes puissantes et acérées sur tous les membres, morsures
Koalas	contention manuelle	griffes sur les membres postérieurs, morsures
Wombats	contention manuelle pour les animaux calmes, sac pour les animaux nerveux	incisives inférieures tranchantes, mâle a tendance à charger
Dasyuridés	petite taille : contention manuelle	morsures
	grande taille : contention manuelle, sac, épuisette	mâchoires puissantes, griffes acérées
Bandicoots et bilbies	bandicoots : contention manuelle, sac	
	bilbies : contention manuelle, sac, cage de contention	animaux puissants
INSECTIVORES		
Hérissons	contention manuelle avec des gants	piques dorsaux, capacité de s'enrouler sur eux-mêmes
CHIROPTERES		
Mégachiroptères	grande taille : contention manuelle avec des gants remontant jusqu'aux avant-bras ± serviette ou drap	morsures, griffes
	petite taille : contention manuelle avec des gants	
Microchiroptères	contention manuelle avec des gants, épuisette	

Tableau 1 : Les moyens de contention physique utilisés chez les différents ordres de mammifères présents en parc zoologique.

	Moyens de contention physique utilisables	Moyens de défense de l'animal
DERMOPTERES		
Galéopithèque de Malaisie (<i>Cynocephalus variegatus</i>), ...	contention manuelle	griffes acérées, morsures
SCANDENTIA ET MACROSCOLIDES		
Macroscélide roux (<i>Elephantulus rufescens</i>), ...	cage de contention préférable car animaux très nerveux	
PRIMATES		
poids < 1 kg	contention manuelle avec des gants remontant jusqu'aux avant-bras	dents aiguës chez certaines espèces
1 kg < poids < 15 kg	contention manuelle ferme	dents aiguës chez certaines espèces
XENARTHRES OU EDENTES		
Fourmiliers	<u>petite taille</u> : contention manuelle avec des gants	griffes sur les membres antérieurs
	<u>grande taille</u> : contention manuelle, épaisseur	animaux puissants, griffes sur les membres antérieurs
Paresseux	<u>tridactyle</u> : contention manuelle (animal calme)	dents, griffes acérées
	<u>didactyle</u> : épaisseur, cage de contention (animal nerveux, agressif)	dents, griffes acérées
Tatous	contention manuelle avec des gants, épaisseur	griffes acérées, membres puissants, capacité de s'enrouler sur eux-mêmes
PHOLIDOTES		
Pangolin chinois (<i>Manis pentadactyla</i>), ...	contention manuelle avec des gants	capacité de s'enrouler sur eux-mêmes
RONGEURS ET LAGOMORPHES		
Rongeurs	contention manuelle avec des gants, cage de contention, épaisseur, lasso rigide, ...	incisives tranchantes, relargage des piquants chez le porc-épic

Tableau 1 (suite) : Les moyens de contention physique utilisés chez les différents ordres de mammifères présents en parc zoologique.

	Moyens de contention physique utilisables	Moyens de défense de l'animal
RONGEURS ET LAGOMORPHES		
Lagomorphes	contention manuelle, sac à chat, cage de contention, serviette	membres postérieurs puissants dotés de griffes
MAMMIFERES MARINS		
Pinnipèdes	<u>petite taille</u> : contention manuelle, époussette, bouclier	présence de défenses chez les morses
	<u>toute taille</u> : cage de contention	
Cétacés odontocètes	vider le bassin, faux plancher, brancard	
Siréniens	vider le bassin, faux plancher, brancard, cage de contention (animal nerveux)	nageoire caudale puissante
CARNIVORES		
Canidés	lasso rigide, filet, époussette, cage de contention, ...	dents aiguës
Ursidés	<u>jeunes</u> : contention manuelle	
	<u>adultes</u> : cage de contention	animaux puissants, griffes acérées, morsures
Procyonidés	contention manuelle avec des gants, lasso rigide, époussette, sac	excédent de peau très important au niveau du cou, morsures
Mustélidés	<u>petite taille</u> : contention manuelle avec des gants	morsures
	<u>grande taille</u> : époussette, cage de contention	excédent de peau au niveau du cou, morsures
Viverridés	idem Canidés et Félidés de petite taille	lacérations graves par espèces fouisseuses
Hyénidés	<u>protèles</u> : époussette, cage de contention	canines aiguës, décharge des glandes anales
	<u>hyènes</u> : non recommandée	animaux puissants
Félidés	<u>grande taille</u> : cage de contention	animaux puissants, griffes acérées, morsures
	<u>petite taille</u> : contention manuelle avec des gants	morsures, griffes acérées
PROBOSCIDIENS		
Eléphant d'Afrique (<i>Loxodonta africana</i>), d'Asie (<i>Elephas maximus</i>)	crochet, chaînes, cage de contention à mécanisme hydraulique	animaux puissants, trompe, défenses

Tableau 1 (suite) : Les moyens de contention physique utilisés chez les différents ordres de mammifères présents en parc zoologique.

	Moyens de contention physique utilisables	Moyens de défense de l'animal
TUBULIDENTES		
Oryctérope (<i>Orycteropus afer</i>)	contention manuelle chez les jeunes uniquement	corps large et compact, membres puissants, très agile
HYRACOÏDES		
Daman des rochers (<i>Procavia capensis</i>), ...	contention manuelle avec des gants, épuisette	morsures
PERISSODACTYLES		
Equidés	contention manuelle chez les jeunes uniquement	membres antérieurs et postérieurs puissants, morsures
Rhinocerotidés	cage de contention	animaux puissants, corne(s)
Tapiridés	contention manuelle chez les jeunes uniquement	morsures, coups de tête
ARTIODACTYLES		
Suidés et Tayassuidés	contention manuelle chez les espèces de petite taille uniquement	animaux puissants, nerveux, présence éventuelle de défenses
Hippopotamidés	cage de contention	animaux puissants, défenses
Camélidés	<u>petite taille</u> : contention manuelle, cage de contention	capacité de botter, de cracher, de mordre
	<u>grande taille</u> : cage de contention	
Tragulidés	contention manuelle, épuisette	canines aiguës
Cervidés	cage de contention sur des animaux entraînés	membres antérieurs et postérieurs puissants, bois
Antilocapridés	contention physique non recommandée car animaux très nerveux	
Giraffidés	<u>jeunes</u> : contention manuelle	animaux puissants, capacité de botter
	<u>adultes</u> : mur amovible, cage de contention	
Bovidés	<u>petite taille</u> : contention manuelle	membres antérieurs et postérieurs puissants, cornes, morsures
	<u>grande taille</u> : cage de contention	

Tableau 1 (suite et fin) : Les moyens de contention physique utilisés chez les différents ordres de mammifères présents en parc zoologique.

III. Les limites de la contention physique : vers un développement de la contention chimique

A. Place de la contention chimique par rapport à la contention physique dans les années 50

Dans les années 50, la contention chimique est très peu citée dans les méthodes de contention des mammifères en parc zoologique. Elle est utilisée de deux manières :

- ✓ par voie orale : l'administration d'un « soporifique » est pratiquée avant la capture dans le cas d'animaux nerveux comme les Cervidés ou les Antilopinés (58) ou dangereux comme les Ursidés (74). Toutefois, les molécules utilisées sont la plupart du temps refusées par les animaux en raison de leur saveur ou autres caractéristiques organoleptiques attirant l'attention de ces derniers (74).
- ✓ par voie parentérale : toutes les voies sont utilisées, mais cela nécessite la contention préalable du sujet (74).

Les molécules utilisées pour réaliser cette contention chimique sont peu décrites. Les publications emploient les termes « soporifique » (58), « subanesthésique », « tranquilisant », « sédatif » (74). JACQUIN signale également l'utilisation de Gardénal NDH par voie orale sur un ours polaire et de Nesdonal NDV par voie intraveineuse sur une lionne (74).

Dans la plupart des cas donc, la contention chimique n'intervient qu'après avoir contenu physiquement l'animal à examiner. Mais cette procédure n'est pas sans risque.

B. Les limites de la contention physique

En 1950, SEVERINGHAUS décrit dans un article une méthode de contention physique des Cervidés très « sportive » qui permet de cerner, même si de telles pratiques ont été abandonnées par la suite, les limites de la contention physique :

« Un assistant ouvrait la porte de la caisse de transport, ce qui permettait au cerf d'en sortir. Il s'enfuyait généralement, essayant d'esquiver le manipulateur. Ce dernier devait saisir le cerf d'une façon telle que sa main droite passait sous l'encolure de l'animal pour stopper sa course tandis que sa main gauche passait sur son dos pour le maintenir à terre. Simultanément, il se lançait de tout son poids contre l'épaule du cerf avec suffisamment de force pour lui faire perdre l'équilibre. Une fois le cerf à terre sur son côté gauche, le manipulateur passait de l'autre côté de l'animal, évitant ainsi de se faire battre par les pattes de ce dernier. Au cours de ce mouvement, sa main gauche devait glisser le long de l'encolure du cerf, ce dernier atterrissant ainsi sur le bras du manipulateur, tandis que sa main droite repassait sur l'épaule de l'animal pour saisir le membre antérieur droit par derrière. Une fois que le manipulateur était placé le long du dos du cerf, ses jambes étaient libres. Sa jambe droite était placée autour du flanc de l'animal et son pied accroché devant l'une ou les deux pattes postérieures. Pendant ce temps, un assistant abordait le cerf par derrière et, après s'être couché sur la hanche de ce dernier, faisait travailler ses mains sur les membres postérieurs de l'animal jusqu'à ce qu'il les ait saisis juste en dessous du jarret. Le cerf était maintenu dans cette position par deux hommes pendant qu'un anesthésique était injecté dans la veine saphène par une troisième personne. » (59)

1°) Traumatismes physiques

L'un des problèmes majeurs associé à la contention physique dans les années 50 est la fréquence des accidents consécutifs à la capture, en particulier chez les espèces ayant des membres très fins et qui sont donc très sujettes aux fractures (58, 74). Pour limiter ces accidents, certains

parcs zoologiques décident donc de réduire au maximum les déplacements d'animaux au sein du parc ainsi que les changements de cage ou d'enclos, souvent à l'origine d'accidents graves voire mortels (58). En plus des accidents auxquels sont exposés les animaux, il ne faut pas oublier que les manipulateurs eux aussi sont exposés à des dangers (74).

Les traumatismes encourus par les mammifères sont très divers : contusions, lacérations, abrasions, plaies ponctiformes, fractures. Soit ce sont des autotraumatismes, soit ils résultent d'une mauvaise manipulation pendant la capture ou la contention. Si des traumatismes mineurs peuvent être traités sans problème par des procédures vétérinaires standards, il n'en est pas de même en cas de fracture ouverte par exemple, et il faut alors envisager l'euthanasie, surtout chez les mammifères habitués à vivre en groupe et supportant mal l'isolement indispensable à des soins fréquents (126).

Certaines méthodes de contention, jugées plus dangereuses et contraignantes que d'autres, sont donc abandonnées et remplacées. Ainsi, la technique présentée sur la *figure 3* a été abandonnée par le personnel du Parc Zoologique de Paris en raison de la durée des manœuvres nécessaires à la capture, des réactions de défense et de la fatigue qu'elle provoquait, des risques de fracture et de syncope auxquels elle exposait l'animal et enfin, du danger qu'elle présentait pour le manipulateur et ses aides (128). Ceci a conduit le Professeur NOUVEL à développer un nouveau moyen de contention pour les grands Félinés : un « sabot de capture » (*voir II*).

La meilleure prévention de ces traumatismes physiques est de réaliser une manipulation prudente des animaux pendant la capture ainsi que d'inspecter l'environnement immédiat afin de détecter les dangers pouvant conduire à un traumatisme (126).

2°) Traumatisme psychologique : le stress

a) Définitions

On définit le stress comme une réponse cumulative, résultat de l'interaction d'un animal avec son environnement par le biais de récepteurs (45, 126).

On entend par réponse au stress la réaction d'un organisme à des sensations de nature nuisible, des infections et des états aberrants pouvant perturber sa stabilité physiologique normale (126). L'animal est stimulé par des modifications environnementales par le biais de ses récepteurs. Le système nerveux analyse et produit des influx allant de ses récepteurs aux organes effecteurs de la réponse, cette dernière étant spécifique, non spécifique, ou les deux à la fois. On qualifiera ces modifications d'éléments stressants qui initient la réponse au stress (46).

La réponse au stress implique différents systèmes au sein d'un organisme : le système moteur volontaire, le système surrénalien et le système hypothalamo-hypophysaire. Si le système moteur volontaire est stimulé, l'animal répondra par différents comportements (fuite, posture de défense, agressivité, vocalisation, ...) variables en fonction des espèces. Si le système surrénalien est stimulé, l'animal répondra par une réaction de fuite, encore appelée « réaction d'alarme ». Enfin, le système hypothalamo-hypophysaire est stimulé en cas de stress chronique et est à l'origine de réponses métaboliques nuisibles pour l'animal (46).

La contention constitue l'un des événements les plus stressants pour un mammifère (46, 126), et une stimulation intense et/ou prolongée peut induire des réponses préjudiciables à l'animal (46).

b) Éléments stressants auxquels sont soumis les mammifères en parc zoologique

Ces éléments stressants étant à l'origine de la réponse au stress, réponse pouvant être préjudiciable à l'animal, il est important de comprendre lesquels de ces éléments interviennent chez

les mammifères en parc zoologique. On distingue des éléments stressants :

- ✓ somatiques : sons, visions et odeurs étrangers ; sensations tactiles inconnues ; position, température, changement de pression ; étirement anormal des muscles et tendons ; effets de produits chimiques ou de médicaments
- ✓ psychologiques : ils jouent un rôle important dans l'adaptation des mammifères aux procédés de contention. On distingue :
 - l'appréhension : c'est un élément stressant modéré qui peut s'intensifier et devenir de l'anxiété, de la frayeur ou de la terreur, certains animaux pouvant même devenir enragés,
 - la frustration : un animal qui fait face à une situation étrangère à son environnement habituel tentera soit de s'échapper, soit de se défendre. Mais, lorsque l'animal est contenu physiquement, il ne peut exprimer ces comportements normaux, il est donc frustré, frustration à l'origine d'un stress.
- ✓ comportementaux : ils sont fortement liés aux éléments psychologiques. Entrent dans cette catégorie : environnement non familier, surdensité animale, bouleversements territoriaux ou hiérarchiques, changement dans les rythmes biologiques, manque d'interactions sociales ou au contraire d'isolement, changement d'alimentation.
- ✓ divers : malnutrition, intoxication, parasitisme, agents infectieux, brûlures, chirurgie, immobilisation physique, confinement. Si ces éléments agissent pendant une longue période, ils peuvent contribuer à un épuisement des capacités adaptatives de l'animal. A un tel stade, ce dernier peut succomber à un choc surrénal en cas de nouvelle manipulation (46).

c) Les mécanismes de la réponse au stress

Les éléments stressants auxquels est soumis un mammifère au cours des étapes de la contention physique (poursuite, capture et immobilisation) sont responsables d'un stress à court terme, primaire. Les étapes de la réponse à ce stress sont les suivantes :

- ✓ perception d'une modification ou d'une menace dans l'environnement immédiat de l'animal par le système nerveux par le biais d'une ou plusieurs fonctions sensorielles ;
- ✓ organisation d'une défense biologique variant d'un animal à l'autre en fonction de ses précédentes expériences, des conditions environnementales, de l'âge, du sexe, de la génétique. Cette défense consiste en un relargage de catécholamines entraînant une augmentation marquée des fréquences cardiaque, respiratoire, et de la pression artérielle. Elle consiste également en différents changements hormonaux et chimiques, leurs effets nuisibles étant cumulatifs et proportionnels à l'intensité du stimulus initial ;
- ✓ si l'animal est incapable de s'adapter à ces changements ou de neutraliser la menace par la fuite, il atteindra un état d'épuisement physiologique induit par le stress et sera incapable de rétablir son équilibre biologique normal, d'où une chute précipitée de la pression artérielle et de la glycémie. Il s'en suivra des conséquences nuisibles ou létales : hypoglycémie, hyperthermie, défaillance cardiaque, choc (126).

d) Prévention du stress

On voit donc que les conséquences du stress peuvent atteindre une certaine gravité comme je vais le détailler par la suite. D'où l'importance de minimiser les éléments stressants auxquels sont soumis les mammifères en parc zoologique (46, 126). Pour cela, il faut :

- ✓ choisir une méthode de capture adaptée à chaque situation (126),
- ✓ manipuler les animaux avec précaution (126),

- ✓ installer l'animal dans un environnement aussi proche que possible de ses conditions de vie dans la nature (46).

3°) Conséquences du stress : quand l'adaptation physiologique devient pathologique

a) Myopathie de capture

a₁) Définitions

La plupart des mammifères en parc zoologique étant présentés dans des enclos de dimensions relativement limitées, ils ne sont donc pas habitués à parcourir rapidement de longues distances (126). Ainsi, une capture précédée d'une longue poursuite entraîne une augmentation de la peur de l'animal, d'où un niveau de stress élevé et une activité musculaire intense. Ces deux derniers éléments sont à l'origine d'un épuisement du système orthosympathique, les effets de cet épuisement entraînant des syndromes mortels variés regroupés sous le terme de « myopathie de capture » (126, 183).

On entend par myopathie de capture une maladie musculaire associée au stress de capture et de contention caractérisée par une dégénérescence et une nécrose des muscles cardiaque et striés squelettiques (43). Décrit pour la première fois en 1964, ce phénomène est connu sous plusieurs dénominations : « maladie de capture », « dystrophie musculaire » (126), « maladie du surmenage » (43, 126), « rhabdomyolyse » (126), « maladie du stress » (43), « maladie du muscle blanc » (43, 126). A noter que cette dernière dénomination s'applique également à une myopathie nutritionnelle chez les Bovidés. La myopathie de capture touche particulièrement les Primates et les Ongulés (126).

a₂) Pathogénie

Elle est fonction de la durée et de l'intensité de l'effort physique réalisé par l'animal pendant la procédure de contention (poursuite, capture et immobilisation). Plus ces dernières seront importantes, plus les mécanismes à l'origine de la myopathie de capture engendreront un syndrome sévère (126).

Deux éléments entrent en ligne de compte dans la pathogénie de la myopathie de capture : un exercice musculaire excessif et soutenu et un stress intense et prolongé (126, 183). La *figure 27* montre de façon simplifiée les mécanismes engendrés par ces deux éléments :

- ✓ la poursuite, la capture et la résistance de l'animal à la contention provoquent chez ce dernier une accumulation d'acide lactique dans les cellules musculaires (126, 183). Cette accumulation d'acide lactique entraîne :
 - d'une part une destruction des fibres musculaires cardiaques, ce qui compromet la fonction cardiaque de l'animal pour finalement conduire à une défaillance cardiaque (43, 126, 183),
 - d'autre part une destruction des fibres musculaires squelettiques, ce qui entraîne un relargage de calcium, de potassium et de myoglobine dans le sang. Le calcium et le potassium provoquent une sensibilisation du muscle cardiaque aux catécholamines, d'où désorganisation du rythme cardiaque et fibrillation ventriculaire précédant l'arrêt cardiaque. La myoglobine, toxique pour le rein, est à l'origine d'une insuffisance rénale aiguë (43, 126, 183).
- ✓ les différentes étapes de la contention physique d'un mammifère sont pour ce dernier une source de stress. La réaction physiologique (réponse au stress) qui en découle peut devenir

pathologique si elle est d'intensité et de durée trop importantes :

- dans une situation normale, l'animal est soumis à un stress provoquant une stimulation de la médulla surrénalienne, d'où un relargage de catécholamines dans le sang. Ces dernières augmentent, par vasoconstriction périphérique, le flux d'oxygène arrivant au cerveau, au cœur et aux muscles nécessaires à la fuite. Il s'ensuit donc une réponse au stress physiologique (126).
- en cas de stress intense et prolongé, la stimulation de la médulla surrénalienne est également prolongée, d'où un relargage prolongé de catécholamines. La vasoconstriction périphérique prolongée entraîne une hypoxie des tissus concernés, d'où une désensibilisation ultérieure aux catécholamines et une vasodilatation. Il s'ensuit une chute brutale de la pression artérielle, une défaillance cardiovasculaire, puis un choc entraînant la mort (126, 183).

a₃) Les syndromes rencontrés

On distingue quatre syndromes cliniques regroupés sous le terme de « myopathie de capture ».

Le syndrome de « choc postcapture » :

- ✓ étiologie : ce syndrome est dû à l'association entre un état d'hyperthermie, de choc, un épuisement surrénalien aigu et une rhabdomyolyse subaigüe
- ✓ signes cliniques : l'animal est faible, déprimé et reste en décubitus latéral après avoir été relâché par les manipulateurs. Il présente une respiration rapide et superficielle, une tachycardie, une température corporelle élevée, évoluant rapidement vers une défaillance circulatoire et un choc conduisant à la mort en une à six heures après la capture ;
- ✓ modifications biochimiques : augmentation des taux sériques d'ASAT (aspartate aminotransférase), LDH (lactate déshydrogénase) et CPK (créatine phosphokinase) ;
- ✓ lésions : œdème pulmonaire, congestion sévère de l'intestin grêle et du foie ;
- ✓ traitement : fluidothérapie (NaCl (chlorure de sodium) associé à une solution de glucose à 1%) que l'on complémente en bicarbonate de sodium à 4-6 mEq/kg ; dexaméthasone IV à 4-8 mg/kg ;
- ✓ prévention : elle est essentielle étant donné le faible pourcentage de survivants suite au traitement et consiste à réduire les facteurs de stress et à garder l'animal dans un endroit correctement ventilé (126).

Le syndrome « ataxie-myoglobinurie » :

- ✓ c'est le syndrome le plus fréquemment décrit ; il apparaît plusieurs heures à plusieurs jours après la capture (43, 126) ;
- ✓ facteurs prédisposants : peur, anxiété de l'animal, exercice physique excessif, manipulations répétées de l'animal, tension musculaire constante, impossibilité de laisser au repos un animal après une procédure de contention (43) ;
- ✓ signes cliniques : ils sont d'intensité légère à sévère, le pourcentage de survie étant inversement proportionnel à la sévérité des symptômes. On distingue des signes nerveux (ataxie, torticolis) et urinaires (émission d'une petite quantité d'urine brunâtre, couleur due à la présence de myoglobine). En cas de signes graves, la mort survient en quelques heures à quelques jours des suites de l'insuffisance rénale provoquée par la myoglobine (126) ;
- ✓ modifications biochimiques : augmentation des taux sériques d'ASAT, LDH, CPK et d'urée (126) ;

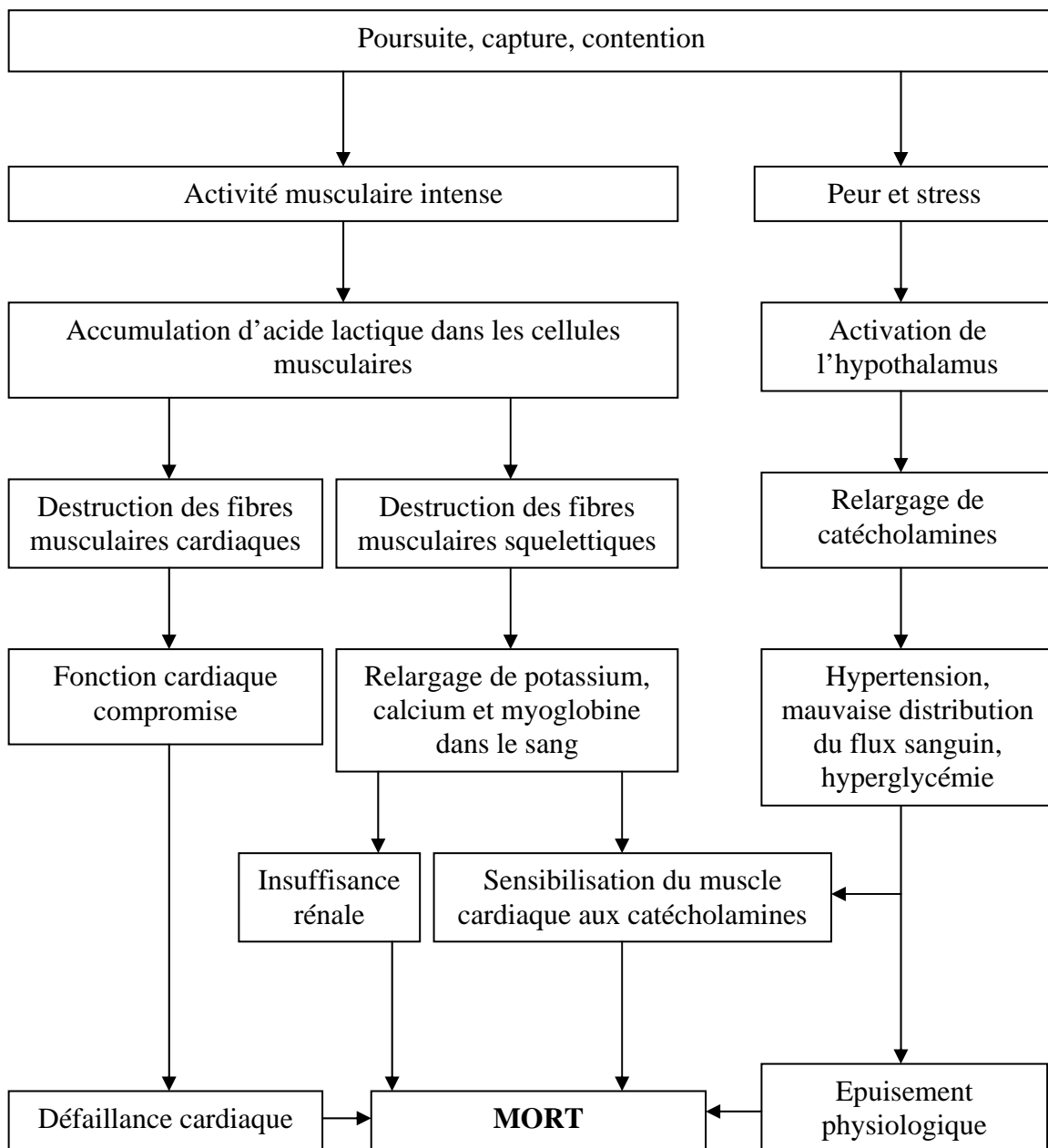


Figure 27 : Pathogénie de la myopathie de capture (d'après 126).



Figure 28 : contention d'un jeune addax lors de son examen postnatal (photo personnelle).

- ✓ lésions : reins noirs et congestionnés, vessie vide ou remplie d'une faible quantité d'urine brunâtre, muscles présentant des lésions visibles uniquement en cas de mort retardée (43, 126) ;
- ✓ traitement : fluidothérapie complétementée en bicarbonate de sodium (4-6 mEq/kg), oxygénation de l'animal (43).

Le syndrome de « rupture musculaire » :

- ✓ étiologie : rupture bilatérale des muscles gastrocnémiens ;
- ✓ signes cliniques : l'animal est amorphe, tremblant et incapable de se tenir sur ses membres postérieurs (hyperflexion des jarrets), la mort survient au bout de 3-4 jours ;
- ✓ modifications biochimiques : augmentation des taux sériques d'ASAT, LDH et CPK ;
- ✓ lésions : hémorragie sous-cutanée massive au niveau des membres postérieurs, lésions de nécrose pâles plus ou moins étendues des muscles des membres antérieurs, postérieurs, du diaphragme et de l'encolure associées à une rupture musculaire sur les muscles présentant une nécrose très étendue (126).

Le syndrome « suraigu retardé »

Il est rencontré chez les animaux en liberté détenus en captivité depuis au moins 24 heures (126). Il ne concerne donc pas les mammifères en parc zoologique, mais plutôt les réserves naturelles où des animaux en liberté peuvent se retrouver capturés et confinés dans des enclos en attente d'être relocalisés par exemple.

a₄) Prévention de la myopathie de capture

Etant donné le pronostic relativement réservé de ces différents syndromes une fois qu'ils sont apparus, la prévention de la myopathie de capture est indispensable à la réussite d'une procédure de contention physique. Les points suivants sont essentiels à respecter :

- ✓ limiter le temps de poursuite et de capture à 2 minutes maximum et, si cela n'est pas possible, reporter la procédure d'au minimum 24 heures (126, 183) ;
- ✓ limiter la durée de contention physique au minimum ainsi que les stimuli auditifs, visuels et olfactifs (126, 183) ;
- ✓ fournir à l'animal après la procédure un endroit calme, de taille suffisante et approvisionné en nourriture et en eau (126, 183) ;
- ✓ éviter de capturer des animaux en mauvais état général, des femelles gestantes ou en lactation (126) ;
- ✓ compléter l'alimentation de l'animal en vitamine E et sélénium, éléments jouant un rôle important dans la prévention de la myopathie de capture (126, 183).

b) Désordres métaboliques

b₁) Acidose métabolique

Deux phénomènes sont à l'origine d'une acidose métabolique lors d'une procédure de contention physique :

- ✓ un excès d'acides : l'activité musculaire excessive due à la poursuite, la capture et la résistance à la contention de l'animal déclenchent les réactions d'oxydation anaérobie produisant de l'acide lactique, l'accumulation de ce dernier dans les cellules musculaires entraînant une baisse sensible du pH (43) ;
- ✓ une perte de bases : l'excitation de l'animal peut entraîner un ptyalisme et une sudation importante à l'origine d'une perte de bases, mais pas seulement (126). La présence d'un

jeûne prolongé (43), d'une diarrhée (43, 126), de vomissements (126), d'une néphrite interstitielle chronique, d'une insuffisance rénale aiguë (43), d'une déshydratation (43, 126) sont également à l'origine d'une perte de bases. Il est donc important de bien évaluer l'état de l'animal à immobiliser avant d'envisager une procédure de contention physique (43).

Cet état d'acidose métabolique entraîne une augmentation du taux sérique de calcium d'où, comme nous l'avons vu précédemment, une sensibilisation du muscle cardiaque aux catécholamines et les conséquences qui en découlent. Il est important de garder à l'esprit que cet état d'acidose persiste pendant plusieurs minutes après la fin de la poursuite ou de la contention, même si l'animal essaie de compenser cet état par une hyperventilation marquée (43).

Les signes cliniques de cette affection sont principalement neurologiques, mais pas seulement :

- ✓ l'animal est amorphe, confus (43), état évoluant vers un coma et/ou des convulsions (43, 126) puis la mort (126),
- ✓ l'animal est déshydraté (43, 126),
- ✓ l'animal présente une polypnée (43, 126), une tachycardie, des muqueuses orales bleuâtres (126).

Le traitement de l'acidose métabolique nécessite une assistance respiratoire, une fluidothérapie (NaCl, dextrose) complétée en bicarbonate de sodium (4-6 mEq/kg) (43, 126) et en glucose à 1% (126). Le débit de perfusion ne doit pas être trop élevé, sinon cela provoquera une destruction des hématies (126).

La prévention de cet état passe, comme pour tout état engendré par le stress, par une réduction des éléments stressants, c'est-à-dire :

- ✓ choisir la méthode de contention la moins stressante possible,
- ✓ réduire les durées de la poursuite et de l'immobilisation à un minimum,
- ✓ minimiser les stimuli pendant la contention (43).

b₂) Hypoglycémie

Les mammifères en parc zoologique peuvent, même si ce n'est plus vraiment le cas à l'heure actuelle, recevoir une alimentation déséquilibrée. De plus, ils souffrent, comme je l'ai dit plus haut, d'un manque d'exercice physique. Ces deux éléments sont à l'origine d'une diminution des réserves de glycogène de l'animal. Or, une procédure de contention physique implique des besoins énergétiques accrus, énergie transmise aux cellules par un apport massif de glucose, apport non renouvelé du fait du manque de réserves de glycogène. Il s'ensuit donc une chute du taux de glucose sanguin et un choc hypoglycémique. A noter que certaines espèces, en particulier celles qui hibernent, sont très sensibles à ce phénomène.

L'hypoglycémie entraîne une diminution du métabolisme oxydatif cérébral, d'où l'apparition d'une anoxie cérébrale se traduisant par une tétanie, du ptyalisme, une tachycardie et une sudation profuse. Si l'anoxie cérébrale se prolonge, elle provoque des dommages irréversibles à l'origine d'un retard mental, d'une paralysie partielle, d'une ataxie, de crises d'épilepsie ou de la mort.

Le traitement de l'hypoglycémie consiste en l'injection IV ou IM de dextrose 10 à 50% (la réponse à cette injection doit être immédiate) ainsi que d'épinéphrine en SC (qui a un effet néoglucogénique). Sa prévention consiste en l'administration d'une alimentation équilibrée ou, si tel est déjà le cas, à s'assurer que l'animal ne trie pas ses aliments (43).

c) Troubles de la thermorégulation

Les capacités de thermorégulation d'un mammifère peuvent être compromises par plusieurs phénomènes :

- ✓ la poursuite, la capture et l'immobilisation de l'animal participe à une excitation intense de ce dernier ;
- ✓ le stress associé à la contention physique sensibilise l'animal aux effets délétères de l'environnement, animal qui ne peut s'adapter à ces effets par des modifications comportementales puisqu'il n'est pas libre de ses mouvements (126).

Ces différents phénomènes entraînent donc l'animal soit vers un état d'hyperthermie (le plus fréquent en cas de contention physique), soit vers un état d'hypothermie (le plus fréquent en cas de contention chimique) (126).

c₁) Hyperthermie

On entend par hyperthermie une augmentation critique de la température corporelle au-delà des valeurs normales. On parle en général d'hyperthermie pour une température corporelle dépassant 41°C. A noter que certaines espèces sont capables de grandes variations de leur température corporelle, ce mécanisme leur permettant d'économiser leurs réserves d'eau et d'énergie en réponse à des conditions climatiques particulières.

L'atteinte d'une hyperthermie est le résultat de deux phénomènes : une absorption de chaleur dans l'environnement et un métabolisme accru. Les facteurs étiologiques menant à ces deux phénomènes incluent :

- ✓ une exposition directe aux rayons du soleil,
- ✓ une température ambiante élevée,
- ✓ un effort musculaire intense,
- ✓ une incapacité de mettre en place des adaptations comportementales,
- ✓ des particularités d'espèces.

L'hyperthermie entraîne d'une part une vasodilatation généralisée, d'où une chute brutale de la pression artérielle conduisant à une défaillance cardiovasculaire et à la mort, d'autre part une augmentation des besoins en oxygène de l'organisme, besoins non comblés par l'animal. Il s'ensuit une anoxie généralisée touchant principalement le cerveau, le foie et les reins.

L'animal hyperthermique présente une fréquence cardiaque faible et irrégulière, une respiration rapide et superficielle, une sudation profuse, est chaud au toucher. Cet état évolue rapidement vers le coma et la mort.

Le traitement immédiat de l'hyperthermie passe par un refroidissement de l'animal (vaporisateurs d'eau fraîche, arrosage, perfusions froides, ventilateur, glace, neige, ombre) ainsi que par l'injection IV de flunixin méglumine ayant pour effet une diminution de la température corporelle. Il faut éviter de refroidir trop l'animal pour ne pas le rendre hypothermique.

La prévention de l'hyperthermie passe par le suivi de recommandations simples :

- ✓ ne pas envisager de procédure de contention physique par des températures ambiantes trop élevées ;
- ✓ les animaux capturés par temps chaud doivent être régulièrement refroidis et protégés d'une exposition directe aux rayons du soleil ;
- ✓ ne pas laisser les animaux se débattre trop et faire en sorte que la procédure dure le moins longtemps possible (126).

c₂) Hypothermie

On entend par hypothermie une diminution critique de la température corporelle en-dessous des valeurs normales. On parle en général d'hypothermie pour une température corporelle inférieure à 35°C.

L'atteinte d'une hypothermie est le résultat d'une contention trop longue de l'animal par temps froid ou par temps pluvieux ou venteux (la pluie et le vent favorisant le refroidissement de l'animal), contention empêchant l'animal de mettre en place les modifications comportementales lui permettant de lutter contre le froid. A noter également que certaines espèces sont plus sensibles que d'autres à l'hypothermie.

Cette hypothermie est responsable, d'une part d'une vasoconstriction périphérique provoquant une anoxie tissulaire suivie d'une vasodilatation généralisée et des conséquences qui en découlent (*voir plus haut*), d'autre part d'une cristallisation de l'eau cellulaire et d'une suppression de tous les processus métaboliques cellulaires.

L'animal hypothermique présente une bradycardie, une respiration superficielle, est froid au toucher et perd rapidement conscience. Il s'ensuit un coma et la mort.

Le traitement immédiat de l'hypothermie consiste en un réchauffement rapide de l'animal (immersion dans un bain chaud, vaporisateurs d'eau chaude, perfusions réchauffées, bouillottes, lampes chauffantes, couvertures, incubateur dans le cas de petits mammifères) en prenant bien garde de ne pas le brûler.

La prévention de l'hypothermie passe par le suivi de recommandations simples :

- ✓ ne pas envisager de procédures de contention physique par des températures ambiantes trop basses ;
- ✓ les animaux capturés par temps froid doivent être régulièrement réchauffés et protégés de la pluie ou du vent ;
- ✓ minimiser les pertes de chaleur se produisant par contact direct avec le sol (126).

d) Troubles cardiorespiratoires

d₁) Bradycardie cholinergique

On définit ce trouble comme une diminution de la fréquence cardiaque due au fait que la stimulation vagale de nature cholinergique dépasse la réaction d'alarme physiologique de nature adrénergique. On parle également de « syncope », « syncope fatale », « réflexe vagal », ou de « bradycardie vagale ».

La pathogénie de ce trouble s'explique ainsi. Lors d'une procédure de contention, le système orthosympathique (influx nerveux adrénergique) est stimulé, entraînant ainsi une vasoconstriction et une hypertension à l'origine de la réaction d'alarme physiologique. Or, dans le même temps, le système parasympathique (influx nerveux cholinergique) est également stimulé et, si cette stimulation dépasse celle du système orthosympathique, il s'ensuit une chute brutale de la pression artérielle et une diminution de la fréquence cardiaque conduisant à une perte de conscience puis à la mort par arrêt cardiaque. A noter que plusieurs réflexes déclenchent une bradycardie cholinergique : pression des globes oculaires, pression des sinus carotidiens, augmentation de la pression intrabdominale, toutes ces manipulations pouvant être réalisées inconsciemment pendant une procédure de contention physique. D'où la nécessité de manipuler les mammifères contenus avec prudence.

Le traitement de cette bradycardie passe par l'injection IV d'atropine (0,04 mg/kg) qui bloque la stimulation cholinergique (43).

d₂) Fibrillation ventriculaire

Comme nous l'avons vu dans l'étude de la pathogénie de la myopathie de capture, dans une situation normale, la contention de l'animal provoque une stimulation de la médulla surrénalienne, d'où un relargage de catécholamines à l'origine de la réponse au stress physiologique, réponse se traduisant cliniquement par une tachycardie. Mais, si le muscle cardiaque a été précédemment sensibilisé aux catécholamines par une acidose sous-jacente ou une hypoxie, une stimulation identique entraîne une fibrillation ventriculaire.

En cas de fibrillation ventriculaire, l'animal agonise, agonie caractérisée par des mouvements réflexes de l'animal pouvant être confondus avec une résistance à la contention. Il s'ensuit une défaillance cardiaque, une perte de conscience et la mort de l'animal par arrêt cardiaque (43).

Le traitement de ce trouble passe par une défibrillation, autrement le pronostic est très réservé. La prévention de la fibrillation ventriculaire implique une évaluation correcte de l'état général de l'animal avant d'envisager une procédure de contention physique (43).

d₃) Œdème pulmonaire

Le manque d'exercice physique peut entraîner, en cas d'effort violent demandé à un mammifère (lors d'une capture par exemple), un œdème pulmonaire.

Cet œdème rend l'animal hypoxique, hypoxie visible cliniquement par une cyanose, une dyspnée et un pouls augmenté. Puis, lorsque l'hypoxie devient plus profonde, il s'ensuit une anoxie cérébrale et cardiaque, d'où perte de conscience et convulsions. Si cette anoxie dure plus de 4-5 minutes, l'animal meurt.

Le traitement n'est nécessaire qu'en cas d'œdème pulmonaire installé, un œdème modéré se traitant comme toute anoxie. Il consiste en une ventilation de l'animal avec une pression en oxygène positive, ventilation réalisée soit par une sonde nasale si l'animal est encore conscient, soit par une sonde trachéale si l'animal est inconscient (43).

C. Place de la contention physique dans les parcs zoologiques aujourd'hui

Si la contention chimique est devenue, comme nous le verrons plus en détail dans la deuxième partie de cette étude, le moyen de contention utilisé en première intention chez la plupart des mammifères en parc zoologique, la contention physique n'en reste pas moins indispensable dans certains cas :

- ✓ réalisation de soins quotidiens sur un animal pour lequel une contention chimique n'est pas nécessaire ou non souhaitée (74) ;
- ✓ capture de petits mammifères avant de les placer en chambre d'induction pour une anesthésie gazeuse ;
- ✓ contention de jeunes mammifères lors d'examen clinique postnatal (prise de sang, pose d'une puce électronique pour identification) comme le montre la *figure 28*.

De plus, la contention physique est également utilisée en soutien de la contention chimique sur certains mammifères (*voir Deuxième Partie III.A*) ou de la contention psychologique sur d'autres (*voir Troisième Partie III.B et C*).

Ainsi, la contention physique reste un moyen de contention indispensable en parc zoologique, et il est important d'en respecter toujours les principes fondamentaux de façon à ne porter préjudice ni à l'animal, ni au manipulateur. Cependant, tous les exemples présentés dans le troisième volet de cette première partie montrent bien les limites de la contention physique et la nécessité de développer des méthodes de contention moins traumatisantes et moins stressantes, comme par exemple la contention chimique. JACQUIN signale d'ailleurs le don au Parc Zoologique de Paris d'une « arme spéciale » permettant d'injecter des agents anesthésiques, sédatifs ou tranquillisants à distance, arme qui, il le souhaite, permettra peut-être de mettre au point de nouvelles techniques d'anesthésie et de traitement (74). Nous verrons effectivement dans la deuxième partie de cette étude combien la téléinjection a constitué une révolution dans la contention des mammifères en parc zoologique, mais également l'anesthésie gazeuse qui s'est révélée un outil indispensable à la contention des plus petits mammifères.

DEUXIEME PARTIE : LA CONTENTION **CHIMIQUE DES ANNEES 50 A NOS JOURS, UN** **PROGRES CONSIDERABLE POUR LA PRATIQUE** **VETERINAIRE EN PARC ZOOLOGIQUE**

La contention physique est un moyen de contention incontournable qui présente des intérêts, mais également des limites, ce qui a conduit, depuis la fin des années 50, à un développement très important des méthodes de contention chimique, développement permis notamment par la mise au point d'armes modifiées autorisant une injection à distance d'agents anesthésiques.

Cette deuxième partie a pour but de présenter l'évolution des méthodes de contention chimique des années 50 à nos jours, d'abord de façon générale, puis en étudiant chaque ordre de mammifère séparément, en ne détaillant que les protocoles utilisés à l'heure actuelle chez ces animaux en parc zoologique. Enfin, des applications pratiques de contention chimique réalisée sur des mammifères en parc zoologique seront présentées.

I. La contention chimique : étude générale

A. Historique et principes

1°) Historique

a) Pourquoi un développement de la contention chimique ?

L'Homme capture des animaux sauvages depuis l'Âge de Pierre (74, 126). Dans les premiers temps, les raisons de ces captures sont principalement égocentriques : subsistance, sport, amusement, enrichissement des Hommes (126). Mais, avec la disparition précipitée d'un grand nombre d'espèces, l'Homme a pris conscience de l'importance de conserver les animaux sauvages en bonne santé, soit dans leur milieu naturel, soit en parc zoologique. D'où la naissance de méthodes de contention moins traumatisantes (62, 126), l'avancée la plus spectaculaire dans ce domaine étant la fabrication de systèmes d'injection à distance à la fin des années 50-début des années 60. Ces systèmes vont permettre d'immobiliser chimiquement des mammifères sauvages grâce à des molécules initialement développées pour les mammifères domestiques, mais qui s'avèrent également très efficaces chez les premiers. Créée au départ pour la capture de grands mammifères terrestres, la contention chimique est passée d'un stade embryonnaire à un outil sophistiqué et largement utilisé pour la contention des mammifères en parc zoologique en l'espace de seulement un demi-siècle (126).

Utilisée correctement, la contention chimique peut servir à la capture des mammifères les plus imposants tout en minimisant le stress et les risques de blessures associés à la contention physique (46, 126). Elle rend l'accès aux animaux plus aisé, ce qui permet d'améliorer leur suivi médical (12, 126) et chirurgical (12) tout en permettant de réaliser une multitude de procédures : insémination artificielle (12, 126), transfert d'embryons (12), transport (126),

b) Naissance et évolution des systèmes d'injection à distance

Depuis des milliers d'années, les aborigènes d'Amérique, d'Asie et d'Afrique utilisent des sarbacanes, des arcs ou des lances dont les flèches ou les pointes sont enduites de poisons d'origine

animale ou végétale pour la chasse (126, 183). Cette pratique ancestrale est à l'origine des systèmes d'injection à distance ou téléinjection de molécules aux propriétés sédatives, immobilisantes, anesthésiques ou tranquillisantes actuels (126).

En 1953, HALL *et al.* relatent l'usage d'un fusil à air comprimé modifié projetant une fléchette rainurée enduite d'une pâte glucosée contenant la molécule immobilisante. Cette technique a permis de proposer une alternative sûre et moins traumatisante à la contention physique. Par la suite, le même type de fléchettes est utilisé par JENKINS *et al.* en 1955, mais avec un fusil fonctionnant avec un tube en caoutchouc.

Au début, beaucoup d'opérateurs ont fabriqué leur propre système de téléinjection. ANDERSON rapporte ainsi l'utilisation d'un arc pour capturer les Cervidés en 1961. Les flèches sont fabriquées à partir de cartouches de 357 Magnum[®] et d'aiguilles 12 G soudées à la partie arrière de la cartouche (*voir figure 29*). La hampe de la flèche, surmontée d'un disque en caoutchouc, pénètre dans la cartouche et sert de piston permettant, au moment de l'impact, la diffusion du principe actif dans l'animal. D'autres manipulateurs préfèrent utiliser des arbalètes, remplaçant la culasse normale par une seringue, tandis que d'autres encore fabriquent des sarbacanes et des fléchettes très légères utilisées pour les injections à courte distance. Des fusils de chasse, fusils à air comprimé ou à CO₂ (dioxyde de carbone) et des pistolets disponibles dans le commerce sont également transformés et testés, le but étant de trouver un système fiable (126).

C'est en 1958 que CROCKFORD *et al.* rapportent l'utilisation du premier système de téléinjection automatique (126, 183) dont le projectile est représenté sur la *figure 30*. Au coup de feu donné par le fusil à CO₂ utilisé, un bouchon métallique, situé à l'arrière du piston de caoutchouc se trouvant dans la fléchette, se décroche et relargue un comprimé de carbonate dans une solution d'acide citrique. Ce mélange produit un gaz appliquant une pression derrière le piston. La distance entre le tireur et l'animal et le timing sont indispensables à ce que la fléchette atteigne l'animal au moment où la pression est suffisante, permettant une injection du produit placé en avant du piston dans l'animal (59, 126). Ce système automatique est le premier système de téléinjection achevé et, par la suite, le fusil et les flèches sont brevetés, fabriqués industriellement (126) et vendus sous la marque Cap-Chur[®] (59, 126) par la Palmer Chemical and Equipment Company aux Etats-Unis. Le mécanisme de relargage du principe actif par le mélange carbonate-acide citrique étant jugé peu fiable, il est ensuite remplacé par une petite charge explosive placée en arrière du piston dans la queue de la flèche.

De nombreux autres types d'armes modifiées et de projectiles sont ensuite fabriqués par d'autres entreprises, si bien qu'au milieu des années 80, au moins dix produits différents sont proposés sur le marché international. De nos jours, au moins sept entreprises différentes commercialisent leur propre matériel de contention chimique aux Etats-Unis et beaucoup plus à l'échelle mondiale (126).

c) Les principes actifs utilisés : à la recherche de la molécule idéale

Historiquement, le curare est la première molécule utilisée pour immobiliser chimiquement les animaux sauvages. Il est en effet utilisé par les aborigènes pour la chasse depuis très longtemps. C'est un poison idéal : il n'est efficace que s'il est au contact d'une blessure et va provoquer une paralysie des muscles squelettiques puis des muscles respiratoires conduisant à la mort de l'animal. Les premières utilisations thérapeutiques du curare chez l'animal remontent à 1835, où on l'utilise dans le traitement du tétanos chez le cheval. Mais un nombre trop important d'effets secondaires (notamment en cas de surdosage) le font tomber en désuétude. Ce n'est que dans les années 40-50 que le curare est redécouvert et de nombreux dérivés synthétiques sont élaborés. Les propriétés pharmacodynamiques de ces derniers encouragent les personnels au contact d'animaux sauvages à les utiliser pour leur capture (126).

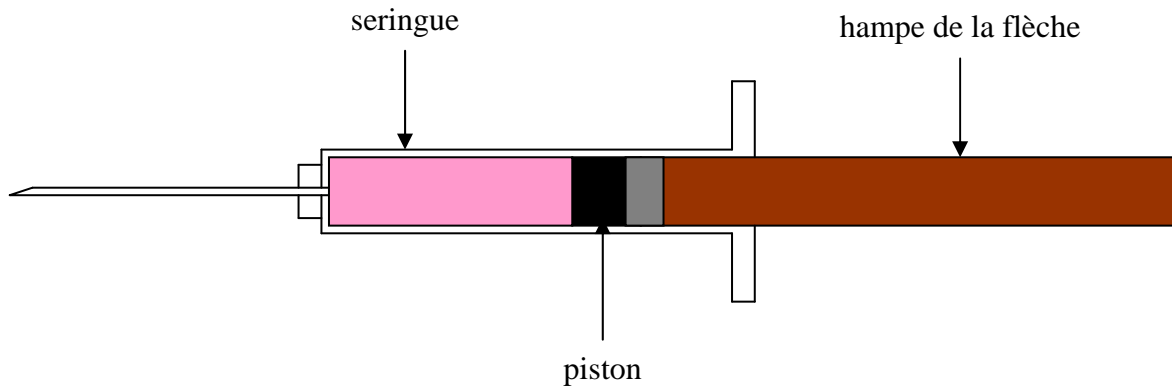


Figure 29 : Flèche développée par ANDERSON en 1961 (d'après 126).

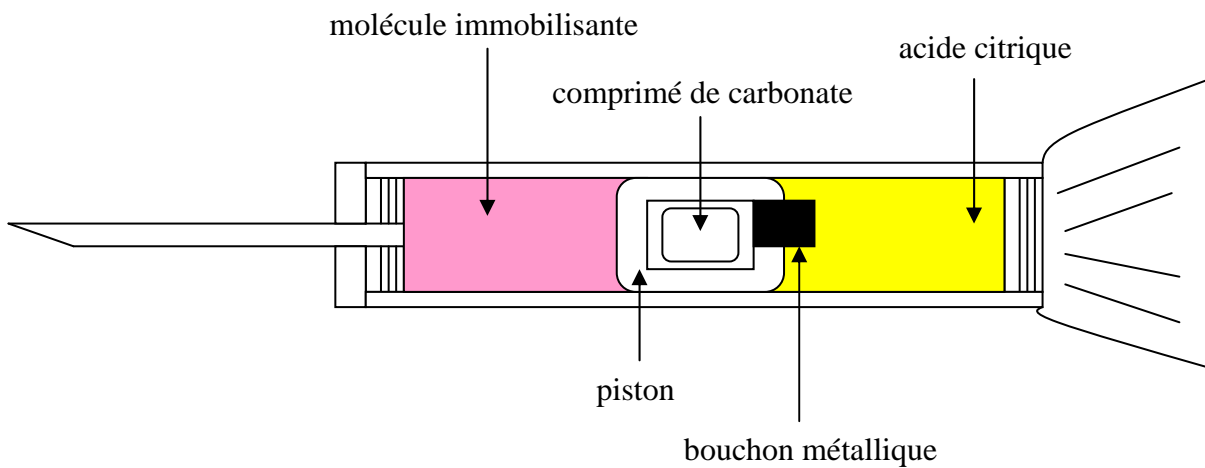


Figure 30 : Projectile du premier système de téléinjection automatique utilisé par CROCKFORD *et al.* en 1958 (d'après 126).

Les dérivés du curare (gallamine, tubocurarine) ne sont pas les seuls agents utilisés lors des premiers essais de contention chimique d'animaux sauvages. On trouve également des dérivés du tabac (nicotine) et la succinylcholine, tous ces agents étant regroupés sous le terme d'« agents bloquants neuromusculaires ». Mais, du fait d'un nombre important d'effets secondaires indésirables, ces molécules ne sont quasiment plus utilisées aujourd'hui. En effet, un des objectifs de la contention chimique à ses débuts est d'immobiliser l'animal pour le capturer, pas de l'anesthésier. Cette notion viendra plus tard avec la synthèse de nouvelles molécules et une meilleure connaissance de la pharmacologie de ces dernières.

Au tout début des années 60, plusieurs nouveaux principes actifs agissant par une dépression du SNC (système nerveux central) sont testées en Afrique du Sud, travail amorcé en grande partie par le Docteur HARTHOORN et les rangers du Natal Parks, Game, and Fish Preservation Board. Des associations de morphine, sédatifs et scopolamine sont utilisées avec succès sur le rhinocéros blanc tandis qu'antilopes, buffles, éléphants et hippopotames sont capturés avec des mélanges à base de diéthylthiambutène. La phencyclidine, une cyclohexanone récemment synthétisée et abandonnée pour l'usage humain pour cause d'effets hallucinogènes importants, est utilisée avec succès chez les Félidés et les Primates, mais pas chez les Ongulés.

En 1963, une nouvelle molécule à action SNC, qui a fait progresser de façon considérable l'efficacité de l'immobilisation chimique des animaux sauvages, devient disponible. Il s'agit de l'étorphine, un dérivé morphinique de nom déposé M.99 ND, qui s'est révélée être l'agent immobilisant de choix pour un grand nombre d'espèces, en particulier d'Ongulés. En effet, ce principe actif très concentré permet l'injection d'une grande quantité de produit dans un petit volume, ce qui s'avère très utile pour anesthésier des mammifères de plusieurs centaines de kilos ou de plusieurs tonnes. Peu de temps après, une autre molécule à action SNC devient disponible : le fentanyl, puissant analgésique au mode d'action proche de celui de la morphine, s'avère très efficace pour la contention des grands Herbivores en association avec certaines classes de neuroleptiques. Un gros avantage de ces molécules, regroupées sous le terme d'« opioïdes », est leur possible antagonisation permettant à l'animal de se relever quelques minutes après l'injection de la molécule antagoniste. Leurs inconvénients majeurs sont leur coût important et les précautions nécessaires à leur emploi si l'on veut éviter des accidents pouvant être mortels pour le manipulateur (126).

Au début des années 70, la xylazine (synthétisée pour la première fois en 1962 en Allemagne) est largement utilisée pour l'immobilisation des animaux sauvages nécessaire à la réalisation de procédures vétérinaires. On s'est en effet rendu compte de ses excellentes propriétés sédatives chez l'animal. C'est le premier α_2 -agoniste utilisé pour la contention chimique et l'analgésie des mammifères sauvages. A la même époque, la kétamine, dérivé de la phencyclidine, est synthétisée. Bien que moins puissante que cette dernière, elle présente également beaucoup moins d'effets indésirables et supplante bientôt complètement la phencyclidine. Cette dernière passe d'ailleurs en 1978 sur la liste des substances contrôlées du fait de son usage abusif chez l'Homme comme stupéfiant, puis sa production est peu à peu stoppée. Un autre dérivé de la phencyclidine, la tilétamine, est également synthétisé dans les années 70 et associé quelques années plus tard au zolazepam, une benzodiazépine, sous le nom déposé CI-744 ND, puis Telazol ND et Zolétil NDV (126). Cette association, beaucoup plus puissante que la kétamine, a permis une réduction des volumes à injecter aux animaux (71), mais, de par sa puissance, est plus toxique que la kétamine pour l'animal (126).

Un nouvel opioïde, le carfentanil, est synthétisé en 1978. D'abord testé chez l'ours polaire en 1983, il se révèle ensuite très efficace chez un grand nombre d'espèces (126). Les années 80 voient également l'avènement des α_2 -antagonistes, comme la yohimbine (98). Puis, en 1988, le A-3080, un opioïde expérimental, est testé chez l'élan (*Cervidés, Alces alces*). Entre 1989 et 1991, il est ensuite testé chez différentes espèces. C'est à cette époque également que deux nouveaux α_2 -

agonistes, la détomidine et la médétomidine, sont synthétisés et deviennent disponibles pour l'anesthésie des mammifères, de même que de nouveaux α_2 -antagonistes (126), l'idazoxan et l'atipamézole (98).

Si toutes ces molécules ont permis des avancées remarquables en terme d'immobilisation chimique, aucune ne peut être qualifiée de molécule idéale. En effet, le principe actif idéal doit pouvoir réunir les conditions suivantes :

- ✓ il possède un index thérapeutique (dose létale/dose efficace) élevé (45, 62, 183) ;
- ✓ c'est un produit non irritant pour le muscle, la voie intramusculaire constituant la voie d'administration principale pour les mammifères en parc zoologique (45, 62, 183) ;
- ✓ la période d'induction est courte (entre 10 et 20 minutes pour les molécules utilisées à l'heure actuelle) (45, 62, 183) ;
- ✓ il possède un antagoniste qui inverse ses effets et empêche la mort de l'animal consécutive à tout problème pouvant survenir pendant la procédure (45, 62, 183) ;
- ✓ il se présente sous forme d'une solution qui doit rester stable pendant une longue période à température ambiante (45, 183) ;
- ✓ la dose efficace doit être suffisamment faible (45, 183) et la solution suffisamment concentrée (62, 183) pour permettre l'injection du plus petit volume possible de solution à l'animal (45, 62, 183) ;
- ✓ il donne des résultats prévisibles dans une espèce donnée pour une posologie donnée (62) ;
- ✓ il peut être mélangé avec d'autres principes actifs sans réaction indésirable (62, 183) ;
- ✓ il entraîne très peu d'effets secondaires locaux ou systémiques (62, 183) ;
- ✓ son coût est faible ;
- ✓ il présente très peu d'effets toxiques pour l'Homme (62).

Or, comme nous allons le voir par la suite, toutes les molécules présentées ici possèdent des effets secondaires plus ou moins indésirables, effets qui peuvent s'atténuer par le biais d'associations de différentes familles de molécules (45, 62, 158, 183). Il reste donc encore beaucoup à découvrir dans le domaine de la contention chimique, même si de grands principes peuvent déjà se dégager.

2°) Principes

En plus des principes développés pour la contention physique qui sont également applicables pour la contention chimique, d'autres principes sont à respecter pour assurer le succès de la procédure à réaliser :

- ✓ il existe un très grand nombre d'espèces de mammifères. Certaines, en particulier celles appartenant aux ordres des Rongeurs et des Lagomorphes, sont utilisées depuis des années comme animaux de laboratoire pour évaluer des molécules immobilisantes, et un grand nombre de données est disponible pour elles. D'autres espèces, à l'inverse, ont été très peu anesthésiées, et les informations spécifiques sur les effets des molécules utilisées et les méthodes nécessaires pour réussir leur capture sont minimales. De plus, chaque espèce de mammifère présente souvent des particularités anatomiques ou physiologiques qu'il faut prendre en compte ;
- ✓ il est important de connaître le poids exact ou au moins de faire une bonne estimation du poids de l'animal à anesthésier (183), information plus ou moins importante en fonction de l'index thérapeutique du principe actif utilisé ;
- ✓ l'état général de l'animal doit également pouvoir être évalué, mais ce n'est pas toujours évident à distance. Un parasitisme interne important, un début de gestation, une maladie sous-jacente ne sont pas forcément visibles extérieurement. Une malnutrition, une infection ou une lactation le sont de façon plus évidente. Ce sont tous des facteurs importants qui détermineront le protocole de contention chimique à mettre en place (183).

- ✓ toujours utiliser le bon matériel de téléinjection en fonction de la situation ;
- ✓ la contention chimique n'est pas applicable à toutes les situations et certaines espèces sont capturées de façon plus sûre par d'autres méthodes ;
- ✓ n'utiliser que des molécules qui sont recommandées pour l'animal à anesthésier, en donnant une préférence à celles pouvant être antagonisées, ce qui permet un meilleur contrôle de la procédure ;
- ✓ n'utiliser le matériel de téléinjection que pour des animaux pesant plus de 10-15 kg et utiliser d'autres méthodes de contention pour des animaux de poids inférieur ;
- ✓ en plus du matériel nécessaire à la contention chimique, prévoir également le matériel qui permettra de faire face aux situations dangereuses où peut se trouver l'animal pendant la procédure (126).

B. Matériel nécessaire à la contention chimique

1°) La téléinjection : une révolution dans la contention des mammifères sauvages

a) Généralités

L'un des problèmes majeurs du personnel travaillant en parc zoologique est qu'il est confronté à des mammifères sauvages potentiellement beaucoup plus dangereux et agressifs (89) que des mammifères domestiques, d'où une manipulation qui présente des risques si ces animaux sont approchés sans être préalablement contenus chimiquement comme nous l'avons vu en première partie de cette étude. D'où l'importance de créer des systèmes permettant d'injecter le principe actif à distance de l'animal : la téléinjection est née.

On entend par téléinjection le fait d'envoyer une seringue contenant la solution immobilisante à distance et de faire en sorte que le contenu de cette seringue soit libéré au moment de l'impact sur l'animal (45).

Comme nous l'avons vu dans l'historique, il existe depuis le fusil Cap-Chur[®] de nombreux autres produits commercialisés pour la téléinjection. Pour être sûr de faire le bon choix de matériel, il faut s'assurer qu'il présente les caractéristiques suivantes :

- ✓ il doit être sûr et facile à utiliser,
- ✓ il doit être facile à nettoyer et à entretenir,
- ✓ il ne doit pas être affecté par les changements de température ou d'humidité,
- ✓ il doit être capable de fournir un résultat fiable,
- ✓ il doit être constamment précis pour la portée choisie,
- ✓ il doit être polyvalent, pouvant ainsi être utilisé chez un très grand nombre d'espèces,
- ✓ il doit être solide, avec des projectiles, pièces de rechange et autres accessoires aisément disponibles (126).

Quel que soit le matériel utilisé, un entraînement sur des cibles inertes est nécessaire pour bien le maîtriser (183). Les premiers entraînements permettent de s'habituer à la visée de l'arme choisie et de trouver des méthodes pour réduire les dommages à l'impact (12). Beaucoup de variables sont à prendre en compte pour chaque tir : la distance de la cible, le volume du projectile utilisé, la force du vent (12, 18). Ces variables sont contrôlées en ajustant la force de propulsion de l'arme utilisée (12).

b) Matériel utilisé

b₁) Armes modifiées

Elles ont pour but de remplacer la main du manipulateur appuyant sur le piston d'une seringue hypodermique, méthode pouvant être cependant utilisée sur des mammifères contenus physiquement (12, 126). Dans ce cas-là, les volumes injectés sont très variables de même que la longueur et le diamètre des aiguilles utilisées (126). Il faut toujours faire en sorte de choisir l'aiguille avec le plus gros diamètre possible pour permettre une injection rapide du produit (12, 45), injection qui ne doit cependant pas être trop rapide pour minimiser la douleur due à l'étirement des muscles et des nerfs par la diffusion du principe actif (12). Il faut de plus attacher l'aiguille solidement à la seringue (45).

Ces armes modifiées permettent la projection de la solution immobilisante à distance. Elles sont caractérisées par un certain nombre de données : portée, précision, volumes des projectiles associés (126) sont les plus importants à connaître pour une bonne utilisation de ces armes. En les classant de la portée la plus faible à la portée la plus importante, on trouve successivement les armes suivantes.

La « seringue-bâton » (ou « pole syringe » en anglais)

Il s'agit d'une seringue hypodermique attachée à l'extrémité d'un bâton (12, 126), ce dernier jouant le rôle de piston pour la seringue (12). Elle permet d'injecter sans danger un principe actif à un animal contenu dans un espace restreint comme une épuisette, une cage de contention, ... (126).

Elle peut être automatique (injection grâce à un ressort ou un gaz sous pression) ou manuelle (c'est le manipulateur qui, en poussant sur le bâton, injecte le produit) comme le montre la *figure 31*. Elle nécessite une prise en main ferme et de l'adresse au tir (126). Le bâton utilisé ne doit pas être trop long, sinon cela augmente le poids de l'appareil et diminue la mobilité et la précision de l'opérateur. Il est nécessaire d'insérer un dispositif évitant que l'aiguille ne se brise au point d'attache sur la seringue (12).

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. Cela ne pose pas de problèmes pour de petits volumes, mais pour des volumes dépassant 6-12 mL, l'injection peut durer 1 à 2 secondes (12). Pour diminuer le temps d'injection, on peut augmenter le diamètre de l'aiguille jusqu'à 14 ou 16 G (12, 45), mais pas trop pour ne pas blesser l'animal s'il bouge pendant l'injection (12).

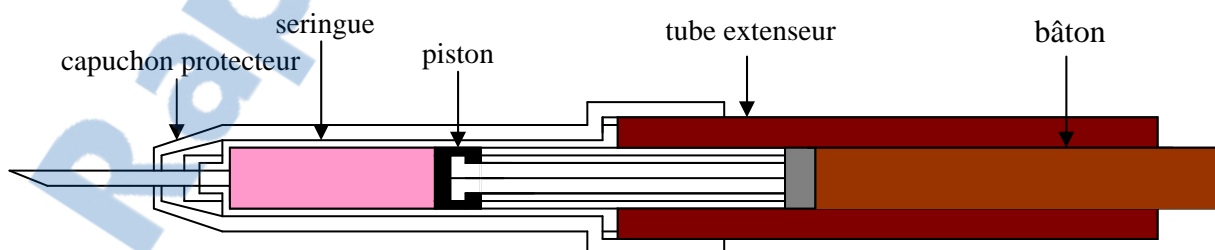


Figure 31 : Modèle de seringue-bâton industriel activé manuellement (d'après 126).

La sarbacane

C'est le système de téléinjection à faible portée le plus simple qui existe et l'un des plus efficaces (126), surtout en parc zoologique où les animaux peuvent être confinés dans des loges, donc sont à très faible portée de tir. Elle consiste en un tube long de 1 à 3 mètres (45, 126) grâce auquel un opérateur entraîné peut envoyer une fléchette jusqu'à environ 10-15 mètres de distance (12, 45, 126). Mais, avec de l'entraînement, il peut augmenter la portée et la précision de son tir, et peut-être atteindre les performances des aborigènes d'Amazonie qui pouvaient envoyer des fléchettes empoisonnées jusqu'à 40 mètres de distance (126, 183).

De nos jours, la sarbacane moderne est très utilisée en parc zoologique (126, 183) car elle présente beaucoup d'avantages : son tir est silencieux, elle est facile à utiliser (126) et à entretenir (45, 183) et facilement adaptable en ajustant la force du souffle de l'opérateur, ce qui permet de capturer même des petits mammifères. Du fait de leur légèreté et de leur faible vitesse, les fléchettes utilisées (45, 126, 183), de volume compris entre 0,5 et 3 mL (126), causent peu de dommages à l'impact (45, 126, 183). Le faible diamètre des aiguilles utilisées n'autorise pas leur utilisation chez les grands mammifères. De plus, du fait de leur faible volume, la trajectoire de ces fléchettes est très affectée par le vent.

Il existe dans le commerce des modèles de sarbacanes très efficaces, mais on peut tout à fait en fabriquer une avec un tube de plastique, de cuivre, ... (126), l'un des points à respecter étant que l'intérieur de ce tube doit être lisse pour réduire les frottements lorsque la fléchette passe dans la sarbacane (45), ce qui augmente sa vitesse.

Les systèmes de téléinjection à propulsion

Ils sont disponibles dans le commerce sous la forme de pistolets, de carabines ou de fusils de chasse. On les distingue par le mode de propulsion de leurs projectiles :

- ✓ propulsion par une charge de poudre (126, 183) : ces systèmes utilisent la dilatation du gaz produit par une charge de calibre 22 pour projeter les fléchettes. Deux modèles existent : soit on utilise des cartouches avec des charges de puissance différente en fonction de la distance souhaitée ; soit on utilise une cartouche à blanc de calibre 22 avec une seule charge dont on module la puissance par un système de contrôle de la vitesse en fonction de la distance et du volume de la fléchette utilisée. Ce dernier modèle permet une plus grande polyvalence et surtout une procédure de chargement plus rapide puisqu'il n'est pas nécessaire de changer de charge entre chaque tir. A noter également que le premier modèle peut être dangereux pour l'animal si la charge choisie est trop forte, l'impact engendré pouvant le blesser (126) ;
- ✓ propulsion par du CO₂ (12, 126, 183) : ces systèmes utilisent le CO₂ contenu dans une cartouche pour projeter les fléchettes. L'inconvénient majeur de ce type de système est qu'il est sensible aux conditions climatiques. En effet, une température élevée provoquera une augmentation de pression en CO₂ et donc une augmentation de la portée de l'arme utilisée (126). A l'inverse, une température basse entraînera une diminution de pression en CO₂ et donc une diminution de la portée de l'arme et de la vitesse de la fléchette (12, 126). Les armes utilisant des cartouches à CO₂ sont des armes de courte à moyenne portée. Leurs performances sont inférieures à celles des armes à propulsion par une charge de poudre (126) ;
- ✓ propulsion par de l'air comprimé (126, 183) : ces systèmes utilisent de l'air comprimé fourni par une cartouche ou une pompe pour projeter les fléchettes. Une valve de contrôle et/ou un indicateur de pression permettent d'ajuster la pression de l'air en fonction de la distance souhaitée et du volume de la fléchette utilisée. Ce type de propulsion est souvent associé avec des constituants de sarbacane pour projeter des fléchettes de faible volume à des distances courtes à moyennes. Ce système est en effet presque silencieux, ce qui est un avantage pour les animaux timides ou nerveux (126).

b₂) Projectiles

On parle de « projectile » ou de « fléchette » ou de « flèche », les deux derniers termes se rapportant à la forme de ces « seringues pour injection à distance ». Quel que soit le mécanisme utilisé pour injecter un produit à l'animal, une fléchette est toujours constituée des mêmes éléments :

- ✓ une aiguille qui permet la pénétration du produit dans l'animal (12) et qui peut soit être nue, soit porter des barbillons empêchant la fléchette de se décrocher immédiatement après l'impact (59, 126). Son diamètre et sa longueur varie en fonction de la taille de l'animal à anesthésier, de l'épaisseur de sa peau et du volume de la fléchette utilisée ;
- ✓ un corps de fléchette contenant d'une part le produit à injecter, d'autre part le mécanisme permettant d'injecter ce produit dans l'animal (il remplace ainsi la poussée de l'opérateur sur le piston de la seringue), ces deux parties étant séparées par un piston (12) ;
- ✓ un appendice ou queue de la fléchette (synthétique ou plastique) qui permet à la fléchette de maintenir sa trajectoire en vol (12).

On distingue quatre types de fléchettes en fonction du mécanisme utilisé pour injecter un produit à distance.

Activation par une charge explosive (12, 126, 183)

Le corps de la fléchette est en aluminium ou en plastique et contient une petite charge explosive placée entre le piston et la queue. Au moment de l'impact, un percuteur est poussé en avant contre un ressort, ce qui fait exploser la charge (45, 126). Le gaz produit par la détonation pousse le piston qui injecte le produit dans l'animal. Ce produit est injecté à travers l'extrémité d'une aiguille qui n'est pas obturée. Pour retenir la fléchette dans le corps de l'animal le temps de l'injection, on peut utiliser des aiguilles à barbillons. Autrement, la force produite par l'explosion de la charge est telle que l'aiguille peut ressortir de l'animal et une partie du produit est donc perdue. La *figure 32* représente une fléchette activée par un tel mécanisme.

Ce mécanisme, l'un des plus anciens qui existe (126), présente des inconvénients : l'impact de la fléchette sur l'animal est très violent, ce qui peut provoquer des lésions musculaires, osseuses ou organiques ; la détonation provoque une injection très rapide, mais également très douloureuse (12).

Activation par de l'air comprimé ou du gaz (voir figure 33)

Le corps de la fléchette est en aluminium ou en plastique, le plastique étant préférable puisque cela permet de visualiser la préparation de la fléchette et une éventuelle fuite d'air (126). La solution à injecter est placée en avant du piston. L'aiguille est ensuite mise en place et recouverte par un manchon de plastique souple occultant ses orifices latéraux (12). De l'air ou du butane est alors introduit par la queue de la fléchette (12, 126, 183) à travers une valve unidirectionnelle (183) et comprimé en arrière du piston (12, 126, 183), la solution à injecter est donc sous pression (12). Au moment de l'impact, le manchon de plastique ne pouvant traverser la peau est repoussé vers l'arrière, ce qui permet l'injection du produit par le piston repoussé par l'air ou le butane comprimé (12, 126, 183).

Ce mécanisme est beaucoup moins traumatisant que l'activation par une charge explosive, certains animaux ne réalisant même pas qu'ils ont reçu une injection. A noter toutefois que, si l'on utilise le butane, sa dilatation est limitée par temps froid, ce qui produit une injection incomplète du principe actif (12).

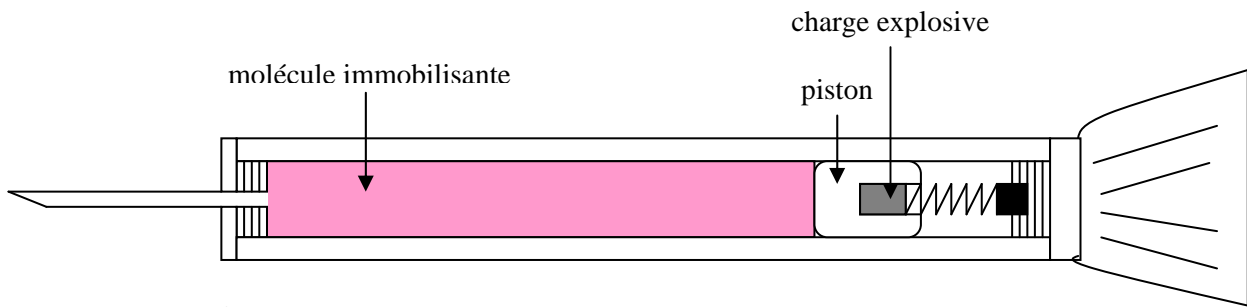


Figure 32 : Fléchette activée par une charge explosive (d'après 126).

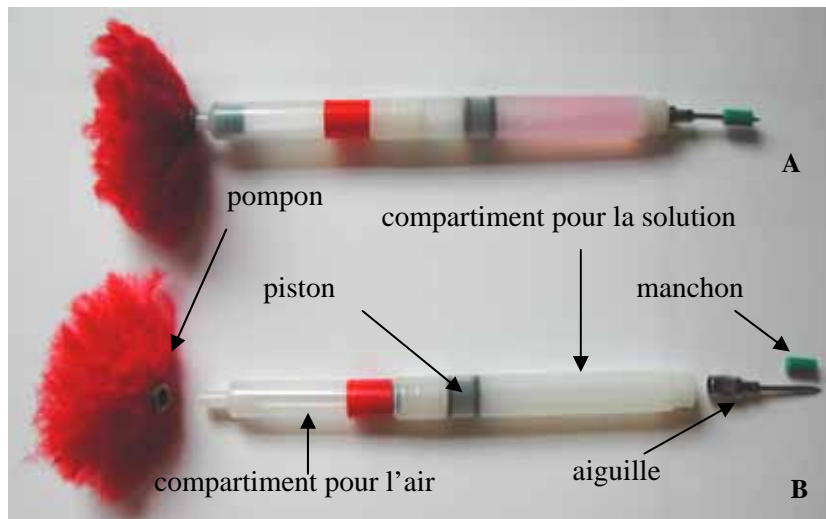


Figure 33 : Fléchettes activées par de l'air comprimé. A : fléchette chargée. B : les différents éléments de la fléchette (photo personnelle).

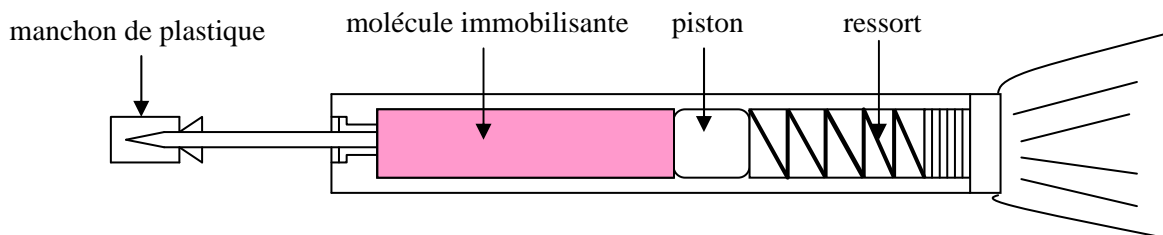


Figure 34 : Fléchette activée par un ressort (d'après 126).

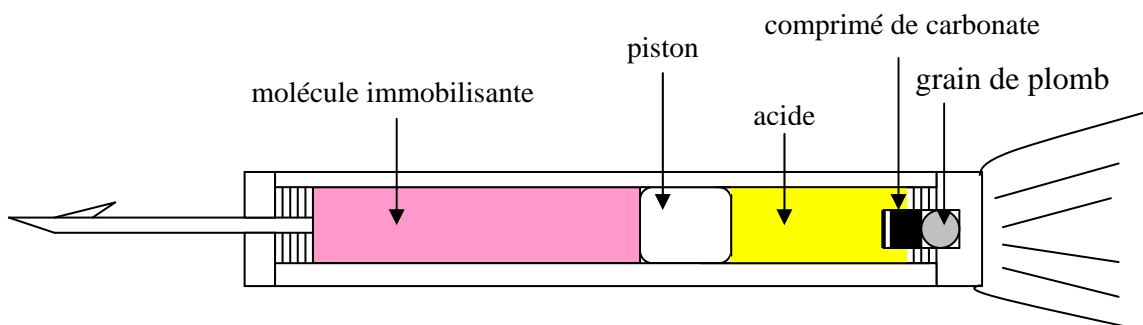


Figure 35 : Fléchette activée par un mélange acide-base (d'après 126).

Activation par un ressort (126, 183)

Le corps de fléchette utilisé peut être en plastique ou en aluminium. Une fois la solution à injecter en avant du piston, un manchon de plastique souple est placé sur l'extrémité de l'aiguille. Puis, l'appendice contenant le ressort est vissé au corps de fléchette, comprimant ce ressort contre le piston et mettant la solution à injecter sous pression. Au moment de l'impact, l'extrémité de l'aiguille traverse le manchon de plastique et le ressort pousse le piston vers l'avant, ce qui injecte le produit dans l'animal (126). La *figure 34* représente une fléchette activée par un tel mécanisme.

Activation par un mélange acide-base

Ce mécanisme reprend celui utilisé dans les premiers systèmes de téléinjection jugé peu fiable et remplacé comme nous l'avons vu par une activation par une charge explosive. Le corps de la fléchette est en aluminium. L'appendice contient un grain de plomb placé en arrière d'un comprimé de carbonate. Cet appendice est obturé par un fin disque de papier scellé par de la colle et du silicone. L'espace entre le piston et l'appendice est rempli par une solution acide. Au moment de l'impact, le grain de plomb est projeté vers l'avant, brisant le comprimé de carbonate puis traversant le disque de papier. Le contact entre carbonate et solution acide produit un gaz poussant le piston vers l'avant, ce qui permet l'injection du produit. Contrairement aux premiers systèmes, c'est l'impact de la fléchette sur l'animal qui déclenche la réaction chimique, pas le coup de feu (126). La *figure 35* représente une fléchette activée par un tel mécanisme.

La *figure 36* présente un exemple de matériel utilisé pour la téléinjection et commercialisé par la firme Telinject[®]. Le fusil présenté fonctionne avec des cartouches de CO₂ pour la propulsion et des fléchettes fonctionnant avec de l'air comprimé de volumes 3, 5, 10 et 20 mL. Deux diamètres de canons sont disponibles (11 mm et 13 mm). Le pistolet fonctionne avec de l'air comprimé fourni par une pompe à pied et projette le même type de fléchettes, mais seulement de volume 3 mL.

2°) L'anesthésie gazeuse : une valeur sûre

a) Les avantages de l'anesthésie gazeuse

Pendant des années, les vétérinaires travaillant en parc zoologique ont réalisé des interventions chirurgicales en n'utilisant parfois rien d'autre que la contention physique, ou sinon en faisant des injections IV répétées de barbituriques à faible durée d'action ou en masquant l'animal avec un cône contenant un coton imbibé d'éther à intervalles réguliers (158). Or, de nos jours, les vétérinaires sont amenés à pratiquer des chirurgies pouvant durer plusieurs heures (12, 159, 160), et il est dangereux de pratiquer de telles interventions en maintenant l'animal anesthésié par les méthodes citées précédemment qui se soldent en général par des taux de mortalité élevés associés (159).

La plupart des interventions réalisées nécessitent une bonne relaxation musculaire, une bonne analgésie, mais la plupart des agents anesthésiques possédant de telles propriétés sont également dépresseurs du SNC, compromettant ainsi les fonctions cardiovasculaire et respiratoire de l'animal. Il est donc indispensable de pouvoir faire varier rapidement le degré de dépression de l'animal et d'y associer une fluidothérapie et une assistance respiratoire peropératoires (159). Or, l'anesthésie gazeuse présente le double avantage de pouvoir faire varier rapidement le degré d'anesthésie tout en apportant une assistance respiratoire si nécessaire (12, 159). De plus on a constaté que les volumes d'anesthésiques utilisés pour les mammifères en terme de concentration alvéolaire varient très peu d'une espèce à l'autre. Ainsi, l'anesthésie gazeuse apporte un plus évident dans l'arsenal du vétérinaire de parc zoologique, surtout lorsque ce dernier est confronté à des espèces qu'il n'est pas habitué à traiter (159).



Figure 36 : Matériel de téléinjection commercialisé par la firme Telinject®. *En haut :* fusil fonctionnant avec des cartouches de CO₂ (a) et les différentes flèches pouvant être utilisées allant de 3 à 20 mL en volume (b). *En bas :* pistolet fonctionnant avec de l'air comprimé fourni par une pompe à pied se connectant au niveau de (c), les seules fléchettes pouvant être utilisées étant celles de 3 mL (photo personnelle).



Figure 37 : Appareil d'anesthésie portable utilisé par le Parc Zoologique de Paris (photo personnelle).

- Les applications de l'anesthésie gazeuse en parc zoologique sont nombreuses :
- ✓ induction de l'anesthésie sur un animal contenu physiquement, ceci étant valable pour les mammifères de petite taille (12, 159, 183) ou les jeunes mammifères (159, 183). Cela est particulièrement utile pour des interventions de courte durée demandant un réveil rapide et peu d'effets secondaires (159).
 - ✓ L'indication première de l'anesthésie gazeuse est le maintien d'une anesthésie de longue durée (12, 102, 159, 160, 183) dont l'induction a été réalisée par l'injection IM d'un principe actif immobilisant ou l'inhalation d'un agent gazeux ou volatil. Le degré d'analgésie et la profondeur de l'anesthésie sont ainsi contrôlés de façon précise (12, 159).
 - ✓ L'anesthésie gazeuse constitue l'une des méthodes d'anesthésie les plus sûres, ce qui est particulièrement intéressant pour les animaux débilisés (102).

b) Matériel utilisé

b₁) Les caractéristiques d'un matériel utilisable en parc zoologique

Le vétérinaire de parc zoologique est confronté, comme je l'ai déjà dit, à une très grande variété de mammifères avec une anatomie et une physiologie spécifiques. De plus, il est souvent amené à venir à l'animal à anesthésier, et non l'inverse (102). Le matériel d'anesthésie gazeuse utilisé doit donc posséder les caractéristiques suivantes :

- ✓ un appareillage (appareil d'anesthésie, bouteille d'oxygène ou de gaz anesthésique) facilement transportable,
- ✓ une large gamme de débits ajustables de façon précise,
- ✓ un raccordement possible de plusieurs types de circuits machine,
- ✓ une grande variété de masques, cathéters, sondes endotrachéales, pas d'âne, ... associés,
- ✓ une grande marge de sécurité pour les anesthésiques utilisés, ceci étant important aussi bien pour les patients que pour les opérateurs (102).

La *figure 37* représente un exemple d'appareil d'anesthésie portable utilisé au Parc Zoologique de Paris. Grâce à cet appareil, les vétérinaires ont pu maintenir sous anesthésie un girafon (*Giraffa camelopardalis peralta*) de 100 kg dont je développerai le cas plus loin (*voir III*).

b₂) L'appareil d'anesthésie

Il contient les éléments que l'on retrouve classiquement dans les appareils d'anesthésie utilisés pour les mammifères domestiques :

- ✓ une bouteille d'oxygène associée ou non à une bouteille de protoxyde d'azote (89, 102), chacune reliée à un détendeur ramenant les gaz comprimés à une pression d'utilisation (102) ;
- ✓ un débitmètre permettant d'ajuster le volume d'oxygène ou de protoxyde d'azote fourni à l'animal ;
- ✓ un vaporisateur (89, 102) pour les anesthésiques volatils (halothane, isoflurane), liquides, transformant ces derniers en vapeur qui se mélange à l'oxygène inspiré par l'animal (102) ;
- ✓ un système « bypass » permettant de délivrer rapidement et à haut débit de l'oxygène sans passer par le vaporisateur.

Tous ces éléments doivent être facilement démontables et transportables et l'appareil doit pouvoir être relié à différents types de circuits (102).

b₃) Les circuits machine utilisables

Il existe deux grands principes pour les circuits machine reliés à l'appareil d'anesthésie. Soit le circuit est qualifié d'« ouvert », c'est-à-dire que les gaz expirés sont éliminés dans le milieu extérieur, soit le circuit est qualifié de « fermé », c'est-à-dire que les gaz expirés sont partiellement ou totalement réinspirés par l'animal (102). Pour tous les circuits fermés, l'appareil d'anesthésie doit comporter un absorbeur de CO₂ et le circuit des valves unidirectionnelles obligeant l'air expiré à passer dans l'absorbeur (89, 102). Pour les circuits ouverts, un système d'évacuation des gaz expirés dans le milieu extérieur est recommandé (89). Parmi les circuits les plus utilisés chez les mammifères en parc zoologique, on trouve :

- ✓ circuits ouverts : chambre d'induction, tube en T, circuit de Bain, circuit de Lack.
- ✓ circuits fermés : circuit va-et-vient, circuit circulaire (102).

La résistance du circuit fermé étant plus importante que celle du circuit ouvert, on retrouve les mêmes indications d'utilisation que chez les mammifères domestiques :

- ✓ circuit ouvert : pour les mammifères de moins de 10 kg, le circuit de Bain ayant cependant été utilisé pour des mammifères pesant jusqu'à 35 kg, mais cela entraîne une consommation en agent anesthésique très importante et donc un coût prohibitif.
- ✓ circuit fermé : pour les mammifères de plus de 10 kg, le circuit va-et-vient pouvant être utilisé sans problème sur des mammifères pesant jusqu'à 500 kg et le circuit circulaire sur des mammifères pesant jusqu'à 120-150 kg ou plus selon l'appareil d'anesthésie associé (102).

b₄) Accès aux voies respiratoires

Comme je l'ai dit précédemment, les agents anesthésiques gazeux ou volatils peuvent être utilisés dès l'induction de l'anesthésie ou seulement au maintien de celle-ci. Pour que cet agent soit délivré à l'animal, plusieurs systèmes existent :

- ✓ la chambre d'induction : elle correspond à la « boîte anesthésique » décrite dans la première partie de cette étude. Il en existe plusieurs modèles disponibles dans le commerce, mais on peut également la fabriquer soi-même (102, 183) en entourant par exemple une cage de contention d'un sac plastique (183). Elle permet d'exposer les animaux à l'agent anesthésique sans stress de contention associé (102). Par le passé, elle a été utilisée pour des mammifères allant jusqu'à la taille d'un lion ou d'un tigre (59), mais à l'heure actuelle, on l'utilise surtout pour des mammifères pesant jusqu'à 5 kg. En effet, ce type de système implique une grande consommation en oxygène et en agent anesthésique, il est donc indispensable par la suite de masquer l'animal ou de l'intuber (102).
- ✓ Le masque : il peut être utilisé chez une très grande variété d'espèces étant donné qu'il peut prendre toutes les formes et tailles possibles (102). Plusieurs modèles sont disponibles dans le commerce, mais on peut très bien en fabriquer avec des bouteilles en plastique, des corps de seringue, ... (183). Ce masque doit être de préférence réalisé avec un matériau transparent (102), ce qui permet de contrôler la tête de l'animal et de détecter des signes avant-coureurs de réveil par exemple. Le débit utilisé dépend de la taille de l'animal (102).
- ✓ La sonde endotrachéale : on peut intuber des mammifères de plus de 100 g, le facteur limitant étant le diamètre interne de la sonde qui provoque une résistance à la ventilation (183). Les modèles disponibles dans le commerce peuvent être utilisés sans problème, mais ils ne sont parfois pas adaptés pour les mammifères de très petite taille. Dans ce cas-là, on peut utiliser des cathéters intraveineux ou des tubulures de perfusion en guise de sonde (102). Contrairement au masque (159), la sonde endotrachéale permet de contrôler de façon précise le volume d'agent anesthésique délivré à l'animal et, en cas d'arrêt respiratoire, permet une réanimation efficace (12, 159). La présence du ballonnet permet de protéger la trachée contre une éventuelle pneumonie par fausse déglutition (12, 159, 183). De plus, les

anesthésiques gazeux ou volatils provoquent une hypoventilation alvéolaire, une diminution de la pression partielle en oxygène et une augmentation de la pression partielle en CO₂ dans les alvéoles et le sang, ce qui favorise l'hypoxie (159, 160) et l'atélectasie (159). En ballonnant régulièrement l'animal par sa sonde, on peut donc lutter efficacement contre ces phénomènes (159,160).

En plus de ces outils indispensables pour délivrer l'agent anesthésique à l'animal, deux autres instruments peuvent être utilisés en association avec la sonde endotrachéale :

- ✓ le laryngoscope : chez certains mammifères, la glotte est difficile à visualiser (102, 183) du fait de la longueur et/ou de l'étroitesse de leur cavité buccale (102). Un laryngoscope muni d'une lame longue et droite est donc indispensable pour aider à l'intubation de ces animaux (102, 159, 183).
- ✓ Le pas d'âne : il permet de maintenir la cavité buccale de l'animal ouverte, ce qui facilite l'intubation de ce dernier et lui évite de mordre la sonde (102). Un pas d'âne utilisé chez les Herbivores est représenté sur la *figure 38*.

3°) Le monitoring : un aspect essentiel de la contention chimique

a) Importance du monitoring

De nombreux principes actifs immobilisants sont devenus disponibles dans les années 80. Cette décennie a également vu le développement d'un grand nombre d'appareils de monitoring sophistiqués pour l'anesthésie en médecine humaine (191). Or, parmi ces appareils, certains ont été utilisés également pour l'anesthésie vétérinaire de par leur coût modéré et leur présentation portable (156, 191).

Le monitoring permet de détecter rapidement les effets secondaires indésirables dus aux molécules immobilisantes utilisées, à des affections sous-jacentes, comme par exemple une hémorragie, un état d'hypoventilation ou à un mauvais positionnement de l'animal. Les données nécessaires au monitoring peuvent être collectées soit manuellement (auscultation cardiaque, palpation d'un pouls périphérique, observation des contractions ruminales, temps de recoloration capillaire), soit automatiquement (électrocardiogramme, oxymètre de pouls, mesure automatique de la pression artérielle) (191) .

Le monitoring automatique maximise les informations concernant le statut physiologique de l'animal. Ces informations étant données en continu, cela évite de perdre du temps à relever certains paramètres à intervalles réguliers et permet de se concentrer plus sur les décisions à prendre concernant la santé et la sécurité de l'animal (191). Le monitoring automatique permet également d'avertir rapidement l'anesthésiste en cas de situation dangereuse pour l'animal et donc d'agir immédiatement pour la corriger (156, 191). Une fois cela réalisé, le monitoring permet de voir si les mesures mises en place ont été efficaces. Il ne faut cependant pas s'endormir dans une fausse sécurité et accorder plus d'importance aux données affichées sur le moniteur qu'à l'état de l'animal (191). L'appareillage le plus sophistiqué ne remplacera en effet jamais la vigilance de l'anesthésiste et son sens de l'observation (156, 191).

La plupart des interventions en parc zoologique étant réalisées dans les loges des animaux et non à l'hôpital vétérinaire du parc, il est important que le matériel permettant le monitoring soit portable. De plus, il faut toujours préférer des méthodes non invasives, qui nécessitent une simple application de l'appareil sur la peau, à des méthodes invasives qui sont douloureuses, longues à mettre en place, coûteuses et qui requièrent une certaine expérience pour le manipulateur.

Ainsi, les caractéristiques indispensables au matériel de monitoring utilisé en parc zoologique peuvent se résumer de la façon suivante :

- ✓ un matériel portable, de prix abordable, facile à utiliser, non invasif et pouvant être utilisé pour une grande variété d'espèces ;

- ✓ des appareils ne nécessitant pas de temps d'initialisation, possédant un temps de réaction faible, fournissant des données en continu et dotés d'un système d'alarme (191).

b) Les différents types de monitoring

b₁) Monitoring manuel

Il consiste en un contrôle régulier par un opérateur des grandes fonctions de l'animal pendant toute la durée de la procédure. Les paramètres mesurés sont :

- ✓ la fréquence cardiaque et/ou le pouls périphérique : la fréquence cardiaque est déterminée par une auscultation ou par la palpation d'un vaisseau périphérique. Il existe une grande variabilité entre les espèces de mammifères sauvages. En même temps que la fréquence cardiaque, on évalue le rythme, la force du battement cardiaque ainsi que la présence de sons inhabituels, comme un souffle (126). A noter que certains bruits sont dus au positionnement de l'animal et disparaissent quand on change ce dernier de position (12, 126). La palpation du pouls périphérique donne une mesure indirecte de la fréquence et du rythme cardiaques ainsi qu'une évaluation indirecte de la pression artérielle par la force du pouls ressentie par l'opérateur (12) ;
- ✓ la fréquence respiratoire : elle varie d'une espèce à l'autre, mais une constante se dégage : en effet, quelle que soit l'espèce, la respiration doit être profonde, régulière, sans effort et silencieuse (12, 126). La régularité et la profondeur de la respiration sont parfois des indicateurs plus fiables de l'état général de l'animal que la valeur de la fréquence respiratoire elle-même (126). Elle est évaluée soit en observant les mouvements des muscles intercostaux, soit par auscultation, soit en mettant sa main devant les naseaux ou les narines de l'animal ;
- ✓ la température corporelle (12, 126) : elle est mesurée à l'aide d'un thermomètre (126, 183) placé de préférence dans le rectum. Chez les femelles, on peut également prendre la température vaginale, sachant qu'elle est habituellement plus élevée d'un demi-degré que la température rectale. La température corporelle varie énormément d'une espèce à l'autre, la plupart ayant une valeur comprise entre 35 et 41°C. Au-delà et en deçà de ces valeurs, l'animal est qualifié d'hyper ou d'hypothermique respectivement (126) ;
- ✓ la couleur des muqueuses buccales : elles doivent être rose vif (12, 126), une couleur grisâtre ou bleuâtre signalant une défaillance circulatoire. Pour évaluer la perfusion de ces muqueuses, on utilise le TRC (ou temps de recoloration capillaire), temps au bout duquel la muqueuse redevient rose après que l'opérateur y a appliqué son doigt (126). Cet examen peut être gêné par des muqueuses buccales pigmentées, on peut alors chercher d'autres muqueuses non pigmentées comme la conjonctive ou la vulve (12). Le TRC doit être inférieur à 1,5 secondes (12, 126) et, s'il est supérieur à 2 secondes, il faut suspecter un trouble circulatoire (126).

Le *tableau 2* présente les normes de fréquences cardiaque, respiratoire et de température corporelle de quelques mammifères présents en parc zoologique.

ESPECE	TEMPERATURE (°C)	FREQUENCE CARDIAQUE (battements/min)	FREQUENCE RESPIRATOIRE (mouvements/min)
Antilope (Bovidés)	39	60 à 80	12 à 20
Ours (Ursidés)	37,5-38,0	60 à 90	20 à 30
Cerf (Cervidés)	38,4	70 à 80	16 à 20
Eléphant (Proboscidiens)	36,0-37,0	25 à 35	4 à 6
Wapiti (Cervidés)	38,4	60 à 70	8 à 12
Girafe (Giraffidés)	38,0-38,8	40 à 48	12 à 18
Puma (Félidés)	38,0-39,0	55 à 65	18 à 22
Raton laveur (Procyonidés)	37,5-38,7	160 à 200	15 à 30
Rhinocéros (Rhinocerotidés)	37,0-39,0	25 à 40	13 à 15
Mouflon d'Amérique (Bovidés)	37,2	60 à 90	20 à 30

Tableau 2 : Normes de fréquences cardiaque, respiratoire et de température corporelle de quelques mammifères présents en parc zoologique (d'après 126).



Figure 38 : Exemple de pas d'âne (photo personnelle).

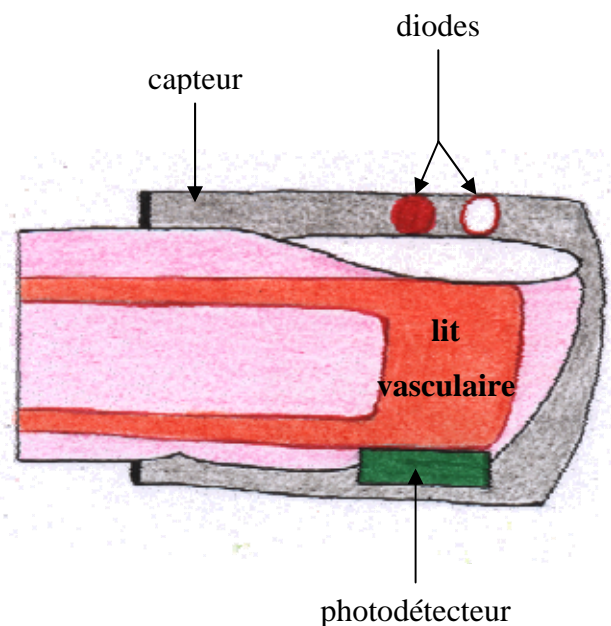


Figure 39 : Représentation schématique d'un capteur d'oxymètre de pouls (d'après 2).

b₂) Monitoring automatique

Comme je l'ai dit précédemment, le monitoring automatique apporte un plus incontestable dans la surveillance anesthésique de l'animal, même si l'opérateur ne doit pas se reposer exclusivement sur lui. Je ne détaillerai ici que les méthodes non invasives de monitoring automatique, puisque ce sont celles utilisées quasi exclusivement en parc zoologique.

L'oxymètre de pouls

Il constitue, avec le thermomètre, le matériel de base pour le monitoring d'un animal (183). Il a permis de trouver une alternative non invasive aux prélèvements répétés de sang utilisés jusque là pour déterminer l'oxygénation du sang d'un animal (2). C'est un appareil portable (12, 126), facile à utiliser (2), non invasif (2, 12) et fournissant les données en continu (2) :

- ✓ principe (voir figure 39) : l'oxymètre de pouls possède deux diodes émettrices de lumière rouge (620 nm) et infrarouge (920 nm). Un photodétecteur est placé à l'opposé de ces diodes, l'ensemble de ce système (ou capteur) entourant un lit vasculaire artériel (2, 12), donc pulsatile (12). Ce photodétecteur mesure l'intensité de la lumière produite par ces diodes transmise à travers ce lit vasculaire. Les différences d'intensité entre les deux diodes viennent des différences d'absorption entre l'oxyhémoglobine et la désoxyhémoglobine présentes dans ce lit vasculaire. L'intensité de cette lumière est ensuite convertie par l'oxymètre de pouls en saturation de l'hémoglobine artérielle en oxygène (SaO₂) exprimée en %. En plus, l'oxymètre de pouls donne la fréquence du pouls (2, 12, 126) ;
- ✓ sites où peut être placé le capteur : on peut l'appliquer sur la langue (2, 12, 183), les lèvres (2, 12), les oreilles (2, 12, 126, 183), les doigts, le prépuce, la vulve (2) ou le septum nasal (12). Il est très important de trouver un site où l'on est sûr que le capteur restera en place pendant toute la durée du monitoring (2) ;
- ✓ interprétation des données : pour contrôler la véracité des données fournies par l'oxymètre de pouls, on compare la fréquence du pouls déterminée par ce dernier à la fréquence cardiaque mesurée par l'anesthésiste, les deux mesures devant être très proches (2). Il est très important de regarder non pas une valeur précise de SaO₂, mais plutôt ses variations au cours du temps (2, 183) ;
- ✓ facteurs limitants : les données fournies par l'appareil sont totalement dépendantes des informations reçues par le capteur. Parmi les facteurs pouvant altérer la réception de ces informations, on trouve l'interférence par une lumière extérieure, une perfusion faible du site choisi, les mouvements de l'animal, l'hypothermie, une peau pigmentée ou épaisse, une quantité trop importante de poils sur le site, l'électrocoagulation, l'utilisation de colorants intravasculaires, ou la présence de méthémoglobine qui entraîne une surestimation de SaO₂ (2) ;
- ✓ applications cliniques : toute situation clinique associée à un trouble circulatoire ou respiratoire peut être améliorée grâce au monitoring de SaO₂. En effet, l'oxymètre de pouls peut détecter une profonde désaturation en oxygène du sang artériel sans qu'aucune modification de la fréquence cardiaque, de la pression artérielle ou de la fréquence respiratoire y soit associée. On voit donc tout l'intérêt d'utiliser un oxymètre de pouls lors de l'immobilisation chimique d'un animal (2). En cas de chute de SaO₂ sous 90% (183), une alarme avertit l'anesthésiste du danger (12) ;
- ✓ autre modèle : en plus de l'oxymètre de pouls fonctionnant par transmission que je viens de décrire, il existe un oxymètre fonctionnant par réflexion (2, 12). Dans ce modèle, les informations obtenues par le capteur proviennent d'un renvoi de la lumière émise par les diodes par l'os, ce qui évite de transilluminer une zone et fournit une valeur de SaO₂ plus centrale. Pour ce type d'oxymètre, le capteur est placé dans la cavité nasale, le vagin (12), le rectum (2, 12), l'œsophage ou la cavité buccale (2).

L'électrocardiogramme

Il enregistre l'activité électrique du muscle cardiaque et donne la fréquence et le rythme cardiaques (12).

La mesure automatique de la pression artérielle

La pression artérielle fournit une évaluation du fonctionnement cardiaque beaucoup plus utile que l'électrocardiogramme (12). Sa mesure s'effectue en plaçant un brassard sur la patte ou la queue de l'animal (12, 126), brassard relié à une machine mesurant à intervalles réguliers les pressions artérielles systolique, diastolique et moyenne et la fréquence cardiaque.

Cette méthode indirecte non invasive est préférée à la canulation d'une artère périphérique donnant une mesure directe de la pression artérielle, donc plus proche de la réalité, mais cette méthode est beaucoup plus contraignante (12).

La capnographie

De plus en plus utilisé en médecine humaine, l'appareil de capnographie mesure le CO₂ expiré et vérifie que la ventilation prodiguée lors d'une anesthésie gazeuse est suffisante (191). Son usage tend à se développer en médecine vétérinaire.

C. Les molécules utilisées en contention chimique

1°) Molécules injectables

a) Les différentes familles de principes actifs utilisés

Pour chaque famille (excepté les barbituriques et le propofol), un tableau sera proposé afin de présenter de façon synthétique leurs caractéristiques : mode d'action, index thérapeutique, puissance, effets secondaires, principe(s) actif(s) utilisés en parc zoologique et nom(s) déposé(s) si ce(s) dernier(s) est(sont) commercialisé(s) en France, existence d'un antagoniste et posologie, ...

a₁) Les agents bloquants neuromusculaires

Généralités

Ils provoquent l'immobilisation de l'animal par une paralysie des muscles squelettiques (89, 126) participant au soutien et à la locomotion (62, 89). Ils n'ont aucun effet déprimeur du SNC ou analgésique, ce qui signifie que l'animal est incapable de bouger mais reste conscient et sensible au stress et à la douleur (126).

Ces agents ont un index thérapeutique très faible. Il est donc important de bien estimer le poids de l'animal à immobiliser et d'utiliser une posologie correcte, mais ceci reste très difficile car beaucoup de variations inter et intraspécifiques existent. En cas de sous-dosage, l'agent bloquant n'est pas du tout efficace, tandis qu'en cas de surdosage, l'animal meurt par hypoxie suite à une paralysie des muscles respiratoires.

En plus d'un index thérapeutique faible, les agents bloquants neuromusculaires présentent d'autres effets secondaires indésirables : régurgitation, augmentation du niveau de stress qui devient nocif pour l'animal. Ces effets ainsi que le développement de principes actifs déprimeurs du SNC ont fait complètement tomber les agents bloquants neuromusculaires en désuétude (126). A l'heure actuelle, leur utilisation est qualifiée d'inhumaine, d'inefficace, d'inutile et associée à un taux de mortalité trop élevé pour être indispensable (62). Il est donc très difficile de justifier leur emploi sur les mammifères en parc zoologique, à moins de les associer à des molécules anesthésiques (89, 126), de les utiliser sous conditions contrôlées et de disposer d'un matériel de réanimation adapté (62, 89).

On distingue trois classes d'agents bloquants neuromusculaires : dépolarisants (89, 126) ou non compétitifs (89), non dépolarisants (89, 126) ou compétitifs (89) et ganglionnaires.

Agents bloquants dépolarisants

Ils agissent en stimulant les récepteurs cholinergiques de la jonction neuromusculaire ou plaque motrice (126). Cette stimulation provoque un relargage d'acétylcholine, d'où une prolongation du processus de dépolarisation de la plaque motrice (59, 126). Ceci prolonge la contraction musculaire physiologique, et il s'ensuit une paralysie spastique (126). L'animal restant cependant parfaitement conscient, il peut donc exprimer tous les éléments typiques de la « réponse au stress » excepté la fuite (45, 62), ce qui provoque une tachycardie et une hypertension dangereuses à long terme pour l'animal (45).

Cette paralysie progresse selon un schéma bien précis : d'abord les petits muscles des doigts, des yeux et de la face ; puis les muscles de la mâchoire, de la queue, des membres, de l'encolure et du tronc (45, 126) ; enfin les muscles intercostaux et le diaphragme (45, 62, 126), ce qui explique la mort par hypoxie en cas de surdosage si l'animal n'est pas sous assistance respiratoire (126).

Dans cette classe, la seule molécule d'intérêt pour les mammifères en parc zoologique est la succinylcholine (126). Cette molécule, inactive par voie orale (62), est métabolisée par les pseudocholinestérases hépatiques (59, 126). Ainsi, en cas de trouble hépatique chez l'animal, la métabolisation est ralentie et l'effet de la succinylcholine prolongé (126). La durée d'action de la succinylcholine dépend donc de l'état hépatique de l'animal mais aussi de la dose injectée (59, 62, 89). De plus, cette molécule entraîne un relargage excessif d'épinéphrine à l'origine d'une éventuelle défaillance cardiaque (126).

A l'heure actuelle, la succinylcholine est toujours utilisée par certains praticiens car c'est un composé hydrosoluble facile à utiliser (126), ne faisant l'objet d'aucune restriction d'accès et peu cher (62, 126). Elle présente toutefois cinq inconvénients majeurs :

- ✓ un faible index thérapeutique (45, 59, 62, 126) ;
- ✓ une absence d'effet dépresseur du SNC ou d'effet analgésique (45, 59, 62, 126) ;
- ✓ des effets non réversibles (59, 62, 89, 126) ;
- ✓ elle ne peut être mélangée avec des barbituriques dans la même seringue (45) ;
- ✓ une difficulté à déterminer une posologie non létale pour un animal donné (45, 62, 89, 126), ce qui implique d'avoir à disposition un appareillage (sonde endotrachéale, ballon, respirateur artificiel) permettant d'assurer la ventilation de l'animal en cas d'arrêt respiratoire (59, 62).

La succinylcholine est disponible sous les noms déposés : Anectine ND (45, 126), Brevidil ND, Miradin ND (126), Quelicin ND, Scoline ND, Sucostrin ND (45, 126).

Agents bloquants non dépolarisants

Cette classe inclut les dérivés du curare parmi lesquels les deux ayant été le plus utilisés chez les mammifères sauvages sont la d-tubocurarine (dérivé naturel végétal) et la gallamine (dérivé synthétique) dont les noms déposés sont respectivement Tubarine ND et Flaxédil ND (126).

Ces molécules agissent par compétition avec l'acétylcholine au niveau des récepteurs cholinergiques des plaques motrices. Elles bloquent ainsi l'arrivée d'influx nerveux aux muscles, d'où une paralysie flasque de l'animal. Là encore, cette paralysie suit un ordre bien précis : muscles des yeux, puis de la tête, puis des membres, puis du tronc et enfin muscles intercostaux et diaphragme. Ainsi, en cas de surdosage, l'animal meurt des suites d'une paralysie respiratoire périphérique (126), à moins de disposer de matériel permettant d'intuber et de ventiler l'animal en cas d'arrêt respiratoire (89).

La d-tubocurarine provoque un relargage d'histamine important. Elle a également des effets ganglioplégiques à l'origine d'une hypotension marquée. La gallamine ne présentant pas ces effets

secondaires est beaucoup plus sûre à utiliser. En plus de la paralysie, le seul effet possible causé par cette dernière est une légère tachycardie (89).

De durée d'action courte, les effets de la gallamine sont inversés par la physostigmine (126) et la néostigmine (89, 126), ce qui présente un avantage certain par rapport à la succinylcholine (59). Ce sont des agents anticholinestérasiques, ils inhibent donc la production de cholinestérase, augmentant ainsi la concentration d'acétylcholine au niveau de la plaque motrice, ce qui restaure un fonctionnement musculaire normal (89, 126). Il faut cependant être prudent lorsqu'on utilise la néostigmine, car elle est à l'origine d'effets secondaires indésirables par stimulation d'un grand nombre de terminaisons parasympathiques : augmentation des sécrétions bronchiques, bronchoconstriction, bradycardie, augmentation de l'activité digestive, ptyalisme. Tous ces effets, excepté la levée de la paralysie musculaire, sont neutralisés par l'injection simultanée d'atropine (89).

Tout comme la succinylcholine, la gallamine et la d-tubocurarine n'ont aucun effet dépresseur du SNC, la conscience et la sensibilité de l'animal sont donc intactes pendant toute la procédure d'immobilisation (89, 126). Ces molécules ne sont plus utilisées aujourd'hui.

Agents bloquants ganglionnaires

On trouve dans cette classe les dérivés de la nicotine : salicylate de nicotine, nicotine alcaloïde (126), sulfate de nicotine (59, 62). La nicotine est la première molécule immobilisante ayant été commercialisée avec le matériel Cap-Chur[®] sous l'appellation Cap-Chur Sol ND (126). Ses dérivés agissent par stimulation puis dépression du système nerveux végétatif et du SNC (59, 126) et leurs effets ne sont pas réversibles (126).

La nicotine stimule le SNC, ce qui provoque une excitation de l'animal, des tremblements (126) et des convulsions suivis par une paralysie de ce dernier (59, 126). La catatonie est également un symptôme fréquent chez un mammifère immobilisé avec un dérivé nicotinique. Elle se traduit par une position du corps anormale, une sudation importante, du ptyalisme (126), des vomissements, défécations (59, 126) et mictions (59). La mort survient par défaillance respiratoire suite à une paralysie périphérique des muscles respiratoires (59, 126), à moins de disposer d'un matériel de réanimation approprié (59).

Du fait de leur faible index thérapeutique, de leurs effets stressants (59, 126), des forts taux de mortalité associés à leur utilisation (126) et de l'absence d'antagoniste (59), les dérivés nicotiniques ne sont plus utilisés aujourd'hui (126).

L'ensemble des caractéristiques des agents bloquants neuromusculaires que je viens de détailler sont résumées dans le *tableau 3*.

a₂) Les barbituriques

Ils sont encore très utilisés dans les années 50-60 car ils sont jugés d'usage pratique et sûr chez les mammifères de toute taille. Sont employés aussi bien des barbituriques longue action (pentobarbital) que des barbituriques à durée d'action courte (thiopental). Les posologies recommandées sont de l'ordre de 25-40 mg/kg chez les mammifères de petite taille (jusqu'à 2,5 kg) et 30 mg/kg pour les mammifères de taille moyenne (2-25 kg). Ils sont administrés aussi bien par voie intraveineuse qu'intrapéritonéale, sous-cutanée ou intrarectale (59).

Puis, à partir des années 70, l'usage des barbituriques n'est plus recommandé pour l'anesthésie des mammifères en parc zoologique. En effet, on leur reproche leur grande variabilité d'action inter et intraspécifique (89), une certaine toxicité, une durée d'action prolongée, une induction lente (62) et des effets non réversibles (62, 89). A l'heure actuelle, d'autres familles leur sont largement préférées, et ils ne sont utilisés que comme euthanasiques (Doléthal NDV).

	Mode d'action	Index thérapeutique	Effets secondaires	Antagoniste
<u>Agents bloquants dépolarisants</u>				
succinylcholine	stimulation des récepteurs cholinergiques au niveau de la plaque motrice, d'où relargage d'acétylcholine et paralysie spastique ; absence de dépression du SNC	faible	régurgitation, niveau de stress augmenté, tachycardie et hypertension à l'origine d'une défaillance cardiaque	NON
<u>Agents bloquants non dépolarisants</u>				
d-tubocurarine	compétition avec l'acétylcholine au niveau de la plaque motrice, d'où une paralysie flasque ; absence de dépression du SNC	faible	hypotension	NON
gallamine			légère tachycardie	physostigmine et néostigmine (+ atropine)
<u>Agents bloquants ganglionnaires</u>				
dérivés nicotiniques (alcaloïde, salicylate, sulfate)	stimulation puis dépression du SNC	faible	tremblements, convulsions, catatonie	NON

Tableau 3 : Les agents bloquants neuromusculaires utilisés chez les mammifères en parc zoologique.

Généralités

Les opioïdes sont soit des dérivés de l'oripavine, soit des composés à fonction 4-amino-pipéridine (126, 183). Ils agissent en se liant à des récepteurs spécifiques cérébraux (12, 126) qualifiés de récepteurs endorphiniques (delta, kappa, mu, sigma), ce qui provoque une dépression du SNC. Autrefois qualifiés de « narcotiques », ce terme n'est plus employé aujourd'hui car c'est devenu un terme très générique désignant tout médicament entraînant une dépendance (126). Beaucoup plus puissants que la morphine, leurs effets chez l'animal vont de l'excitation à la dépression profonde, effets variables en fonction des espèces (89, 126). Ainsi, chez les Félidés, les Canidés, les Suidés et les Equidés, les opioïdes ont été à l'origine de degrés variables d'excitation (126). Métabolisés par le foie (12, 126), ils sont ensuite excrétés dans les urines (126).

Ce sont de très bons analgésiques, mais de faibles relaxants musculaires (126). Ils possèdent un index thérapeutique élevé (62, 126, 183), leurs effets sont prévisibles et peuvent être inversés par l'injection d'un antagoniste (126, 183). Utilisés chez toutes les espèces de mammifères, ils se sont avérés particulièrement efficaces chez les Ongulés (12, 126, 183) et les Proboscidiens (183). Ils peuvent être utilisés seuls ou en association avec des neuroleptiques (126, 183), cette association étant synergique (89, 126, 183) et permettant une phase d'induction plus douce (89, 183). De cette association entre opioïdes et neuroleptiques est né le concept de neuroleptanalgie ou état de sédation et d'analgésie provoqué par un opioïde prolongé par une sédation produite par un neuroleptique. Ce type d'association est très utile sur les espèces très peu affectées ou très peu ou pas excitées par les opioïdes, mais pas chez les espèces pour lesquels l'effet majeur produit par les opioïdes est l'excitation (89).

L'induction et la durée d'action sont fonction de la dose et de la molécule utilisée (126). En cas de sous-dosage, l'induction est prolongée par une excitation et une déambulation de l'animal qui sont à l'origine de conséquences néfastes : hyperthermie, myopathie (126, 183), épuisement et éventuellement mort de l'animal. Si on n'antagonise pas l'opioïde, le réveil de l'animal sera prolongé et le risque de défaillance respiratoire et d'autotraumatisme augmentera (126).

Les autres effets indésirables provoqués par les opioïdes sont : excitation post-injection même à une posologie correcte, régurgitation ou vomissements (126, 183), dépression respiratoire (12, 126, 183), tremblements musculaires, hypo ou hypertension, tachycardie (126, 183), inhibition de la motilité gastrointestinale (12, 45, 126), abolition des mécanismes thermorégulateurs (126), recyclage et renarcotisation (126, 183).

Du fait de leur puissance, les opioïdes doivent être manipulés avec une extrême prudence pour éviter une contamination humaine accidentelle pouvant être fatale à l'opérateur (12, 183).

Les premiers opioïdes utilisés

Leur caractéristique première est leur index thérapeutique élevé permettant l'injection de fortes doses sans risque pour l'animal. Mais, comme je l'ai dit dans les caractéristiques du principe actif idéal, il est important également que les solutions d'opioïdes soit très concentrées de façon à injecter le plus petit volume possible à l'animal, un volume important entraînant un moins bon aérodynamisme de la fléchette. Or, ce n'est pas le cas pour tous les premiers opioïdes synthétisés au début des années 60 (62), ce qui a entraîné leur disparition et leur remplacement par des solutions plus concentrées. Parmi ces premiers opioïdes, on trouve :

- ✓ la morphine : elle est utilisée avec succès dans les années 60 en association avec des sédatifs et de la scopolamine sur le rhinocéros blanc (126). Elle a également été utilisée en association avec la promazine (89). L'importance des volumes injectés a entraîné son remplacement par des dérivés morphiniques beaucoup plus puissants ;
- ✓ le diéthylthiambutène : c'est l'un des premiers opioïdes utilisés avec la morphine. On l'associe à d'autres familles de molécules pour immobiliser Bovidés africains, Proboscidiens

et Hippopotamidés (126). Tout comme la morphine, il se présentait sous forme de solutions peu concentrées impliquant l'emploi de fléchettes de grand volume, ce qui explique son abandon (89) ;

- ✓ la mépéridine : commercialisée sous les noms déposés Démérol ND, Pethidine Renaudin NDH (solution injectable à 50 mg/mL), Spasmodin ND, elle était utilisée par le passé en association avec d'autres molécules (126), comme la promazine par exemple (89). Aujourd'hui, elle est utilisée essentiellement chez les mammifères marins en association avec d'autres molécules (178) ;
- ✓ la méthadone, l'oxymorphone : la première a été associée à la promazine et la seconde à la triflupromazine pour produire un état de neuroleptanalgie chez les mammifères (89). Elles ne sont plus utilisées actuellement.

Les opioïdes utilisés à l'heure actuelle :

- ✓ étorphine : c'est un dérivé synthétique de l'oripavine regroupé avec d'autres dérivés sous l'appellation « série M » (12, 126), d'où son nom déposé M.99 ND (12, 126, 183). C'est l'opioïde le plus utilisé pour l'immobilisation chimique des mammifères en parc zoologique (126). Elle dérive de la thébaïne, un alcaloïde présent dans l'opium (45, 126). Selon les études, elle est 80 à 6000 fois plus puissante que la morphine, puissance due à une plus grande affinité pour les récepteurs « mu » et à une lipophilie accrue. C'est un très puissant analgésique (126), 10000 fois plus analgésique que la morphine (45), et un profond dépressur du SNC. Elle donne de très bons résultats, surtout chez les Ongulés : Bovidés, Cervidés, Giraffidés (126), Hippopotamidés, Rhinocerotidés (45) ; chez les éléphants (45, 126), mais également chez les Ursidés (126). Elle est par contre déconseillée chez les Félidés (62) et provoque un état d'excitation chez le nyala (Bovidés, *Tragelaphus angasii*) et l'éland du Cap (Bovidés, *Taurotragus oryx*) (45). Elle peut être utilisée seule ou en association avec des neuroleptiques ou de la xylazine (62). L'étorphine ne doit pas être mélangée avec de l'atropine, car cela diminue la solubilité de la première (45).

La phase d'induction est typique : excitation post-injection ou phénomène de Straub-Hartmann (18, 126) puis déambulation de l'animal, changement de démarche pour une « démarche de fiacre » (126), début de perte de conscience (12, 126), trébuchement, arrêt de l'animal puis balancement, chute et décubitus (126). Elle dure 20 à 30 minutes (45, 126).

Outre les effets secondaires communs à tous les opioïdes, l'étorphine présente d'autres effets secondaires : stase ruminale et météorisation, bradycardie, hyperventilation (126), perte du réflexe de toux (45). Mais l'effet secondaire le plus indésirable de l'immobilisation à l'étorphine est la forte dépression respiratoire (45, 126) engendrée par cet opioïde. D'où l'importance de ne pas immobiliser l'animal plus que nécessaire et d'injecter l'antagoniste dès que possible (126). En effet, sans antagoniste, l'animal se réveille au bout de plusieurs heures, tandis qu'après une injection IV de diprénorphine (M.50-50 ND ou Revivon NDV), l'animal se relève en 1 à 3 minutes contre 5 à 10 minutes après une injection IM (45, 126).

L'étorphine est disponible sous deux présentations : soit seule (M.99 ND) à différentes concentrations (126), soit associée à l'acépromazine (Immobilon L.A. (Large Animal) NDV) dans une solution à 2,45 mg/mL d'hydrochloride d'étorphine et 10 mg/mL de maléate d'acépromazine (12, 62, 126, 183). C'est cette dernière présentation qui est utilisée dans les parcs zoologiques français. Cette solution est stable à température ambiante et peut être conservée pendant des années (45). Du fait de la classe pharmaceutique de cette solution, une procédure légale doit être mise en œuvre pour en obtenir :

- demande d'autorisations de détention (nominales sur un ou plusieurs praticiens) au bureau des stupéfiants psychotropes (AFSSAPS) et à l'agence du médicament (AFSSA Fougères) ;

- des conditions de détention doivent être respectées : registre infalsifiable tenu à jour régulièrement avec les quantités obtenues et utilisées, armoire à fermeture sécurisée réservée aux stupéfiants ;
- demande d'autorisations d'importation (nominales sur un ou plusieurs vétérinaires, à renouveler à chaque demande d'importation) au bureau des stupéfiants psychotropes et à l'agence du médicament ;
- l'Immobilon L.A. NDV n'étant pas fabriqué en France, il faut s'en procurer en Angleterre par la firme C-Vet Veterinary Products® ;
- Novartis® est actuellement le nouveau distributeur de l'Immobilon L.A. NDV en France (18).

De plus, du fait de la puissance de cet opioïde, il doit être stocké, manipulé et utilisé avec beaucoup de précautions pour éviter une administration humaine accidentelle (45, 126).

- ✓ fentanyl : composé synthétique à fonction 4-amino-pipéridine, il est environ 250 fois plus puissant que la morphine (126) et 180 fois plus analgésique que cette dernière (45). Comme l'étorphine, il se lie aux récepteurs mu et provoque une dépression du SNC. C'est un opioïde très utilisé en Afrique, en Europe et en Nouvelle-Zélande, mais pas en Amérique du Nord. Moins puissant que l'étorphine, il a été employé avec succès chez un grand nombre d'espèces de Bovidés, Ursidés, Cervidés, Giraffidés, Hippopotamidés, Rhinocerotidés, et Suidés. Par contre, il est inefficace chez les Equidés et donne des résultats peu fiables sur les Eléphants adultes. Il peut être utilisé seul ou en association avec des neuroleptiques (dropéridol, azapéronne) ou de la xylazine (126).

Un mammifère immobilisé avec du fentanyl reste debout, mais les opérateurs peuvent l'approcher et le manipuler sans l'effrayer, ce qui est un avantage pour charger l'animal dans une caisse de transport par exemple. L'induction est de 10 à 15 minutes (45, 126), c'est donc un opioïde qui agit rapidement. De plus, sa durée d'action est courte, ses effets commençant à se dissiper au bout de 60 à 80 minutes sans antagoniste (126). L'analgésie quant à elle disparaît au bout de 40 minutes (45). Les effets secondaires rencontrés sont identiques à ceux communs à tous les opioïdes ainsi qu'à ceux rencontrés pour l'étorphine, mais ils sont en général moins prononcés. Les deux effets secondaires les plus importants sont une forte dépression respiratoire et des risques élevés de régurgitation. Plusieurs antagonistes peuvent être utilisés : diprénorphine à 0,04 mg/kg, nalorphine à 0,5 mg/kg ou naloxone à 0,04 mg/kg (126). L'animal se relève en 1 à 3 minutes après une injection IV mais reste tranquilisé pendant quelques heures si le fentanyl est associé à un neuroleptique (45, 126).

Plusieurs présentations existent : soit le fentanyl est commercialisé seul sous le nom déposé Sublimaze ND (45), soit il est associé au dropéridol sous le nom déposé Innovar-Vet NDV (45, 89). Cette dernière formulation est trop peu concentrée pour permettre un usage facile chez les Ongulés (volume trop important à injecter), elle peut par contre être utilisée sans problème chez les Primates, les Carnivores (45, 62) et les petits mammifères (45). En France, le fentanyl est disponible sous forme de comprimés à 200, 400, 600, 800, 1200 ou 1600 µg avec applicateur buccal (Actiq NDH), de patchs à 2,5 mg/10 cm², 5 mg/20 cm², 7,5 mg/30 cm² ou 10 mg/40 cm² (Durogésic NDH) ou de solution injectable à 0,05 mg/mL (Fentanyl Renaudin NDH ou Fentanyl Janssen NDH), cette dernière présentation étant réservée à l'usage hospitalier (175).

Bien que moins puissant que l'étorphine, le fentanyl doit cependant être stocké, manipulé et utilisé avec les mêmes restrictions (126).

- ✓ carfentanil : tout comme le fentanyl, c'est un composé à fonction 4-amino-pipéridine, mais beaucoup plus puissant que ce dernier. C'est même l'opioïde le plus puissant existant actuellement, avec une puissance 10000 fois supérieure à celle de la morphine. Il a été utilisé avec beaucoup de succès sur de nombreuses espèces en Afrique et en Amérique du Nord : Bovidés (126), Cervidés (126, 156), Proboscidiens, Giraffidés, Ursidés (126).

C'est, comme le fentanyl, un opioïde qui agit rapidement. Par contre, contrairement à ce dernier, sa durée d'action est de plusieurs heures en l'absence d'antagoniste. Il peut être utilisé seul ou en association avec un neuroleptique qui diminuera la phase d'excitation pendant l'induction, améliorera la qualité de l'immobilisation (126, 156) et diminuera la dose de carfentanil efficace. Il peut être également associé à la xylazine (156). Les effets secondaires sont rares mais possibles : excitation, tachycardie, tachypnée, tremblements musculaires, ptialisme, régurgitation (126, 156), hyperthermie et hypoxémie transitoire chez certaines espèces, cette dernière complication se résolvant facilement par l'administration d'oxygène jusqu'à antagonisation du carfentanil (156).

Les antagonistes pouvant être utilisés sont : diprénorphine à 7 fois la dose de carfentanil injectée, naloxone à 80-100 fois la dose (126), naltrexone à 100 fois la dose, ce dernier étant l'antagoniste de choix, ou nalméfène (126, 156). Suite à une injection IV, l'animal se relève en quelques minutes. Le carfentanil nécessite proportionnellement beaucoup plus d'antagoniste que les autres opioïdes pour avoir une inversion des effets correcte. Un recyclage et une renarcotisation peuvent survenir (126, 156) si l'antagoniste utilisé a une durée d'action courte (126).

Du fait de sa puissance, il doit être stocké, manipulé et utilisé avec encore plus de précautions que l'étorphine (126). Non disponible en France, il est commercialisé sous le nom déposé Wildnil ND (12, 126, 183) sous forme d'une solution à 3 mg/mL de carfentanil (126).

✓ autres :

- butorphanol : opioïde 3 à 5 fois plus puissant que la morphine, il était utilisé par le passé en association avec d'autres familles de molécules pour l'immobilisation chimique des mammifères sauvages. Abandonné pendant un temps, il connaît un renouveau pour cette indication grâce à une association efficace avec les α_2 -agonistes. Commercialisé sous les noms Torbugesic ND et Torbutrol ND (126), il n'est pas disponible en France.
- sufentanil (Sufenta NDH réservé à l'usage hospitalier, Sufentanol ND) et alfentanil : composés à fonction 4-amino-pipéridine, ce sont des analogues du fentanyl. Peu d'informations concernant leur utilisation pour l'immobilisation des mammifères en parc zoologique sont disponibles (126).
- A-3080 (126, 183) : composé expérimental à fonction 4-amino-pipéridine, il possède 63% de la puissance du carfentanil. La phase d'induction est rapide (126), sa durée d'action est courte (98, 126) et aucun effet secondaire n'a été constaté lors de son utilisation chez les espèces suivantes : élan, wapiti, buffle africain (Bovidés, *Syncerus cafer*), éland du Cap, grand koudou (Bovidés, *Tragelaphus strepsiceros*), cobe à croissant (Bovidés, *Kobus ellipsyprymnus*). Il est antagonisé par la diprénorphine ou la naltrexone (126), et aucun phénomène de renarcotisation (98, 126) ou d'hyperthermie (98) n'a été constaté (126). C'est donc un composé promis à un bel avenir si son efficacité se confirme chez d'autres espèces.

Les antagonistes des opioïdes

L'une des avancées majeures permise par les opioïdes a été la possibilité d'inverser l'effet de ces principes actifs par des antagonistes, ce qui a autorisé un degré de contrôle de la procédure d'immobilisation impossible par le passé. Pour chaque opioïde, il existe un antagoniste plus ou moins spécifique. L'un des premiers antagonistes synthétisés est le levallorphan (Lorfan ND) (89,126), mais il n'est plus utilisé à l'heure actuelle. Il n'en est pas de même pour les antagonistes suivants, dont certains ont pourtant été également parmi les premiers antagonistes synthétisés (126) :

- ✓ diprénorphine : c'est l'antagoniste spécifique de l'étorphine, commercialisé sous les noms M.50-50 ND (45, 98, 126) ou Revivon NDV (solution à 3,26 mg/mL d'hydrochloride de

diprénorphine). Elle peut également être utilisée pour antagoniser d'autres opioïdes. Pour antagoniser l'étorphine, il faut injecter une dose de diprénorphine égale à deux fois la dose d'étorphine par voie IV ou IM (45, 126), mais pour certaines espèces, il faut administrer jusqu'à 3-5 fois la dose d'étorphine en diprénorphine. Pour les autres opioïdes, on utilise une posologie de 0,02 à 0,06 mg/kg selon l'espèce. Le relever sera plus rapide pour le fentanyl par rapport à l'étorphine et plus long pour le carfentanil par rapport à l'étorphine. La diprénorphine possède très peu d'effets secondaires indésirables. Une renarcotisation est possible (126).

C'est un antagoniste qui possède également des propriétés agonistes (98, 126), c'est-à-dire qu'il agit en tant qu'antagoniste sur certains récepteurs pendant qu'il agit en tant qu'agoniste sur d'autres récepteurs (126). Il faut donc faire attention à ne pas le surdoser (98, 126), car au lieu de réveiller l'animal, cela prolongera l'immobilisation et aggravera la dépression respiratoire. De plus, en cas d'administration accidentelle d'étorphine, la diprénorphine ne peut être utilisée comme antagoniste pour l'Homme, la naloxone étant préférée pour cette indication (126).

- ✓ nalorphine : c'est l'un des premiers antagonistes synthétisés. C'est un dérivé de la morphine possédant, comme la diprénorphine, des propriétés agonistes. Elle est utilisée pour antagoniser l'étorphine et le fentanyl chez un grand nombre d'espèces. Il faut en injecter 25 mg par mg d'étorphine administré. Pour les autres opioïdes, on administre la nalorphine à la posologie de 0,3 à 0,9 mg/kg. L'animal se relève au bout de 1 à 3 minutes après une injection IV et au bout de 15-20 minutes après une injection IM (126).

Du fait de ses propriétés agonistes, les mêmes avertissements que pour la diprénorphine doivent être formulés (126). En France, la nalorphine est commercialisée sous le nom Nalorphine Serb NDH en solution injectable à 5 mg/mL (175).

- ✓ naloxone : elle ne possède pas de propriétés agonistes connues (98, 126) et peut être utilisée pour antagoniser tous les opioïdes employés à l'heure actuelle. C'est également le traitement de choix d'une administration humaine accidentelle d'un opioïde (126).

La posologie standard à utiliser chez les mammifères est de 0,04 mg/kg, l'animal se relevant 1 à 3 minutes après une injection IV. La naloxone ayant une demi-vie courte, la renarcotisation est un effet secondaire fréquemment décrit qui survient environ 15 à 30 minutes après l'injection. Pour l'empêcher, il faut réaliser des injections répétées de naloxone, mais ne pas augmenter la posologie car sinon cela provoque des convulsions chez l'animal (126). Un autre protocole d'antagonisation consiste à injecter la naloxone pour partie en IV, pour partie en IM et pour partie en SC de façon à maintenir des niveaux sanguins de naloxone efficaces pendant une durée plus longue (98). En France, la naloxone est commercialisée sous les noms de Nalone NDH (126, 175) en solution injectable à 0,4 mg/mL (175).

- ✓ naltrexone : c'est un des antagonistes les plus récemment synthétisés qui ne possède pas de propriétés agonistes connues. Elle peut être utilisée pour antagoniser tous les opioïdes, mais c'est surtout l'antagoniste de choix pour le carfentanil. La dose injectée doit être 100 fois supérieure à la dose de carfentanil (98, 126) et 20 fois supérieure à la dose d'étorphine administrées. Son mode d'action est identique à celui de la naloxone (126), mais sa demi-vie est plus longue (plus de 10 heures chez la plupart des espèces), ce qui empêche une renarcotisation de l'animal (98, 126). En France, la naltrexone est commercialisée sous forme de comprimés à 50 mg sous le nom Nalorex NDH (175).

- ✓ nalméfène : c'est également un antagoniste récent, dérivé de la naltrexone et ne possédant pas de propriétés agonistes connues (98, 126). Il est plus puissant que cette dernière et sa demi-vie est également plus longue. Il a pour l'instant été très peu utilisé chez les mammifères sauvages. Par exemple, il a été employé chez le cerf de Virginie (Cervidés,

Principe actif (famille chimique)	Index thérapeutique	Puissance par rapport à la morphine	Durée d'action	Effets secondaires	NDV ou NDH	Antagoniste (NDV ou NDH) et posologie
étorphine (dérivé de l'oripavine)	élevé	80 à 6000 fois supérieure	plusieurs heures sans antagoniste	dépression respiratoire (+++), stase ruminale et météorisation, bradycardie, hyperventilation, perte du réflexe de toux, excitation post-injection, régurgitation ou vomissements, tremblements musculaires, abolition des mécanismes thermorégulateurs	Immobilon L.A. NDV (associée à l'acépromazine)	diprénorphine (Revivon NDV) à 3 à 5 fois la dose d'étorphine injectée
fentanyl (composé à fonction 4-amino-pipéridine)	élevé	250 fois supérieure	1 à 2 heures sans antagoniste	dépression respiratoire (+++), régurgitation (+++) + effets identiques à l'étorphine mais moins prononcés	Actiq NDH, Durogésic NDH, Fentanyl Renaudin NDH, Fentanyl Janssen NDH	diprénorphine (Revivon NDV) à 0,04 mg/kg, nalorphine (Nalorphine Serb NDH) à 0,5 mg/kg, naloxone (Nalone NDH) à 0,04 mg/kg
carfentanil (composé à fonction 4-amino-pipéridine)	élevé	10000 fois supérieure	plusieurs heures sans antagoniste	excitation, tachycardie, tachypnée, tremblements musculaires, ptyalisme, régurgitation, hyperthermie, hypoxémie transitoire	non commercialisé en France	diprénorphine (Revivon NDV) à 7 fois la dose de carfentanil injectée, naloxone (Nalone NDH) à 80-100 fois la dose de carfentanil injectée, naltrexone (Nalorex NDH) à 100 fois la dose de carfentanil injectée, nalméfène

Tableau 4 : Les opioïdes les plus utilisés à l'heure actuelle chez les mammifères en parc zoologique.

Odocoileus virginianus) à une dose 10 fois supérieure à la dose d'étorphine injectée. Il est commercialisé sous les noms de Anaquest ND, Nalméphine ND et Nalmétrène ND (126).

Le *tableau 4* présente les caractéristiques des opioïdes utilisés en France à l'heure actuelle.

a₄) Les cyclohexamines

Généralités

Ce sont des dérivés de la cyclohexanone qui produisent chez l'animal une anesthésie dite « dissociative » (12, 126, 183) par une interruption de la transmission ascendante entre le thalamus et le système limbique plutôt que par une réelle dépression du SNC (126). On définit l'anesthésie dissociative ou catalepsie (126, 183) ainsi : l'animal est dissocié de son environnement (89), il est indifférent à la stimulation (126, 183) mais conserve les réflexes pharyngés, laryngés (12, 126, 183), cornéen et palpébral ; ses yeux sont ouverts et présentent un lent nystagmus (45, 126). Les effets des cyclohexamines vont de la sédation à l'anesthésie chirurgicale en fonction de la dose injectée (12).

Leur index thérapeutique est élevé (12, 62, 126, 183) et la phase d'induction est courte (12, 126, 183). L'induction est typique : l'animal déambule dans sa loge puis finit par se calmer. Il se lèche et déglutit, aucun signe extérieur de ptyalisme n'étant visible. Il se place ensuite en décubitus sternal, les pupilles en mydriase, et sa face devient inexpressive. On note un clignement des yeux, une protrusion de la langue, et sa tête se rapproche progressivement du sol. Finalement, l'animal se retrouve en décubitus latéral, capable de bouger les mâchoires, mais incapable d'attaquer le manipulateur (89). On note une dépression cardiorespiratoire modérée à la dose optimale (12, 126, 183). Les cyclohexamines sont métabolisées rapidement, la phase de réveil est donc également de courte durée (126, 183). Elles sont utilisées chez un très grand nombre d'espèces (12, 126, 183), mais ont prouvé leur efficacité surtout chez les Primates et les Carnivores (126, 183).

Les cyclohexamines sont des analgésiques mais de courte durée d'action (126). Elles ne sont donc pas à utiliser seules pour des procédures chirurgicales longues et douloureuses (89, 126). Ce sont de mauvais relaxants musculaires (45, 126, 183), elles sont même plutôt responsables d'une rigidité musculaire (126, 183) et de mouvements convulsifs de l'animal. Les autres effets indésirables provoqués par ces molécules sont : injection IM douloureuse (12, 45, 126), animal désorienté (126), ptyalisme, hypo ou hypertension, vocalisations, convulsions toniques-cloniques (126, 183). Les effets des cyclohexamines ne sont pas réversibles (126) et aucun antagoniste n'est connu à ce jour (12, 126, 183).

Elles peuvent être employées seules pour l'immobilisation de certaines espèces (126), mais elles peuvent également être associées à un neuroleptique (126, 183), cette association étant synergique : on a une potentialisation des cyclohexamines, les phases d'induction et de réveil sont moins rudes et les effets secondaires cités précédemment sont considérablement diminués (126). Elles peuvent être administrées par voie parentérale ou orale, cette dernière voie ayant ses avantages et ses inconvénients : la posologie est plus importante, la phase d'induction et la durée d'action sont prolongées, ce qui retarde le réveil de l'animal. De plus, il est souvent nécessaire de faire jeûner l'animal pour qu'il accepte de la nourriture « piégée ». Par contre, l'avantage retiré est que l'immobilisation se déroule sans excitation ou manipulation excessives (89).

Trois cyclohexamines ont été ou sont encore utilisées pour la contention chimique des mammifères en parc zoologique : la phencyclidine, la kétamine et la tilétamine (associée au zolazépan). Si ces trois molécules ont un mode d'action commun, elles diffèrent principalement en « intensité ». En effet, la phencyclidine a la phase d'induction la plus longue, les effets les plus marqués et les plus longs, des effets secondaires fréquents et la posologie la plus faible. La tilétamine présente moins d'effets secondaires, des effets moins marqués et moins longs, une phase d'induction plus courte et une posologie plus élevée que la phencyclidine. Enfin, la kétamine

présente peu d'effets secondaires, la plus faible durée d'action, la posologie la plus élevée et une phase d'induction de durée équivalente à la tilétamine (89). Le ptyalisme est un effet secondaire commun à ces trois principes actifs et contrôlé efficacement en associant de l'atropine à la cyclohexamine choisie dans la même seringue (45, 89).

Phencyclidine

C'est le premier dérivé de la cyclohexanone utilisé pour l'immobilisation chimique des mammifères en parc zoologique (45, 126). Synthétisée au début des années 60 pour être employée comme anesthésique chez l'Homme, elle est très vite abandonnée du fait d'effets hallucinogènes importants (89, 126) qui prolongent le réveil des patients de façon inacceptable (89). Elle est utilisée chez de très nombreuses espèces, en particulier les grands Carnivores et les Primates (45, 89, 126). Son nom déposé est le Sernylan ND (45, 89) ou le Sernyl ND (45).

Son mode d'action est le suivant : elle interrompt les communications entre différentes parties du SNC, combinant stimulation et dépression, la manifestation prédominante étant fonction de l'espèce et de la dose (45). Les effets constatés avec cette molécule sont : conservation des réflexes de déglutition et de toux, yeux restant ouverts et assèchement de la cornée. Chez les Primates, on se rend compte que d'autres molécules de cette famille sont plus avantageuses à utiliser. Chez les Félidés, on note les effets secondaires les plus marqués avec : augmentation de la rigidité des muscles extenseurs, convulsions facilement contrôlées par l'addition d'un neuroleptique (89), mais surtout une phase de réveil prolongée (62, 89) durant de 6 heures à 3-4 jours, la durée variant avec la dose employée. Pendant cette phase, l'animal est ataxique, il peut donc se blesser. Il produit également des vocalisations et semble confus. Du fait de ces effets indésirables, la conduite à tenir pour immobiliser un Félidé est la suivante : utiliser la dose de phencyclidine la plus faible possible pour permettre l'immobilisation et la contention physique de l'animal avant de maintenir l'anesthésie par un autre moyen (89).

Pouvant être administrée par voie PO, SC ou IM, elle s'est avérée très utile pour l'anesthésie des mammifères de grande taille car, étant plus puissante que la kétamine, les volumes requis sont plus faibles que pour cette dernière (45, 62), ce qui nous l'avons vu est important pour l'aérodynamisme de la fléchette.

Du fait de son usage illégal chez l'Homme, elle a été classée substance contrôlée en 1978 et retirée du marché par la suite (126). Elle n'est donc plus utilisée actuellement (45, 126).

Kétamine

Synthétisée à la fin des années 60, c'est un anesthésique dissociatif dérivé de la phencyclidine (45, 126) dont la puissance est égale à 10-20% de celle de cette dernière. Elle est disponible dans le commerce en solution aux concentrations suivantes : 10, 50 (126) ou 100 mg/mL (12, 126). Mais, même à cette dernière concentration, l'anesthésie de mammifères de grande taille nécessite des volumes de kétamine encore très importants (12, 62, 126), d'où la nécessité d'utiliser des pressions importantes pour propulser les flèches et autant de risque de traumatisme à l'impact (12). Pour diminuer ce volume à injecter, la solution à 100 mg/mL peut être lyophilisée puis reconstituée à une concentration de 200 mg/mL (12, 126). Les posologies utilisées chez les mammifères sont très variables d'une espèce à l'autre (45, 126) : de 2 à 50 mg/kg. La kétamine ne peut être mélangée avec des barbituriques dans la même seringue (formation d'un précipité). Elle peut par contre être associée sans problème à d'autres principes actifs dépresseurs du SNC (45). Elle a été utilisée avec succès chez un grand nombre d'espèces (45, 183).

La kétamine agit d'abord sur l'aire de projection thalamo-néocorticale. Elle déprime de façon sélective les axes néocorticothalamiques et le noyau central du thalamus pendant qu'elle stimule des zones du système limbique, en particulier l'hippocampe (126). Comme toutes les cyclohexamines, elle n'abolit aucun réflexe pharyngé ou laryngé, ce qui minimise le risque de pneumonie par fausse déglutition mais ne facilite pas l'intubation de l'animal si la kétamine est

employée seule (45). C'est un bon analgésique, excepté pour les viscères (12, 45). Elle traverse la barrière placentaire, mais n'induit pas d'avortement chez les femelles gestantes (45).

La kétamine est active par voie parentérale, mais également par voie orale (45, 126), ce qui est très utile en parc zoologique où la kétamine peut donc être administrée à la seringue dans la gueule ouverte (12, 126) d'un mammifère de taille petite à moyenne piégé dans une cage de contention (12). Une injection IM fait effet en 3 à 5 minutes, l'immobilisation étant complète au bout de 5 à 10 minutes (45). La durée d'action de la kétamine est comprise entre 45 et 120 minutes, mais peut être plus longue ou plus courte (126) selon l'espèce et la dose administrée (45). La phase de réveil est calme chez les Carnivores (126) et dure de 1 à 5 heures (45), mais est beaucoup plus tumultueuse chez les Ongulés (45, 126), effet indésirable pouvant être neutralisé par l'addition d'un neuroleptique (126). A noter que, chez les Félidés, la phase de réveil peut durer jusqu'à 24 heures post-anesthésie (45).

Métabolisée dans le foie, la kétamine est ensuite excrétée par les reins. Le principal métabolite produit étant encore actif, un animal atteint d'insuffisance rénale présentera une phase de réveil retardée (12, 126). Parmi les effets secondaires possibles pendant la phase d'induction, on note : injection IM douloureuse (62), convulsions (12, 45, 126) fréquentes chez les Carnivores, moins chez les Primates (45), catatonie et hyperthermie consécutive, apnée (45, 126) surtout chez les Félidés de grande taille (45), ptyalisme (12, 45, 126). Beaucoup de ces effets sont atténués par l'addition d'un neuroleptique (12, 126) ou d'un α_2 -agoniste (12) ou en traitant l'animal avant l'immobilisation (126). Ainsi, l'injection de diazépam ou de pentobarbital atténuera les convulsions et l'injection d'acépromazine améliorera la relaxation musculaire (45). De plus, l'addition d'un neuroleptique ou d'un α_2 -agoniste adoucira l'induction et diminuera le volume de kétamine nécessaire, mais prolongera la phase de réveil (12).

En France, la kétamine est commercialisée sous les noms déposés : Clorkétam 1000 NDV, Imalgène 500 NDV ou Imalgène 1000 NDV, Kétamine VIRBAC 500 NDV ou Kétamine VIRBAC 1000 NDV (131).

Tilétamine-zolazépam

Connue sous le nom déposé Telazol ND (12, 45, 63, 126) ou Zolétil NDV (12, 126, 131), cette association comprend une cyclohexamine, la tilétamine, et une benzodiazépine, le zolazépam. Synthétisés dans les années 70, ces deux principes actifs sont associés quelques années plus tard (126). En effet, cette association combine les avantages de chacun de ces principes actifs tout en minimisant leurs effets secondaires respectifs (45). Ainsi, la tilétamine employée seule provoque souvent des convulsions (12, 45) et des tremblements musculaires (12) chez l'animal, effets neutralisés par le zolazépam (12, 45).

L'association tilétamine-zolazépam produit une anesthésie dissociative semblable à celle produite par la kétamine, mais trois à quatre fois plus puissante. Efficace chez un grand nombre d'espèces (126), en particulier les Artiodactyles et les Carnivores (45), cette association a une phase d'induction beaucoup plus courte que la kétamine (12, 45, 126), mais une durée d'action trois fois plus longue, ces deux durées étant dose-dépendantes (126). L'induction est calme, la relaxation musculaire est bonne (126, 183) ainsi que l'analgésie somatique (126). On ne note aucune dépression respiratoire, l'intégrité du système cardiovasculaire est respectée, la salivation est minime et le réflexe de déglutition préservé (12). Le réveil a lieu au bout de plusieurs heures. La tilétamine et le zolazépam étant métabolisés plus ou moins rapidement en fonction des espèces, la qualité du réveil sera différente en fonction du composé métabolisé en premier (126). L'association tilétamine-zolazépam peut également être administrée PO, mais l'induction est plus longue (45).

Les effets secondaires indésirables observés avec l'association tilétamine-zolazépam sont nombreux : hypertension, augmentation de la fréquence et du rythme cardiaques, ptyalisme, rigidité musculaire, vomissements, vocalisations, apnée, cyanose. En cas de température extérieure élevée

Principe actif	Mode d'action	Index thérapeutique	Puissance	Durée d'action	Effets secondaires	NDV ou NDH
phencyclidine	interruption des communications entre différentes parties du SNC, combinant stimulation et dépression, manifestations variables en fonction de l'espèce et de la dose	élevé	très puissante	non précisée	augmentation de la rigidité des muscles extenseurs, convulsions, phase de réveil prolongée (surtout chez les Félidés), ataxie, vocalisations, confusions	Sernylan ND, Sernyl ND (n'est plus utilisée à l'heure actuelle)
kétamine	dépression sélective des axes néocorticothalamiques et du noyau central du thalamus associée à une stimulation du système limbique (hippocampe)	élevé	5 à 10 fois inférieure à celle de la phencyclidine	45-120 minutes en moyenne	injection IM douloureuse, convulsions, catatonie et hyperthermie consécutive, apnée, ptyalisme	Clorkétam 1000 NDV, Imalgène 500 ou 1000 NDV, Kétamine VIRBAC 500 ou 1000 NDV
tilétamine	identique à celui de la kétamine	élevé	3 à 4 fois supérieure à celle de la kétamine	3 fois supérieure à celle de la kétamine	hypertension, augmentation de la fréquence et du rythme cardiaque, ptyalisme, rigidité musculaire, vomissements, vocalisations, apnée, cyanose	Zolétil 20, 50 ou 100 NDV (associée au zolazépan)

Tableau 5 : Les cyclohexamines ayant été ou étant encore utilisées pour la contention chimique des mammifères en parc zoologique.

ou d'animal à pelage épais, on peut également observer une hyperthermie. Aucun antagoniste n'existe pour la tilétamine. Par contre, le zolazépam peut être antagonisé avec du flumazénil, mais après que la tilétamine a été métabolisée. Les deux principes actifs sont métabolisés puis excrétés par les reins (126).

L'association tilétamine-zolazépam est commercialisée sous la forme d'une poudre lyophilisée (126) contenant la même quantité de tilétamine et de zolazépam (12,126). Cette poudre, dissoute dans un solvant approprié, donne une solution de concentration variable. Une fois dissoute, le zolazépam devient instable et la solution ne peut se conserver que 4 jours à température ambiante et 14 jours à 4°C. Passé ce délai, l'action sédatrice du zolazépam est très réduite (126). En France, les présentations disponibles pour le Zolétil NDV sont : Zolétil 20, 50 et 100, ces nombres correspondant à la concentration en la combinaison de ces deux principes actifs en mg/mL. Le volume du solvant étant de 5 mL, on en déduit que les quantités de tilétamine et zolazépam contenues dans les flacons de poudre sont respectivement en mg : 50/50, 125/125, 250/250 (131).

L'ensemble des caractéristiques des cyclohexamines présentées est repris dans le *tableau 5*.

a₅) Les α_2 -agonistes et antagonistes

Généralités

Les α_2 -agonistes sont de puissants déprimeurs du SNC présentant des propriétés sédatrices (41, 45, 75, 126, 183), relaxantes musculaires (41, 45, 126, 183) et analgésiques (41, 45, 75, 126, 183). Ils agissent sur le SNC en stimulant les récepteurs α_2 -adrénergiques pré- et post-synaptiques des neurones noradrénergiques. Cette stimulation inhibe le relargage de norépinéphrine et bloque la transmission des influx nerveux cérébraux et spinaux, supprimant l'activité du SNC. Chez des mammifères stressés, agités ou très excités, on a un relargage constant de norépinéphrine (98, 126), les α_2 -agonistes ne sont donc pas efficaces dans de tels cas (98, 126, 183). Ils sont utilisés seuls ou, plus fréquemment, associés aux opioïdes ou aux cyclohexamines pour immobiliser chimiquement une grande variété d'espèces (41, 126, 183). Un des effets importants des α_2 -agonistes, surtout les plus spécifiques, est qu'ils permettent de réduire la dose des anesthésiques injectables et volatils qui leur sont associés de près de 90% (75).

Les effets des α_2 -agonistes sont dose-dépendants et vont de la sédation modérée à profonde (126, 183). A dose élevée, on note une dépression cardiorespiratoire importante (41, 126, 183). Ces principes actifs perturbent également les mécanismes thermorégulateurs, provoquant une hypo ou une hyperthermie (98, 126, 183). Si les α_2 -agonistes ne sont pas antagonisés en cas d'utilisation de doses élevées, on a une phase de réveil prolongée et difficile. Mais, depuis les années 80, le développement d' α_2 -antagonistes a permis une large diffusion des α_2 -agonistes dans la contention chimique des mammifères en parc zoologique (12, 41, 75, 126, 183). En effet, depuis les opioïdes, aucun autre principe actif n'avait pu permettre une immobilisation sûre et réversible (98).

Les α_2 -antagonistes ont un mode d'action identique, mais une affinité différente pour les récepteurs. Ils bloquent l'effet des α_2 -agonistes au niveau des synapses et permettent le rétablissement de la transmission de l'influx nerveux (126). Ils neutralisent ainsi tous les effets des α_2 -agonistes, en particulier l'analgésie. A la fin d'une intervention chirurgicale, il faudra donc utiliser des analgésiques agissant sur d'autres récepteurs (75). Les dosages qui sont donnés ci-après correspondent à une administration IV des antagonistes. L'injection doit être lente, sinon on risque une hypotension et une tachycardie qui peuvent être fatales (126).

Les α_2 agonistes utilisés :

- ✓ xylazine : c'est, historiquement, le premier α_2 -agoniste utilisé en pratique vétérinaire (126) et actuellement l' α_2 -agoniste le plus employé pour la contention chimique des mammifères

en parc zoologique (12). Synthétisée en 1962 en Allemagne (75, 126), elle est employée depuis la fin des années 70 (126) seule ou en association avec des opioïdes ou des cyclohexamines chez un grand nombre d'espèces (12, 45, 62, 75, 126), associations où la xylazine potentialise les autres familles (12, 126). En effet, les doses nécessaires pour ces dernières sont diminuées (45, 62, 126, 183), l'induction est plus rapide et moins rude (126, 183), et la xylazine neutralise certains des effets indésirables de ces principes actifs (62, 75, 126, 183).

L'induction, la durée d'action et le réveil sont dose-dépendants (126). Chez les animaux calmes, la xylazine seule produit une immobilisation correcte (12, 126), alors que chez des animaux excités ou stressés, un relargage constant de norépinéphrine surpassera l'action de la xylazine tant que l'animal restera dans cet état. Comme les mammifères en parc zoologique sont des animaux relativement stressés, surtout en présence du vétérinaire, la xylazine est donc rarement utilisée seule pour les immobiliser (126). Un autre phénomène important à signaler est que, même sédaté, si l'animal est stimulé pendant la phase d'induction, il se réveillera rapidement avec des réactions de défense intactes (12, 45, 126). Il est donc déconseillé d'utiliser la xylazine seule pour immobiliser des mammifères dangereux comme les Carnivores. Pour les autres espèces, la xylazine peut être utilisée seule, mais uniquement pour des procédures mineures (12).

La xylazine peut être administrée par voie IM ou IV (45). Elle n'agit pas rapidement, les premiers effets apparaissant au bout de 10 à 15 minutes après une injection IM et atteignant leur maximum au bout de 15 à 20 minutes (12, 45, 126). L'analgésie dure 15 à 30 minutes, il est donc déconseillé de pratiquer sous xylazine seule des procédures longues et douloureuses (45, 126) ou des interventions chirurgicales. Si elle n'est pas antagonisée, la xylazine est métabolisée par le foie et excrétée par les reins et la phase de réveil dure plusieurs heures, voire jusqu'à 24 heures chez les Ruminants qui sont très sensibles à la xylazine (126), en particulier les Bovidés, Camélidés, Giraffidés et Cervidés. A l'inverse, la xylazine seule a très peu d'effets sur les Equidés (12).

A faible dose, on note peu d'effets secondaires, excepté du ptialisme (18, 126) et des phénomènes de régurgitation et de météorisation chez les Ruminants et des vomissements chez les Carnivores (126). On a également des troubles des mécanismes thermorégulateurs, amenant à une hypo (12, 126) ou une hyperthermie chez l'animal (126). A forte dose, on a des effets secondaires plus marqués et plus nombreux : dépression cardiorespiratoire (12, 126), dépression de la motilité intestinale (12) et météorisation (126), hyperglycémie associée à une glycosurie, diminution de la quantité d'hématies circulantes se traduisant par un hémocrite faible (12), bradycardie (12, 126), hypotension et choc (126). Pour lutter contre cette bradycardie (12, 126) et d'éventuels blocs atrioventriculaires (126), on utilise de l'atropine (12, 126). Ainsi, la xylazine ne doit pas être utilisée chez des mammifères présentant des troubles respiratoires ou cardiaques ou une insuffisance hépatique ou rénale (126). Un dernier effet secondaire à signaler est la stimulation du muscle utérin provoquée par la xylazine et qui entraîne chez les Ruminants des avortements lors des derniers stades de gestation (18, 126).

Les antagonistes pouvant être utilisés sont l'atipamézole (126), la tolazoline (12, 126), la yohimbine (12, 45, 126), l'idazoxan (12, 41) et le RX821002A (41). Si la xylazine est associée à une cyclohexamine, elle ne doit pas être antagonisée avant que cette dernière soit métabolisée et excrétée, sinon les effets secondaires indésirables des cyclohexamines réapparaîtront (126).

La xylazine est disponible en solution à 20 et 100 mg/mL ou sous forme d'un flacon contenant 500 mg de poudre lyophilisée. La solution à 20 mg/mL est trop diluée pour être utilisée chez les mammifères de grande taille, et la solution à 100 mg/mL peut être lyophilisée et reconstituée en une solution à 300 mg/mL (126). En France, la xylazine est

commercialisée sous les noms Rompun NDV (126, 131) en solution à 20 mg/mL ou en poudre lyophilisée et Paxman NDV en solution à 20 mg/mL (131).

- ✓ détomidine : elle est utilisée comme sédatif et analgésique pour les Bovidés et Equidés domestiques. Elle a une action comparable à celle de la xylazine, mais son affinité pour les récepteurs α_2 centraux est plus importante ; elle est donc plus puissante que la xylazine. La phase d'induction est courte et dose-dépendante, la moyenne étant de 2 à 10 minutes. Les effets sédatifs et analgésiques durent plus longtemps que ceux de la xylazine, la durée d'action est plus longue et les effets secondaires identiques. La détomidine est métabolisée par le foie et excrétée par les reins (126).

Utilisée avec succès pour l'immobilisation chimique de nombreuses espèces (126), la détomidine est particulièrement efficace chez les Equidés sauvages (18, 126) seule ou associée à des opioïdes. Elle peut être également associée à la kétamine pour des anesthésies de courte durée. Les antagonistes pouvant être utilisés pour inverser ses effets sont l'atipamézole et la tolazoline (126).

En France, la détomidine est commercialisée sous le nom de Domosedan NDV (126, 131, 183) sous forme d'une solution à 10 mg/mL (126, 131).

- ✓ médétomidine : c'est le dernier α_2 -agoniste synthétisé approuvé pour l'immobilisation des mammifères en parc zoologique. C'est le composé le plus puissant de cette famille (75, 126), possédant une affinité pour les récepteurs α_2 centraux de 1620 contre 260 pour la détomidine et 160 pour la xylazine (98, 126). Hautement lipophile, la médétomidine agit rapidement et est éliminée rapidement. Elle provoque une sédation fiable dont la durée est dose-dépendante (75), une bonne relaxation musculaire (126) et une analgésie (75, 126) dans une grande variété d'espèces (126).

Elle est utilisée seule ou en association avec des opioïdes ou des cyclohexamines (75, 126) pour permettre une immobilisation sûre, fiable et complète de l'animal (75). Son action est comparable à celle de la xylazine, mais plus constante en puissance et en efficacité que cette dernière (18, 126). Les effets secondaires observés sont : bradycardie (75, 126), hypotension, hypothermie (75), diurèse, dépression respiratoire, spasmes musculaires et vomissements (126). Ces effets ont une durée et une intensité dose-dépendantes (75). La médétomidine est métabolisée par le foie et excrétée dans l'urine (75, 126).

Du fait de la haute affinité de la médétomidine pour ses récepteurs, le seul antagoniste assez puissant pour inverser ses effets est l'atipamézole, utilisé à une dose 4 à 5 fois égale à la dose de médétomidine utilisée. L'antagonisation prend effet en quelques minutes (126).

En France, elle est commercialisée sous les noms Domitor NDV (41, 126, 131, 183) en solution injectable à 1 mg/mL (75, 126, 131) et Zalopine NDV (41) en solution injectable à 10 mg/mL (41, 75).

- ✓ romifidine : c'est l' α_2 agoniste synthétisé le plus récemment. Il produit une immobilisation comparable à la xylazine et à la détomidine, mais dont la durée est plus longue. Aucune information sur l'utilisation de la romifidine sur les mammifères en parc zoologique n'est disponible (126). En France, elle est commercialisée sous le nom Sedivet NDV en solution injectable à environ 9 mg/mL (131).

Les α_2 antagonistes utilisés :

- ✓ atipamézole : c'est l'antagoniste spécifique de la médétomidine, mais il peut également être utilisé pour inverser les effets de la xylazine (75, 98, 126) et de la détomidine (126). La posologie est de 1 mg d'atipamézole pour 8 à 12 mg de xylazine (75, 126) ou 0,02 à 0,06 mg/kg ; 4 à 6 mg d'atipamézole pour 1 mg de détomidine et 4 à 5 mg d'atipamézole pour 1 mg de médétomidine (126).

C'est l'antagoniste le plus spécifique et le plus puissant disponible à l'heure actuelle (18, 75, 126), possédant une affinité pour les récepteurs α_2 de plus de 8000 contre 40 et moins pour la yohimbine et l'idazoxan (98). Il est utilisé avec succès chez un grand nombre d'espèces. Le réveil, calme, survient au bout de 2 minutes après une injection IV et 5 à 10 minutes après une injection IM (126). Il est en général administré pour moitié par voie IV ou IM et pour moitié par voie SC pour permettre une antagonisation prolongée et calme (75). En cas de surdosage, on observe un état d'anxiété transitoire chez l'animal. En cas de sous-dosage, on observe un recyclage et une resédation de l'animal (126).

L'atipamézole est disponible en France en solution à 5 mg/mL (75, 126, 131) et commercialisé sous le nom Antisedan NDV (126, 131).

- ✓ tolazoline : c'est un vasodilatateur périphérique aux propriétés α_2 -antagonistes compétitives modérées. Elle est utilisée comme antagoniste de la xylazine et de la détomidine chez un grand nombre d'espèces à la dose de 0,4 à 4 mg/kg en IV (126).

C'est l'antagoniste le moins spécifique utilisé (18, 126). En effet, elle possède également des propriétés α_1 -antagonistes (41, 126), ce qui peut provoquer théoriquement une hypotension jamais observée pour l'instant (126), et des propriétés H_2 (41, 126), à l'origine d'hémorragies gastrointestinales, de douleurs abdominales, de nausées, de diarrhées et d'ulcères gastriques chez l'Homme en cas d'utilisation chronique (126).

La tolazoline est disponible sous forme d'une solution à 100 mg/mL. Elle est commercialisée sous les noms Benzidazol ND, Priscol ND, Priscoline ND (126).

- ✓ yohimbine : c'est, historiquement, le premier antagoniste utilisé pour inverser les effets de la xylazine (98, 126). Son efficacité est variable en fonction des espèces, allant d'une inversion partielle à totale des effets de la xylazine (126). La posologie standard est de 0,125 mg/kg (45, 126), mais on peut très bien aller jusqu'à 1 mg/kg pour certaines espèces (126). La yohimbine peut entraîner une tachycardie et une hypertension chez les animaux traités (41, 126). Elle est commercialisée sous les noms Antagonil ND (12, 98, 126), Aphrodyne ND et Yobine ND (126).

- ✓ idazoxan : c'est un antagoniste dérivé de l'imidazoline possédant un haut degré d'affinité pour les récepteurs α_2 . Il est environ 10 fois plus puissant que la yohimbine ; il inverse donc les effets de la xylazine plus rapidement et de façon plus complète (98, 126). L'idazoxan peut également antagoniser la détomidine (98). Il est utilisé avec succès chez les mammifères en parc zoologique (41) à la posologie de 0,03 à 0,1 mg/kg, posologie efficace pour la plupart des espèces. La posologie de 0,05 mg/kg est efficace pour antagoniser la xylazine chez certaines espèces (126).

- ✓ RX821002A : c'est un analogue de l'idazoxan, mais plus puissant que ce dernier (126). Selon KOCH *et al.*, l'idazoxan et cet analogue sont très efficaces pour antagoniser la xylazine chez un grand nombre de mammifères en captivité. FLACH rapporte l'utilisation du RX821002A sur une période de 5 ans par voie IM ou IV à la posologie de 1 mg si on a injecté jusqu'à 100 mg de xylazine et de 1/100^e de la dose de xylazine injectée au-delà de 100 mg. Cette posologie s'avère très efficace, puisque les effets cardiovasculaires et sédatifs de la xylazine sont complètement inversés, qu'aucun effet secondaire n'est observé et que l'animal est debout en 5 à 15 minutes. Le RX821002A est disponible sous la forme d'une solution à 1 mg/mL (41).

Le *tableau 6* reprend les caractéristiques des α_2 -agonistes utilisés à l'heure actuelle chez les mammifères en parc zoologique.

Principe actif	Affinité pour les récepteurs α_2 centraux	Association avec	Effets secondaires	NDV ou NDH	Antagoniste (NDV ou NDH) et posologie
xylazine	160	cyclohexami- -nes, opioïdes	réveil brutal et rapide en cas de stimulation, ptyalisme, régurgitation ou vomissements, troubles des mécanismes thermorégulateurs, dépression respiratoire, dépression de la motilité gastrointestinale et météorisation, hyperglycémie et glycosurie, hémocrite faible, bradycardie, hypotension et choc, avortement chez les Ruminants	Rompun NDV, Paxman NDV	atipamézole (Antisedan NDV) à 1 mg pour 8 à 12 mg de xylazine, tolazoline à 0,4-4,0 mg/kg, yohimbine à 0,125-1,0 mg/kg, idazoxan à 0,03-0,1 mg/kg, RX821002A à 1 mg jusqu'à 100 mg de xylazine et à 1/100 ^e de la dose de xylazine au-delà
détomidine	260	cyclohexami- -nes, opioïdes	identiques à ceux de la xylazine	Domosedan NDV	atipamézole (Antisedan NDV) à 4 à 6 mg pour 1 mg de détomidine, tolazoline à 0,4-4,0 mg/kg
médétomidine	1620	cyclohexami- -nes, opioïdes	bradycardie, hypotension, hypothermie, diurèse, dépression respiratoire, spasmes musculaires, vomissements	Domitor NDV, Zalopine NDV	atipamézole (Antisedan NDV) à 4 à 5 mg pour 1 mg de médétomidine

Tableau 6 : Les α_2 agonistes utilisés pour la contention chimique des mammifères en parc zoologique.

Généralités

Le terme « neuroleptique » regroupe plusieurs classes de principes actifs qui ont tous un effet similaire : par une dépression sélective du SNC (126), ils produisent chez l'animal un effet calmant, tranquilisant, avec peu ou pas d'effet analgésique (89, 126, 183). Ils agissent en effet comme des antagonistes de la dopamine, bloquant les récepteurs dopaminergiques cérébraux et augmentant le « turn-over » de la dopamine dans le système limbique. Ceci produit un état d'« ataraxie » ou calme comportemental caractérisé par une diminution de l'émotivité et de l'agressivité de l'animal et une relative indifférence aux stimuli stressants auxquels il est soumis (144).

Utilisés seuls, les neuroleptiques ne peuvent immobiliser chimiquement un mammifère (89, 126, 183). Ils sont plutôt employés comme synergistes des opioïdes (62, 82, 126, 183) ou des cyclohexamines (62, 82, 89, 126, 183). En effet, ils permettent de réduire les doses efficaces pour ces derniers, d'obtenir une induction plus calme et plus rapide (12, 126, 183) et de neutraliser les effets secondaires indésirables classiquement associés aux opioïdes et cyclohexamines (126, 183).

Les neuroleptiques agissent sur le SNC, le système cardiorespiratoire et les muscles (89). Ils suppriment les connexions entre le tronc cérébral et le cortex cérébral, mais la coordination n'est pas affectée (82). A faible dose (82), ils produisent une sédation (12, 82, 89, 126), une relaxation musculaire (89, 126) et un effet anti-émétique (82) pouvant être associées à une hypotension (12, 82, 89, 126) due à une action α -antagoniste mimétique (82), une dépression respiratoire (12, 89) et une perturbation des mécanismes thermorégulateurs de l'animal (12, 126). A fortes doses, on peut avoir apparition de symptômes extrapyramidaux (82, 144) : catatonie, contraction des muscles de l'encolure, frissons, tremblements, torticolis, opisthotonos, spasmes, balancement de la tête, frappe des sabots et grattage des cornes sur le sol, ... (82). Les animaux restent immobiles et ne peuvent ni s'alimenter, ni s'abreuver. On a également, par blocage excessif des récepteurs dopaminergiques de l'hypothalamus, des perturbations hormonales (82, 144).

Les indications des neuroleptiques pour les mammifères en parc zoologique sont nombreuses :

- ✓ acclimatation de l'animal à un nouvel environnement (59, 126, 183) : l'arrivée dans un nouvel enclos où la distribution de nourriture et d'eau est différente par rapport à l'ancien enclos, l'introduction dans un nouveau groupe d'animaux, sont autant d'événements stressants pour l'animal, à l'origine d'une anorexie, d'une déshydratation, de réactions de fuite et de combats hiérarchiques dont l'issue est souvent fatale (82). Souvent, même si l'animal semble calme dans son nouvel enclos, il n'en est pas moins stressé. Il est donc très sensible aux modifications extérieures brutales et peut y succomber alors qu'il semble en bon état général. Pour permettre aux animaux de s'adapter à ce nouvel environnement, on peut incorporer tous les jours un neuroleptique à courte durée d'action dans la nourriture de l'animal (59) ou réaliser une injection de neuroleptique longue action permettant plusieurs jours à plusieurs semaines de tranquillité pour l'animal (126, 144).
- ✓ usage thérapeutique : certains animaux présentant un développement comportemental perturbé vont, plutôt que d'agresser leurs congénères, s'automutiler. On peut donc, en association avec une thérapie comportementale, utiliser des neuroleptiques chez ces animaux pour aider à leur resocialisation.
- ✓ changement de loge : donner un neuroleptique 3-4 jours avant le transfert de l'animal facilite cette manœuvre et diminue le stress de l'animal (59).
- ✓ transport d'un zoo à un autre (82, 126, 183) : les différentes phases d'un tel transport sont stressantes pour l'animal. La mise en caisse, le transport en lui-même, le manque de nourriture et d'eau pendant le transport, le relâcher dans un nouvel enclos sont autant d'éléments à l'origine de blessures ou d'une myopathie de capture. L'utilisation d'un

neuroleptique peut grandement aider l'animal à supporter son transport, en particulier les neuroleptiques longue action (82).

- ✓ prémédication : utiliser un neuroleptique avant une procédure de contention physique ou chimique permet à l'animal de mieux supporter la première sans choc ni excitation (59) et de potentialiser les molécules utilisées pour la deuxième (12, 126, 183). En plus, comme les effets des neuroleptiques durent quelques heures, cela permet à l'animal de rester calme après une intervention (59).

Ainsi, grâce aux neuroleptiques, les mammifères sont moins intéressés par leur environnement, moins effrayés par l'arrivée d'un nouveau personnel animalier ou de nouveaux congénères et moins agressifs et dominants envers eux (82, 144). Si ces comportements sont inhibés, les réflexes spinaux (82, 144) et douloureux involontaires (144) ne sont pas abolis pour autant (82, 144).

On distingue deux catégories de neuroleptiques (*voir tableau 7*) :

- ✓ les neuroleptiques à courte durée d'action (126, 144) appartenant à la classe des phénothiazines, des butyrophénones ou des benzodiazépines (12, 62, 89, 126, 144, 183) dont la durée d'action ne dépasse pas 18 heures (82)
- ✓ les neuroleptiques longue action ou NLA (82, 126, 144) appartenant à la classe des phénothiazines ou des thioxanthènes (82, 126) dont la durée d'action peut aller jusqu'à plusieurs semaines (82, 98, 126, 183). Ils seront traités dans une partie séparée.

Ces deux catégories de neuroleptiques sont souvent associées. En effet, le NLA mettant souvent plusieurs heures à agir, l'ajout d'un neuroleptique à courte durée d'action permet de tranquilliser l'animal le temps que les effets du NLA apparaissent (82).

Les phénothiazines

Elles agissent sur le SNC (45, 126) en déprimant l'activité du tronc cérébral et en supprimant ses connexions avec le cortex cérébral (126). Elles sont très utilisées comme tranquilisant (12, 126) ou anxiolytique pour calmer les animaux stressés, comme anticonvulsivant (126), anti-émétique (12, 45), anti-arythmique et anti-histaminique (12). Elles sont également associées aux opioïdes pour l'immobilisation chimique des mammifères en parc zoologique (12, 126).

Elles présentent des effets secondaires indésirables : dépression respiratoire (12), hypotension (12, 45, 126, 144) et perturbation des mécanismes thermorégulateurs de l'animal (12, 45, 62, 126, 144) conduisant à une hypo ou une hyperthermie. Ce n'est donc pas une classe de molécules à recommander si la température extérieure est très élevée ou très basse ou si l'animal est transporté dans une caisse mal ventilée ou surchauffée (126). Du fait de ces effets secondaires, les phénothiazines sont plus ou moins abandonnées au profit des α_2 -agonistes et des butyrophénones qui ont un index thérapeutique élevé et moins d'effets secondaires (62). Aucun antagoniste n'est connu à ce jour (126), leur utilisation prolonge donc la phase de réveil de l'animal (12).

Les phénothiazines qui ont été ou sont toujours utilisées pour la contention chimique des mammifères en parc zoologique sont :

- ✓ acépromazine : c'est l'une des phénothiazines les plus couramment employées à l'heure actuelle (126). Elle provoque une dépression du SNC, une relaxation musculaire et une diminution de l'activité motrice (45). Elle peut être employée en prémédication d'une immobilisation chimique, comme tranquilisant pour des animaux très anxieux (126) ou associée aux opioïdes ou aux cyclohexamines pour l'immobilisation chimique des mammifères (45, 82, 126).

La posologie à employer est de 0,125-0,25 mg/kg pour les petits mammifères et de 0,05 à 0,1 mg/kg pour les mammifères de grande taille. Les effets durent environ 4 à 8 heures (82, 126), mais peuvent persister jusqu'à 12 heures (126). L'acépromazine peut être administrée

	Apparition des effets après injection IM au bout de	Durée d'action
<u>Neuroleptiques à courte durée d'action</u>		
acépromazine	20-30 minutes	6-13 heures
azapérone	10 minutes	1-6 heures
halopéridol	5-10 minutes	8-18 heures
<u>Neuroleptiques longue action (NLA)</u>		
acétate de zuclopenthixol	30-60 minutes	3-4 jours
décanoate de zuclopenthixol	1 semaine	10-21 jours
éнанthate de perphénazine	10-16 heures	7-10 jours
palmitate de pipothiazine	2-3 jours	3-4 semaines

Tableau 7 : Les principaux neuroleptiques utilisés chez les mammifères en parc zoologique et leur durée d'action (d'après 82, 144).

par voie IV, IM, SC (45) ou PO, cette dernière voie étant très utilisée par le passé en parc zoologique, notamment chez les Equidés et les Bovidés sauvages (82). Comme toute phénothiazine, elle peut être à l'origine d'une hypotension et d'une hypo ou hyperthermie chez l'animal traité (45, 82, 126).

L'acépromazine est disponible en solution injectable seule à 2 (126), 5 (131), 10 et 20 mg/mL ou associée à l'étorphine dans l'Immobilon L.A. NDV (126), en comprimés (126, 131) ou en granulés (131). En France, elle est commercialisée seule sous les noms Calmivet NDV en comprimés (12,5 mg d'acépromazine par comprimé), granulés (1 g d'acépromazine pour 100 g de granulés) et solution injectable à 5 mg/mL (131), et Vetranquil NDV (82, 126, 131) en comprimés (25 mg par comprimé), granulés (1 g pour 100 g de granulés) et solution injectable à 5 ou 10 mg/mL (131).

- ✓ propionylpromazine : elle peut être utilisée seule comme tranquillisant ou associée aux opioïdes et cyclohexamines pour immobiliser chimiquement un mammifère. La posologie utilisée est de 0,03 à 0,2 mg/kg à injecter en IV lente ou en IM. Ses effets, effets secondaires et sa durée d'action sont identiques à ceux de l'acépromazine. On peut noter également une dépression respiratoire neutralisée par l'injection de doxapram (126). La propionylpromazine est tombée en désuétude à l'heure actuelle, remplacée par des phénothiazines plus modernes comme l'acépromazine et la perphénazine (82).

La propionylpromazine est disponible en solution injectable à 5 et 10 mg/mL. Elle est commercialisée sous les noms Combelen ND (82, 126), Propiopromazine ND, Tranvet ND, Tranvex ND (126).

- ✓ chlorpromazine : elle est utilisée pour ses propriétés tranquillisantes et anti-émétiques. La posologie conseillée est de 0,25-2,0 mg/kg en IV et 0,5-3,0 mg/kg en IM. Ses effets et effets secondaires sont identiques à ceux de l'acépromazine. La chlorpromazine a été très utilisée par le passé pour la tranquillisation et l'immobilisation chimique des mammifères, mais elle a été ensuite largement remplacée par l'acépromazine et la propionylpromazine (126).

La chlorpromazine est disponible en solution injectable à 25 mg/mL ou en comprimés. Elle est commercialisée sous les noms Elmarin ND (126), Largactil NDH (82, 126) en comprimés à 25 ou 100 mg de chlorpromazine par comprimé, en solution buvable à 4% et en solution injectable à 5 mg/mL (175), Megaphen ND, Thorazine ND (126).

- ✓ promazine : utilisée pour ses propriétés tranquillisantes et anxiolytiques à la posologie de 0,5 à 2 mg/kg, ses effets et effets secondaires sont similaires à ceux de l'acépromazine (126). L'un de ses points forts est qu'à une posologie donnée chez une espèce donnée, elle donnera toujours les mêmes effets (89). Très employée par le passé en association avec des opioïdes ou des cyclohexamines (Ketaset Plus ND) pour l'immobilisation chimique des mammifères, elle ne l'est plus du tout aujourd'hui. Disponible en solution injectable à 50 mg/mL ou en comprimés (126), elle était commercialisée sous les noms Sparine ND (89, 126), Tranquazine ND, Vetrophène ND (126).

Les butyrophénones

Les principes actifs de cette classe sont utilisés soit seuls comme tranquillisant soit en association avec des opioïdes pour immobiliser chimiquement un mammifère. Ils ont un index thérapeutique élevé et, aux posologies optimales, ils ne semblent avoir aucun effet indésirable sur le système cardiovasculaire ou les mécanismes de thermorégulation (126). Il n'existe pas d'antagoniste pour cette classe (82, 126).

Les principales molécules utilisées sont :

- ✓ azapérone : elle est employée seule pour la sédation et la tranquillisation d'une grande variété de familles de mammifères (126) : Bovidés, Equidés, Rhinocerotidés et Proboscidiens (82). Elle est particulièrement appréciée pour le transport de courte durée de mammifères et pour les situations où une apparition rapide d'un effet sédatif est souhaité

(144). Elle est également associée avec succès aux opioïdes pour l'immobilisation et la sédation de nombreux mammifères (126, 144) ou aux NLA pour une tranquillisation prolongée de l'animal (82, 144). Il a été en effet montré que l'azapérone neutralise la dépression respiratoire induite par les opioïdes (126).

La posologie employée est de 0,5-2,0 mg/kg (82, 126) quand l'azapérone est utilisée seule et de 0,05 mg/kg quand elle est associée à un opioïde (126). Elle peut être administrée par voie IM ou IV (82, 144). Après une injection IM, les effets surviennent au bout de 15 à 20 minutes et durent 2 à 3 heures (126), ce qui permet donc une phase de réveil calme après antagonisation des opioïdes (144). L'azapérone n'affecte pas les mécanismes de thermorégulation des mammifères (82, 144), ce qui est indispensable pour des animaux comme l'éléphant ou le rhinocéros où ces mécanismes sont vitaux. Le seul inconvénient de cette molécule est qu'elle ne produit pas un effet maximal chez l'animal si celui-ci est soumis à des stimuli stressants pendant l'injection (82).

L'azapérone est disponible en solution injectable à 40 mg/mL. Elle est commercialisée en France sous le nom Stresnil NDV (82, 126, 131).

✓ **dropéridol** : neuroleptique à courte durée d'action, il est associé au fentanyl dans la présentation Innovar-Vet NDV contenant 20 mg/mL de dropéridol et 0,4 mg/mL de fentanyl (126). Cette dernière est utilisée principalement chez les mammifères de petite taille (45, 126). Le dropéridol est également commercialisé seul en France sous la forme d'un sucre contenant 0,1 mg de principe actif. Son nom déposé est Halkan NDV (131).

✓ **halopéridol** : sa durée d'action est plus longue que celle du dropéridol (126) ou de l'azapérone, environ 10 à 12 heures (144). Il est très utilisé pour calmer les mammifères agressifs ou excitables ainsi que pour le transport des mammifères entre parcs zoologiques (126). Il est très efficace chez les antilopes de taille petite à moyenne, et donne des résultats plus variables chez les antilopes de grande taille comme l'hippotrague (Bovidés, *Hippotragus sp*) (144). La posologie employée varie considérablement d'une espèce à l'autre (126), et il faut éviter à tout prix un surdosage (82, 126, 144) à l'origine d'une hypotension (126), de symptômes extrapyramidaux et de troubles alimentaires (82). Pour lutter contre ces symptômes extrapyramidaux, on peut utiliser du bipéridène (Akineton LP 4 mg NDH), un médicament employé dans le traitement de la maladie de Parkinson, mais également du diazépam, de la xylazine (82, 144), des barbituriques, du butorphanol, de l'acépromazine (144) ou de la médétomidine (82).

L'halopéridol peut être administré en IV, en IM (82, 126, 144) ou incorporé à la nourriture (126, 144). Il existe une incompatibilité entre les opioïdes et l'halopéridol, ce dernier ne peut donc être utilisé en association avec eux (126). A noter que, sous halopéridol, certains Herbivores de grande taille (126, 144) comme le gemsbok (Bovidés, *Oryx gazella*) (144) peuvent, au lieu de se calmer, devenir encore plus agressifs envers l'Homme (126,144).

En France, l'halopéridol est commercialisé sous les noms Haldol NDH (82,175) en comprimés (1 ou 5 mg d'halopéridol par comprimé), solution buvable à 2 ou 20 mg/mL et solution injectable à 5 mg/mL ; Haldol decanoas NDH en solution injectable à 50 mg/mL ; Haldol faible NDH en solution buvable à 0,5 mg/mL et Vesadol NDH en comprimés à 0,3 mg d'halopéridol par comprimé (175).

Les benzodiazépines

Leur index thérapeutique est élevé. Elles produisent chez l'animal une sédation (12, 126) et une bonne relaxation musculaire. Elles présentent également des propriétés anxiolytiques et anticonvulsivantes dose-dépendantes (126). Elles ont peu d'effets sur le système cardiorespiratoire (12, 126). Elles peuvent être administrées par voie IM, IV ou PO. Cette dernière voie permet d'utiliser les benzodiazépines incorporées à la nourriture en prémédication d'une anesthésie ou comme calmant d'un mammifère introduit dans un nouvel enclos (12).

Leurs effets peuvent être inversés par le flumazénil, seul antagoniste des benzodiazépines connu à ce jour (98, 126). Son développement dans les années 80 (98) a permis une large utilisation des benzodiazépines dans la contention chimique des mammifères en parc zoologique (98, 126). En effet, le flumazénil permet un meilleur contrôle et une sécurité plus importante de la procédure. Il agit par compétition avec les benzodiazépines au niveau de récepteurs spécifiques du SNC. Il peut antagoniser toutes les benzodiazépines existantes. La posologie est de 1 mg de flumazénil pour 13 mg de diazépam ou de midazolam, pour 10 mg de climazolam (126) et pour 20 mg de zolazépam (15). Sa durée d'action est courte (98, 126), ceci étant dû à une élimination hépatique rapide (98). Il peut donc être nécessaire de répéter l'injection jusqu'à disparition totale des effets des benzodiazépines. Très utilisé en médecine humaine, peu d'informations sont disponibles sur l'usage du flumazénil en médecine vétérinaire (126). En France, le flumazénil est commercialisé sous le nom Anexate NDH en solution à 0,1 mg/mL (126, 175).

Les benzodiazépines les plus couramment employées sont :

- ✓ diazépam : il est très utilisé comme calmant (45, 126) pendant le transport ou à l'introduction d'un animal dans un nouvel enclos et en prémédication d'une anesthésie (126). Ses propriétés relaxantes musculaires (45, 89, 126) et anticonvulsivantes sont particulièrement recherchées, notamment en cas d'anesthésie à la kétamine (12, 45, 89, 126). Il est utilisé avec succès chez un grand nombre d'espèces. Les effets secondaires sont rares. On peut observer une dépression respiratoire (126) et une ataxie (45) à haute dose (45, 126).

La posologie varie de 0,5 (45, 126) à 10 mg/kg (126) en fonction de l'espèce (45, 126), de l'effet recherché (126) et de l'état d'excitation de l'animal avant l'injection (45). Il peut être administré par voie IM, IV lente (45, 126) ou PO (45) et peut être mélangé à la kétamine dans la même seringue. La voie IM est peu efficace à moins que le diazépam ne soit mélangé à un excipient aqueux (126). Les effets apparaissent en 1 à 2 minutes (45, 126) après injection IV et 15-30 minutes après injection IM (45) et persistent pendant 1 à 2 heures (45, 126) mais peuvent durer beaucoup plus longtemps chez certaines espèces. Le diazépam est antagonisé par le flumazénil (126).

En France, le diazépam est commercialisé sous le nom Valium NDH (45, 89, 175) en solution buvable à 1%, en solution injectable à 5 mg/mL et en comprimés à 2, 5 ou 10 mg de diazépam par comprimé (175).

- ✓ midazolam : cette nouvelle benzodiazépine est environ deux fois plus puissante que le diazépam. Le midazolam est utilisé en association avec la kétamine ou le fentanyl pour anesthésier les petits mammifères. Il peut également être incorporé à la nourriture et être employé pour calmer un animal pendant son transport (126).

La posologie recommandée quand le midazolam est associé aux opioïdes ou aux cyclohexamines est de 0,1 à 0,5 mg/kg en IM. Ses effets sont identiques à ceux du diazépam. Les effets secondaires sont rares. On peut noter parfois des modifications comportementales chez l'animal. Les effets du midazolam sont inversés par le flumazénil (126).

En France, le midazolam est commercialisé sous les noms Hypnovel NDH (présentations réservées à l'usage hospitalier) et Versed NDH en solution injectable à 1 mg/mL (175).

- ✓ climazolam : c'est également une benzodiazépine récemment synthétisée. Son mode d'action et ses effets sont comparables à ceux du diazépam et du midazolam. Il a été utilisé seul ou en association avec l'étorphine, la kétamine ou la xylazine chez les mammifères en parc zoologique (126).

- ✓ zolazépam : il est disponible uniquement associé à la tilétamine (12, 126) dans la présentation Telazol ND ou Zolétil NDV. Il potentialise la tilétamine en permettant des phases d'induction et de réveil plus calmes, une neutralisation des convulsions observées avec la tilétamine seule et une meilleure relaxation musculaire (126).

Les neuroleptiques longue action (NLA)

Depuis environ une vingtaine d'années, un désir de faciliter l'adaptation d'un mammifère à un nouvel enclos ou son transport entre deux parcs zoologiques est né. En effet, la capture, l'isolement, le transport et l'intégration dans un nouveau groupe sont autant d'événements stressants pour un animal (126, 183), en particulier chez les espèces très sensibles au stress (126). Chez ces animaux, un niveau élevé de stress peut être à l'origine d'un refus de s'alimenter et de s'abreuver, d'automutilations, d'attaques par les membres du groupe et d'une exténuation aux conséquences fatales (126, 183). Chez des espèces territoriales, en particulier lorsque plusieurs mâles se retrouvent sur une surface réduite (126), le stress peut décupler leur agressivité et conduire à des combats territoriaux dont l'issue est parfois fatale (183). Le fait de garder ces mammifères calmes pendant une longue période va donc leur permettre de s'habituer à leur nouvel enclos et/ou à leurs nouveaux congénères et de diminuer les effets secondaires indésirables causés par le stress (126). On voit donc ici l'intérêt de synthétiser des principes actifs à durée d'action prolongée : les neuroleptiques longue action ou NLA (126, 183).

A l'origine, les NLA ont été synthétisés pour diminuer les comportements agressifs, anxieux ou dysphoriques chez l'Homme (126, 183) ainsi que les psychoses aiguës (12, 144) ou chroniques (12) comme la schizophrénie (98, 144), une injection en IM permettant au patient des semaines de tranquillité (12). Les NLA employés à l'heure actuelle chez les mammifères appartiennent soit à la classe des phénothiazines, soit à la classe des thioxanthènes (126). Par un processus d'estérification (126), le principe actif est dissout dans une solution huileuse (12, 82, 126, 144) végétale ou médicinale, ce qui permet une prolongation de la durée d'action du principe actif par plusieurs mécanismes (144) : un relargage ralenti depuis le site d'injection, un passage dans la circulation sanguine ralenti (126, 144), une métabolisation hépatique et une élimination dans les fèces ralenties (144). Ceci implique également que les NLA ne peuvent être administrés qu'en IM profonde (82,144). En fonction du principe actif utilisé (126, 183), de la posologie administrée (183) et de l'espèce concernée (126), les NLA agissent plus ou moins rapidement et plus ou moins longtemps (12, 82), leurs effets pouvant persister jusqu'à 28 (98) à 30 jours (126, 183). D'où l'intérêt d'associer plusieurs NLA pour obtenir chez l'animal une période de tranquillisation la plus longue possible (12).

Il est important de préciser que les phénothiazines présentent des effets secondaires indésirables importants : perturbation de la thermorégulation, dépression fœtale, suppression des fonctions normales par sédation. Il faut donc utiliser les NLA dérivés des phénothiazines aux posologies les plus faibles possibles (126). Un surdosage peut également être à l'origine d'une météorisation chez les Ruminants (82).

Les NLA les plus employés actuellement en parc zoologique sont :

- ✓ éнанthate de perphénazine (126,144) : c'est un dérivé des phénothiazines dissout dans un excipient à base d'huile de sésame (144). Il commence à agir au bout de 12-16 heures, avec un effet maximal au bout de 3 jours (82, 144) et des effets pouvant durer 7 à 10 jours (144). Pour qu'il soit efficace lors de la mise en cage d'un mammifère, il doit donc être administré 3 jours avant la date prévue du départ (82). L'énanthate de perphénazine est utilisé avec succès chez un grand nombre d'espèces, les animaux traités passant plus de temps à s'alimenter et ayant un meilleur état général que les animaux non traités (144). En France, l'énanthate de perphénazine est commercialisé sous le nom Trilifan retard NDH en solution injectable à 100 mg/mL (175)
- ✓ palmitate de pipothiazine (126, 144) : c'est également un dérivé des phénothiazines dissout dans un excipient huileux à base d'huile de sésame. Son mode d'action est identique à celui de l'énanthate de perphénazine, mais ses effets apparaissent plus tardivement, au bout de 3 jours, et durent plus longtemps, de 2 à 4 semaines (144). En France, le palmitate de pipothiazine est commercialisé sous le nom Piportil L4 NDH en solution injectable à 25 mg/mL (175).

- ✓ zuclopenthixol (126, 144): c'est un dérivé des thioxanthènes existant sous deux formes différentes : l'acétate dont les effets apparaissent au bout de quelques heures et durent environ 3-4 jours et le décanoate dont les effets apparaissent au bout de plusieurs jours et durent jusqu'à 3 semaines. L'acétate de zuclopenthixol est donc un excellent neuroleptique dans les situations où des manipulations répétées sur quelques jours doivent être pratiquées ou pour faciliter l'adaptation d'un animal à son nouvel environnement (144). Il est souvent utilisé en association avec la perphénazine. Ainsi, quand les effets du zuclopenthixol disparaissent, la sédation est maintenue par cette dernière (82).

Sous zuclopenthixol, l'animal est plus facile à manipuler, sa distance de fuite est réduite et il est beaucoup moins stressé pendant et après une procédure de contention physique. Il passe beaucoup plus de temps à se nourrir, à s'abreuver et à exprimer des comportements physiologiques qu'un animal non traité. Aucun effet secondaire n'est observé à la posologie de 1 mg/kg, des symptômes extrapyramidaux pouvant apparaître à des posologies plus élevées (144).

En France, seul le décanoate de zuclopenthixol est disponible, l'acétate étant réservé à l'usage hospitalier. Il est commercialisé sous le nom Clopixol action prolongée NDH en solution injectable à 200 mg/mL (175).

Le *tableau 8* présente, pour chaque classe de neuroleptiques, les caractéristiques des principes actifs utilisés à l'heure actuelle dans les parcs zoologiques français.

a7) Le propofol

C'est un agent hypnotique caractérisé par une distribution du plasma vers les tissus, une redistribution du SNC vers les tissus et une métabolisation hépatique (par conjugaison) rapides. C'est donc un agent à courte durée d'action.

Utilisé de façon courante chez les mammifères domestiques pour l'induction et/ou le maintien d'une anesthésie, le propofol a gagné en popularité chez les vétérinaires en parc zoologique et a été employé par SCHUMACHER *et al.* chez un nombre important d'espèces, avec de bons résultats chez les Ongulés pour des posologies voisines de celles utilisées chez les Ongulés domestiques. Peu d'informations sont cependant disponibles sur son utilisation chez les mammifères sauvages, car le propofol présente des caractéristiques ne facilitant pas cette dernière :

- ✓ il doit être administré obligatoirement en IV, ce qui est difficile en première intention sur un mammifère sauvage à moins de le contenir physiquement à la main ou dans une cage de contention, ce qui permet l'accès à une veine périphérique. Toutefois, la contention physique est difficile chez des espèces très nerveuses ou dangereuses ainsi que chez les mammifères de petite taille ;
- ✓ il n'est pas assez concentré et son coût est relativement élevé, ce qui limite son utilisation chez les mammifères de grande taille.

De façon plus sûre, le propofol peut être utilisé pour maintenir l'anesthésie soit en perfusion à débit constant, soit par bolus, après que l'animal a été immobilisé par une autre famille de molécules. Si le propofol est employé pour l'induction de l'anesthésie, il est conseillé de prémédiquer l'animal avec du diazépam, du midazolam ou du butorphanol pour diminuer le stress de l'animal pendant la contention ainsi que la dose de propofol requise pour l'induction. De plus, le risque d'excitation ou d'activité myoclonique rapporté chez les animaux non prémédiqués est fortement diminué.

Les effets produits par le propofol sont nombreux : dépression du SNC, hypotension transitoire, diminution de l'activité myocardique et apnée, ce dernier effet ne survenant que si le propofol est injecté trop rapidement. Pour contrôler cette apnée, il est conseillé d'intuber l'animal et d'avoir une source d'oxygène à disposition.

Classe	Principes actifs (NDV ou NDH)	Association avec	Effets secondaires	Antagoniste (NDV ou NDH) et posologie
Phénothiazines	acépromazine (Calmivet NDV, Vetranquil NDV), énanthate de perchénazine (Trilifan retard NDH), palmitate de pipothiazine (Piportil L4 NDH)	cyclohexamines, opioïdes	dépression respiratoire, hypotension, perturbation des mécanismes thermorégulateurs	NON
Butyrophénones	azapérone (Stresnil NDV), dropéridol (Halkan NDV), halopéridol (Haldol NDH, Haldol decanoas NDH, Haldol faible NDH)	opioïdes (sauf halopéridol), NLA	aucun sur le système cardiovasculaire ou les mécanismes thermorégulateurs aux posologies optimales ; hypotension, symptômes entrapyramidaux, troubles alimentaires en cas de surdosage d'halopéridol	NON
Benzodiazépines	diazépam (Valium NDH), midazolam (Hypnovel NDH, Versed NDH), climazolam, zolazépam (Zolétil 20, 50 ou 100 NDV)	cyclohexamines, opioïdes, α_2 agonistes	dépression respiratoire, ataxie, modifications comportementales	flumazénil (Anexate NDH) à 1 mg pour 13 mg de diazépam ou de midazolam, pour 10 mg de climazolam ou pour 20 mg de zolazépam
Thioxanthènes	acétate de zuclopenthixol, décanoate de zuclopenthixol (Clopixol action prolongée NDH)	non précisé	symptômes extrapyramidaux à dose élevée	NON

Tableau 8 : Les différentes classes de neuroleptiques utilisées pour la contention chimique des mammifères en parc zoologique.

Ainsi, le propofol est un agent pouvant être ajouté à l'arsenal anesthésique du vétérinaire en parc zoologique car il permet une induction rapide et calme, un réveil rapide et en général calme même après une perfusion prolongée ou des injections répétées, et ses effets ne sont pas cumulatifs. De plus, chez certains patients où l'anesthésie gazeuse n'est pas possible ou pas souhaitée, le propofol constitue l'agent anesthésique de choix. Plus d'études sont maintenant nécessaires pour déterminer des posologies sûres et efficaces pour l'induction et le maintien de l'anesthésie chez les mammifères en parc zoologique (155).

En France, le propofol est commercialisé sous le nom Rapinovet NDV en solution injectable à 10 mg/mL (131).

b) Voies d'administration

b₁) Intramusculaire (IM)

C'est la voie d'administration la plus courante (12), ceci étant en rapport direct avec le développement de la téléinjection (126). En effet, 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 (12). Les sites habituels d'injection sont les masses musculaires proximales des membres antérieurs et postérieurs, les dernières étant le site préférentiel (12, 126) :

- ✓ membres antérieurs : encolure (18, 126, 183) uniquement chez les mammifères de grande taille (126), épaule (18, 126, 183)
- ✓ membres postérieurs : croupe (18, 126, 183)

Les injections sur les membres postérieurs doivent être dirigées plutôt vers l'arrière de ces derniers pour ne pas toucher le fémur. Pour les membres antérieurs, il faut plutôt viser leur partie avant pour éviter l'épine scapulaire. En effet, si les fléchettes frappent des rayons osseux, elles peuvent provoquer des fractures, des injections douloureuses et souvent incomplètes. En fonction du muscle choisi, l'absorption est plus ou moins rapide. Dans l'ordre, l'absorption est plus rapide dans les muscles de la croupe que dans ceux de l'épaule, l'absorption dans les muscles de l'épaule étant elle-même plus rapide que dans les muscles de l'encolure (183).

Pour réaliser une injection intramusculaire à distance, les conditions suivantes doivent être réunies : 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 (18).

b₂) Intraveineuse (IV)

Elle est très peu utilisée en première intention étant donné qu'elle nécessite, comme nous l'avons vu en première partie, une contention préalable de l'animal. Son utilité principale est la possibilité d'injecter à un animal préalablement immobilisé chimiquement par téléinjection d'autres principes actifs permettant de prolonger l'immobilisation, ou au contraire d'injecter un antagoniste (12). Dans les deux cas, la rapidité d'absorption et donc d'effet est l'élément recherché (12, 126). De plus, la dose administrée par rapport à la voie intramusculaire est plus faible pour un effet similaire. Les sites préférentiels pour une injection intraveineuse sont les veines céphalique, fémorale, saphène et jugulaire. Chez les grands mammifères comme l'éléphant, le rhinocéros ou la girafe, la veine auriculaire est également un site de choix (126). Pour certaines espèces, l'inaccessibilité des veines (par exemple chez le tatou ou le paresseux) peut poser des problèmes.

Avec le développement croissant de la contention psychologique comme nous le verrons en troisième partie, la voie intraveineuse peut être utilisée en première intention sur des animaux entraînés. Pour un éléphant par exemple, son soigneur peut le faire se placer en décubitus latéral

avant d'injecter la molécule immobilisante dans la veine auriculaire. Ceci évite les traumatismes liés à la chute qui ont des conséquences dramatiques chez cette espèce (12).

b₃) Sous-cutanée (SC)

Cette voie d'administration est la plupart du temps accidentelle lors d'une procédure de téléinjection. Soit l'opérateur a utilisé un mauvais angle de tir, soit l'aiguille utilisée est trop courte. Cette dernière situation est fréquente pour des animaux dont le tissu adipeux sous-cutané est très épais, comme les Ursidés par exemple.

La voie sous-cutanée 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 est prolongée (12).

L'injection sous-cutanée peut parfois être recherchée pour son effet retard. Par exemple, lorsqu'un animal est immobilisé avec de la médétomidine et ensuite antagonisé avec de l'atipamézole, ce principe actif est injecté pour moitié en IV et pour moitié en SC pour permettre une antagonisation prolongée et calme (75).

b₄) Orale (PO)

Cette voie est très peu utilisée pour plusieurs raisons : une induction prolongée, très peu de molécules fournissant une immobilisation acceptable par cette voie, une incorporation dans la nourriture ralentissant l'absorption (12) et augmentant le risque de pneumonie par fausse déglutition en cas de régurgitation (12, 126). De plus, tous les mammifères n'acceptent pas une nourriture « piégée » (126) comme nous l'avons vu dans la première partie de cette étude.

Il existe deux situations où la voie orale est appréciée : prémédication des grands Primates avec du diazépam, administration de kétamine à un animal agressif retenu dans une cage de contention. Au moment où ce dernier ouvre la gueule, la kétamine est administrée à la seringue par surprise (12, 126).

b₅) Divers

Ces voies d'administration ont été très utilisées par le passé, mais ne le sont plus ou très peu à l'heure actuelle :

- ✓ voie intrapéritonéale : l'animal est placé en décubitus latéral. L'injection est réalisée à mi-chemin entre le sternum et le pubis, l'aiguille, de petite taille, étant orientée vers la tête de l'animal et avec un angle de 15° par rapport à la paroi abdominale. Très utilisée chez les petits mammifères, elle l'est beaucoup moins chez les mammifères de taille moyenne à grande du fait du risque important de lésions organiques (59). Autrefois très utile pour immobiliser chimiquement les animaux difficiles à manipuler si l'opérateur est seul, le développement de nouvelles molécules immobilisantes ont rendu son usage obsolète (89) ;
- ✓ voie intrarectale : cette technique ne peut être utilisée que sur un nombre restreint d'espèces, et s'avère beaucoup plus contraignante et moins efficace que d'autres voies d'administration (59) ;
- ✓ voie intrathoracique : très utilisée par le passé pour immobiliser chimiquement des animaux difficiles à contenir et à manipuler, il n'y a plus actuellement aucune raison de préférer cette voie à d'autres (89).

2°) Anesthésie gazeuse

a) L'agent anesthésique idéal

- Cet agent, qu'il soit gazeux ou volatil, doit répondre aux critères suivants :
- ✓ il doit fournir une analgésie de bonne qualité ;
 - ✓ il doit être puissant, c'est-à-dire efficace à des concentrations faibles. Cette puissance est exprimé par la MAC ou concentration minimale alvéolaire (en %) qui correspond à la concentration la plus faible pour laquelle l'animal ne répond pas à un stimulus douloureux déterminé (incision cutanée, pincement des doigts). Cette MAC est relativement uniforme entre toutes les espèces de mammifères, ce qui explique pourquoi l'anesthésie gazeuse est si intéressante pour les mammifères en parc zoologique comme je l'ai dit plus haut ;
 - ✓ l'agent et ses métabolites doivent être faiblement toxiques pour l'animal ;
 - ✓ si l'agent est volatil, il doit avoir une haute pression de vaporisation, ce qui signifie que la concentration efficace de cet agent dans le mélange gazeux inhalé par l'animal sera obtenue et ajustée très rapidement ;
 - ✓ l'agent doit être insoluble ou faiblement soluble dans les tissus de l'animal, ainsi les changements dans la concentration alvéolaire seront rapidement répercutés sur la concentration tissulaire. En effet, si l'agent anesthésique est soluble, il persiste dans les tissus et est moins facilement évacué ;
 - ✓ l'agent ne doit pas être métabolisé par l'animal ou, si tel est le cas, ses métabolites ne doivent pas être toxiques ou avoir d'effet pharmacologique pour l'animal ;
 - ✓ l'agent ne doit pas être inflammable ;
 - ✓ son coût doit être le plus faible possible (159).

b) Les différents agents utilisés

b₁) Agents anesthésiques gazeux

Le protoxyde d'azote

C'est un analgésique moyen à très bon, ceci étant fonction de la concentration employée et de l'espèce (89). Ainsi, c'est un très bon analgésique lorsqu'il est utilisé à une concentration supérieure à 50%. Par contre, sa concentration ne doit pas dépasser 75%. Il est souvent associé à l'halothane pour augmenter le pouvoir analgésique (89, 159) du mélange inhalé et accélérer l'induction par un phénomène appelé « l'effet du second gaz » (159). Il peut également être associé au méthoxyflurane pour diminuer la concentration efficace de cet agent hautement toxique (12, 159). Par contre, utilisé seul, le protoxyde d'azote ne peut anesthésier un animal (89).

C'est l'agent le moins puissant parmi tous les agents anesthésiques gazeux et volatils utilisés à l'heure actuelle, sa MAC étant supérieure à 100%. Comme il ne participe pas aux échanges gazeux, il ne doit pas être employé à des concentrations supérieures à celles requises pour délivrer l'oxygène à des niveaux physiologiques sûrs (21%). Un phénomène similaire à « l'effet du second gaz » appelé « hypoxie de diffusion » doit être pris en compte pendant la phase de réveil (159). Pour éviter une éventuelle cyanose, on administre à l'animal un mélange oxygène/protoxyde d'azote en proportions 1 pour 2 ou à une concentration d'oxygène supérieure (12, 59).

Le protoxyde d'azote est peu toxique mais, comme il remplace l'azote gazeux dans le corps et qu'il est 35 fois plus soluble que ce dernier (159), il va s'infiltrer dans toutes les poches d'air de l'organisme (12, 159), en particulier le rumen, l'intestin et la plèvre (12). Il peut donc provoquer une météorisation, un pneumothorax sous tension et une augmentation de la pression de l'oreille interne très douloureuse (159), les deux premiers phénomènes compromettant la respiration de l'animal (12). Le protoxyde d'azote peut également être tératogène (159).



Du fait de sa nature gazeuse, sa saturation est de 100% à n'importe quelle température et il se déplace rapidement dans tous les compartiments de l'organisme ce qui améliore la diffusion des autres agents. Il est insoluble dans les tissus et non métabolisé, ce qui participe également à sa rapidité d'action. Il ne doit jamais être utilisé en présence d'une flamme ou d'une étincelle. Son coût est faible, mais il doit être stocké dans des conteneurs spéciaux très onéreux (159).

A l'heure actuelle, le développement d'agents volatils comme l'isoflurane ainsi que le risque de toxicité pour les opérateurs font que le protoxyde d'azote n'est pratiquement plus utilisé (12).

b₂) Agents anesthésiques volatils

Les agents anesthésiques volatils anciens :

- ✓ **chloroforme** : il est très utilisé jusque dans les années 60, notamment chez les petits mammifères. La technique employée est celle du vase clos, consistant à enfermer l'animal dans une boîte hermétique et à l'exposer à un coton imbibé de chloroforme. Si cette technique est très pratique, elle présente l'inconvénient de ne pas permettre un contrôle précis de la profondeur de l'anesthésie (59).

Chez les mammifères de taille moyenne à grande, l'inconvénient du chloroforme est sa séquestration dans le tissu adipeux, notamment chez les animaux obèses. Ce phénomène prolonge l'anesthésie plus que nécessaire. De plus, le chloroforme est irritant pour les muqueuses, ce qui peut exciter plutôt qu'anesthésier l'animal (59).

Tous ces inconvénients auxquels s'ajoute une toxicité importante pour l'animal et l'opérateur ont fait tomber l'usage du chloroforme en désuétude (59).

- ✓ **éther** : il est surtout employé en vase clos, l'animal étant placé dans une boîte hermétique et respirant un coton imbibé d'éther (12, 59). C'est un agent extrêmement dangereux du fait de ses propriétés explosives (12, 89). Il est également très irritant pour les muqueuses de l'animal (12, 59). De plus, pendant la phase d'induction, l'animal se débat de façon excessive (12). Un autre inconvénient est, comme pour le chloroforme, sa séquestration dans le tissu adipeux qui prolonge l'anesthésie de façon importante (59).

De nos jours, du fait de tous ces inconvénients, l'éther n'est plus utilisé et a été remplacé par des agents beaucoup moins dangereux (89).

- ✓ **cyclopropane** : encore utilisé dans les années 60, son usage a été abandonné du fait de ses propriétés explosives (59).
- ✓ **méthoxyflurane** : c'est un bon analgésique (159), notamment en post-opératoire (89), il est donc souvent associé à d'autres agents peu analgésiques comme l'halothane pour augmenter la puissance analgésique du mélange inhalé. Il est plus puissant que l'halothane et le protoxyde d'azote, sa MAC étant comprise entre 0,1 et 0,3% chez une grande variété d'espèces (159).

Sa pression de vaporisation est faible, environ 1/10^e de celle de l'halothane. Ainsi, si le mélange gazeux est à faible température, il est très difficile d'atteindre une concentration pratique pour l'induction de 2-3% (159). C'est pourquoi également le méthoxyflurane peut être administré en vase clos (12, 159), en particulier pour les petits mammifères (12), ou avec un vaporisateur peu précis (12, 159).

Il est très soluble dans les tissus ainsi que dans le matériel d'anesthésie (tubes en caoutchouc, plastiques), ce qui augmente le risque de toxicité pour le patient et les opérateurs. Il est métabolisé par l'organisme, ce qui produit des ions fluorure hautement toxiques pour les tubules rénaux (159).

Chez certaines espèces, en particulier chez les Félidés, le méthoxyflurane stimule la production des sécrétions buccales, et ce malgré l'addition d'atropine. Ceci provoque un laryngospasme sévère qui ne peut être levé qu'en paralysant l'animal avec de la succinylcholine. Celui-ci peut ensuite être intubé et ventilé (89).

Le méthoxyflurane est non inflammable dans les conditions normales d'utilisation (12, 159). Son coût est modérément élevé mais, du fait de sa faible volatilité, il est très économique à utiliser (159). En raison de sa haute toxicité pour l'animal et les opérateurs, il n'est plus utilisé à l'heure actuelle (12, 159).

Les anesthésiques volatils utilisés à l'heure actuelle :

- ✓ halothane : c'est un mauvais analgésique, ce qui explique qu'il soit souvent associé à d'autres agents comme le protoxyde d'azote (89, 159) pour augmenter la puissance analgésique du mélange inhalé. Il est moins puissant que le méthoxyflurane mais plus puissant que le protoxyde d'azote, sa MAC variant entre 0,67 et 0,95% en fonction des espèces (159).

Il possède une pression de vaporisation très élevée, sa concentration dans l'air à température ambiante étant de 32% (12, 159). Il ne doit donc être administré qu'à l'aide d'un vaporisateur haute précision (12, 89, 159), jamais en vase clos (12, 159). Du fait de cette haute pression de vaporisation, l'induction et la modification de la profondeur de l'anesthésie sont très rapides (159). De plus, l'halothane étant moins irritant pour les muqueuses que le méthoxyflurane, l'induction est plus facile que pour ce dernier (89).

L'halothane est relativement insoluble dans les tissus, ce qui participe encore à sa rapidité d'action (89, 159). Il est légèrement métabolisé par l'organisme et ses métabolites sont peu toxiques. L'un d'eux, un radical bromide, possède un effet soporifique qui persiste après la fin de l'anesthésie. Cette faible métabolisation explique encore pourquoi l'halothane agit si rapidement (159).

Même s'il semble en apparence peu toxique, c'est un dépresseur myocardique direct et un principe actif qui sensibilise le muscle cardiaque aux catécholamines (159). De plus, il est hépatotoxique en cas d'exposition prolongée (66).

Non inflammable dans les conditions normales d'utilisation, il a un coût modéré (159), ce qui explique qu'il soit l'agent anesthésique de choix pour les mammifères de grande taille (183). En France, l'halothane est disponible sous le nom Halothane Vétérinaire Belamont NDV (131).

- ✓ isoflurane : c'est l'agent anesthésique volatil de choix à l'heure actuelle (12, 183). Il est en effet utilisé avec succès chez un grand nombre d'espèces (160). Tout comme l'halothane, il présente une pression de vaporisation élevée, il ne peut donc être administré que par le biais d'un vaporisateur haute précision et jamais en vase clos, les concentrations atteintes dans l'air ambiant étant fatales pour l'animal (12).

Il permet des phases d'induction et de réveil très rapides et calmes et il est très peu toxique (183). Son inconvénient majeur est qu'il augmente le flux sanguin arrivant à la peau et entraîne donc une perte de chaleur très rapide (109).

Un autre inconvénient est son coût relativement élevé qui limite son utilisation chez les mammifères de grande taille. Il est par contre tout à fait indiqué pour les mammifères de petite taille ou débilisés (183).

En France, l'isoflurane est commercialisé sous le nom Forène NDV (175).

Le *tableau 9* résume l'ensemble des caractéristiques des agents anesthésiques gazeux et volatils utilisés à l'heure actuelle en parc zoologique : protoxyde d'azote, halothane et isoflurane.

Agent anesthésique (NDV ou NDH)	Degré d'analgésie	MAC	Toxicité, effets secondaires	Solubilité dans les tissus	Inflammable	Coût
Protoxyde d'azote	moyen à bon	> 100%	"hypoxie de diffusion", météorisation, pneumothorax sous tension, augmentation de la pression de l'oreille interne, tératogénicité	insoluble	OUI	faible (mais conteneurs très onéreux)
Halothane (Halothane Vétérinaire Belamont NDV)	faible	0,67-0,95%	dépression myocardique directe, sensibilisation du muscle cardiaque aux catécholamines, hépatotoxicité en cas d'exposition prolongée	relativement insoluble	NON	modéré
Isoflurane (Forène NDV)	non précisé	non précisée	perte de chaleur très rapide du fait de ses propriétés vasodilatatrices périphériques	insoluble	non précisé	relativement élevé

Tableau 9 : Les agents anesthésiques gazeux et volatils utilisés pour la contention chimique des mammifères en parc zoologique.

D. La contention chimique : un progrès considérable, mais qui présente des dangers

Si la contention chimique présente un grand nombre d'avantages, ceux-ci doivent être évalués à la lumière des difficultés de réalisation rencontrées. En effet, les molécules utilisées présentent des effets secondaires plus ou moins dangereux pour l'animal. De plus, la contention chimique nécessite pour le manipulateur une très bonne connaissance et une expérience pratique du matériel utilisé ainsi qu'une connaissance de l'anatomie, de la physiologie et des particularités spécifiques des mammifères à immobiliser chimiquement (126), de façon à rendre la procédure la plus sûre possible. Toutefois, il peut arriver que l'animal ou le manipulateur soient soumis à des situations dangereuses, et parfois même fatales.

1°) Dangers pour l'animal

a) Généralités

Une procédure de contention chimique, si elle semble de prime abord moins stressante qu'une procédure de contention physique, n'en présente pas moins des risques pour l'animal immobilisé :

- ✓ l'état général de l'animal est la plupart du temps inconnu du vétérinaire avant une immobilisation chimique, puisque les examens complémentaires permettant de l'évaluer nécessitent eux-mêmes que l'animal soit immobilisé chimiquement pour les pratiquer. Or, une maladie sous-jacente peut affecter de façon marquée le protocole d'immobilisation et les posologies utilisés (12) ;
- ✓ il est très difficile d'assister et de surveiller l'animal pendant les phases d'induction et de réveil. Or, c'est au cours de ces deux phases qu'on rencontre le plus de problèmes (12) ;
- ✓ chez les mammifères pesant plus de 900 kg, les procédures de réanimation sont illusoire. Il est donc important de gérer au mieux la contention chimique pour ne pas en arriver à cette extrémité, et ne pas hésiter à annuler la procédure plutôt que de perdre l'animal (12).

Les troubles que je vais détailler par la suite font partie des plus fréquemment rencontrés lors d'une procédure de contention chimique, et il est indispensable de les avoir en tête avant toute immobilisation pour pouvoir les traiter le plus rapidement possible après leur survenue.

b) Traumatismes

Les risques de traumatismes sont particulièrement importants pendant les phases d'induction et de réveil de l'animal :

- ✓ lorsque l'on utilise des opioïdes, il est important de ne pas les sous-doser car sinon cela prolonge la phase d'excitation observée pendant l'induction. L'animal s'agite et se déplace de façon excessive, ce qui peut conduire à des traumatismes divers (12, 126) ;
- ✓ pendant la phase de réveil d'une anesthésie dissociative, surtout chez les Ongulés (45, 126) ou en cas de surdosage du diazépam (45), l'animal est ataxique et peut donc se blesser en trébuchant par exemple. En cas d'anesthésie dissociative, cette ataxie au réveil est neutralisée par l'addition d'un neuroleptique (126).

Des traumatismes peuvent survenir également pendant la procédure. En effet, si les mammifères de plus de 400 kg ne sont pas placés sur des surfaces rembourrées, on risque un écrasement des masses musculaires et des nerfs superficiels au contact du sol et une myosite ou une paralysie radiale en conséquence (12, 151). Il est également important, en cas d'intervention longue, de changer l'animal de position toutes les 15 à 30 minutes pour éviter des spasmes musculaires et un blocage des articulations. En effet, tout problème empêchant l'animal de retrouver une position

et une locomotion normales après une immobilisation provoque chez ce dernier un stress, une anxiété et une hyperexcitation (12).

c) Troubles de la thermorégulation

Plusieurs phénomènes peuvent expliquer qu'un animal immobilisé chimiquement devienne hypo ou hyperthermique :

- ✓ les α_2 -agonistes (98, 126, 183) et les phénothiazines (12, 45, 62, 126, 144) perturbent les mécanismes de thermorégulation de l'animal, ce qui entraîne une hypothermie si la température ambiante est basse et une hyperthermie si la température ambiante est élevée ;
- ✓ qu'elle que soit la famille de molécules utilisée, une fois l'animal immobilisé, il ne peut exprimer les comportements lui permettant de réguler sa température interne, ce qui conduit à une hypothermie si la température ambiante est basse ou à une hyperthermie si la température ambiante est élevée. Pour éviter cela, il faut soit antagoniser le principe actif utilisé, soit, s'il n'existe pas d'antagoniste, maintenir l'animal dans un environnement chaud ou frais selon le cas jusqu'à son réveil ;
- ✓ une immobilisation prolongée se traduit par une inactivité musculaire prolongée à l'origine d'une hypothermie (126) ;
- ✓ lorsque l'on utilise des opioïdes, il est important de ne pas les sous-doser car sinon cela prolonge la phase d'excitation observée pendant l'induction. L'animal s'agite et se déplace donc de façon excessive, ce qui peut conduire à une hyperthermie (12, 126) ;
- ✓ l'utilisation de cyclohexamines peut être à l'origine de convulsions chez l'animal (126, 183), tandis que l'injection de propofol peut provoquer une excitation et une activité myoclonique (155), tous ces phénomènes pouvant conduire à une hyperthermie. Ces effets secondaires indésirables sont neutralisés par l'ajout d'un neuroleptique (126, 155, 183) ou de butorphanol (155) dans le mélange anesthésique.

d) Troubles digestifs

d₁) Régurgitation, vomissements

La régurgitation est un phénomène survenant fréquemment chez les Ruminants (126, 183), mais on peut également la rencontrer chez d'autres espèces, ainsi que les vomissements (126). Trois événements liés à la contention chimique expliquent ce phénomène :

- ✓ les molécules utilisées : agents bloquants neuromusculaires, fentanyl (126), carfentanyl (126, 156), xylazine (126, 183), médétomidine (126) ;
- ✓ la position dans laquelle tombe l'animal : décubitus latéral, exercice d'une pression sur le thorax ou l'abdomen (126), animal qui roule sur le dos (12, 126), membres postérieurs surélevés par rapport à la tête (126) ;
- ✓ le lieu et la durée de l'anesthésie : exposition prolongée aux radiations solaires (126).

Si l'animal est capable d'évacuer les débris alimentaires régurgités, sa vie n'est pas en danger (126). Par contre, si l'animal est en décubitus latéral ou dans une autre position favorisant le passage des aliments régurgités dans la trachée, les conséquences peuvent être fatales (126, 183). De même, il est fortement déconseillé de museler un Carnivore pendant une immobilisation, car il risque un étouffement en cas de vomissement (126).

La régurgitation ou les vomissements sont difficiles à empêcher, surtout lorsque l'animal est immobilisé avec des molécules prédisposant à ce type de complication. Par contre, on peut prévenir une pneumonie par fausse déglutition secondaire à la régurgitation ou aux vomissements :

- ✓ les Ruminants doivent toujours être placés en décubitus sternal avec la tête relevée et le nez vers le bas pour permettre l'évacuation des aliments régurgités (12, 126) ;

- ✓ surveiller l'animal pour prévenir la régurgitation ou les vomissements ;
- ✓ tout aliment régurgité ou vomis est immédiatement retiré de la cavité buccale ;
- ✓ éviter de s'appuyer sur le thorax ou l'abdomen de l'animal pendant la procédure ;
- ✓ si l'animal doit être retourné, le faire passer sur le ventre et non sur le dos, et garder les membres postérieurs plus bas que la tête ;
- ✓ protéger l'animal des rayons du soleil (126) ;
- ✓ l'intubation préventive des Ruminants est fortement recommandée (12, 159, 183).

d₂) Météorisation

Tous les mammifères, en particulier les Ruminants, sont sensibles à ce phénomène. On entend par météorisation une accumulation anormale de gaz dans le rumen ou l'estomac (126, 183) associée à un blocage de l'œsophage (126). Cette accumulation de gaz distend le rumen ou l'estomac augmentant la pression exercée sur le diaphragme (126, 183) et la veine cave (126). Il s'ensuit une respiration rapide et superficielle (126, 183) et un défaut de retour veineux, d'où hypoxie, choc et mort de l'animal (126).

L'étiologie de ce phénomène se décompose ainsi :

- ✓ blocage de l'œsophage : il peut être dû à une mauvaise position de la tête de l'animal au moment de son immobilisation, à la présence d'aliments régurgités ou vomis dans l'œsophage, ou à l'exercice d'une pression sur l'œsophage (126) ;
- ✓ accumulation de gaz : elle est liée à une atonie ruminale ou stomacale provoquée par les molécules immobilisantes utilisées (126) : opioïdes (12, 45, 126), xylazine (12, 18, 126), phénothiazines (82), protoxyde d'azote (12, 159) ;
- ✓ une exposition prolongée aux radiations solaires peut être également à l'origine d'une météorisation (126).

Le traitement d'une météorisation est avant tout un traitement de soutien :

- ✓ placer l'animal en décubitus sternal (126, 183) avec le cou tendu et la tête vers l'avant, ce qui permettra à la salive et aux aliments d'être évacués de la cavité buccale ;
- ✓ nettoyer la cavité buccale si elle est encombrée par des aliments régurgités ;
- ✓ faire rouler l'animal sur le ventre dans un sens puis dans l'autre ;
- ✓ pour les petits mammifères, élever les membres antérieurs (126).

Si le fait de rouler l'animal n'entraîne pas d'amélioration, il faut passer une sonde gastrique (126, 183) de diamètre correct jusqu'au rumen ou à l'estomac de l'animal (126). Si cette manœuvre se révèle également infructueuse, le geste à effectuer en dernier recours est de trocariser (126, 183) le rumen avec une aiguille de 14 ou 16 G et de longueur suffisante. Ce geste ne peut être effectué que chez les Ruminants car, chez les autres espèces, la traversée de la paroi abdominale peut provoquer une péritonite aiguë secondaire à la perforation d'un organe interne et une contamination bactérienne (126).

Pour prévenir une météorisation, il faut placer l'animal en décubitus sternal et le protéger des rayons du soleil. Un jeûne (126) de quelques heures pour les petits mammifères, d'au moins 12 heures pour les mammifères non Ruminants et d'au moins 24 heures pour les Ruminants (12) avant l'intervention est également souhaitable (126) mais n'est pas toujours réalisable sur des animaux vivant en troupeau.

e) Troubles cardiorespiratoires

e₁) Troubles cardiovasculaires

Défaillance circulatoire

Elle peut conduire à l'arrêt cardiaque, lui-même toujours précédé par un arrêt respiratoire. Si l'arrêt cardiaque dure plus de 2 à 4 minutes, les dommages cérébraux sont irréversibles et entraînent la mort de l'animal (126).

Cette défaillance est la conséquence de différents phénomènes dus aux principes actifs utilisés pour la contention chimique :

- ✓ hypotension : d-tubocurarine (89), opioïdes, cyclohexamines (126, 183), α_2 -agonistes (41, 126, 183), phénothiazines (12, 45, 126, 144) ;
- ✓ hypertension : opioïdes, cyclohexamines (126, 183) ;
- ✓ bradycardie : étorphine (126), xylazine (12, 126), médétomidine (75, 126) ;
- ✓ tachycardie : carfentanil (126, 156) ;
- ✓ dépression myocardique : propofol (155), halothane (159) ;
- ✓ sensibilisation du muscle cardiaque aux catécholamines : halothane (159).

Le traitement sert avant tout à soutenir l'animal : bouche-à-nez ou intubation, massage cardiaque, antagonisation du principe actif si cela est possible. Cette procédure est en général difficile et peu efficace, mais c'est la seule option envisageable (126).

A noter que cette défaillance circulatoire peut également être la conséquence d'une défaillance respiratoire dont je parlerai par la suite, mais également d'une hypo ou d'une hyperthermie, d'une météorisation ou d'une régurgitation. La prévention d'une telle défaillance passe donc par la prévention ou le traitement de tous ces phénomènes indésirables pouvant survenir pendant une procédure de contention chimique (126).

e₂) Troubles respiratoires

Acidose respiratoire

L'obstruction des voies aériennes empêche l'animal de respirer et va donc entraîner une augmentation de la concentration en CO₂ dans l'organisme à l'origine de l'acidose (126). Une gêne à la respiration due à une pathologie sous-jacente de l'animal comme une pneumonie ou un emphysème peut également évoluer vers un état d'acidose respiratoire (43). Les symptômes observés sont : respiration superficielle, polypnée, muqueuses buccales bleuâtres, expiration du CO₂ en excès.

Pour traiter cette acidose, il est impératif de placer l'animal dans une position correcte dégageant les voies aériennes et de vérifier si elles ne sont pas obstruées par un élément autre. Si l'animal est en arrêt respiratoire, il faut absolument l'intuber et le ventiler jusqu'à ce qu'il retrouve une respiration spontanée. La prévention de cette affection est simple et consiste à vérifier que les voies aériennes de l'animal sont toujours dégagées et à éviter leur obstruction par une position incorrecte de ce dernier (126).

Dépression respiratoire

On parle de dépression puis de détresse respiratoire dès que la respiration n'est plus régulière, sans effort ou silencieuse. Cette dépression s'explique par plusieurs phénomènes :

- ✓ une obstruction des voies aériennes due à une mauvaise position de l'animal, la présence d'aliments régurgités dans la cavité buccale ou le recouvrement de l'épiglotte par la langue (126) ;
- ✓ une pression sur le thorax ou le diaphragme due à une mauvaise position de l'animal ou une météorisation (126) ;

- ✓ l'utilisation d'une famille de molécules connue pour être dépresseur respiratoire :
 - à la posologie normale (126) : opioïdes (12, 126, 183), phénothiazines (12) ;
 - à une posologie élevée (12) : agents bloquant neuromusculaires (126), α_2 -agonistes (41, 126, 183), diazépam ;
- ✓ une augmentation de la teneur en CO₂ de l'environnement, par exemple dans une caisse de transport mal ventilée (126).

Le traitement d'une dépression respiratoire est avant tout un traitement de soutien :

- ✓ placer l'animal en décubitus sternal, le cou tendu et renvoyer la langue vers l'avant ;
- ✓ nettoyer la cavité buccale s'il y a lieu ;
- ✓ vérifier qu'il n'y a pas de météorisation ;
- ✓ en cas de dépression respiratoire modérée, une injection de doxapram (posologies identiques à celles utilisées chez les Mammifères domestiques) peut aider à la soulager ;
- ✓ si cela est possible, il faut antagoniser le principe actif utilisé. Mieux vaut en effet arrêter la procédure que de risquer de perdre un animal.

Si toutes ces mesures ne permettent pas de rétablir une respiration spontanée, il faut entamer soit une réanimation manuelle par le bouche-à-nez ou des pressions sur le thorax, soit une réanimation mécanique, plus efficace, en intubant et en ventilant l'animal. Au delà de 140 kg de poids, seule cette dernière méthode est valable. La trachéotomie constitue le dernier recours si aucune amélioration n'est visible (126).

Pour prévenir une dépression respiratoire, il faut éviter de surdoser les principes actifs cités plus haut et garder les animaux dans une position correcte où les voies respiratoires sont constamment dégagées (12, 126).

f) Recyclage et renarcotisation

C'est un phénomène que l'on observe essentiellement chez les mammifères immobilisés avec des opioïdes entre 2 et 72 heures après la procédure. La probabilité de recyclage et de renarcotisation est fonction de la durée d'action et de la puissance de l'opioïde utilisé. Ainsi, ce phénomène a plus de chances de se produire avec l'étorphine ou le carfentanil qu'avec le fentanyl. Cette probabilité connaît également des variations inter et intraspécifiques.

Quatre causes potentielles ont été identifiées pour expliquer ce recyclage :

- ✓ 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 ;
- ✓ durée d'action de l'antagoniste inférieure à la durée d'action de l'opioïde injecté.

Les symptômes sont identiques à ceux observés pendant la phase d'induction des opioïdes, effets variant de l'agitation à l'incoordination et au décubitus. Les conséquences de ce recyclage sont graves puisqu'un animal renarcotisé 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 d'autres animaux du troupeau. 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 est simple et consiste en l'injection d'une nouvelle dose d'antagoniste puis en la surveillance de l'animal pendant toute la durée d'action de l'antagoniste. Pour prévenir ce phénomène de recyclage et renarcotisation, il faut choisir l'opioïde et la posologie les plus adéquats en fonction de la procédure à réaliser et de l'espèce ainsi que l'antagoniste et la posologie appropriés.

On peut également observer un phénomène de « resédation » avec les α_2 -agonistes les plus puissants en cas de sous-dosage de l'antagoniste (126).

g) Troubles métaboliques

g₁) Myopathie de capture

Ce phénomène a été longuement décrit dans la première partie de cette étude (*voir Première Partie III.B.3.a*). Je me contenterai simplement de préciser que la myopathie de capture peut également survenir pendant une procédure de contention chimique. En effet, certains principes actifs possèdent des effets secondaires prédisposant à cette affection :

- ✓ lorsque l'on utilise des opioïdes, il est important de ne pas les sous-doser car sinon cela prolonge la phase d'excitation observée pendant l'induction. L'animal s'agite et se déplace donc de façon excessive, ce qui prédispose à la myopathie de capture (126) ;
- ✓ l'injection de propofol peut entraîner une excitation et une activité myoclonique neutralisées par l'ajout d'une benzodiazépine ou d'un opioïde (155) ;
- ✓ l'halopéridol ne doit pas être surdosé, car cela est à l'origine de symptômes extrapyramidaux (82, 144) provoquant une hyperactivité pouvant prédisposer à la myopathie de capture (126).

g₂) Acidose métabolique

Ce phénomène a également été largement décrit dans la première partie de cette étude (*voir Première Partie III.B.3.b.b₁*). Je ne ferai que citer quelques principes actifs à l'origine de déséquilibres acido-basiques et donc, d'une acidose métabolique :

- ✓ l'immobilisation d'un mammifère avec un dérivé nicotinique peut provoquer chez ce dernier un état de catatonie se traduisant notamment par une sudation importante, du ptyalisme (126), des vomissements, défécations (59, 126) et mictions (59), d'où une perte de bases importante (126) ;
- ✓ les cyclohexamines (126, 183) et la xylazine (18, 126) sont responsables d'un ptyalisme important (18, 126, 183), d'où une perte de bases et une évolution vers l'acidose métabolique (18).

h) Divers

En plus des troubles cités précédemment et qui peuvent conduire à la mort de l'animal, la contention chimique est à l'origine d'autres désagréments n'influant pas sur le pronostic vital de ce dernier :

- ✓ les mammifères anesthésiés avec des cyclohexamines gardent les yeux ouverts (45, 126). Il faut donc appliquer sur ces derniers un gel ophtalmique protecteur et les recouvrir d'un linge pour éviter que la cornée ne se dessèche et les protéger de la lumière du soleil (12). De plus, le fait de placer un linge sur les yeux de l'animal le calme, comme nous l'avons vu en première partie de cette étude (12, 45). Ceci évite donc d'administrer une dose supplémentaire de principe actif pouvant être nocive pour l'animal (12) ;
- ✓ en cas d'immobilisation avec des α_2 -agonistes (98, 126, 183), il est important de faire le moins de bruit et de mouvements possibles pour ne pas stimuler l'animal (12, 98, 126, 183). En effet, si tel est le cas, les α_2 -agonistes ne pourront pas faire effet (98, 126, 183) ;
- ✓ un décubitus latéral prolongé favorise l'atélectasie du poumon profond (160). En intubant l'animal et en le ballonnant régulièrement, on peut lutter efficacement contre ce phénomène (159, 160).

2°) Dangers pour le manipulateur

a) Traumatismes

Ils sont le plus souvent le résultat d'une approche trop rapide de l'animal après que ce dernier est tombé en décubitus latéral et d'un mauvais contrôle de son état de sédation ou d'anesthésie. En effet, même si parfois l'animal semble profondément sédaté, lors d'une immobilisation à la xylazine par exemple, une stimulation pendant la phase d'induction entraînera son réveil rapide avec des réactions de défense intactes (12, 45, 126). C'est pourquoi il est déconseillé d'utiliser la xylazine seule pour immobiliser des mammifères dangereux comme les Carnivores (12).

Pour s'assurer qu'un animal est suffisamment immobilisé, il faut s'armer d'un bâton et l'approcher par derrière en le stimulant avec cet instrument. Si la stimulation s'avère sans effet, on peut considérer que l'animal est suffisamment sédaté ou anesthésié pour être approché.

b) Exposition accidentelle

Toutes les familles de molécules utilisées pour la contention chimique des mammifères en parc zoologique sont potentiellement dangereuses pour l'Homme, danger d'autant plus grand que les posologies utilisées chez les mammifères sont parfois bien supérieures à celles jugées sans danger chez l'Homme. L'exposition accidentelle à un principe actif peut survenir à n'importe quel moment de la procédure, mais plus particulièrement au moment de la préparation de la fléchette. En plus du risque d'injection accidentelle, certaines molécules peuvent traverser des effractions cutanées, les muqueuses buccales, conjonctivales et nasales. D'autres sont même capables de traverser la peau saine et celles commercialisées sous formes de poudres lyophilisées ou en solution peuvent être inhalées ou ingérées.

Des précautions doivent donc être prises, quelle que soit la famille de principes actifs utilisée :

- ✓ toujours travailler par binôme, ceci permettant une observation mutuelle et une intervention rapide en cas d'accident ;
- ✓ porter des gants et des lunettes protectrices pour diminuer le risque d'exposition ;
- ✓ ne pas manger, boire, fumer ou se toucher les yeux, le nez ou la bouche pendant la manipulation ;
- ✓ marquer les molécules dangereuses avec un colorant et les identifier clairement ;
- ✓ toute fléchette prête doit être considérée comme dangereuse et stockée et manipulée avec précaution.

La manipulation des armes modifiées doit également être considérée comme dangereuse et les règles de sécurité les concernant doivent être scrupuleusement observées (126).

b₁) Agents bloquants neuromusculaires

Si l'opérateur est exposé à une dose suffisamment importante de succinylcholine, cela entraîne une paralysie rapide des muscles squelettiques puis du diaphragme et des muscles intercostaux. Si la victime n'est pas ventilée, elle meurt par hypoxie suite à la paralysie des muscles respiratoires. De plus, la succinylcholine n'étant pas dépresseur du SNC, la victime est pleinement consciente de ce qui lui arrive. A haute dose, la succinylcholine provoque un relargage massif d'épinéphrine compromettant la fonction cardiaque. Aucun antagoniste n'existant, il faut maintenir une ventilation artificielle de la victime jusqu'à ce que les effets de la succinylcholine s'estompent (126).

La nicotine a été rapportée comme dangereuse pour le manipulateur par HAIGH du fait de sa capacité à traverser la peau saine, mais aucune autre information n'est fournie concernant ses effets indésirables chez le manipulateur (62).

b₂) Opioides

Ils font partie des familles les plus utilisées, ce qui augmente encore le risque d'exposition accidentelle à ces principes actifs. Les effets de cette exposition varient en fonction de la molécule, de la dose reçue, de la voie d'administration, du poids de l'opérateur et de la sensibilité individuelle. A doses équivalentes, le carfentanil est plus puissant que l'étorphine elle-même plus puissante que le fentanyl (126). Cependant, étant donné que tous ces opioïdes sont beaucoup plus puissants (126, 133) que la morphine, ils sont extrêmement toxiques pour l'Homme et même une exposition à des quantités infimes (12, 62, 126), comme des gouttelettes traversant la muqueuse buccale ou une effraction cutanée, peut conduire à une dépression respiratoire sévère (12) fatale pour l'opérateur (62, 126). On considère en effet que 3 mg de carfentanil sont équivalents à 30 g de morphine (63). De plus, ces opioïdes agissent rapidement et sont extrêmement lipophiles, ce qui leur permet d'atteindre une concentration cérébrale maximale en une minute après une injection IV.

L'exposition accidentelle aux opioïdes peut survenir à n'importe quel moment, mais plus particulièrement au moment de la préparation de la fléchette et de sa projection. L'injection à la main d'opioïdes est également dangereuse, avec des risques de blessures par des aiguilles contaminées ou des fuites par désolidarisation entre l'aiguille et la seringue (133).

Les symptômes, signes d'une dépression du SNC soudaine (126), progressent de façon plus ou moins rapide en fonction de la dose administrée (63). On observe dans l'ordre : confusion mentale (126), vertiges, ataxie (63, 126), nausées, vomissements (126, 133), diminution de la motilité intestinale (63), syncope (63, 126, 133), pupilles en myosis (126, 133), dépression respiratoire, hypotension (63, 126, 133), choc (126), perte de conscience (63, 126, 133), coma (126, 133), défaillance respiratoire (126, 133), défaillance cardiaque, dilatation des pupilles et mort. La dépression respiratoire survient au bout de 2 à 30 minutes. La durée de ces symptômes est dose-dépendante mais peut durer plusieurs heures (126).

La trousse d'urgence, indispensable en cas d'immobilisation aux opioïdes, doit contenir le matériel suivant :

- ✓ plusieurs ampoules de naloxone (133) ou Nalone NDH à 0,4 mg/mL (175),
- ✓ des comprimés de Nalorex NDH (18),
- ✓ des cathéters à ailettes, des seringues, des aiguilles 20 G (133),
- ✓ un garrot (pour rechercher une voie veineuse), de l'alcool à 70°, des compresses, du sparadrap (133),
- ✓ une bouteille d'oxygène portable, un masque et une sonde naso-trachéale (133),
- ✓ le protocole d'urgence et le numéro de l'hôpital (133).

La procédure à réaliser en cas d'exposition humaine accidentelle aux opioïdes doit être affichée partout, en particulier dans la trousse d'urgence (133). Le personnel du parc zoologique doit être familiarisé avec l'usage des opioïdes et de leurs antagonistes (62) et être entraîné à pratiquer cette procédure d'urgence (12, 18). Elle se décompose ainsi :

- ✓ prévenir les secours (18, 63, 126, 133) et s'assurer qu'ils sont formés pour traiter ce type d'intoxication (12, 126, 133) ;
- ✓ administrer immédiatement un antagoniste, la naloxone étant la molécule recommandée (126, 133). Administrer 1 mg en IV (126) puis 0,4 (126, 133) à 2 mg (133) en IV (126, 133) toutes les 2-4 minutes (18, 63, 126, 133) jusqu'à ce que la dépression du SNC soit levée (18, 126). La plupart du temps, la victime est exposée à de faibles doses d'opioïdes, donc de faibles doses de naloxone suffisent. Il faut cependant se préparer aux pires situations et il n'est pas impossible d'injecter en première intention entre 8 et 30 mg de naloxone sans que

cela soit toxique pour la victime (133). La naloxone doit être injectée lentement pour éviter une hypertension et une tachycardie. Il faut répéter l'opération jusqu'à ce que les secours arrivent (126) ;

- ✓ si la voie veineuse n'est pas disponible, on peut injecter la naloxone à la base de la langue (63, 133), mais cette voie reste controversée malgré de bons résultats (133) ;
- ✓ la pose d'un garrot en amont du site d'injection de l'opioïde est une manœuvre présentant plus d'inconvénients que d'avantages et doit donc être évitée (133) ;
- ✓ pour maintenir l'antagonisation, une injection IM de deux fois la dose IV ayant été efficace doit être réalisée (126) ;
- ✓ un autre antagoniste pouvant être utilisé est la naltrexone, disponible en comprimé à ingérer ou à laisser fondre sous la langue sous le nom Nalorex NDH (18) ;
- ✓ si aucun antagoniste humain n'est disponible ou dans les cas d'extrême urgence, on peut administrer 0,1 mL de Revivon NDV en IV toutes les 2-3 minutes jusqu'à ce que la dépression respiratoire soit levée. Si on connaît la dose d'Immobilon ND injectée, on peut administrer une dose équivalente de Revivon NDV (18). A noter que, du fait de ses propriétés agonistes, la diprénorphine n'est cependant pas l'antagoniste de choix lors d'exposition humaine accidentelle aux opioïdes (126) ;
- ✓ en cas de pénétration buccale, oculaire ou dermique, il faut passer la zone contaminée sous l'eau (ne pas mettre d'eau chaude) en évitant de s'intoxiquer (133) ;
- ✓ placer la victime en PLS (126, 133) pour éviter une fausse déglutition en cas de vomissements, la rassurer et stabiliser sa température interne en la gardant au chaud si la température ambiante est basse et inversement (126) ;
- ✓ la victime ne doit jamais être laissée sans surveillance et ses paramètres cardiorespiratoires doivent être contrôlés régulièrement (133) ;
- ✓ une assistance respiratoire est indispensable : les voies aériennes doivent être dégagées (126) et, en cas d'arrêt respiratoire, une ventilation artificielle est nécessaire. En cas d'arrêt cardiaque, il faut commencer tout de suite le massage (63, 126, 133).

Hypotension et collapsus cardiovasculaire surviennent lors d'exposition à des quantités importantes d'opioïdes et sont secondaires à l'hypoxie consécutive à la dépression respiratoire. Quand les voies aériennes sont dégagées et le patient ventilé, la pression artérielle revient à la normale (126).

Souvent, les opioïdes sont associés à des neuroleptiques ou des α_2 -agonistes (18, 126), également dépresseurs du SNC, ce qui ne fait que renforcer cette dépression. En plus, ces deux familles ont un effet direct sur les centres cardiovasculaires et aggravent donc l'hypotension (126).

La prévention d'une exposition aux opioïdes nécessite le suivi des recommandations suivantes :

- ✓ avant l'immobilisation :
 - porter des gants (12, 18, 133), des lunettes protectrices et un masque ainsi que des vêtements à manches et jambes longues pour limiter au maximum les risques d'exposition (133),
 - préparer les seringues d'opioïde et d'antagoniste peu de temps avant la procédure et les identifier clairement (133),
 - équiper les seringues d'un dispositif de sécurité (63),
 - les fléchettes chargées doivent être recouvertes d'un capuchon protecteur et placées dans une boîte hermétique clairement identifiée (133) ;
- ✓ pendant l'immobilisation :
 - manipuler les armes modifiées en respectant les précautions d'usage (133),
 - faire reculer tout le personnel autre que le tireur pendant le tir (133),
 - identifier le site d'injection et interdire à quiconque de le toucher, excepté le tireur portant les protections adéquates (133),

- une fois la fléchette tirée, il faut s'assurer que tout son contenu a été injecté avant de la retirer de l'animal (12, 18, 63) et rincer abondamment le site d'injection une fois la fléchette retirée (133),
- éviter d'injecter des opioïdes à la main (133) ;
- ✓ après l'immobilisation :
 - couvrir la fléchette et la placer dans la boîte hermétique clairement identifiée (133),
 - le « matériel contaminé » doit être nettoyé immédiatement et rincé trois fois par un opérateur portant des gants, des lunettes protectrices et un masque (133).

b₃) Cyclohexamines

Elles ne sont pas aussi toxiques que les opioïdes mais sont à l'origine de complications pouvant être fatales pour l'opérateur (126). On parle de « toxicité comportementale » ou altération de l'état d'esprit qui peut potentiellement conduire à des actes dangereux ou irresponsables (63). Les symptômes observés sont fonction de la dose (126) :

- ✓ faible dose : vision floue, état mimant l'ébriété, schizophrénie (62), désorientation, incoordination, agitation, agressivité, ces modifications comportementales pouvant être à l'origine d'automutilations, voire de la mort de l'opérateur (126) ;
- ✓ forte dose : dépression respiratoire (126) ;
- ✓ très forte dose : hypertension marquée, dépression respiratoire sévère, coma et mort (126).

Une dose de moins de 20 mg de kétamine provoque une désorientation chez l'Homme et une dose de 30-40 mg est considérée comme la dose provoquant une « toxicité comportementale ». Cette dernière est jugée potentiellement plus dangereuse pour l'opérateur qu'une exposition à de fortes doses (63).

Comme aucun antagoniste n'existe, le traitement d'une exposition à une faible dose de cyclohexamines consiste à garder la victime au calme et à la contenir si nécessaire. Ses paramètres respiratoires et cardiaques ainsi que ses modifications comportementales doivent être surveillés jusqu'à leur disparition. Pour aider à garder la victime calme et contrôler d'éventuelles convulsions, on peut administrer 10 mg de diazépam en IV ou en IM (126). En cas d'exposition à de fortes doses, une assistance respiratoire et une hospitalisation sont requises (63, 126).

Les cyclohexamines ont une durée d'action relativement courte (126), leurs effets disparaissant en général en moins d'une heure (63). Il a été rapporté que le jus d'airelles et l'administration de diurétiques accélèrent la métabolisation de ces molécules (126).

b₄) α_2 -agonistes et antagonistes

Les symptômes progressent de la façon suivante : fatigue, faiblesse, somnolence, hypotension, perte de conscience, dépression respiratoire, coma et mort. La xylazine est responsable chez l'Homme d'une dépression respiratoire associée à des blocs atrioventriculaires, la gravité de ces effets augmentant avec la dose injectée. A forte dose, on observe une dépression cardiorespiratoire sévère, un coma puis la mort. La détomidine et la médétomidine ont des effets toxiques chez l'Homme identiques à ceux de la xylazine, mais beaucoup plus sévères. On a ainsi une dépression cardiorespiratoire et des blocs atrioventriculaires sérieux conduisant au coma et à la mort (126).

Bien qu'il existe des antagonistes utilisables chez les mammifères (yohimbine, tolazoline, atipamézole), ceux-ci ne doivent pas être utilisés chez l'Homme (63, 126) car ils possèdent des effets secondaires indésirables, en particulier la tolazoline (126). Le traitement à mettre en place est une surveillance rigoureuse de la victime et, si nécessaire, une ventilation artificielle jusqu'à l'arrivée des secours (63, 126). En cas d'exposition à de fortes doses, les dépressions respiratoire et circulatoire consécutives nécessitent une réanimation et une hospitalisation en urgence (126).

b₅) Neuroleptiques

Ils sont beaucoup moins dangereux que les autres familles de molécules immobilisantes pour l'Homme. Etant fréquemment associés aux opioïdes ou aux cyclohexamines, ils potentialisent ces principes actifs et donc contribuent à une toxicité accrue du mélange immobilisant.

Les symptômes observés vont de la somnolence et aux vertiges à l'hyperactivité et aux convulsions. Aucun antagoniste n'est disponible en médecine humaine. Le traitement consiste en un monitoring attentif de la victime. Il faut la garder au calme, éviter toute stimulation et, dans les cas extrêmes, fournir une assistance respiratoire (126).

b₆) Agents anesthésiques gazeux et volatils

Le méthoxyflurane, l'halothane et l'isoflurane sont potentiellement toxiques pour le personnel anesthésiste, en particulier le méthoxyflurane (63) métabolisé en ions fluorure toxiques pour les tubules rénaux (159). Le protoxyde d'azote a également été décrit comme provoquant des troubles neurologiques chez l'Homme. Le plus gros inconvénient de ce gaz est qu'il est totalement inodore (63).

Pour éviter une contamination du personnel anesthésiste par ces agents, il faut équiper les appareils d'anesthésie de systèmes d'évacuation ou de récupération des gaz expirés (63).

La contention chimique, et notamment la téléinjection, permet donc de réaliser des interventions de façon plus efficace et plus sûre pour l'animal et pour les opérateurs. Il ne faut cependant pas oublier les risques qu'elle comporte et évaluer chaque intervention en fonction de ces derniers. A l'heure actuelle, la contention chimique constitue le mode de contention majoritaire utilisé chez les mammifères en parc zoologique, de nombreux protocoles étant employés avec succès chez tous les ordres. C'est ce que je vais détailler à présent.

II. La contention chimique : étude par ordre

La contention chimique étant utilisée chez tous les ordres de mammifères, son étude suivra la classification systématique pour ces derniers. Ne seront traités ici que les protocoles de contention chimique utilisés à l'heure actuelle chez les mammifères en parc zoologique.

L'ensemble des posologies est regroupé dans l'*annexe 1*, en donnant pour chaque ordre quelques exemples d'espèces détenues en parc zoologique. Ces posologies ont été utilisées, sauf indication contraire, sur des animaux adultes. Il est essentiel de rappeler que les posologies présentées ne sont que des exemples ne s'appliquant pas à toutes les situations. 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 pouvant réagir de façon totalement différente à une même molécule (12, 126). Dès que l'on se retrouve confronté à l'utilisation de molécules immobilisantes, 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. De plus, 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.

A. Monotrèmes et marsupiaux

1°) Monotrèmes

Les agents injectables utilisés sont la kétamine (39) et l'association tilétamine-zolazépam (163). L'anesthésie gazeuse à l'halothane est également efficace chez ces animaux (39).

2°) Marsupiaux

a) Macropodes

Les Macropodes étant prédisposés aux autotraumatismes et à la myopathie de capture, les phases d'induction et de réveil doivent être les plus courtes et calmes possibles (134). Les associations tilétamine-zolazépam (13, 134, 163) et médétomidine-kétamine (6, 134, 135, 150) sont donc fortement recommandées. Parmi les autres agents injectables efficaces chez les Macropodes, on trouve les associations kétamine-xylazine (134), étorphine-acépromazine (39, 134), kétamine-diazépam, le diazépam et le propofol. Pour ce dernier, il est souhaitable de prémédiquer l'animal avec du midazolam (134).

Pour des interventions longues, l'intubation et le maintien sous anesthésie gazeuse sont recommandés. L'intubation est en général difficile car le degré d'ouverture buccale des Macropodes est faible et leur trachée de petite taille (13, 134). Le placement de l'animal en décubitus dorsal cou tendu (134) et l'addition d'un anesthésique local et d'atropine facilite ce geste (13). Halothane et isoflurane sont les agents de choix. L'induction peut également être réalisée en gazeuse (13, 134) chez les Macropodes de petite taille (134), au masque (13,134) ou dans une boîte anesthésique (13).

b) Gliders et possums

Pour le « sugar glider », l'anesthésie gazeuse à l'isoflurane est la méthode de choix, soit pour l'induction et le maintien de l'anesthésie, soit pour le maintien, l'induction étant permise par la kétamine. Pour les petites espèces de possums, l'isoflurane est l'agent de choix. Pour les grandes espèces, les associations tilétamine-zolazépam et kétamine-xylazine se sont avérées très efficaces (134).

c) Koalas

La plupart des koalas en captivité sont induits au masque avec de l'isoflurane ou de l'halothane, et éventuellement prémédiqués au diazépam pour éviter une excitation excessive. On peut également utiliser chez cette espèce des agents injectables : tilétamine-zolazépam, propofol, soit en induction, soit en maintien de l'anesthésie (134).

d) Vombatidés ou Wombats

De nombreux agents injectables sont utilisables chez cette famille parmi lesquels l'association tilétamine-zolazépam constitue l'agent de choix. L'association kétamine-xylazine a également été utilisée avec succès. Les Wombats possèdent une carapace recouvrant leur dos et arrière-train très difficile à pénétrer. Les injections IM sont donc réalisées dans la cuisse ou l'épaule (134).

L'induction et/ou le maintien de l'anesthésie est possible grâce à l'isoflurane ou l'halothane sur des animaux très légèrement prémédiqués avec une faible dose de tilétamine-zolazépam ou du diazépam. L'intubation est très difficile et en général non réalisée (134).

e) Dasyuridés

Pour les petites espèces, l'isoflurane est l'agent de choix pour l'induction et le maintien de l'anesthésie (69, 134), mais peut tout à fait être remplacé par l'halothane (69). L'intubation est délicate chez ces petites espèces (134). Pour les espèces plus grandes, l'isoflurane est également utilisé (69, 134) et l'intubation aisée (134), mais il peut être remplacé par des agents injectables : kétamine-xylazine, tilétamine-zolazépam (69, 134), diazépam (69).

f) Bandicoots et bilbies

L'agent de choix est l'isoflurane (134, 190), l'animal étant induit au masque (190) ou dans une boîte anesthésique, cette dernière méthode limitant le stress de contention (134). Les agents injectables sont rarement utilisés (190). L'association kétamine-xylazine peut être utilisée (134), ainsi que le diazépam ou le midazolam pour calmer les animaux très nerveux (190).

B. Insectivores

L'anesthésie gazeuse constitue la méthode de choix pour immobiliser chimiquement les hérissons. L'halothane (134) et l'isoflurane (73, 134) sont les agents utilisés. L'induction est réalisée dans une boîte anesthésique, puis l'animal est masqué ou intubé. Pour intuber de si petits mammifères, on peut utiliser une sonde nasogastrique ou un cathéter rigide (134).

Les agents immobilisants injectables peuvent également être employés, mais la phase de réveil est en général plus longue que pour les anesthésiques volatils. La kétamine seule autorise une sédation suffisante pour dérouler un hérisson et autoriser son examen clinique (134). La seule mise en garde concerne le site d'injection : la kétamine ne doit jamais être injectée au niveau de l'encolure, car du tissu adipeux brun se situe dans cette région. Une injection intraglutéale est donc recommandée (73). La kétamine peut également être associée au diazépam, à la xylazine (134) ou à la médétomidine (6, 134), cette dernière association étant antagonisée par l'atipamézole. L'association tilétamine-zolazépam est également efficace chez le hérisson (134), ainsi que l'association tilétamine-zolazépam-kétamine-xylazine (24).

C. Chiroptères

1°) Mégachiroptères

La kétamine seule produit une anesthésie de courte durée mais une faible relaxation musculaire et une excitation de l'animal au réveil. Pour éviter cela, la xylazine peut être associée à la kétamine (67, 134). La xylazine peut également être employée seule et produit une sédation de durée moyenne. Elle n'est pas antagonisée. Les associations médétomidine-kétamine et tilétamine-zolazépam sont également efficaces chez les Mégachiroptères (134).

L'anesthésie gazeuse reste la méthode de choix pour des immobilisations de courte ou de longue durée (67, 134). L'isoflurane produit des phases d'induction et de réveil rapides et une anesthésie dont la profondeur peut être corrigée rapidement (67). Les Mégachiroptères de plus de 200 g peuvent être intubés avec une sonde de 2 ou 3 mm (134), l'intubation étant facilitée par la mise en décubitus dorsal de l'animal, une bonne relaxation musculaire (67) et l'addition d'un anesthésique local (67, 134). Du glycopyrrolate (67) ou de l'atropine (134) peuvent être administrés en cas de sécrétions pharyngées profuses (67, 134).

Pendant l'anesthésie, le contrôle de la température interne est très important. Pour prévenir l'hypothermie, les ailes de l'animal sont rabattues le long de son corps et une serviette tiède est enroulée autour de l'animal (67). Pendant la phase de réveil, les Mégachiroptères sont enveloppés

dans un drap et soit laissés au calme pour éviter qu'ils ne s'excitent et battent des ailes (67, 134), soit maintenus fermement tête en bas par le manipulateur (134). On considère qu'ils sont suffisamment réveillés quand ils peuvent s'extirper du drap (67, 134).

2°) Microchiroptères

Les Microchiroptères entrent en torpeur quand la température ambiante est trop basse. Cependant, l'anesthésie par le froid n'est pas recommandée car elle n'a aucun effet analgésique (134).

Du fait de la petite taille de ces mammifères, l'anesthésie gazeuse à l'isoflurane (134) ou à l'halothane (21) est la méthode de choix pour leur immobilisation chimique. L'induction est réalisée dans une boîte anesthésique et le maintien de l'anesthésie s'effectue au masque. La phase de réveil doit se dérouler dans un endroit chaud et sombre, et l'animal doit être enveloppé dans une serviette (134).

D. Scandentia et Macroscélidés

Une association de kétamine à 1 à 2 mg/100 g et de xylazine à 0,1 mg/100 g produit un degré d'immobilisation suffisant pour des procédures mineures, les effets de ce mélange durant 20 à 30 minutes.

L'anesthésie gazeuse est la méthode de choix pour immobiliser de si petits mammifères et doit être utilisée dans la mesure du possible. L'animal peut être induit en chambre d'induction ou en plaçant sa cage de contention dans un sac en plastique transparent pour le visualiser. L'isoflurane est l'agent de choix. Il est délivré à une concentration de 4% jusqu'à ce que l'animal se place en décubitus latéral, puis ce dernier est masqué et la concentration baissée à 1,8-2,5%. Il est impératif de garder l'animal au chaud pendant la procédure du fait des propriétés hypothermisantes de l'isoflurane (109).

E. Primates

1°) Molécules injectables

a) Les neuroleptiques

Ils sont très peu utilisés chez les Primates. On associe en général les benzodiazépines à la kétamine pour diminuer les convulsions et améliorer la relaxation musculaire. C'est le cas du diazépam, efficace par voie orale, IV, mais pas IM, et du midazolam (71).

Les neuroleptiques sont également utilisés pour contrôler les agressions entre individus d'un même groupe. Ainsi, l'halopéridol a été utilisé avec succès associé à d'autres composés chez le gorille et le chimpanzé (116). L'énanthate de perphénazine a également été utilisé chez ces deux espèces, la cause de ce traitement n'étant pas précisée (82).

b) Les opioïdes

Ils sont utilisés soit pour contrôler la douleur, soit comme agents immobilisants. Pour contrôler la douleur, on utilise le fentanyl ou le butorphanol. Suivant la dose de fentanyl utilisée, on obtient soit une analgésie, soit une induction d'anesthésie, soit une immobilisation complète. A noter que le butorphanol est responsable d'une forte dépression respiratoire chez les Primates, des cas d'apnée ayant été décrits dans la littérature (71).

Le carfentanil peut être utilisé. Chez le chimpanzé, il est administré PO seul ou associé au dropéridol en induction d'anesthésie, l'association étant beaucoup plus sûre que le carfentanil seul (84). L'utilisation de carfentanil par voie orale a également donné de bons résultats chez le gibbon à mains blanches (122).

c) Les α_2 -agonistes

La xylazine et la médétomidine sont les agents les plus utilisés, en général associés à la kétamine (6, 71). L'utilisation de la médétomidine seule n'est pas recommandée chez les Anthropoïdes car, comme pour la xylazine, l'animal peut se réveiller brutalement sous l'effet de stimuli extérieurs, rendant la procédure dangereuse pour le manipulateur (71). La médétomidine seule a été utilisée chez le chimpanzé par voie orale en prémédication d'une immobilisation avec succès sous réserve que les animaux ne soient pas excités avant l'administration (83).

La détomidine a également été utilisée PO associée à la kétamine chez les Primates en induction d'anesthésie, cette association ne permettant pas une immobilisation complète des animaux (114).

d) Les cyclohexamines

La kétamine est la molécule la plus largement utilisée chez les Primates, soit en tant qu'agent immobilisant, soit en induction d'une anesthésie gazeuse. Elle peut être administrée en IM, en IV, PO ou en intrarectal, ces deux dernières voies nécessitant des doses beaucoup plus élevées que les deux premières (71). Son association avec la médétomidine produit une immobilisation de qualité (6, 71, 150) et est beaucoup plus avantageuse que l'utilisation séparée de ces deux agents. Cela permet en effet de réduire considérablement la dose de kétamine employée, et d'augmenter le niveau d'analgésie, de sédation et de relaxation musculaire. Cette association est utilisée comme seul agent immobilisant ou en induction d'une anesthésie gazeuse, en particulier chez les Anthropoïdes, avec de très bons résultats (71).

L'association tilétamine-zolazépam est également largement utilisée chez les Primates soit seule, soit en combinaison avec un α_2 -agoniste. A noter que, chez le gorille, l'association tilétamine-zolazépam peut provoquer une sévère ataxie au réveil avec de sérieux risques d'autotraumatismes, ce qui ne semble pas être le cas chez les petits Primates (71).

e) Le propofol

Cet agent récemment synthétisé est également utilisé chez les Primates. Les doses peuvent être diminuées si l'injection de propofol est précédée d'une injection de neuroleptiques, d'opioïdes ou d' α_2 -agonistes (71).

f) Association de molécules

Outre l'association médétomidine-kétamine, d'autres associations sont utilisées avec succès chez les Primates :

- ✓ médétomidine-kétamine-butorphanol et médétomidine-butorphanol-midazolam chez des lémurs catta, antagonisées par l'atipamézole, la naloxone et le flumazénil (187) ;
- ✓ médétomidine-tilétamine-zolazépam chez le chimpanzé, mais cette association est moins intéressante que médétomidine-kétamine car elle provoque au réveil des troubles nerveux et gastrointestinaux (72) ;
- ✓ tilétamine-zolazépam-kétamine-xylazine chez différents Simiens avec de bons résultats (24).

2°) Anesthésie gazeuse

Elle est utilisée chez tous les Primates, soit en induction de l'anesthésie, soit pour le maintien de cette anesthésie. L'intubation est fortement recommandée, même chez les plus petits Primates pour lesquels on peut utiliser des sondes urinaires ou des sondes gastriques pédiatriques. Les Primates possédant une petite trachée, l'opérateur doit éviter d'enfoncer la sonde trachéale trop profondément, sinon il risque de provoquer une hypoxémie par intubation d'une bronche primaire (71).

Parmi les agents utilisés, l'isoflurane est devenu le plus populaire car moins toxique que l'halothane. A noter cependant que ses propriétés vasodilatatrices sont à l'origine d'une hypotension sévère et d'une hypothermie (71), phénomène dramatique chez les Primates de petite taille qu'il faut donc veiller à toujours garder au chaud (106).

F. Xénarthres ou Edentés

De nombreux protocoles d'immobilisation sont utilisés sans danger chez tous les Edentés (25) :

- ✓ la kétamine seule à 1-20 mg/kg qui produit des effets allant de la sédation à l'anesthésie chirurgicale (25) ;
- ✓ la kétamine à 10-20 mg/kg IM associée au diazépam à 0,1 mg/kg IM ou IV, à l'acépromazine à 0,1 mg/kg IM ou à la xylazine (25, 28, 57) à 2 mg/kg IM (25) ;
- ✓ l'association tilétamine-zolazépam à 1,9-6,0 mg/kg IM (25).

La xylazine n'est cependant pas recommandée car elle peut provoquer une éventuelle régurgitation pouvant être dramatique chez des animaux que l'on intube difficilement (57).

Un point important à souligner est que les Edentés sont plutôt hétéothermes qu'homéothermes, leur température corporelle varie donc légèrement en fonction de la température ambiante. Il est donc recommandé de ne pas immobiliser chimiquement ces animaux par temps froid et de contrôler régulièrement leur température au cours de la procédure (25).

1°) Myrmécophagidés ou Fourmiliers

La plupart des protocoles utilisés chez les Fourmiliers associent une cyclohexamine (25, 28, 57) à un α_2 -agoniste (25), une phénothiazine ou une benzodiazépine (25, 28, 57). Les Fourmiliers peuvent cependant être anesthésiés de façon correcte en utilisant la kétamine seule, même si cela est associé à des convulsions. L'atropine à 0,04 mg/kg peut être ajoutée au mélange (25, 28, 57) pour contrôler un éventuel ptyalisme. L'étorphine associée au non au diazépam ou à l'isoflurane est également efficace chez le tamanoir (25, 57).

Après une induction à la kétamine, le maintien de l'anesthésie est possible chez le tamanoir avec un mélange d'oxygène à 4-6 L/min (28) et d'halothane (28, 57) ou d'isoflurane (25, 57) à 1-2% apporté au masque relié à un circuit ouvert (25, 28, 57). L'induction peut également être effectuée avec l'halothane (57) ou l'isoflurane (25, 57) à 3-5%, mais elle dure en général 20 à 30 minutes. Le réveil survient au bout de 10 minutes après une anesthésie à l'halothane et en moins de 10 minutes si on utilise l'isoflurane (57).

Pour contrôler d'éventuelles agressions lors de l'introduction d'un nouvel animal, l'azapérone à 0,25-0,5 mg/kg IM ou PO est très efficace. Les effets durent 4 à 8 heures et soit les animaux restent calmes, soit leur niveau d'agressivité est très fortement diminué (57).

La langue des Fourmiliers a tendance à se dessécher chez les animaux contenus chimiquement, il faut donc veiller à l'humidifier régulièrement avec du sérum physiologique jusqu'à ce que l'animal se réveille (28). Ces animaux sont également très difficiles à intuber. Si l'intubation est cependant requise, une trachéotomie doit être réalisée (57).

2°) Bradypodidés ou Paresseux

La kétamine est le principe actif utilisé classiquement (28) soit pour obtenir une sédation, soit pour induire une anesthésie maintenue ensuite en gazeuse (25). L'association tilétamine-zolazépan est également très largement employée. D'autres vétérinaires préfèrent utiliser une association de médétomidine, midazolam et butorphanol dont les effets sont antagonisés par l'atipamézole (25).

L'anesthésie gazeuse par l'halothane ou l'isoflurane peut également être employée en induction (25, 57), mais est difficilement contrôlable étant donné la capacité des Paresseux à retenir leur respiration pendant une longue période (28, 57).

Parfois, il n'est pas nécessaire de capturer les Paresseux pour les immobiliser chimiquement ensuite. Par exemple, si l'animal est habitué à dormir dans un seau, celui-ci peut être recouvert d'une bâche et se transformer en chambre d'induction (25).

3°) Dasypodidés ou Tatous

Les deux agents injectables utilisés chez les Tatous en captivité sont la kétamine (25, 28) et l'Innovar-Vet NDV (25).

L'anesthésie gazeuse est également recommandée, mais elle est difficilement contrôlable étant donné la capacité des Tatous à retenir leur respiration pendant une longue période (25, 28, 57). L'induction est donc en général permise par la kétamine, et le maintien de l'anesthésie est permis par l'halothane (28) ou l'isoflurane (25).

G. Pholidotes

Lorsque l'animal s'enroule sur lui-même, l'utilisation d'une boîte anesthésique et d'agents anesthésiques gazeux ou volatils est recommandée. Cette méthode est très efficace et sûre (96).

H. Rongeurs et Lagomorphes

1°) Rongeurs

De nombreux agents immobilisants injectables et volatils sont utilisés chez les Rongeurs en parc zoologique : kétamine, fentanyl, acépromazine, xylazine, diazépam, tilétamine-zolazépan, halothane, seuls ou en association (26). Plus récentes, les associations médétomidine-kétamine (6), médétomidine-tilétamine-zolazépan et tilétamine-zolazépan-kétamine-xylazine (24) donnent également de bons résultats.

2°) Lagomorphes

L'association kétamine-acépromazine permet une immobilisation suffisante pour réaliser un prélèvement sanguin. L'ajout de xylazine à ce mélange permet d'atteindre un niveau d'anesthésie chirurgicale et améliore l'analgésie de cette association. Des doses supplémentaires de kétamine sont injectées en cas de prolongation de la procédure (10).

L'anesthésie gazeuse est la méthode de choix pour la contention chimique des Lagomorphes. Une induction puis un maintien à l'halothane est une technique très sûre (10).

I. Mammifères marins

1°) Pinnipèdes

a) Otariés

Des neuroleptiques sont souvent injectés pour aider à la contention physique de ces animaux. Ainsi, le midazolam a été rapporté comme facilitant la contention chez l'otarie à fourrure (*Callorhinus sp* ou *Arctocephalus sp*) et l'otarie de Californie (66).

Chez ces animaux, il est recommandé d'injecter de l'atropine (0,02 mg/kg IM) ou du glycopyrrolate au moins 10 minutes avant l'injection d'agents immobilisants (54, 66). En effet, il arrive que, sous anesthésie, les Otariés présentent un réflexe de plongée à l'origine d'une bradycardie neutralisée par l'atropine et le glycopyrrolate. La réalisation d'injections IV étant difficile chez ces animaux, les molécules immobilisantes sont injectées en IM, dans des sites où la couche de tissu adipeux est la plus faible possible (66) : région de la hanche (54, 66) et des tibias, régions lombaire (66) et scapulaire. Les molécules ou associations s'étant révélées particulièrement efficaces chez les Otariés sont : tilétamine-zolazépam (54, 66), médétomidine-kétamine (66, 150), midazolam, détomidine-kétamine, tilétamine-zolazépam-médétomidine, xylazine-azapérone (66).

Les Otariés peuvent être induits au masque sans problème. Il suffit simplement de bien ajuster le masque sur le nez de l'animal pour éviter les fuites (66). Chez les grandes espèces d'Otariés, une technique similaire à celle utilisée chez les Cétacés et les Siréniens peut être employée (54). L'intubation est fortement recommandée pour assurer une oxygénation correcte et prévenir les risques de pneumonie par fausse déglutition. Les petits Otariés sont intubés grâce à un laryngoscope, tandis que les gros Otariés sont intubés après palpation manuelle de la glotte (66). Chez ces animaux, la bifurcation trachéale est pré-thoracique, la sonde utilisée ne doit donc pas être trop longue pour éviter une intubation bronchique et un défaut de ventilation de l'autre poumon (54, 66). L'isoflurane est l'agent de choix. La phase d'induction est en général très rapide du fait de la respiration efficace de ces animaux (66).

b) Phocidés

Les adaptations physiologiques relatives à la plongée sont beaucoup plus développées chez les Phocidés que chez les Otariés, ce qui présente à la fois des avantages et des inconvénients.

Les benzodiazépines et le butorphanol sont utilisés chez ces animaux pour faciliter leur contention physique. Le diazépam, le midazolam et le butorphanol associé ou non au diazépam ont été employés avec succès chez différentes espèces de Phocidés (66).

Il est recommandé d'injecter de l'atropine (0,02 mg/kg IM) chez ces animaux pour les mêmes raisons que chez les Otariés (54, 66), mais tous les auteurs ne partagent pas cet avis. Les Phocidés possèdent, tout comme les Otariés, une couche de tissu adipeux importante (66). Les sites préférentiels pour les injections IM sont donc la région de la hanche et les muscles lombaires postérieurs (54, 66). Par contre, l'accès veineux est beaucoup plus aisé que chez les Otariés. Les Phocidés possèdent en effet une veine épидurale à laquelle on peut accéder en région lombaire caudale sans risquer de léser la moelle épinière. Ce large vaisseau sert à stocker le sang pendant une phase de plongée et peut être utilisé pour administrer des agents immobilisants ou des analeptiques rapidement (66).

Au sein des Phocidés, une même molécule ou association peut donner des résultats variables. Ainsi, dans une étude, l'association tilétamine-zolazépam donne de très bons résultats chez le phoque gris (*Halichoerus grypus*) et l'éléphant de mer du Sud, tandis que des cas mortels sont décrits chez le phoque léopard (*Hydrurga leptonyx*) et l'éléphant de mer du Sud dans une autre étude, suggérant un faible index thérapeutique de cette association chez certaines espèces (66).

Parmi les molécules ou associations ayant été utilisées avec succès chez les Phocidés, on trouve : kétamine-diazépam (54, 66), propofol, midazolam-mépidine-kétamine (66), butorphanol, butorphanol-diazépam (174). Les opioïdes ne sont pas utilisés car à l'origine d'une apnée prolongée pouvant être fatale à l'animal (66).

Chez les jeunes Phocidés, l'induction au masque est relativement aisée. Elle est beaucoup plus difficile chez les Phocidés adultes qui ont tendance à retenir leur respiration (54, 66). Pour faciliter cette induction, il est conseillé de stimuler l'animal pour le forcer à respirer. Le maintien de l'anesthésie chez les Phocidés est identique aux Otariidés. A noter toutefois que leur trachée est plus longue, donc la sonde utilisée l'est aussi (66). Beaucoup de Phocidés possèdent un palais mou flasque et une grande quantité de tissu péripharyngé qui peuvent obstruer la glotte et rendre l'intubation difficile, même avec un laryngoscope. Pour améliorer la visualisation de la glotte, on peut placer l'animal en décubitus dorsal (54, 66), utiliser une spatule de 5 à 8 cm de large placée sous le laryngoscope ou un laparoscope comme guide pour la sonde endotrachéale (66). L'halothane et l'isoflurane sont efficaces chez les Phocidés (54, 66).

c) Odobénidés

Très peu d'informations sont disponibles sur l'immobilisation de ces animaux. Parmi les agents utilisés pour faciliter leur contention physique, on trouve les associations mépidine-diazépam et mépidine-midazolam (66).

Tout comme les Phocidés, les Odobénidés possèdent un sinus veineux épidural accessible entre les 4^{ème} et 7^{ème} vertèbres lombaires. Toutefois, étant donné la taille de ces animaux, cette voie ne peut être utilisée que sur des adultes entraînés ou des jeunes facilement contenus physiquement. La voie IM est donc privilégiée. Les sites recommandés pour une injection IM sont : l'encolure, les muscles paralombaires, l'épaule et les muscles entourant les hanches (66). Contrairement aux Phocidés, l'association tilétamine-zolazépam ne semble pas présenter d'effets secondaires indésirables chez les Odobénidés (66, 176). De nombreux autres agents ont été testés chez ces animaux, mais rarement sur des sujets maintenus en captivité.

L'anesthésie gazeuse est utilisable chez les Odobénidés, l'isoflurane étant l'agent de choix (66).

2°) Cétacés odontocètes

Très peu de molécules injectables ont été utilisées avec succès chez les Cétacés. Le développement du training pour la réalisation de procédures mineures a donc permis de pallier ce manque de contention chimique efficace. Pour des procédures stressantes comme une gastroscopie ou une bronchoscopie, l'utilisation de benzodiazépines ou de mépidine couplée à une contention physique est nécessaire. Sur des animaux entraînés, pour induire une anesthésie, on peut injecter des agents anesthésiques directement en IV, comme le propofol par exemple. L'induction d'une anesthésie peut également être réalisée grâce à des agents anesthésiques volatils comme l'halothane (66), mais pour cela, il faut utiliser un système modifié par rapport à l'appareil d'anesthésie traditionnel (178) comme pour les Siréniens (*voir ci-après*).

Pour pouvoir intuber un Cétacé, il faut déconnecter le larynx de l'évent en le tirant vers l'avant de la cavité buccale. Une sonde endotrachéale peut alors être insérée. Il faut éviter de l'enfoncer trop profondément car les Cétacés possèdent une trachée très courte, on risque donc d'intuber une bronche primaire. Chez les petits Cétacés, le degré d'ouverture de la cavité buccale n'est pas suffisant pour passer la main, ces animaux sont donc intubés par l'évent. L'halothane et l'isoflurane sont utilisés, ce dernier étant préféré car non hépatotoxique en cas d'exposition prolongée (66).

3°) Siréniens

Pour calmer un Sirénien hyperexcité, on peut utiliser du midazolam dont les effets durent 60 à 90 minutes. Cette molécule peut également être utilisée à une dose plus élevée pour faciliter l'intubation de l'animal. Le midazolam ou le diazépam peuvent être associés à la mépéridine pour réaliser des procédures douloureuses comme le retrait d'un séquestre osseux par exemple. Les effets du midazolam et du diazépam sont antagonisés si besoin par le flumazénil (8, 178) et ceux de la mépéridine par la naloxone (178).

L'anesthésie gazeuse est utilisable chez les Siréniens. L'inconvénient majeur chez ces animaux, comme chez les dauphins, est qu'ils sont capables d'inspirer un grand volume de gaz très rapidement, ce volume étant très supérieur à celui pouvant être délivré par un appareil d'anesthésie. Si l'induction est réalisée traditionnellement, on risque donc une hypoxémie et une hypercapnie. Pour induire l'anesthésie, il faut donc faire respirer l'agent volatil dans un grand volume et, pour cela, on place sur le museau de l'animal un sac en plastique de 20 L relié à l'appareil d'anesthésie et dans lequel on concentre l'agent anesthésique avant de le faire inhaler à l'animal. L'intubation est très difficile chez les Siréniens et nécessite l'utilisation d'un endoscope. Une fois l'animal intubé, le larynx reste ouvert en permanence, ce qui entraîne une diminution de l'expansion pulmonaire. L'animal doit donc être ballonné régulièrement ou raccordé à un respirateur artificiel. Seul l'isoflurane a été utilisé chez ces animaux (178).

J. Carnivores

1°) Canidés

Tous les Canidés peuvent être immobilisés de façon efficace et sûre avec une association kétamine-neuroleptique (94) ou kétamine- α_2 -agoniste (94, 127, 164). L'association tilétamine-zolazépam est également très efficace, mais la phase de réveil est plus longue. Elle peut être associée à la xylazine pour obtenir un puissant mélange anesthésique dans un petit volume de solution (94). L'association tilétamine-zolazépam-kétamine-xylazine donne également de très bons résultats chez le loup gris (24).

A l'exception du fentanyl et du butorphanol, les opioïdes sont rarement utilisés car ils provoquent une forte dépression respiratoire chez ces animaux. L'association xylazine-butorphanol est un mélange immobilisant très efficace (94), de même que l'association médétomidine-butorphanol (99).

L'association médétomidine-kétamine est très efficace, l'addition de médétomidine réduisant considérablement le volume de kétamine à injecter et permettant un réveil rapide après antagonisation par l'atipamézole (94). A cette association peuvent être ajoutés de l'acépromazine ou du butorphanol. Chez le loup roux, ces deux associations se sont révélées très efficaces, l'addition de butorphanol permettant d'adoucir la phase d'induction, d'augmenter la relaxation musculaire et de diviser par deux la quantité de médétomidine à injecter (164).

Les Canidés peuvent être profondément sédatés grâce à la xylazine ou à la médétomidine seules, permettant la réalisation de procédures courtes et non douloureuses. L'antagonisation est permise par l'atipamézole et/ou la yohimbine (94).

A noter que l'utilisation d'anticholinergiques (atropine, glycopyrrolate) provoque chez le loup roux une tachycardie et de l'hypertension et n'est donc pas recommandée, excepté en cas de détresse cardiorespiratoire visible (99).

2°) Ursidés

a) Considérations générales

Etant donné la taille de ces animaux, il est important d'utiliser des molécules ou associations de molécules puissantes de façon à injecter le volume le plus faible possible. L'immobilisation fournie doit également être de qualité suffisante pour éviter que ces animaux ne se réveillent pendant la procédure.

Les Ursidés sont des animaux possédant un tissu adipeux relativement important dont la distribution varie avec les saisons. Ainsi, le dépôt de tissu adipeux chez les ours bruns et noirs s'effectue sur l'arrière-train en automne et sur l'arrière-train et les membres postérieurs au printemps. Le site de choix pour une injection intramusculaire chez ces animaux est donc la région de l'épaule (17). Les ours polaires, quant à eux, possèdent une couche de tissu adipeux importante (9, 17) sur l'arrière-train et les membres postérieurs (9) en toute saison, l'épaule doit donc également être privilégiée (9, 17). De plus, pour tous les Ursidés, il est indispensable d'utiliser une aiguille de plus de 7,5 cm de long pour être sûr d'être en intramusculaire (9).

b) Molécules et associations utilisées

Certaines associations sont fortement déconseillées chez les Ursidés car jugées peu sûres : les associations xylazine-kétamine et médétomidine-kétamine. En effet, des cas de réveil soudain pendant une procédure ont été décrits chez les ours polaires et les ours bruns avec cette seconde association. D'autres associations permettant une immobilisation de bonne qualité avec des signes avant-coureurs de réveil visibles sont donc préférées, mais les associations kétamine-xylazine et médétomidine-kétamine peuvent être cependant utilisées chez les plus petites espèces d'Ursidés pour des procédures de courte durée (17).

A l'heure actuelle, les molécules et associations de molécules immobilisantes utilisées chez les Ursidés sont :

- ✓ tilétamine-zolazépam (17, 118) : c'est l'association de choix, à l'origine d'une anesthésie fiable chez les Ursidés et de signes de réveil visibles et ayant peu d'effets sur le système cardiorespiratoire, son seul inconvénient étant son absence d'antagoniste (17) ;
- ✓ tilétamine-zolazépam-médétomidine (17, 118) : l'ajout de médétomidine permet de diminuer le volume de tilétamine-zolazépam nécessaire, d'augmenter l'analgésie du mélange et d'antagoniser l'association par l'atipamézole administré à 3-4 fois la dose de médétomidine injectée moitié IV et moitié IM ; l'inconvénient majeur de cette association est le développement d'une hypertension et d'une hypoxémie chez l'animal, cette dernière étant contrôlée par l'administration d'oxygène (17) ;
- ✓ tilétamine-zolazépam-xylazine : les caractéristiques de cette association sont identiques à celles de la précédente, le volume de tilétamine-zolazépam étant cependant plus important, d'où un réveil plus long même après antagonisation par la yohimbine ou l'atipamézole ;
- ✓ carfentanil : il est utilisé chez les Ursidés par voie orale mélangé à du miel quand une administration parentérale n'est pas souhaitée et donne de très bons résultats chez les ours noirs (17, 122, 140), bruns (17, 122) et polaires (140) ;
- ✓ étorphine : utilisée chez l'ours polaire, elle est à l'origine d'une dépression respiratoire importante, voire d'apnée, elle est donc peu utilisée (9).

A noter que les Ursidés sont très sujets aux vomissements sous l'effet des α_2 -agonistes (118). Un jeûne de 12 heures minimum est donc requis avant toute intervention (17).

L'anesthésie gazeuse peut également être utilisée en cas de procédures longues, l'isoflurane étant l'agent de choix. Lors de l'intubation, il est important de maintenir la gueule de l'animal ouverte par un pas d'âne pour la sécurité de l'opérateur (9).

c) Particularités d'espèces

Ours polaire

Comme je l'ai dit précédemment, il possède une couche de tissu adipeux importante quelle que soit la saison. En été, cet animal entre dans un état d'hypoactivité : il jeûne et sa température interne décroît autour de 34-35°C. Les posologies de molécules immobilisantes doivent donc être revues à la baisse (17).

Du fait de sa taille, le recours à des molécules ou des associations de molécules puissantes est souhaité pour diminuer au maximum le volume à injecter à l'animal. De plus, il doit être positionné de façon à éviter une pression excessive sur les membres (17).

Les molécules et associations de choix chez cette espèce sont : tilétamine-zolazépam, tilétamine-zolazépam-xylazine, tilétamine-zolazépam-médétomidine (17) et carfentanil (140). L'énanthate de perphénazine a été testé chez un mâle ours polaire pour tenter d'abolir son comportement stéréotypique, mais l'effet n'a été que temporaire (189).

Ours bruns

Ce sont également des animaux de taille importante ; des associations et molécules puissantes sont donc requises. Leur période d'hypoactivité se situe en hiver, les doses recommandées doivent donc être diminuées à ce moment-là (17).

Les molécules et associations de choix chez ces animaux sont : tilétamine-zolazépam, tilétamine-zolazépam-xylazine, tilétamine-zolazépam-médétomidine (17) et carfentanil (17, 122).

Ours noir

Il est plus placide que les ours bruns, ce qui explique que la posologie de tilétamine-zolazépam soit plus faible pour cette espèce. Les autres molécules et associations recommandées chez cette espèce sont : tilétamine-zolazépam-xylazine, tilétamine-zolazépam-médétomidine, kétamine-xylazine avec précaution (17) et carfentanil (17, 122, 140).

Ours asiatiques et sud-américain

Peu d'informations sont disponibles sur les molécules utilisables chez ces espèces. Seule l'association tilétamine-zolazépam est rapportée comme efficace chez toutes ces espèces. Les associations médétomidine-kétamine (17) et tilétamine-zolazépam-kétamine-xylazine (24) ont été utilisées chez l'ours malais (17, 24) et l'association kétamine-xylazine chez l'ours lippu. On peut supposer que les associations tilétamine-zolazépam-xylazine et tilétamine-zolazépam-médétomidine sont efficaces chez toutes ces espèces (17).

Panda géant

De nombreuses molécules et associations de molécules sont utilisées chez cette espèce (104), parmi lesquelles la kétamine seule et l'association kétamine-xylazine sont préférées (85, 104). L'association kétamine-xylazine induit une sédation profonde et une bonne relaxation musculaire. La yohimbine est ensuite utilisée pour antagoniser les effets de la xylazine (85). La kétamine peut également être utilisée seule (85, 118) pour des procédures de courte durée (85) ou en induction d'une anesthésie gazeuse. L'association médétomidine-kétamine s'est également révélée efficace et sûre chez cette espèce (118). Le maintien de l'anesthésie peut s'effectuer par des agents volatils comme l'halothane (85).

A noter que le diazépam et les associations à base de benzodiazépines sont à l'origine chez le panda géant d'une excitation nécessitant des doses de molécules immobilisantes plus importantes et un dérèglement de la prise alimentaire (104).

3°) Procyonidés

Les agents injectables de choix chez cette famille sont la kétamine, associée ou non à un α_2 -agoniste ou un neuroleptique, et l'association tilétamine-zolazépam. Cette dernière présente beaucoup moins d'effets secondaires que la kétamine seule, mais la phase de réveil est également plus longue (36). L'association médétomidine-kétamine a également été testée avec succès chez plusieurs espèces (36, 150), permettant une immobilisation de courte durée suffisante pour des procédures mineures. L'antagonisation par l'atipamézole s'est effectuée sans effet secondaire. La médétomidine seule est également efficace chez certaines espèces et produit une sédation rapide antagonisée par l'atipamézole (36). A noter que, chez le petit panda roux, les associations kétamine-xylazine et kétamine-diazépam entraînent parfois une faible relaxation musculaire et une dépression respiratoire (85).

L'isoflurane peut également être utilisé en induction et/ou en maintien de l'anesthésie (36).

4°) Mustélidés

De nombreuses molécules et associations de molécules ont été utilisées avec succès chez les Mustélidés (132, 167) : kétamine seule (48, 132, 167) ou associée à un neuroleptique (midazolam, diazépam, acépromazine) ou un α_2 -agoniste (xylazine, médétomidine), tilétamine-zolazépam (132, 167). A noter que, chez la loutre de mer, l'utilisation des cyclohexamines n'est pas recommandée car à l'origine de complications pouvant être fatales à l'animal. Les seules molécules utilisables chez cette espèce sont les opioïdes associés ou non à un ou plusieurs neuroleptiques : fentanyl-diazépam-azapérone, fentanyl-diazépam-acépromazine (167, 173). Chez toutes les autres espèces de loutre, la kétamine associée aux benzodiazépines produit une anesthésie à court terme de bonne qualité (167).

Les Mustélidés sont relativement faciles à intuber (132), on peut donc utiliser l'halothane (48) ou l'isoflurane pour des procédures longues (132, 167). L'utilisation d'un agent volatil pour l'induction donne des résultats variables en fonction des espèces. En effet, les espèces aquatiques peuvent retenir leur respiration pendant une longue période, ne facilitant pas l'induction (132).

5°) Viverridés

Peu d'informations sont disponibles sur les molécules et associations de molécules pouvant être utilisées chez ces animaux. Les agents injectables utilisés chez les Viverridés sont la kétamine associée ou non à la xylazine (147) et l'association tilétamine-zolazépam (176). Récemment, l'association médétomidine-kétamine-butorphanol a été évaluée chez le binturong et a donné de bons résultats (117). L'anesthésie gazeuse de ces animaux est également possible (147).

6°) Hyénidés

Très peu de données sont disponibles sur les protocoles utilisables chez les Hyénidés. L'association kétamine-xylazine additionnée ou non d'atropine (5, 29) ou de glycopyrrolate (5) pour prévenir un éventuel ptialisme est efficace chez la hyène rayée (29) et chez la hyène tachetée (5). Chez la hyène tachetée, l'association tilétamine-zolazépam est également efficace (176). En cas de procédure prolongée, l'animal peut être maintenu sous anesthésie avec de l'halothane (29) ou de l'isoflurane (5).

7°) Félinés

Tous les Félinés sont très sujets aux vomissements lorsque des α_2 -agonistes sont employés (118). Un jeûne de 12-24 heures doit donc être respecté pour les petits Félinés, mais ce jeûne peut durer près de 48 heures pour les Félinés de grande taille.

a) Félinés de petite taille

Chez les espèces très nerveuses comme le jaguarondi ou le chat pêcheur, on peut utiliser une association butorphanol-acépromazine pour tranquilliser l'animal et, une fois tranquilisé, l'anesthésier avec un agent volatil délivré au masque (118). Les autres associations pouvant être utilisées sont les associations tilétamine-zolazépan (176), kétamine-xylazine (118, 130) et médétomidine-kétamine (118, 154), ces deux dernières associations permettant de réaliser des procédures mineures comme une prise de sang, un traitement de plaie, ... (118). L'association médétomidine-kétamine-butorphanol s'est également avérée très efficace chez le serval (35). Chez cette espèce, l'administration par voie orale d'un mélange de détomidine et de kétamine permet une bonne sédation mais pas une immobilisation complète, permise par une dose supplémentaire de kétamine ou de l'isoflurane (139). Chez le lynx d'Eurasie, l'utilisation de l'association tilétamine-zolazépan-kétamine-xylazine a donné de bons résultats (24). Pour des procédures plus longues et douloureuses, l'anesthésie gazeuse à l'isoflurane est requise (118).

Chez différentes espèces, l'utilisation d'éthanthane de perphénazine a permis une facilitation de l'adaptation à un nouvel enclos (189).

b) Félinés de grande taille

Chez ces animaux, les associations de molécules injectables donnant les meilleurs résultats sont les associations kétamine- α_2 -agoniste et tilétamine-zolazépan- α_2 -agoniste :

- ✓ l'association kétamine-xylazine a été utilisée avec succès chez le lion, le tigre et le puma ;
- ✓ l'association médétomidine-kétamine a été utilisée avec succès chez le lion, le guépard et la panthère des neiges (*Panthera uncia*) (118) ;
- ✓ l'association tilétamine-zolazépan seule est efficace chez une grande variété de Félinés (111, 176) ;
- ✓ l'association tilétamine-zolazépan-médétomidine a été utilisée avec succès chez le guépard (118), le lion et le tigre (148) ;
- ✓ l'association détomidine-kétamine a été utilisée avec succès chez le puma et le léopard (118).

L'atipamézole est injecté ainsi : $\frac{1}{4}$ IV et $\frac{3}{4}$ IM, à environ 2,5 à 5 fois la dose de médétomidine injectée. Cela évite un phénomène d'hyperexcitation visible lorsqu'on injecte l'atipamézole intégralement en IV. Détomidine et xylazine sont antagonisées par la yohimbine. Dans tous les cas, il faut prévoir des seringues supplémentaires de kétamine pour une injection rapide en IV en cas de réveil de l'animal.

Le guépard et le tigre ont une forte tendance à convulser lors d'une anesthésie à la kétamine. Si ces animaux reçoivent l'association kétamine-xylazine, une fois la xylazine antagonisée, ils ont donc plus tendance à convulser que d'autres Félinés. De plus, le tigre nécessite une dose de xylazine moins importante que les autres Félinés. Sous tilétamine-zolazépan, de nombreux cas mortels ont été décrits chez le tigre, les associations kétamine-xylazine et médétomidine-kétamine sont donc préférées chez cette espèce (118).

Chez le lion, l'administration par voie orale d'un mélange de détomidine et de kétamine permet d'obtenir une bonne sédation de l'animal, mais pas une immobilisation complète permise

par une petite dose de tilétamine-zolazépam. Chez le tigre, la détomidine seule administrée par voie orale permet une bonne prémédication d'anesthésie (139).

Chez le guépard on peut utiliser des neuroleptiques (111, 189) ou des α_2 -agonistes pour aider l'animal à s'adapter à un nouvel enclos (111). Chez d'autres espèces, l'utilisation d'éthanathate de perchénazine a permis une facilitation de l'adaptation à un nouvel enclos (189).

K. Proboscidiens

1°) Les risques de la contention chimique chez les Eléphants

Si elle est nécessaire dans certaines situations, la contention chimique des Eléphants n'en reste pas moins risquée pour l'animal. Les complications pouvant en effet être rencontrées sont nombreuses :

- ✓ dose inadéquate de produit immobilisant ou excitation de l'animal ou les deux ;
- ✓ traumatisme au moment de la chute de l'animal sur le sol de sa loge ou du réveil ;
- ✓ arrêt respiratoire du fait d'un mauvais positionnement de l'animal au moment de la chute ou d'autres problèmes ;
- ✓ arrêt cardiaque ;
- ✓ mauvais positionnement ne permettant pas de réaliser la procédure prévue ;
- ✓ myosite ou paralysie du nerf radial du fait d'une pression excessive et trop longue sur le côté de l'animal au contact du sol ;
- ✓ torsion ou volvulus de l'intestin provoquée par le roulement de l'animal ;
- ✓ traumatismes chez le personnel (151).

Pour prévenir ces complications, il faut se munir du matériel adéquat pour relever l'animal si celui-ci ne veut pas ou ne peut pas se relever tout seul et s'assurer que celui-ci tombe correctement. Pour parer à cet inconvénient, on peut également l'entraîner à se coucher pour ensuite recevoir l'injection de molécules immobilisantes (110), comme nous le verrons dans la troisième partie de l'exposé. Pour limiter les traumatismes liés au décubitus et à la chute, la surface sur laquelle est couché l'animal doit être rembourrée (34, 110, 151). FOWLER rapporte même l'utilisation d'un matelas d'eau pour adoucir la chute d'un éléphant d'Asie (52).

Le décubitus latéral semble provoquer moins de désagréments, en particulier respiratoires, que le décubitus sternal, contrairement à ce que l'on pensait dans les années 50. Il est donc fortement souhaité (34, 90). Pour cela, soit l'animal se couche de lui-même en décubitus latéral, soit, s'il est en sternal, le personnel intervenant l'aide à se placer en décubitus latéral (90) en utilisant par exemple des plates-longes accrochées au plafond de la loge et placées sous l'animal avant que celui-ci ne se couche (34, 52).

2°) Les molécules utilisées

Beaucoup de familles de molécules injectables ont été utilisées pour la tranquillisation, la sédation ou l'anesthésie des Eléphants avec de bons résultats. Parmi celles-ci, trois familles sont jugées comme les plus efficaces et les plus sûres : les opioïdes, les neuroleptiques et les α_2 -agonistes, en particulier la xylazine. Les agents anesthésiques volatils peuvent également être utilisés pour le maintien de l'anesthésie (151)

a) Les opioïdes

L'étorphine est la molécule de choix pour l'immobilisation des Eléphants depuis des décennies. Du fait de l'index thérapeutique élevé de cet opioïde chez cette espèce (90), il ne faut pas hésiter à le surdoser plutôt qu'à le sous-doser (90, 151). Les doses à injecter sont données dans

l'*annexe 2* par espèce, par catégorie d'âge pour chaque espèce et en milligrammes par animal. En général, les doses les plus faibles pour les intervalles donnés sont utilisées pour des éléphants « sous contrôle », n'étant ni excités, ni stressés. Les doses les plus élevées, quant à elles, sont recommandées pour les animaux excités, agressifs ou hyperactifs. La diprénorphine est injectée à une dose égale à 4 fois la dose d'étorphine injectée, et l'animal se relève au bout de quelques minutes.

Le carfentanil est également utilisé, en particulier chez les jeunes éléphants. Les antagonistes utilisés sont la diprénorphine (2-4 fois la dose de carfentanil), la naltrexone (50 fois la dose de carfentanil) et le nalméfène (26 fois la dose de carfentanil). Seule la naltrexone ne provoque pas de phénomène de renarcotisation (90).

b) Les neuroleptiques

Ils sont utilisés seuls ou associés aux opioïdes. Parmi les neuroleptiques utilisés, on trouve l'acépromazine (90, 151), l'azapéronne (90, 138, 152), l'halopéridol (82, 90) et les NLA (82, 189).

L'acépromazine est utilisée seule comme anxiolytique chez l'éléphant et permet de faciliter la réalisation de procédures comme le chargement dans une caisse de transport. Les doses efficaces sont très variables en fonction de l'effet souhaité : de faibles doses calment l'animal, tandis que de fortes doses provoquent une tranquillisation profonde. L'acépromazine est également associée à l'étorphine dans le mélange Immobilon L.A. NDV (151).

L'azapéronne est utilisée seule pour produire une sédation debout de l'éléphant. Elle est plus intéressante que la xylazine pour cette indication, étant donné que l'animal ne peut se réveiller brusquement sous l'action d'un stimulus puissant, comme un parage de patte par exemple. De plus, la xylazine entraîne chez l'animal un écoulement d'urine permanent qui empêche la collecte de sperme chez les mâles, pas l'azapéronne. Cette molécule ne présente pas non plus d'effets résiduels, elle peut donc être utilisée fréquemment en toute sécurité (152). L'azapéronne peut également être associée au butorphanol en cas de procédures plus douloureuses, comme un débridement d'abcès, ou d'un animal plus nerveux (138).

L'énanthate de perphénazine a été utilisé chez l'éléphant d'Asie notamment pour contrôler le musth des mâles, mais n'a eu qu'un effet temporaire (189). L'acétate de zuclopenthixol, l'énanthate de perphénazine et l'halopéridol ont été utilisés chez l'éléphant d'Afrique sans que leurs indications soient précisées, les doses étant respectivement de 50-350 mg/animal pour les deux premières molécules, et 10-60 mg/animal, les faibles doses correspondant aux jeunes animaux et les doses fortes aux animaux adultes (82).

c) Les α_2 -agonistes

La xylazine est utilisée seule à des doses élevées pour obtenir une sédation debout de l'animal, dont celui-ci peut sortir s'il est soumis à de puissants stimuli (90). Pour que la sédation soit efficace, l'animal doit être laissé au calme pendant 25 minutes avant de l'approcher. La dose varie en fonction de l'état d'excitation de l'animal : plus ce dernier est excité, plus la dose injectée sera importante. Chez les animaux débilités, même les plus faibles doses de xylazine peuvent induire un décubitus et conduire à la mort de l'animal par dépression puis arrêt respiratoire et cardiaque. Cela explique pourquoi la xylazine n'est jamais utilisée seule en tant que sédatif pour un chargement en caisse de transport (151). Elle est également associée à la kétamine chez les jeunes éléphants et cette association donne de bons résultats (90). Elle peut être associée chez les adultes au butorphanol pour améliorer le degré de sédation debout (138).

La détomidine semble également pouvoir être utilisée chez les éléphants. Les effets de ces deux α_2 -agonistes sont antagonisés par la yohimbine ou l'atipamézole (90). La médétomidine a

également été utilisée avec succès associée à la kétamine chez un jeune éléphant d'Asie par SCHAFTENAAR (150).

d) Anesthésie gazeuse

L'halothane peut être utilisé, mais certaines publications font état d'un faible index thérapeutique de cet agent chez les Eléphants (151). L'isoflurane est donc préféré (34).

L'intubation est très technique chez les Eléphants. La bouche étant maintenue ouverte par deux cordes, une sonde gastrique est placée dans la trachée par palpation. Cette sonde va servir de guide pour la sonde trachéale, de diamètre plus important, qui est ainsi insérée dans la trachée. La sonde gastrique est retirée et la sonde trachéale est reliée à deux appareils d'anesthésie (*voir figure 40*) installés en parallèle. En effet, les débits nécessaires en oxygène et en isoflurane ne peuvent être fournis par un seul appareil. Une autre technique utilisée chez les Eléphants pour l'intubation est l'intubation nasale, cette dernière étant moins efficace étant donné qu'elle n'empêche pas l'animal de respirer par la bouche et donc de diluer le mélange anesthésique (34).

L. Tubulidentés

La contention chimique est la méthode de choix pour la manipulation d'oryctéropes adultes. La kétamine à la posologie de 2,5-4,5 mg/kg et l'Innovar-Vet NDV à la posologie de 0,15 mg/kg de fentanyl ont été utilisés avec succès chez des oryctéropes maintenus en captivité (27).

M. Hyracoïdes

Les molécules immobilisantes utilisées chez les autres petits mammifères sont utilisables chez ces animaux (61).

N. Ongulés

1°) Périssodactyles

a) Equidés

Pour un changement d'enclos ou un transfert entre parcs zoologiques, les Equidés peuvent être simplement tranquilisés, soit par voie orale, soit par voie parentérale, en particulier chez des étalons agressifs. Les molécules et associations utilisées sont : acépromazine PO, romifidine, médétomidine, détomidine (186), détomidine-butorphanol (91), énanthate de perphénazine IM (186).

Pour des procédures autres, comme un parage de sabots ou une intervention chirurgicale, une immobilisation chimique de l'animal est nécessaire. L'étorphine est la molécule de choix chez les Equidés, seule ou associée à l'acépromazine. Toutefois, elle provoque un certain nombre d'effets indésirables (124, 186) : sudation excessive (107, 124), rigidité musculaire (124, 186) et tremblements (107, 124, 186), crampes, tachycardie, dyspnée (186) et hyperthermie. Pour réduire ces effets secondaires, on associe la xylazine à l'étorphine ou à l'association étorphine-acépromazine. L'étorphine est antagonisée par la diprénorphine (107, 186) administrée à deux fois la dose d'étorphine injectée $\frac{3}{4}$ en IV et $\frac{1}{4}$ en IM ou en SC (186). Le carfentanil peut également être utilisé seul ou associé à d'autres molécules : xylazine (1), détomidine (1, 146), acépromazine (1). Pour approfondir le niveau d'anesthésie en cas d'intervention lourde comme une laparotomie, on peut ensuite administrer de la kétamine (186) ou du propofol en IV. Ce dernier permet également d'améliorer le degré de relaxation musculaire chez l'animal (192).

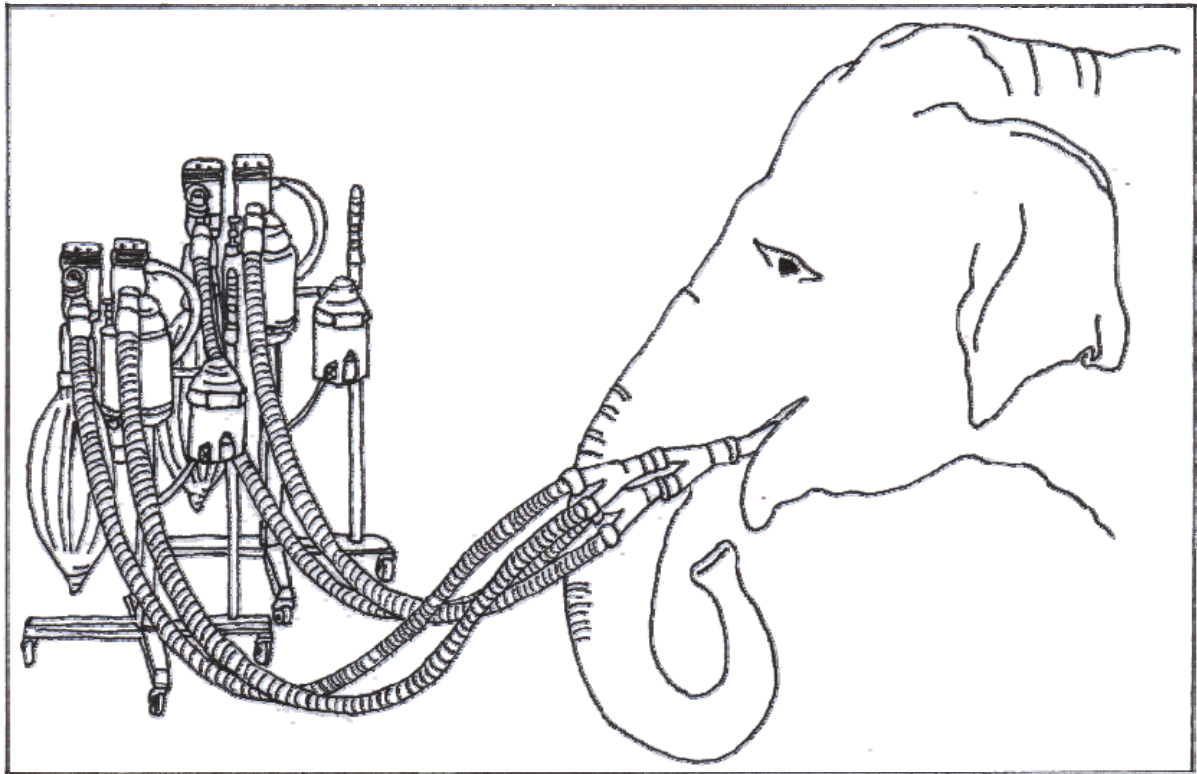


Figure 40 : Anesthésie gazeuse chez l'éléphant (d'après 34).

En raison de la toxicité des opioïdes pour le manipulateur, d'autres protocoles d'immobilisation ont été développés et ont donné de bons résultats chez plusieurs espèces d'Equidés : tilétamine-zolazépam-romifidine (107, 186), tilétamine-zolazépam-détomidine (186) et médétomidine-kétamine (150, 186).

L'énanthate de perphénazine a également été utilisé en association avec l'halopéridol chez le cheval de Przewalski pour faciliter la création d'un groupe de mâles (3, 144). En effet, chez cette espèce, les animaux vivent en harem avec un mâle dominant pour plusieurs femelles et leurs petits, les jeunes mâles étant chassés du groupe une fois matures. L'administration PO d'halopéridol permet de séduire les animaux le temps que l'énanthate de perphénazine fasse effet (3). L'utilisation de ce protocole a permis, en 7-8 jours d'action, de réduire les agressions entre mâles et d'autoriser la mise en place d'une hiérarchie entre ces animaux (3, 144).

b) Rhinocerotidés

Pour certaines procédures comme la collecte de sperme, les Rhinocerotidés peuvent être simplement tranquilisés, sous réserve qu'ils soient entraînés et placés dans une cage de contention pour un maximum de protection. Une association de détomidine et de butorphanol s'est ainsi révélée très efficace pour la collecte de sperme chez le rhinocéros blanc, facilitant la protrusion du pénis et la manipulation des animaux (181).

Comme chez les Equidés, l'étorphine constitue l'agent de choix pour l'immobilisation chimique des Rhinocerotidés, seule (23, 88, 125) ou associée à l'acépromazine (125, 182). Toutefois, elle est à l'origine chez ces animaux d'un grand nombre d'effets secondaires indésirables : tachycardie, hypertension, dépression respiratoire, tremblements musculaires, hyperthermie (23). Pour minimiser ces effets, on ajoute à l'étorphine l'association détomidine-butorphanol (4, 182), ce protocole s'étant avéré très efficace chez le rhinocéros blanc pour réaliser une collecte de sperme (182) et le rhinocéros noir pour deux explorations d'une fracture nasale et d'une maladie obstructive respiratoire (4). Les effets de l'étorphine sont antagonisés par la diprénorphine (125) ou la naltrexone (4, 88, 182).

L'anesthésie gazeuse est tout à fait envisageable chez ces animaux, l'agent rapporté dans les publications étant l'isoflurane (4, 23, 88). L'intubation des Rhinocerotidés est difficile étant donné la profondeur du larynx dans la cavité buccale. L'utilisation d'une sonde nasogastrique comme guide pour la sonde endotrachéale est donc recommandée (23). De plus, on peut utiliser des barbituriques pour augmenter la relaxation musculaire mandibulaire (23, 88). Une fois intubé, l'animal est relié à un appareil d'anesthésie équipé d'un ballon d'au moins 20 (4) à 30 L (23, 88) pour permettre une ventilation efficace de l'animal (4, 23, 88).

Chez les Rhinocerotidés, le décubitus latéral (23, 182) ou dorsal (88) favorise l'hypoxémie (4, 23, 182) et l'hypercapnie (4, 23, 88, 182). En effet, ces positions, en particulier le décubitus latéral, entraînent une différence entre ventilation et perfusion des poumons (4, 23, 182) et une hypoventilation, d'où une élimination perturbée du CO₂ (23). Pour limiter ces effets indésirables, l'administration d'oxygène (23, 182) et le ballonnement régulier de l'animal sont recommandés (23, 88), ainsi que le placement de l'animal en décubitus sternal, quand cela est possible (88).

L'utilisation de neuroleptiques et de NLA a été rapportée chez le rhinocéros blanc et le rhinocéros noir, mais leurs indications ne sont pas précisées. Les doses les plus faibles données dans l'*annexe 1* sont à administrer à de jeunes animaux tandis que les doses les plus élevées sont à administrer aux animaux adultes (82).

c) Tapiridés

L'étorphine est la molécule de choix pour l'immobilisation des Tapiridés (78, 79, 97) en induction et en maintien si la procédure se prolonge (97). D'autres molécules ou associations sont également employées :

- ✓ carfentanil seul ou associé à la xylazine : les animaux immobilisés présentent une faible SaO₂ (78, 79), une supplémentation en oxygène est donc requise (79) ;
- ✓ butorphanol associé à la xylazine ou à la détomidine : les animaux immobilisés conservent une SaO₂ tout à fait correcte mais peuvent présenter une bradycardie ; pour prolonger l'immobilisation, on peut utiliser la kétamine ; les effets de la xylazine et du butorphanol sont antagonisés par la yohimbine et la naltrexone ou naloxone (78, 79) ;
- ✓ tilétamine-zolazépam : cette association donne de bons résultats chez ces animaux (78, 176) ;
- ✓ carfentanil associé à la kétamine et à la xylazine (78, 79, 115) ;
- ✓ xylazine-azapérone puis kétamine (78, 79).

Ces deux dernières associations ont été utilisées avec succès chez les Tapiridés. Alors que l'azapérone entraîne des effets secondaires indésirables chez les Equidés, elle ne semble pas en causer chez les Tapiridés (78, 79). Sur des animaux entraînés, kétamine et xylazine peuvent être injectées en IV directement (78).

Pour faciliter l'introduction d'un nouvel animal ou des procédures mineures sur un animal debout, on peut tranquilliser ces animaux avec de l'azapérone ou, de façon moins efficace, avec de la xylazine (78, 79).

Pour prolonger une procédure, des agents anesthésiques volatils comme l'halothane peuvent également être employés (97).

2°) Artiodactyles

a) Suidés et Tayassuidés

L'étorphine et le carfentanil, bien qu'utilisés par le passé, ne sont pas recommandés à l'heure actuelle. En effet, ils sont à l'origine d'effets secondaires indésirables : dépression respiratoire, rigidité musculaire, hyperthermie et renarcotisation. Les Suidés et Tayassuidés sont en effet plus sensibles que d'autres Artiodactyles à la renarcotisation du fait de l'importance de leur tissu adipeux (15).

La kétamine et l'association tilétamine-zolazépam ont été utilisées pour la sédation et l'anesthésie des Suidés sauvages et Tayassuidés. Malgré une induction rapide avec un minimum d'effets cardiorespiratoires, la kétamine provoque chez certaines espèces, notamment les pécaris, un ptyalisme, une phase de réveil prolongée ou une excitation post-anesthésie, tous trois préjudiciables à l'animal. L'association tilétamine-zolazépam, quant à elle, entraîne une faible relaxation musculaire (15) et une phase de réveil rude (15, 119), en particulier quand elle est administrée par voie IM. Un autre inconvénient de ces deux cyclohexamines est qu'elles ne possèdent pas d'antagoniste (15). Pour minimiser ces inconvénients, on peut soit prémédiquer l'animal avec un α_2 -agoniste (xylazine, détomidine, médétomidine), soit administrer ce dernier en même temps que la cyclohexamine (15, 76, 118, 148, 150). Les effets sédatifs de l' α_2 -agoniste et du zolazépam peuvent ensuite être antagonisés par la yohimbine ou l'atipamézole et le flumazénil, permettant ainsi une phase de réveil plus courte (15, 76).

Les associations à base de butorphanol sont également très efficaces chez les Suidés et Tayassuidés, donnant une phase d'induction calme et rapide, une excellente relaxation musculaire, le tout pour un volume à injecter réduit (15, 118). A noter que certaines espèces, comme le sanglier d'Eurasie, sont « résistantes » à ces associations et sont immobilisées en utilisant les doses

maximales pour chaque agent de l'association. Les associations ayant donné de bons résultats chez les Suidés sont : butorphanol-détomidine-midazolam (15, 119), butorphanol-xylozine-tilétamine-zolazépam (15, 129), médétomidine-butorphanol-midazolam (119). Les effets de ces associations sont antagonisés par la naltrexone, la yohimbine (15, 119) ou l'atipamézole (119) et le flumazénil (15).

Les agents volatils sont également employés chez ces animaux, soit pour l'induction, soit pour le maintien de l'anesthésie, l'agent de choix étant l'isoflurane. On peut soit masquer l'animal, soit l'intuber, soit cathétériser ses naseaux (15).

L'azapérone et l'énanthate de perphénazine ont été utilisés chez le phacochère, leurs indications n'étant pas précisées. Les doses données dans l'*annexe I* vont de celles utilisées pour les jeunes animaux à celles utilisées pour les animaux adultes (82).

b) Hippopotamidés

b₁) Généralités

Très peu de données sont disponibles sur la contention chimique des Hippopotamidés. En effet, ces animaux présentent plusieurs particularités rendant cette dernière difficile :

- ✓ une agressivité naturelle (120, 184) ;
- ✓ une certaine corpulence (103, 120, 184), rendant difficile tout déplacement de l'animal couché, si ce n'est en utilisant une grue ou un treuil (103) ;
- ✓ une peau épaisse (120, 184) et un tissu adipeux sous-cutané important rendant les injections IM difficiles (103, 184) et prédisposant l'animal à l'hyperthermie (103) ;
- ✓ une prédisposition à aller trouver refuge dans l'eau en cas de danger, d'où des risques de noyade si l'animal est immobilisé chimiquement (103, 120) ;
- ✓ un manque de vaisseaux périphériques accessibles (120, 184).

Pour parer à toute éventualité, l'animal doit donc être immobilisé dans une zone sans point d'eau (80, 103). Il faut de plus prévoir des sacs de glace ou de l'eau froide en cas d'hyperthermie déclarée, et choisir une zone d'immobilisation spacieuse, permettant ainsi d'y amener un système de relever pour l'animal si celui-ci est dans une position anormale. La nourriture doit être retirée 24 à 48 heures et l'eau 12 à 24 heures avant la procédure (103). Pour les injections IM, il faut utiliser des aiguilles d'au moins 6 cm pour de jeunes animaux (120) et 8-10 cm pour des adultes (80).

b₂) Hippopotame amphibie

L'étorphine est l'agent de choix pour l'immobilisation de cette espèce, seule (80, 103, 120) ou associée à l'acépromazine ou à la xylozine (103, 120), de faibles doses d'étorphine étant utilisées pour les animaux débilités ou amaigris. Elle doit être injectée en IM ; il faut donc trouver une zone du corps de l'animal où la couche de tissu adipeux sous-cutané est moins épaisse. La zone de l'encolure située en arrière de l'oreille est le site d'injection privilégié. La phase d'induction est en général plus longue que chez les autres Artiodactyles, des durées de plus de 60 minutes ayant été enregistrées. La durée de la phase d'induction est en rapport direct avec la réussite de l'injection en IM stricte. Une dose supplémentaire d'étorphine ne doit pas être injectée moins de 60 minutes après la première injection. Les premiers effets de l'étorphine se traduisent par une hypermétrie et une sudation profuse (la sueur est teintée de rouge chez l'hippopotame amphibie). Puis, l'animal s'assied sur son arrière-train. A partir de ce point, on peut réaliser des procédures non douloureuses comme une coupe de dents. Pour antagoniser les effets de l'étorphine, la diprénorphine ou la naltrexone peuvent être utilisées. Si la xylozine est utilisée, la yohimbine inverse ses effets (103).

Il y a quelques années, MORRIS a testé chez l'hippopotame amphibie un nouveau protocole : l'association détomidine-butorphanol, qui s'est avérée produire une sédation suffisante

pour réaliser chez cette espèce beaucoup de procédures non invasives : examen clinique incluant un examen de la cavité buccale, une injection ou une prise de sang à la veine caudale ventrale ou à la veine céphalique. Une dépression respiratoire modérée est notée et traitée par une administration d'oxygène par une sonde nasale, un masque ou une sonde endotrachéale. Pour approfondir la sédation, de la kétamine peut être injectée en IV (120).

Pour des procédures plus longues et douloureuses, l'intubation de l'animal et son maintien sous isoflurane est recommandé (103, 120). Pour intuber un hippopotame amphibie, on place une planche de bois dans la cavité buccale de l'animal qui va servir de pas d'âne. Puis, la glotte est palpée manuellement et la sonde endotrachéale introduite dans la trachée (103).

Les parasympatolytiques comme l'atropine sont proscrits chez l'hippopotame amphibie car ils empêchent l'animal de transpirer, le conduisant à une hyperthermie fatale. La dépression respiratoire (103), due aux molécules utilisées et au décubitus latéral (120), est la complication la plus fréquemment rencontrée (103, 120), conduisant à une hypoxémie et une hypercapnie (120). Pour lutter contre cet effet indésirable, le décubitus latéral doit durer le moins longtemps possible et un apport d'oxygène par une sonde nasale ou un ballonnement de l'animal sont indispensables (103, 120).

b₃) Hippopotame nain

L'indication majeure d'une immobilisation chez l'hippopotame nain est le parage des défenses. De nombreuses molécules ou association de molécules ont été testées chez cette espèce, la kétamine (120) et l'association étorphine-acépromazine-xylazine (80) entre autres. Il y a quelques années, WESTON a décrit un autre protocole, dont la phase d'induction a duré plus de deux heures du fait, selon l'auteur, d'un temps trop long entre chaque injection et d'une difficulté à réaliser des injections en IM stricte. Une fois l'animal enfin placé en décubitus sternal, une sonde nasale lui délivre un mélange d'isoflurane et d'oxygène pendant que l'opérateur l'intube (184).

L'intubation est difficile du fait de l'étroitesse de la cavité buccale et de la profondeur du larynx dans la cavité buccale. Une planche de bois percée d'un trou central est placée juste en arrière des défenses, l'opérateur passant sa main à travers le trou pour aller palper l'épiglotte puis introduire la sonde endotrachéale avec difficulté. L'animal est alors maintenu sous isoflurane par cette sonde à un niveau d'anesthésie correct. Au moment du réveil, de la yohimbine est injectée en IM (184).

c) Camélidés

Beaucoup d'agents immobilisants injectables ont été utilisés chez les Camélidés. Parmi les molécules et associations employées chez ces animaux, on trouve :

- ✓ étorphine associée à l'acépromazine ou à la xylazine (7) ;
- ✓ kétamine associée à la xylazine (49, 56, 105) et à l'atropine pour limiter le ptialisme observé (49) ;
- ✓ xylazine seule (7, 49, 105) ;
- ✓ médétomidine-kétamine (6) ;
- ✓ kétamine-diazépam (31) ;
- ✓ tilétamine-zolazépam-kétamine-xylazine (24) ;
- ✓ butorphanol (31, 105) ;
- ✓ xylazine-butorphanol-kétamine (105, 118) ou tilétamine-zolazépam-butorphanol- α_2 -agoniste (129) ;
- ✓ propofol en induction ou en maintien avec une perfusion à débit constant (105, 118).

L'association xylazine-butorphanol-kétamine peut être à l'origine d'une dépression respiratoire, un apport d'oxygène est donc recommandé (105).

L'utilisation d'agents anesthésiques volatils est également envisageable chez ces animaux, l'halothane et l'isoflurane ayant été utilisés avec succès chez le chameau, le lama (105) et l'alpaga (*Lama pacos*) (31). La seule limitante chez les Camélidés, en particulier chez le lama, est l'intubation. En effet, cet animal présente plusieurs particularités anatomiques rendant l'intubation difficile (voir figure 41) :

- ✓ une cavité buccale étroite,
- ✓ un angle d'ouverture de la cavité buccale faible,
- ✓ une élévation importante de la partie caudale de la langue,
- ✓ un palais mou très allongé qui peut se placer soit ventralement, soit dorsalement à l'épiglotte.

Quatre méthodes d'intubation sont couramment utilisées : l'intubation en aveugle, l'intubation à l'aide d'un laryngoscope, l'utilisation d'un guide pour la sonde endotrachéale, et l'intubation rétrograde. Cette dernière méthode est la plus efficace. Pour la réaliser, l'opérateur a besoin d'un angiocathéter 18 G, d'un fil métallique servant de guide, d'un cathéter en téflon, d'une lame de laryngoscope et d'une sonde endotrachéale.

L'animal est placé en décubitus sternal. Sa tête est étirée au maximum et l'angiocathéter est introduit dans la trachée en direction de la cavité buccale à environ 8-10 cm du cartilage thyroïde et avec un angle de 45° par rapport à la trachée. La lame de laryngoscope est alors introduite dans la cavité buccale pour repousser le palais mou vers le haut et ainsi bloquer le nasopharynx (voir figure 42). Le fil métallique est alors passé dans l'angiocathéter et ressorti dans la cavité buccale, l'angiocathéter étant ensuite retiré et le fil clampé avec une pince hémostatique. Ce fil va servir de guide à un cathéter en téflon alors introduit dans la trachée en passant par la cavité buccale. Ce cathéter va ensuite lui-même servir de guide à la sonde endotrachéale (voir figure 43). Puis l'ensemble fil métallique-cathéter est retiré. Le ballonnet de la sonde est alors gonflé (149).

d) Tragulidés

Une fois capturé, l'animal peut, soit recevoir une injection de molécule immobilisante, soit être induit au masque à l'isoflurane (118). Aucune information n'est disponible sur les agents injectables utilisables chez ces animaux. On peut cependant supposer qu'une association kétamine-xylazine donnerait de bons résultats (7).

e) Cervidés

Tous les agents injectables possibles ont été utilisés chez les Cervidés, l'association kétamine-xylazine et l'étorphine constituant les agents de choix chez ces animaux, les doses variant considérablement d'une espèce à l'autre (50). Plus récemment, l'association médétomidine-kétamine a prouvé son efficacité et sa fiabilité chez les Cervidés (6, 14, 118, 150). Parmi les autres molécules ou associations de molécules utilisées chez les Cervidés :

- ✓ le carfentanil seul ou associé à la xylazine donne de bons résultats chez les grands Cervidés, une forte dose de xylazine permettant de diminuer la dose de carfentanil efficace (64, 118) ;
- ✓ le carfentanil seul entraîne chez le cerf d'Eld une mauvaise relaxation musculaire, que l'on ne retrouve pas avec l'association médétomidine-kétamine (87) ;
- ✓ l'association tilétamine-zolazépan donne de bons résultats chez de nombreux Cervidés (118, 176) ;
- ✓ chez le daim, les associations tilétamine-zolazépan-xylazine (38) et tilétamine-zolazépan-médétomidine (38, 148) permettent une immobilisation complète de l'animal, mais le degré d'analgésie est plus important avec la seconde association, cette dernière est donc préférée (38) ;

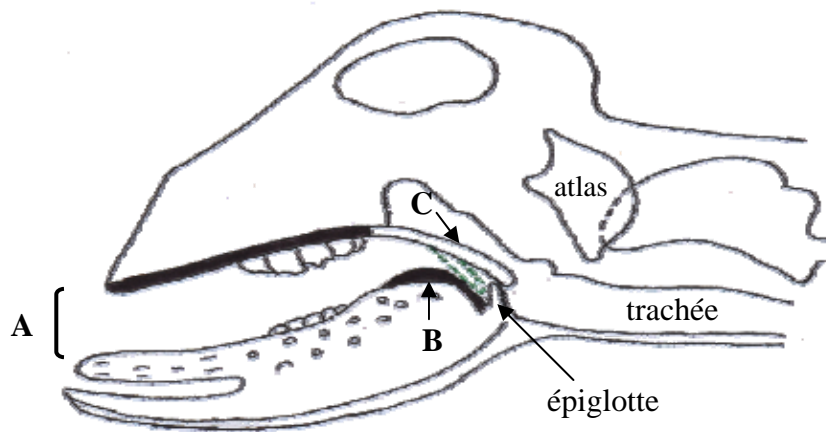


Figure 41 : Particularités anatomiques du lama rendant l'intubation difficile. A : faible angle d'ouverture de la cavité buccale. B : élévation importante de la partie caudale de la langue. C : palais mou très allongé qui peut se placer soit ventralement (en pointillés), soit dorsalement à l'épiglotte (d'après 149).

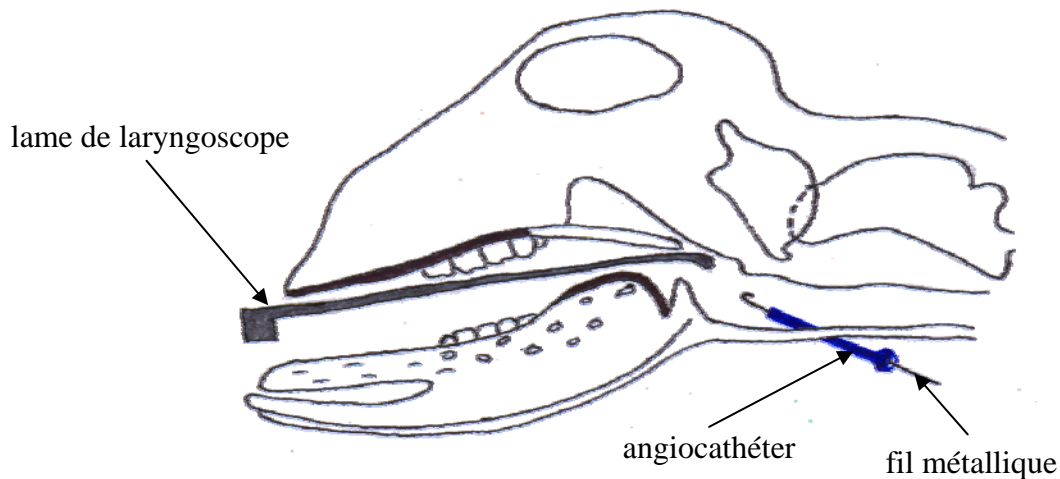


Figure 42 : Mise en place de l'angiocathéter et de la lame de laryngoscope (d'après 149).

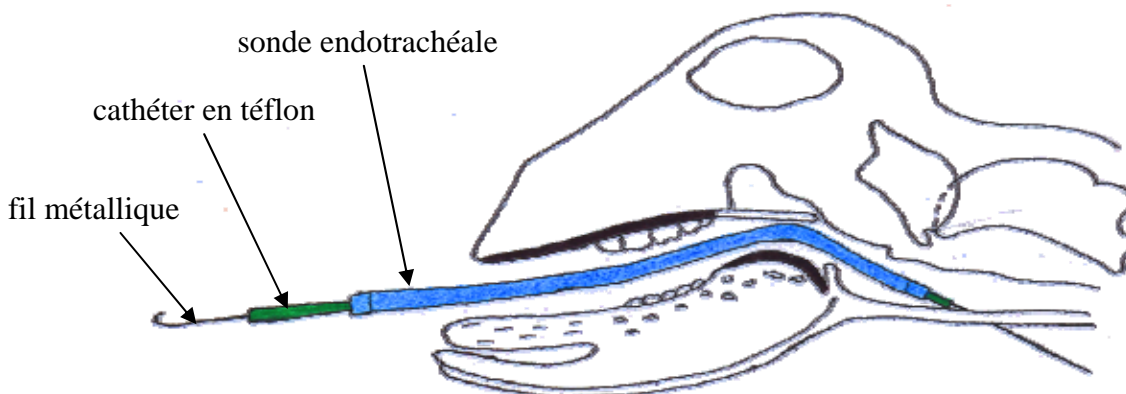


Figure 43 : Mise en place de la sonde endotrachéale (d'après 149).

- ✓ l'association tilétamine-zolazépam-xylazine est utilisée avec succès chez de nombreux Cervidés (118) ;
- ✓ chez le pudu, l'association médétomidine-kétamine-butorphanol antagonisée par l'atipamézole et la naloxone s'est avérée très efficace pour réaliser des procédures vétérinaires de routine (37).

A noter que, lors d'utilisation d'associations à base de tilétamine-zolazépam, on peut avoir des phases de réveil agitées si les animaux sont antagonisés trop rapidement. Pour l'éviter, l'animal est placé au calme dans une loge sombre et bien paillée (118).

L'intubation n'est pas facile chez ces animaux, mais, une fois réalisée, l'animal peut être maintenu sous anesthésie gazeuse avec de l'halothane (50) ou de l'isoflurane.

Les neuroleptiques et NLA peuvent également être utilisés chez les Cervidés (144).

f) Antilocapridés

L'étorphine, la xylazine, la kétamine et l'acépromazine ont été utilisées chez cette espèce seules, ou en association : étorphine-acépromazine et étorphine-xylazine (7).

g) Giraffidés

g1) Girafe

Généralités

La girafe présente des particularités anatomiques et physiologiques rendant son immobilisation chimique délicate :

- ✓ une grande taille (14, 51) qui limite le contrôle de l'animal pendant les phases d'induction et de réveil ainsi que les manipulations de l'animal une fois celui-ci en décubitus (14) ;
- ✓ un poids élevé, à l'origine d'autotraumatismes si le sol de la loge est trop dur (14) ;
- ✓ un long cou (14, 51) qui, s'il n'est pas contrôlé, constitue une arme redoutable contre l'animal (14) et contre les opérateurs (14, 51) ; de plus, une mauvaise position du cou peut compromettre la respiration de la girafe et favoriser une contracture musculaire ;
- ✓ une prédisposition aux vomissements ou à la régurgitation, en particulier à l'impact du rumen contre le sol lorsque la girafe chute, et à la pneumonie par fausse déglutition de par une position profonde du larynx dans la cavité buccale ne facilitant pas l'évacuation du contenu ruminal ;
- ✓ une pression artérielle systolique élevée, un volume respiratoire courant faible avec un espace mort important et un débit cardiaque relativement faible pendant l'immobilisation.

Pour minimiser le risque de régurgitation, l'animal doit être mis à jeûn 48 à 72 heures avant l'intervention et l'eau doit être retirée 24 à 48 heures avant. De plus, pendant l'intervention, la tête doit être placée au-dessus du niveau du rumen et le nez pointé vers le bas pour faciliter l'évacuation du contenu ruminal et éviter une pneumonie par fausse déglutition. L'intubation de l'animal est également conseillée (14). Le cou doit être tendu (14, 51) pour bien dégager les voies respiratoires supérieures, et sa position changée toutes les 10-15 minutes pour limiter les contractures musculaires (14). Le substrat au sol doit être relativement épais et malléable pour prévenir les autotraumatismes (14, 51). La mise en place d'une passerelle permettant d'avoir accès à la tête pendant la procédure est recommandée. De plus, pour soutenir la tête au moment de la chute de l'animal, l'utilisation d'un licol ou d'un collier relié à une corde est souhaitable. Un linge doit être placé sur les yeux de l'animal et des bouchons dans ses oreilles pour limiter au maximum les stimuli visuels et auditifs (14).

Le relever est également une étape importante. La tête de la girafe doit être maintenue jusqu'à ce que l'animal soit suffisamment réveillé pour se relever. Le linge et les bouchons sont

retirés. Une corde est placée autour des épaules de l'animal pour l'aider à se placer en décubitus sternal. Une fois la tête relâchée et l'animal en décubitus sternal, ce dernier peut se relever (14).

Molécules et associations de molécules utilisées chez la girafe

La girafe peut être tranquilisée pour faciliter sa contention physique. L'association azapérone-détomidine permet une bonne tranquillisation chez cette espèce et une analgésie modérée permettant de réaliser des procédures très variées : prise de sang, examen de l'appareil reproducteur, intradermoréaction, radiographie, suture, ... Pour approfondir la sédation chez les animaux adultes, du butorphanol peut être injecté en IV. Les effets de la détomidine sont antagonisés par la yohimbine ou l'atipamézole et ceux du butorphanol par la naltrexone (14). Les girafes sont très sensibles à la xylazine, nécessitant donc de faibles doses pour être tranquilisées correctement (14, 92). Cette sédation a ainsi été utilisée chez une girafe pour permettre à son petit de téter. Pendant plus d'un mois, cette femelle a reçu quasi quotidiennement de la xylazine (40), la sédation observée se traduisant par un port de tête bas, une protrusion de la langue et un ptialisme (14, 40). Cela a permis au petit de téter pendant une période suffisante avant de le sevrer (40).

L'association étorphine-xylazine est utilisée depuis près de 30 ans chez la girafe. Cette association permet de neutraliser les effets indésirables de chaque principe actif :

- ✓ ataxie pour la xylazine (14) ;
- ✓ dépression cardiorespiratoire, prédisposition à la régurgitation, chute non contrôlée, induction et/ou réveil agités conduisant à une hyperthermie et une myopathie de capture pour l'étorphine (14).

La xylazine est d'abord injectée en IM associée à l'atropine pour prévenir une éventuelle bradycardie. Il faut alors laisser l'animal 15 à 20 minutes au calme. Toute manipulation est contre-indiquée pendant ce laps de temps car, bien que semblant tranquilisé, l'animal peut réagir très violemment (réaction typique avec les α_2 -agonistes) et risquer de trébucher et de se blesser en tombant au sol. Au bout de ces 15-20 minutes, l'étorphine est administrée, ce qui, soit couche la girafe, soit la laisse debout. Dans le second cas, une nouvelle dose d'étorphine peut être administrée ou bien la girafe est amenée à se coucher par la contention physique, soit en l'entravant, soit en lui faisant faire de petits cercles en marchant. L'étorphine est antagonisée par la naltrexone injectée en IV et en IM, et la xylazine par l'atipamézole injecté pour $\frac{1}{4}$ en IV et pour $\frac{3}{4}$ en IM (14).

La recherche de protocoles plus sûrs et pour le manipulateur et pour l'animal a conduit à l'essai de l'association médétomidine-kétamine chez la girafe. Cette association permet une bonne immobilisation de l'animal (14, 150), sous réserve que celui-ci soit calme, mais ne produit pas une analgésie adéquate pour des procédures longues (14). Un relais par l'anesthésie gazeuse est donc souhaitable dans ce cas (51).

L'intubation est difficile chez la girafe du fait du faible angle d'ouverture de la cavité buccale et de la profondeur du larynx dans la cavité buccale (14). Le plus souvent, elle est donc réalisée en aveugle.

g₂) Okapi

Les complications secondaires à une immobilisation chimique sont les causes de mortalité les plus fréquentes chez l'okapi adulte en parc zoologique (141).

Une sédation de l'animal debout est obtenue grâce à la xylazine seule et permet de réaliser de nombreuses procédures peu invasives : examen clinique, prise de sang, radiographie, ... Toutefois, l'animal ne doit pas être trop contenu physiquement ou stimulé, car cela annule les effets de la xylazine, l'animal pouvant alors botter. L'utilisation de RX821002A permet une antagonisation complète de la xylazine (141).

Pour une immobilisation complète de l'animal, on utilise généralement un opioïde, étorphine (51, 141) ou carfentanil, associé ou non à la xylazine. Avec l'étorphine, des cas de régurgitation ont

été décrits, même sur des animaux ayant été mis à jeun, ainsi que des renarcotisations après antagonisation à la diprénorphine. L'association médétomidine-kétamine a également été employée chez l'okapi. L'animal se place en décubitus sternal et est laissé au calme pendant quelques minutes avant d'être approché. Avec cette association, la relaxation musculaire est bonne et la respiration régulière, les effets de la médétomidine étant antagonisés par l'atipamézole (141). En cas de procédure longue, les agents volatils comme l'halothane sont utilisés pour le maintien de l'anesthésie (51).

Les neuroleptiques ont également été utilisés chez l'okapi : l'administration d'halopéridol à une femelle a permis à son petit de téter. L'emploi d'azapérone est également rapporté chez cette espèce (141).

h) Bovidés

La contention chimique est privilégiée chez les grandes espèces de Bovidés, mais peut être utilisée chez toutes les espèces (7). La complication majeure de la contention chimique chez les Bovidés est la pneumonie par fausse déglutition consécutive à une régurgitation de contenu ruminal (16, 53). L'intubation est donc recommandée, même en l'absence d'anesthésie gazeuse, pour protéger les voies respiratoires (53).

L'étorphine ou la kétamine sont associées avec succès à l'acépromazine ou la xylazine chez la plupart des espèces (7, 16, 53). Parmi les autres associations utilisées avec succès chez les Bovidés :

- ✓ l'association carfentanil-acépromazine-kétamine permet une immobilisation rapide chez l'addax et aucun effet secondaire caractéristique du carfentanil (hypotension, dépression respiratoire, renarcotisation, hyperthermie) n'est observé sous réserve que l'animal soit calme avant l'injection (86)
- ✓ les associations médétomidine-kétamine (81, 118, 150), tilétamine-zolazépam (118, 176) et opioïde (étorphine ou carfentanil)-kétamine-xylazine (81, 115, 165) sont utilisées avec succès chez un grand nombre de Bovidés
- ✓ chez les oryx (*Oryx sp*), les opioïdes sont à l'origine d'une excitation excessive et d'une faible relaxation musculaire, effets neutralisés par l'addition de neuroleptiques ou d' α_2 -agonistes (42)
- ✓ chez le takin, l'association médétomidine-butorphanol donne une immobilisation complète avec une bonne relaxation musculaire associée à une bradycardie et une faible SaO₂ corrigée par un apport d'oxygène (118, 121).

Les plus petits représentants de cette famille peuvent être contenus physiquement puis masqués pour être anesthésiés à l'isoflurane (53, 118).

Les neuroleptiques sont largement utilisés chez cette famille, du fait du caractère nerveux d'un grand nombre d'espèces la composant : halopéridol (53, 82, 112, 144), énanthate de perphénazine (42, 53, 82, 144, 189) associé ou non à l'halopéridol (53), azapérone (53, 82), acétate de zuclopenthixol (19, 82, 144).

Le *tableau 10* reprend l'ensemble des molécules et associations de molécules utilisables chez les différents ordres de mammifères ainsi que les particularités d'espèces à avoir en tête lorsque l'on programme une procédure de contention chimique.

	Particularités spécifiques	Principes actifs et associations de principes actifs employés
MONOTREMES		
Echidné d'Australie (<i>Tachyglossus aculeatus</i>), ornithorynque (<i>Ornithoryncus anatinus</i>)		kétamine, tilétamine-zolazépam halothane
MARSUPIAUX		
Macropodes	Prédisposition aux autotraumatismes et à la myopathie de capture → phases d'induction et de réveil les plus courtes possible. Degré d'ouverture buccale faible, trachée de petite taille → intubation difficile.	tilétamine-zolazépam, médétomidine-kétamine, kétamine-xylazine, étorphine-acépromazine, kétamine-diazépam, diazépam, propofol halothane, isoflurane
Gliders et possums		"sugar glider" : isoflurane
		<u>petites espèces de possums</u> : isoflurane
		<u>grandes espèces de possums</u> : tilétamine-zolazépam, kétamine-xylazine
Koalas		isoflurane, halothane diazépam, tilétamine-zolazépam, propofol
Wombats	Carapace recouvrant le dos et l'arrière-train très difficile à pénétrer → les injections IM doivent être réalisées dans la cuisse ou l'épaule. Intubation très difficile → non réalisée.	tilétamine-zolazépam, kétamine-xylazine, diazépam isoflurane, halothane
Dasyuridés	<u>Petites espèces</u> : intubation délicate.	isoflurane, halothane
	<u>Grandes espèces</u> : intubation aisée.	kétamine-xylazine, tilétamine-zolazépam, diazépam isoflurane
Bandicoots et bilbies	Animaux très nerveux → induction au masque ou, mieux, dans une boîte anesthésique.	kétamine-xylazine, diazépam, midazolam isoflurane

Tableau 10 : Les différents principes actifs et associations de principes actifs utilisés pour la contention chimique des différents ordres de mammifères présents en parc zoologique.

	Particularités spécifiques	Principes actifs et associations de principes actifs employés
INSECTIVORES		
Hérissons	Présence de tissu adipeux brun au niveau de l'encolure → ne jamais injecter de kétamine dans cette région.	kétamine, kétamine-xylazine, kétamine-diazépam, médétomidine-kétamine, tilétamine-zolazépam, tilétamine-zolazépam-kétamine-xylazine
CHIROPTERES		
Mégachiroptères	Intubation difficile sur les espèces de moins de 200 g. Animaux sensibles à l'hypothermie → rabattre les ailes le long du corps de l'animal pour diminuer les pertes de chaleur.	kétamine, xylazine, kétamine-xylazine, médétomidine-kétamine, tilétamine-zolazépam isoflurane
Microchiroptères	Animaux sensibles à l'hypothermie → la phase de réveil doit se dérouler dans un endroit chaud et sombre, l'animal étant enroulé dans une serviette.	isoflurane, halothane
SCANDENTIA ET MACROSCÉLIDES		
Macroscélide roux (<i>Elephantulus rufescens</i>), ...	Animaux sensibles à l'hypothermie → les garder dans un environnement chaud pendant la procédure.	kétamine-xylazine isoflurane
PRIMATES		
Lémur catta (<i>Lemur catta</i>), saki à face blanche (<i>Pithecia pithecia</i>), chimpanzé (<i>Pan troglodytes</i>), ...	Trachée de petite taille → ne pas enfoncer la sonde endotrachéale trop profondément. Petites espèces particulièrement sensibles à l'hypothermie → les garder dans un environnement chaud pendant la procédure. Ne pas utiliser les α_2 -agonistes seuls chez les Anthropoïdes car risque de réveil brutal en cas de stimulation. <u>Gorille</u> : sévère ataxie au réveil et risques d'autotraumatismes décrits avec l'association tilétamine-zolazépam.	kétamine, fentanyl, carfentanil, propofol, halopéridol, énanthate de perphénazine, kétamine-diazépam, kétamine-midazolam, kétamine-xylazine, carfentanil-dropéridol, médétomidine-kétamine, tilétamine-zolazépam, médétomidine-kétamine-butorphanol, médétomidine-butorphanol-midazolam, tilétamine-zolazépam-kétamine-xylazine isoflurane

Tableau 10 (suite) : Les différents principes actifs et associations de principes actifs utilisés pour la contention chimique des différents ordres de mammifères présents en parc zoologique.

	Particularités spécifiques	Principes actifs et associations de principes actifs employés
XENARTHRES OU EDENTES		
Fourmiliers	Animaux hétérothermes plutôt qu'homéothermes → ne pas les immobiliser par temps chaud ou froid et contrôler leur température régulièrement. Leur langue a tendance à se dessécher → l'humidifier régulièrement avec du sérum physiologique. Animaux difficiles à intuber → trachéotomie nécessaire.	kétamine, étorphine, azapérone, kétamine-diazépam, kétamine-acépromazine, kétamine-xylazine, tilétamine-zolazépam, étorphine-diazépam isoflurane, halothane
Paresseux	Animaux hétérothermes plutôt qu'homéothermes → ne pas les immobiliser par temps chaud ou froid et contrôler leur température régulièrement. Animaux capables de retenir leur respiration pendant de longues périodes.	kétamine, kétamine-diazépam, kétamine-acépromazine, kétamine-xylazine, tilétamine-zolazépam, médétomidine-midazolam-butorphanol halothane, isoflurane
Tatous	Animaux hétérothermes plutôt qu'homéothermes → ne pas les immobiliser par temps chaud ou froid et contrôler leur température régulièrement. Animaux capables de retenir leur respiration pendant de longues périodes.	kétamine, kétamine-diazépam, kétamine-acépromazine, kétamine-xylazine, tilétamine-zolazépam, fentanyl-dropéridol halothane, isoflurane
PHOLIDOTES		
Pangolin chinois (<i>Manis pentadactyla</i>), ...	Animaux capables de s'enrouler sur eux-mêmes → induction en boîte anesthésique recommandée.	isoflurane, halothane
RONGEURS ET LAGOMORPHES		
Rongeurs		kétamine, fentanyl, acépromazine, xylazine, diazépam, tilétamine-zolazépam, médétomidine-kétamine, médétomidine-tilétamine-zolazépam, tilétamine-zolazépam-kétamine-xylazine halothane

Tableau 10 (suite) : Les différents principes actifs et associations de principes actifs utilisés pour la contention chimique des différents ordres de mammifères présents en parc zoologique.

	Particularités spécifiques	Principes actifs et associations de principes actifs employés
RONGEURS ET LAGOMORPHES		
Lagomorphes		kétamine-acépromazine, kétamine-xylazine-acépromazine halothane
PINNIPÈDES		
Otaridés	Réflexe de plongée → bradycardie consécutive neutralisée par un anticholinergique injecté 10 minutes avant. Tissu adipeux très développé → réaliser les injections IM dans les zones où la couche est la plus faible (hanches, tibias, lombaires, épaules). Bifurcation trachéale préthoracique → ne pas utiliser une sonde endotrachéale trop longue.	midazolam, tilétamine-zolazépan, médétomidine-kétamine, détomidine-kétamine, médétomidine-tilétamine-zolazépan, xylazine-azapérone isoflurane
Phocidés	Réflexe de plongée → voir <i>Otaridés</i> Tissu adipeux très développé → réaliser les injections IM dans les zones où la couche est la plus faible (hanches, muscles lombaires postérieurs). Existence d'une veine épidurale très large → injection rapide d'agents immobilisants ou d'analeptiques. <u>Chez les adultes</u> : tendance à retenir leur respiration, présence d'un palais mou flasque et d'une grande quantité de tissu péripharyngé → intubation difficile, facilitée par le placement en décubitus dorsal. Résultats variables avec l'association tilétamine-zolazépan en fonction des espèces.	diazépan, midazolam, butorphanol, propofol, butorphanol-diazépan, kétamine-diazépan, midazolam-mépéridine-kétamine halothane, isoflurane
Odobénidés	Existence d'une veine épidurale entre la 4 ^{ème} et la 7 ^{ème} lombaire → accès aisé sur les jeunes contenus physiquement ou les adultes entraînés.	tilétamine-zolazépan, mépéridine-diazépan, mépéridine-midazolam isoflurane

Tableau 10 (suite) : Les différents principes actifs et associations de principes actifs utilisés pour la contention chimique des différents ordres de mammifères présents en parc zoologique.

	Particularités spécifiques	Principes actifs et associations de principes actifs employés
CETACES ODONTOCETES		
Dauphin souffleur (<i>Tursiops truncatus</i>), orque (<i>Orcinus orca</i>), ...	Trachée courte → utiliser une sonde endotrachéale courte. Capables d'inspirer un grand volume de gaz très rapidement, volume très supérieur aux capacités des appareils d'anesthésie gazeuse → hypoxémie et hypercapnie, neutralisée en utilisant un sac de 20 litres dans lequel on concentre l'agent anesthésique avant de le faire inhaler.	benzodiazépines, mépéridine halothane, isoflurane
SIRENIENS		
Lamantin des Caraïbes (<i>Trichechus manatus</i>), dugong (<i>Dugong dugon</i>), ...	Capables d'inspirer un grand volume de gaz très rapidement → voir <i>Cétacés odontocètes</i> .	midazolam, midazolam-mépéridine, diazépam-mépéridine isoflurane
CARNIVORES		
Canidés	<u>Loup roux</u> : les anticholinergiques provoquent une tachycardie et de l'hypertension → non recommandés sauf en cas de détresse cardiorespiratoire visible.	xylazine, médétomidine, fentanyl, butorphanol, kétamine-neuroleptique, kétamine- α_2 -agoniste, tilétamine-zolazépam, xylazine-butorphanol, médétomidine-butorphanol, tilétamine-zolazépam-xylazine, tilétamine-zolazépam-kétamine-xylazine, médétomidine-kétamine-acépromazine, médétomidine-kétamine-butorphanol
Ursidés	<u>Tous sauf le panda géant</u> : présence d'une couche de tissu adipeux dont la distribution varie avec les saisons → réaliser les injections IM dans les sites où elle est la moins épaisse (épaule).	carfentanil, tilétamine-zolazépam, tilétamine-zolazépam-xylazine, tilétamine-zolazépam-médétomidine isoflurane
	<u>Panda géant</u> : les benzodiazépines provoquent une excitation et un dérèglement du comportement alimentaire → non recommandées.	kétamine, kétamine-xylazine, médétomidine-kétamine halothane

Tableau 10 (suite) : Les différents principes actifs et associations de principes actifs utilisés pour la contention chimique des différents ordres de mammifères présents en parc zoologique.

	Particularités spécifiques	Principes actifs et associations de principes actifs employés
CARNIVORES		
Procyonidés	<u>Petit panda roux</u> : les associations kétamine-xylazine et kétamine-diazépam sont parfois à l'origine d'une faible relaxation musculaire et d'une dépression respiratoire.	médétomidine, kétamine- α_2 -agoniste, kétamine-neuroleptique, tilétamine-zolazépam isoflurane
Mustélidés	<u>Loutre de mer</u> : les cyclohexamines provoquent des complications pouvant être fatales. <u>Espèces aquatiques</u> : peuvent retenir leur respiration pendant de longues périodes.	diazépam, acépromazine, xylazine, médétomidine, kétamine, kétamine-midazolam, tilétamine-zolazépam, fentanyl-diazépam-azapérone, fentanyl-diazépam-acépromazine halothane, isoflurane
Viverridés		kétamine, kétamine-xylazine, tilétamine-zolazépam, médétomidine-kétamine-butorphanol
Hyénidés		kétamine-xylazine, tilétamine-zolazépam halothane, isoflurane
Félidés	Très sujets aux vomissements si des α_2 -agonistes sont utilisés → jeûne de 12 à 48 heures en fonction de la taille de l'animal. <u>Guépard et tigre</u> : forte tendance à convulser sous kétamine. <u>Tigre</u> : très sensible à la xylazine par rapport aux autres Félidés, cas mortels décrits avec l'association tilétamine-zolazépam.	<u>petites espèces</u> : énanthate de perphénazine, butorphanol-acépromazine, tilétamine-zolazépam, kétamine-xylazine, médétomidine-kétamine, détomidine-kétamine, médétomidine-kétamine-butorphanol, tilétamine-zolazépam-kétamine-xylazine isoflurane <u>grandes espèces</u> : détomidine, énanthate de perphénazine, kétamine-xylazine, médétomidine-kétamine, détomidine-kétamine, tilétamine-zolazépam, tilétamine-zolazépam-médétomidine

Tableau 10 (suite) : Les différents principes actifs et associations de principes actifs utilisés pour la contention chimique des différents ordres de mammifères présents en parc zoologique.

	Particularités spécifiques	Principes actifs et associations de principes actifs employés
PROBOSCIDIENS		
Eléphant d'Afrique (<i>Loxodonta africana</i>), d'Asie (<i>Elephas maximus</i>)	Animaux lourds → traumatismes en cas de chute, myosite et paralysie du nerf radial en cas de pression trop longue sur le côté de l'animal au sol, réanimation illusoire. Intubation technique → nécessité d'une sonde gastrique pour servir de guide à la sonde endotrachéale. Décubitus latéral plus souhaitable que le décubitus sternal, présente moins de complications respiratoires.	étorphine, carfentanil, xylazine, détomidine, acépromazine, azapérone, halopéridol, énanthate de perphénazine, acétate de zuclopenthixol, étorphine-acépromazine, azapérone-butorphanol, kétamine-xylazine, xylazine-butorphanol, médétomidine-kétamine isoflurane, halothane
TUBULIDENTES		
Oryctérope (<i>Orycteropus afer</i>)		kétamine, fentanyl-dropéridol
HYRACOÏDES		
Daman des rochers (<i>Procavia capensis</i>), ...		idem petits mammifères
PERISSODACTYLES		
Equidés	Azapérone non utilisée car responsable d'effets secondaires indésirables.	kétamine, acépromazine, étorphine, carfentanil, romifidine, médétomidine, détomidine, halopéridol, énanthate de perphénazine, propofol, médétomidine-kétamine, détomidine-butorphanol, étorphine-acépromazine, étorphine-xylazine, carfentanil-xylazine, carfentanil-détomidine, carfentanil-acépromazine, étorphine-acépromazine-xylazine, tilétamine-zolazépan-romifidine, tilétamine-zolazépan-détomidine

Tableau 10 (suite) : Les différents principes actifs et associations de principes actifs utilisés pour la contention chimique des différents ordres de mammifères présents en parc zoologique.

	Particularités spécifiques	Principes actifs et associations de principes actifs employés
PERISSODACTYLES		
Rhinocérotydés	Larynx situé profondément dans la cavité buccale → utilisation d'une sonde nasogastrique comme guide pour la sonde endotrachéale. Le décubitus latéral ou dorsal favorise l'hypoxémie et l'hypercapnie → ballonnement régulier et placer en décubitus sternal quand cela est possible.	étorphine, étorphine-acépromazine, détomidine-butorphanol, étorphine-détomidine-butorphanol isoflurane
Tapiridés		étorphine, carfentanil, xylazine, azapérone, carfentanil-xylazine, butorphanol-xylazine, butorphanol-détomidine, tilétamine-zolazépan, xylazine-azapérone, carfentanil-xylazine-kétamine halothane
ARTIODACTYLES		
Suidés et Tayassuidés	Couche de tissu adipeux importante → très sensibles à la narcotisation, les opioïdes ne sont donc pas recommandés. <u>Pécari</u> : ptyalisme, excitation post-injection et phase de réveil prolongée observés sous kétamine.	kétamine, azapérone, énanthate de perphénazine, tilétamine-zolazépan, kétamine- α_2 -agoniste, tilétamine-zolazépan- α_2 -agoniste, butorphanol-détomidine-midazolam, médétomidine-butorphanol-midazolam, butorphanol-xylazine-tilétamine-zolazépan isoflurane
Hippopotamidés	Animaux corpulents → réanimation et déplacement difficiles. Couche de tissu adipeux importante et peau épaisse → utiliser une aiguille longue et flécher la région en arrière de l'oreille. Peu de vaisseaux périphériques accessibles → accès veineux difficile. <u>Hippopotame amphibie</u> : parasympholytiques à proscrire car empêchent l'animal de transpirer. <u>Hippopotame nain</u> : intubation difficile due à une cavité buccale étroite.	kétamine, étorphine, étorphine-acépromazine, étorphine-xylazine, détomidine-butorphanol, étorphine-acépromazine-xylazine isoflurane

Tableau 10 (suite) : Les différents principes actifs et associations de principes actifs utilisés pour la contention chimique des différents ordres de mammifères présents en parc zoologique.

	Particularités spécifiques	Principes actifs et associations de principes actifs employés
ARTIODACTYLES		
Camélidés	<u>Lama</u> : cavité buccale étroite, angle d'ouverture faible, élévation importante de la partie caudale de la langue, palais mou très allongé → intubation difficile.	xylazine, butorphanol, propofol, étorphine-acépromazine, étorphine-xylazine, kétamine-xylazine, kétamine-diazépam, médétomidine-kétamine, xylazine-butorphanol-kétamine, tilétamine-zolazépam-kétamine-xylazine, tilétamine-zolazépam-butorphanol- α_2 -agoniste halothane, isoflurane
Tragulidés		kétamine-xylazine
Cervidés	<u>Cerf d'Eld</u> : mauvaise relaxation musculaire si étorphine utilisée seule.	étorphine, carfentanil, kétamine-xylazine, médétomidine-kétamine, carfentanil-xylazine, tilétamine-zolazépam, tilétamine-zolazépam-xylazine, tilétamine-zolazépam-médétomidine, médétomidine-kétamine-butorphanol halothane, isoflurane
Antilocapridés		étorphine, xylazine, kétamine, acépromazine, étorphine-xylazine, étorphine-acépromazine
Giraffidés	<u>Girafe</u> : grande taille → contrôle difficile pendant l'induction et le réveil ; poids élevé → risques de traumatismes en cas de chute et réanimation illusoire ; long cou → arme redoutable, détresse respiratoire en cas de malposition ; prédisposition à la régurgitation ; angle d'ouverture buccale faible → intubation difficile ; sensible à la xylazine.	xylazine, azapérone-détomidine, étorphine-xylazine, médétomidine-kétamine isoflurane
	<u>Okapi</u> : renarcotisation et régurgitation constatées avec l'étorphine.	xylazine, étorphine, carfentanil, halopéridol, azapérone, étorphine-xylazine, carfentanil-xylazine, médétomidine-kétamine halothane
Bovidés	Régurgitation et pneumonie par fausse déglutition consécutive fréquentes → intubation recommandée même en l'absence d'anesthésie gazeuse.	étorphine-acépromazine, halopéridol, azapérone, énanthate de perphénazine, acétate de zuclopenthixol, étorphine-xylazine, kétamine-acépromazine, kétamine-xylazine, médétomidine-butorphanol, médétomidine-kétamine, tilétamine-zolazépam, carfentanil-acépromazine-kétamine, étorphine-kétamine-xylazine, carfentanil-kétamine-xylazine

Tableau 10 (suite et fin) : Les différents principes actifs et associations de principes actifs utilisés pour la contention chimique des différents ordres de mammifères présents en parc zoologique.

III. Quelques exemples de contention chimique

Quelques exemples de contention chimique de mammifères en parc zoologique vont à présent être détaillés. Les cas présentés correspondent à des animaux du Parc Zoologique de Paris pour lesquels j'ai eu le plaisir de participer à l'immobilisation chimique (123).

A. Parage de sabots sur un zèbre de Grévy

Frida, une femelle zèbre de Grévy de 12 ans est immobilisée tous les ans depuis quelques années par les vétérinaires du parc pour réaliser le parage de ses sabots dont l'usure ne s'effectue pas normalement. A l'époque de l'intervention à laquelle j'ai assisté, elle est installée dans la même loge que sa fille Faenza, née quelques mois plus tôt. Pour réaliser l'immobilisation chimique de Frida, la xylazine (Rompun NDV) puis l'association étorphine-acépromazine (Immobilon L.A. NDV) sont utilisées.

Dans un premier temps, les soigneurs tentent de faire passer Faenza dans la loge voisine. En effet, comme nous l'avons vu précédemment, pour que les effets de la xylazine soient maximaux, Frida doit rester au calme pendant au moins 15 minutes. Si sa fille reste avec elle, elle risque donc de la stimuler et d'empêcher sa sédation initiale. Malheureusement, Faenza refuse de quitter sa mère. Comme il n'est pas non plus souhaitable que Frida soit trop excitée avant l'injection, il est finalement décidé de laisser les deux femelles ensemble et de tenter de passer Faenza dans la loge voisine une fois que l'Immobilon L.A. NDV aura été injecté.

Le poids de Frida est estimé à 450 kg. Elle reçoit 120 mg de xylazine en IM, soit environ 0,3 mg/kg, associée à 3 mg de sulfate d'atropine. Pendant 15 minutes, Frida et Faenza sont laissées au calme, et on constate que les deux femelles ne sont pas du tout agitées, ce qui permet une bonne sédation de Frida. 2 mg d'Immobilon L.A. NDV sont ensuite injectés en IM dans les muscles de la croupe. Les premiers effets de l'étorphine apparaissent quelques minutes plus tard, notamment une augmentation du polygone de sustentation de Frida (*voir figure 44*). Faenza est alors déplacée dans la loge voisine. Dix minutes après l'injection d'Immobilon L.A. NDV, Frida tombe en décubitus latéral. L'un des deux vétérinaires s'assure alors que Frida est complètement immobilisée et que la flèche d'Immobilon L.A. NDV est complètement vide avant de la retirer et de nettoyer le site d'injection à l'alcool.

Des entraves sont placées sur les quatre membres au niveau des boulets (*voir figure 45*), les postérieurs étant ensuite reliés ensemble par une corde à un point d'attache de la loge, et de même pour les antérieurs. Une serviette est placée sur les yeux de Frida. Le parage est effectué à la meuleuse par l'un des vétérinaires et le chef soigneur (*voir figure 46*) tandis que l'autre vétérinaire contrôle le degré d'immobilisation et les paramètres vitaux de l'animal. Elle en profite pour réaliser un examen clinique complet, un examen des dents, des yeux et une prise de sang.

Une fois le parage terminé, Frida est désentravée et les antagonistes sont injectés : 12 mg d'atipamézole (Antisedan NDV) en IV et 5,2 mg de diprénorphine (Revivon NDV) pour 2/3 en IV et pour 1/3 en IM. Au bout de deux minutes, Frida se place en décubitus sternal (*voir figure 47*) et, au bout de cinq minutes, elle se relève sans aucune complication (*voir figure 48*).

B. Examen et traitements dentaires répétés sur un babouin de Guinée

Pour apporter du sang neuf au groupe de babouins de Guinée (*Papio hamadryas papio*) du parc (environ une soixantaine d'individus), la curatrice Primates décide de faire partir les trois mâles dominants de la colonie et d'en faire venir d'autres non apparentés à cette colonie. C'est ainsi que Zeus, un mâle d'environ 10 ans issu d'un zoo espagnol, arrive au Parc Zoologique de Paris mi-octobre 2002.

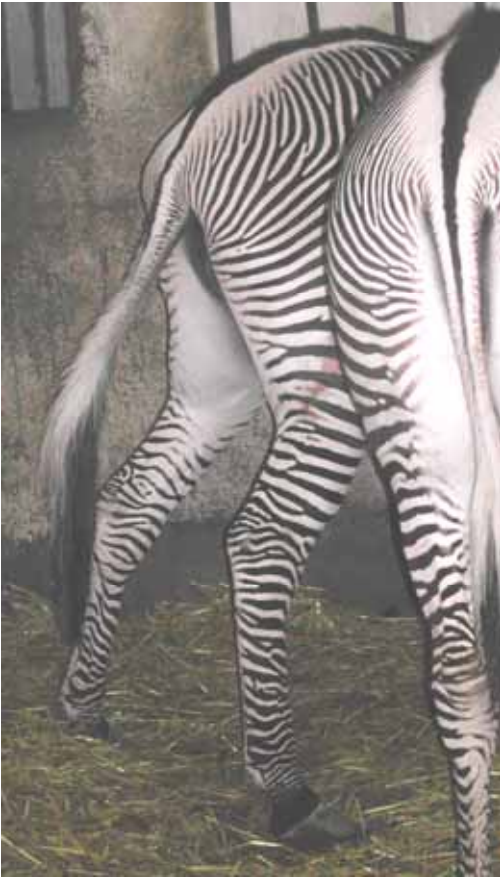


Figure 44 : Augmentation du polygone de sustentation de Frida (à gauche) sous l'action de l'étorphine (photo personnelle).

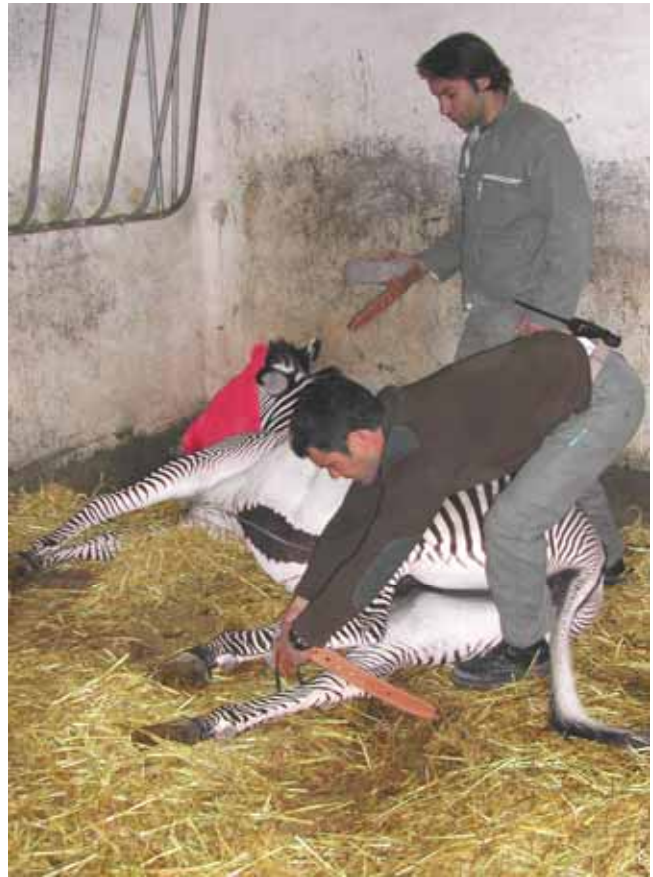


Figure 45 : Une fois Frida en décubitus latéral, les soigneurs entravent ses membres (photo personnelle).



Figure 46 : Parage des sabots à la meuleuse (photo personnelle).



Figure 47 : Deux minutes après l'injection en IV des antagonistes, Frida se place en décubitus sternal (photo personnelle).



Figure 48 : cinq minutes après l'injection en IV des antagonistes, Frida se relève sans difficulté (photo personnelle).

Tout Primate entrant au parc est dans un premier temps mis en quarantaine pour que les vétérinaires puissent pratiquer un examen clinique complet et des examens complémentaires sous anesthésie. Zeus n'échappe donc pas à la règle. Son poids est estimé à 20 kg, il reçoit alors 40 mg de xylazine (Rompun NDV) associé à 40 mg de kétamine (Imalgène 1000 NDV) en IM, soit 2 mg/kg de chaque principe actif. Au bout de 5 à 6 minutes, Zeus s'endort. Après s'être assuré que le degré d'anesthésie est suffisant chez ce mâle, il est sorti de sa loge et pesé (18,36 kg). Un examen clinique complet est alors pratiqué : auscultation cardiaque, prise de température, examen des yeux, ... A l'examen de la cavité buccale, les vétérinaires constatent la présence d'une carie sur la première molaire supérieure gauche. Rendez-vous est donc pris trois semaines plus tard avec un dentiste pour le traitement de cette carie. Entre temps, Zeus présente un œdème du maxillaire supérieur droit dû à la présence probable d'un abcès qui sera donc également exploré lors de l'intervention du dentiste. En attendant, Zeus est mis sous antibiotiques (Stomorgyl NDV) pendant 10 jours.

Le matin de l'intervention, Zeus est anesthésié avec 120 mg de l'association tilétamine-zolazépam (Zolétil NDV), soit environ 6 mg/kg, injectée en IM. Il est alors transporté à l'infirmerie du parc où il est intubé avec une sonde endotrachéale de 7 mm. Il reçoit encore 50 mg de Zolétil NDV (environ 2,5 mg/kg) en IM et est maintenu sous 1% d'isoflurane (*voir figure 49*). Le dentiste peut alors pratiquer un examen dentaire complet et détecte, en plus de la carie et de l'abcès (fistule en regard de la deuxième prémolaire supérieure droite) identifiés par les vétérinaires, cinq caries supplémentaires, mais moins profondes. Il est alors décidé de ne traiter que la carie de la molaire supérieure gauche et l'abcès et de réanesthésier Zeus trois semaines plus tard pour traiter les autres caries. La carie est creusée à l'aide d'une fraise montée sur Dremel® et comblée avec un amalgame (*voir figure 50*), tandis que du Doxirobe gel NDV est injecté dans la prémolaire et la fistule. Lors de cette première anesthésie, la température corporelle de Zeus diminue considérablement pour atteindre 34,7°C au bout de 2 heures d'anesthésie. Pendant la phase de réveil, il est donc enroulé dans une couverture et des bouillottes sont ajoutées. Il se réveille environ une heure et demie plus tard (*voir figure 51*) et retrouve un comportement normal en fin d'après-midi.

Trois semaines plus tard, le même protocole est appliqué, mais la posologie du Zolétil NDV est diminuée, Zeus ne recevant plus que 80 mg (environ 4 mg/kg) en IM pour l'induction de l'anesthésie. Anesthésié au bout de 15 minutes, il est alors transporté à l'infirmerie où il est intubé avec une sonde de 7 mm et maintenu sous 0,5-1,5% d'isoflurane. Cette fois, pour prévenir l'hypothermie, Zeus est placé sur un tapis chauffant et entouré de bouillottes, ce qui permet de conserver une température corporelle supérieure à 37°C. Les caries identifiées trois semaines plus tôt sont creusées puis amalgamées. De plus, les première et deuxième prémolaires supérieures droites sont retirées car jugées trop mobiles et donc favorisant la persistance de l'abcès. La phase de réveil se passe bien mais est prolongée. Une fois Zeus réveillé, aucune complication n'est notée.

C. Traitement d'une hernie ombilicale sur un girafon

Antika, une femelle girafe (*Giraffa camelopardalis peralta*) née le 1^{er} septembre 2002 au Parc Zoologique de Paris n'a présenté aucun trouble particulier à la naissance. Elle a correctement bu son colostrum et le méconium a été expulsé normalement au bout de 3 jours. Le parc est, à ce moment là, à la tête d'un troupeau de 16 girafes : 8 femelles, 6 petits nés au cours de l'année 2002 et 2 mâles adultes. Les femelles et leurs petits vivent dans une seule grande loge, tandis que les mâles sont dans des loges séparées.

Le 11 septembre 2002, les soigneurs détectent un cordon blanchâtre sortant de l'ombilic et descendant le long du cordon ombilical séché. L'animal est isolé et contenu manuellement pour examen clinique. A la palpation du cordon, un pus très épais et malodorant s'écoule de l'ombilic. Par ailleurs, l'examen général du girafon est normal. Un protocole associant désinfection



Figure 49 : Intubation de Zeus avec une sonde endotrachéale de 7 mm. Au premier plan, visualisation de la carie de la première molaire supérieure gauche (flèche) (photo personnelle).



Figure 50 : Réalisation d'un amalgame sur une dent cariée (photo personnelle).



Figure 51 : Le réveil de Zeus, pourtant long, s'est déroulé sans complication (photo personnelle).

quotidienne du cordon à la Vétédine NDV et antibiothérapie par voie parentérale (Shotapen NDV) est donc mis en place. Sous ce traitement, l'évolution est favorable : aucun symptôme général n'est apparu et l'ombilic s'est progressivement asséché et a diminué de taille. Cependant persiste toujours une douleur et une sensation de dureté en partie crâniale de l'ombilic. Le pus a disparu après deux jours de traitement mais est réapparu 5 jours plus tard pour disparaître à nouveau le 20 septembre. Un contrôle est effectué le 23 septembre 2002. A l'examen général, on constate que le girafon est toujours en bonne forme, vif, a toujours bon appétit et ne présente pas d'hyperthermie. En revanche, l'examen de l'ombilic révèle la présence de pus en abondance et malodorant. Une désinfection du cordon est donc réalisée pendant les deux jours suivants et l'antibiotique modifié : l'association pénicilline G + dihydrostreptomycine du Shotapen NDV est remplacée par la difloxacin (Dicural NDV). Le 3 octobre 2002, un nouveau contrôle est effectué pour vérifier l'efficacité du deuxième traitement mis en place. L'examen général de l'animal reste très satisfaisant, mais, au niveau de l'ombilic, on retrouve encore du pus associé à une fistule qui semble partir profondément dans l'abdomen. Le traitement médical ayant échoué deux fois de suite et la contention manuelle du girafon devenant de plus en plus difficile (*voir figure 52*), la seule alternative possible reste la chirurgie qui est programmée pour la semaine suivante à l'ENVA. En attendant, l'antibiotique de l'animal est à nouveau changé : la danofloxacin (A180 NDV) remplace la difloxacin.

Le poids de ce girafon est estimé à environ 100 kg. Antika reçoit 7 mg de médétomidine (Domitor NDV), soit 0,07 mg/kg, et 300 mg de kétamine (Imalgène 1000 NDV), soit 3 mg/kg, en IM. Elle se couche au bout de 5 minutes. Elle est alors intubée plus ou moins en aveugle avec une sonde de 12 mm (*voir figure 53*) et maintenue sous isoflurane à 0,5%. Elle est ensuite transportée à l'ENVA sous anesthésie gazeuse. Une fois en position sur la table de chirurgie, Antika fait un arrêt respiratoire. Elle est donc placée sous respirateur artificiel pendant le reste de l'intervention. Un épisode de bradycardie est normalisé avec 0,25 mg d'atropine IV. A la fin de l'intervention, elle reçoit un anti-inflammatoire non stéroïdien, un antiparasitaire interne et un complément vitaminique par voie parentérale. Pendant le retour au parc, Antika est maintenue sous O₂ et progressivement sevrée du respirateur artificiel par ballonnements espacés. L'injection de médétomidine ayant eu lieu presque trois heures plus tôt, les anesthésistes de l'ENVA considèrent qu'il reste 20 à 25% de médétomidine dans l'organisme du girafon. Antika reçoit donc 1 mg d'atipamézole, soit 0,01 mg/kg, en IM deux fois à 15 minutes d'intervalle pour aider à son réveil, ce qui est loin de la dose antagoniste totale de 0,28 à 0,35 mg/kg. Puis elle est extubée et relevée, soutenue par les soigneurs pendant environ 30 à 45 minutes pour éviter qu'elle ne s'écartèle (*voir figure 54*).

Une fois Antika jugée assez réveillée, elle est remise dans le troupeau. Mais elle porte de nombreuses odeurs étrangères et certaines femelles la bousculent violemment. Environ une heure après la remise dans le troupeau, une resédation transitoire, signe d'une dose d'atipamézole injectée trop faible, est observée chez Antika, cette dernière tombant et s'écartelant plusieurs fois. Elle reçoit donc 10 mg d'atipamézole, soit 0,1 mg/kg, 6 heures et demie après l'injection de médétomidine, ainsi qu'un traitement de soutien à base d'analeptiques et de corticoïdes. Une demi-heure plus tard, Antika est complètement réveillée, et ingurgite 0,5 L de lait maternisé. Elle est alors réintroduite dans le troupeau sans réaction agressive des femelles adultes.

Le lendemain matin, Antika est en bonne forme, sa plaie chirurgicale est propre avec un œdème notable. Elle urine et défèque normalement. En revanche sa mère, Agami, refuse de la laisser téter. Cette dernière est donc laissée la journée dans la loge des girafes seule avec Antika et une autre femelle. Le soir, Agami est tranquilisée avec 70 mg de xylazine et 300 mg de kétamine. Antika est conduite par les soigneurs auprès sa mère qui la laisse finalement téter après que ces derniers se sont éloignés. Ce protocole est utilisé pendant 3 jours, puis ensuite Agami est tranquilisée uniquement avec de la xylazine, une dose minimale permettant à Antika de téter étant recherchée. En effet, comme je l'ai précisé plus haut, les girafes sont très sensibles à la xylazine. De



Figure 52 : Quatre soigneurs et un vétérinaire ne sont pas de trop pour contenir Antika pendant ses soins (photo personnelle).



Figure 53 : L'angle d'ouverture de la cavité buccale est faible chez la girafe, ce qui implique de réaliser l'intubation en aveugle la majorité du temps (photo personnelle).

plus, Agami est une girafe déjà âgée (20 ans). L'utilisation chez Agami d'une dose de 50-60 mg permet à Antika de téter tout en évitant les effets secondaires de la xylazine : tête basse, protrusion de la langue, hypersalivation, incoordination motrice (*voir figure 55*). Au bout de 45 minutes, la xylazine est antagonisée par l'atipamézole à la dose de 1 mg d'atipamézole pour 10 mg de xylazine injectée. Au bout de 10 jours, la mamelle d'Agami est tarie, le protocole de tranquillisation est donc arrêté. Antika est alors sevrée sans difficulté et, même si elle n'est plus reconnue par sa mère, elle réussit à se faire accepter au sein du troupeau.

Plus d'un demi-siècle s'est écoulé depuis la création du premier système de téléinjection et l'utilisation des premières molécules immobilisantes pour la contention chimique des mammifères en parc zoologique. Depuis, de très grands progrès ont été réalisés aussi bien dans le domaine du matériel de téléinjection que dans le domaine de la pharmacologie. Toutefois, de grandes avancées sont encore possibles dans les deux domaines. Des solutions immobilisantes plus puissantes, plus concentrées, antagonisables, plus sûres et moins chères permettront d'utiliser des volumes plus petits, d'où la possibilité d'injecter la solution avec précision à très grande distance. En plus de la précision et de la portée, les nouvelles armes modifiées développées seront équipées d'accessoires permettant une utilisation plus large de la contention chimique, comme une lunette à visée infrarouge, à visée laser, un système de contrôle de la vitesse du projectile, ... Les problèmes soulevés par la contention chimique pourront ainsi être résolus. Mais, une autre façon de résoudre ces problèmes est de se passer de contention chimique, situation envisageable pour un nombre d'espèces de plus en plus important et qui passe par un nouveau mode de contention : la contention psychologique, que je vais maintenant détailler dans la troisième partie de cette étude.



Figure 54 : Soutien d'Antika pendant la phase de réveil (photo personnelle).



Figure 55 : Effets secondaires de la xylazine visibles chez Agami : protrusion de la langue, tête basse (photo personnelle).

TROISIEME PARTIE : VERS UN NOUVEAU MODE DE CONTENTION, LA CONTENTION PSYCHOLOGIQUE OU « TRAINING »

Comme nous l'avons vu dans les deux premières parties de cette étude, la contention physique puis la contention chimique ont permis des avancées considérables dans la contention des mammifères en parc zoologique, permettant d'assurer un suivi vétérinaire et des interventions de plus en plus poussés. Mais, comme je l'ai déjà souligné, ces deux modes de contention présentent des risques pour l'animal et le manipulateur, et l'emploi de l'un ou l'autre nécessite donc de prendre des précautions.

Je vais détailler dans cette troisième partie un nouveau mode de contention que l'on peut qualifier de contention psychologique et pour lequel on emploie le terme anglais de « training ». Cette méthode permet à l'animal de coopérer de son plein gré pour la réalisation de procédures vétérinaires plutôt que de le forcer à les réaliser par la contention physique ou chimique (100). J'étudierai la contention psychologique d'abord d'un point de vue général pour en dégager les grands principes, puis par ordre de mammifère. Enfin, je présenterai quelques exemples de trainings réalisés dans les parcs zoologiques français et nord-américains pour apprécier pleinement le potentiel de ce mode de contention.

I. La contention psychologique : étude générale

A. Historique

Il faut bien garder à l'esprit que le training est un mode de contention basé sur des principes scientifiques. Les premières bases du training sont posées en 1927 par PAVLOV dans un ouvrage traitant du conditionnement classique et en 1938 par SKINNER dans un ouvrage traitant du conditionnement opérant (137). Jusque dans les années 60, la plupart des éthologues américains considèrent l'accoutumance et les conditionnements classique et opérant comme les seules formes d'apprentissage existant chez tous les organismes vivants. De plus, ils pensent que les processus impliqués dans ces types d'apprentissage sont identiques chez toutes les espèces. Ce n'est que dans les années 60 que de nombreuses études viennent mettre en doute ce point de vue et que l'on se rend compte que toutes les espèces de mammifères ne sont pas capables d'apprendre les mêmes choses (110).

Dans les années 50, HEDIGER insiste sur le fait que de simples exercices de training constituent une forme de « thérapie d'occupation » pour les mammifères, réduisant l'ennui provoqué par la captivité (110). Cette démarche s'inscrit dans un processus plus général de transformation des cages entièrement bétonnées des ménageries d'autrefois en loges se rapprochant le plus possible de l'environnement naturel de l'animal (33, 169), processus qualifié dans les années 70 par le Docteur MARKOWITZ d'« enrichissement comportemental » (110).

Depuis les années 70, la gestion des mammifères en captivité inclut l'usage du training, mais ce dernier n'est jamais employé au maximum de son potentiel. C'est pour cela que certains parcs zoologiques comme le zoo de Toledo aux Etats-Unis créent un Programme de Training et d'Enrichissement Animal officiel, ce qui implique l'embauche d'un consultant en training, d'un coordinateur du programme et la création d'un Comité de Training et d'Enrichissement Animal (145). Ce programme n'est que la mise en forme officielle de pratiques existant depuis les années

70 pour les Primates, les Ongulés, les Carnivores (145, 161) et les Eléphants (161) et va permettre, par concertation du Comité, une amélioration de ces pratiques (145).

Les méthodes traditionnelles de contention pour des interventions médicales sur les mammifères en parc zoologique nécessitent l'usage de la contention chimique ou physique (170). Mais, depuis les années 90, de nombreuses publications soulignent l'importance du training dans les parcs zoologiques pour réaliser des procédures vétérinaires ou améliorer le quotidien des animaux (169). En effet, il est très important de respecter les besoins physiques et médicaux des mammifères maintenus en captivité, mais il devient de plus en plus vital de se soucier de leurs besoins psychologiques (33). De récents progrès dans les programmes de training ont également changé la façon qu'ont les vétérinaires d'envisager des procédures aussi invasives qu'une prise de sang, une injection IM, une échographie transrectale ou un examen clinique (170). Aux Etats-Unis, l'AAZA (American Association of Zoo and Aquaria) inclut même dans le cahier des charges permettant à un parc en construction d'obtenir une accréditation la réalisation de programmes d'enrichissement comportemental (169).

A l'heure actuelle, les programmes d'enrichissement comportemental sont devenus une part essentielle de la gestion des mammifères en parc zoologique. Le training en particulier est utilisé pour améliorer le suivi vétérinaire de ces animaux par la réalisation d'interventions diagnostiques ou thérapeutiques. Dans la plupart des cas, ces programmes sont créés en réponse à un problème particulier que l'on veut éliminer. Il faut bien garder à l'esprit qu'une fois le programme de training amorcé, la résolution du problème ne survient qu'après un délai plus ou moins long (113).

B. Les différents modes d'apprentissage

On entend par apprentissage un changement du comportement de l'animal résultant de la pratique ou de l'expérience. Quand la pratique ou l'expérience sont imposées par l'Homme, l'apprentissage est appelé « training » (110).

Les animaux sont capables d'apprendre des comportements selon quatre grands modes : l'accoutumance (110) ou désensibilisation (100), le conditionnement classique, le conditionnement opérant et l'apprentissage complexe (110).

1°) L'accoutumance ou désensibilisation

C'est la diminution de la réponse à un stimulus provocant due à la présentation répétée de ce stimulus. Par exemple, un Primate peut répondre initialement au cliquetis des clés de son soigneur par le fait de se précipiter au compartiment « nourriture » de sa loge, car il sait que son soigneur vient le nourrir. Cependant, si des visiteurs font cliqueter leurs clés pour attirer l'attention de ce même Primate, ce dernier va aller de moins en moins fréquemment au compartiment « nourriture » de sa loge. En d'autres termes, le Primate s'est accoutumé au cliquetis des clés et n'y répond plus puisqu'il n'est pas associé systématiquement à la distribution de nourriture (110).

C'est par ce processus que les soigneurs apprennent aux animaux à tolérer des stimuli initialement effrayants ou inconfortables. On peut également dire que les animaux apprennent à « surmonter leur peur ». On constate même que des animaux désensibilisés à des stimuli particuliers deviennent en général désensibilisés plus rapidement à d'autres stimuli (100).

2°) Le conditionnement classique

Ce mode d'apprentissage a été défini par PAVLOV en 1927 comme une réponse automatique ou involontaire que l'animal déclenche pour certains stimuli (137). On peut également le définir comme l'association d'un stimulus initialement neutre à une réponse particulière (110).

Prenons par exemple le cas d'un chat des sables (Félidés, *Felis margarita*) nouvellement arrivé dans un parc zoologique dont il ne connaît pas le fonctionnement. Dans un premier temps, le bruit du chariot de nourriture poussé par le soigneur jusqu'à sa loge ne le stimulera pas. Par contre, il sera stimulé par la distribution de sa nourriture. Si le bruit que fait le chariot est systématiquement suivi par une distribution de nourriture, le chat des sables finira donc par être stimulé par l'entente de ce bruit. Dans cet exemple, le bruit que fait le chariot est qualifié de stimulus initialement neutre ou non conditionné pour le chat des sables. Par contre, après des associations répétées entre ce bruit et la distribution de nourriture, il devient un stimulus conditionné et la stimulation produite une réponse conditionnée. Le chat des sables a appris à associer le bruit fait par le chariot à la nourriture et à répondre aux deux stimuli par une excitation (110).

Une caractéristique cruciale du conditionnement classique est que la séquence d'événements n'est en aucun cas affectée par le comportement de l'animal. En effet, que le chat des sables soit excité ou non, la nourriture sera toujours distribuée (110).

3°) Le conditionnement opérant

Contrairement au précédent, le conditionnement opérant ou instrumental est hautement dépendant du comportement de l'animal (110). En fait, quand le comportement de l'animal est modifié, l'apprentissage provient des conséquences qui découlent de ce comportement (137). En d'autres termes, l'animal opère sur son environnement des changements qui vont conduire à une récompense ou à une punition (110).

Par exemple, un Primate peut être entraîné à entrer dans une cage de contention aménagée dans sa loge après avoir entendu le son d'un sifflet ou d'un diapason. Au départ, le son est associé à la présence de nourriture. Si le Primate passe dans la cage de contention quand le soigneur en ouvre la porte et siffle simultanément, il reçoit de la nourriture en récompense (110).

Ce Primate peut également apprendre ce comportement par la punition. Par exemple, s'il entre dans la mauvaise cage de contention ou s'il entre dans la bonne cage mais au mauvais moment, il est aspergé d'eau (110).

4°) L'apprentissage complexe

Comme je l'ai dit précédemment, les éthologues américains ont longtemps pensé que les animaux ne pouvaient apprendre des comportements qu'en utilisant les trois modes d'apprentissage détaillés ci-avant. Mais il est très vite apparu que certaines façons d'apprendre ne pouvaient être classées dans aucune de ces catégories. D'où la naissance du concept d'« apprentissage complexe » qui décrit un comportement d'apprentissage dans lequel l'animal semble développer des stratégies secondaires à l'apprentissage. En d'autres termes, l'animal « apprend à apprendre » selon les termes de HARLOW (110).

On distingue deux grands types d'apprentissage complexe :

- ✓ l'apprentissage latent : le caractère familier d'une situation facilite l'apprentissage de l'exercice. Par exemple, des rats qui sont habitués à jouer dans un labyrinthe résoudront plus rapidement les épreuves qui leur sont soumises dans ce labyrinthe que des rats inexpérimentés (110) ;
- ✓ l'apprentissage par observation : l'animal apprend l'exercice en regardant d'autres individus l'effectuer. Par exemple, un jeune orque vivant dans le même bassin que des adultes va assimiler un certain nombre d'exercices réalisés par ces adultes sans qu'un entraîneur les lui ait appris (110).

C. Comment entraîner un mammifère ?

1°) Les grands principes à respecter

La plupart des programmes de training se basent sur l'utilisation du conditionnement opérant. Si, à première vue, ce mode d'apprentissage semble simple et direct, il faut cependant respecter un certain nombre de principes pour obtenir les résultats escomptés :

- ✓ apporter les informations en petites quantités : il faut réaliser le training par étapes ou approximations successives pour amener l'animal à exécuter le comportement désiré ;
- ✓ apprendre une information à la fois : en apprenant à l'animal chaque étape successivement, cela évite de le perturber dans son apprentissage (137) ;
- ✓ varier le schéma de renforcement avant de passer à l'étape suivante : cela permet, comme je le détaillerai par la suite, de faire en sorte que le comportement appris persiste longtemps chez l'animal (110, 137)
- ✓ être moins stricts sur l'étape précédente à l'apprentissage d'une nouvelle étape : il arrive fréquemment qu'à l'apprentissage d'une nouvelle approximation l'animal n'arrive plus à exécuter les approximations précédentes, et il ne faut pas lui en tenir rigueur pour éviter de le frustrer ;
- ✓ planifier le travail : il est important d'avoir en tête les objectifs d'un programme de training à court et à long terme pour planifier le travail le plus efficacement possible ;
- ✓ ne pas changer d'entraîneur en cours de route : pour permettre à l'animal de travailler de façon constante, il est déconseillé de laisser plusieurs personnes lui enseigner le même comportement ;
- ✓ si le programme ne fonctionne pas, il faut le changer : le training étant un processus dynamique, il ne faut pas hésiter à modifier son déroulement si on pense qu'il y a dérive par rapport aux objectifs ;
- ✓ ne pas arrêter une séance brutalement : cela risque de perturber et de frustrer l'animal ;
- ✓ régresser si le comportement se détériore : il peut arriver que l'animal oublie certaines étapes, le fait de reprendre le travail quelques approximations en arrière peut donc l'aider à retrouver la mémoire ;
- ✓ finir sur une note positive : le training doit toujours être considéré par l'animal comme quelque chose d'amusant et d'intéressant, il est donc important de ne pas finir une séance sur un échec (137).

2°) Renforcement et punition

a) Renforcement

Le terme de renforcement fait référence à un événement qui suit un comportement et qui augmente la probabilité ou la fréquence d'exécution de ce comportement (110). On distingue deux types de renforcement :

- ✓ le renforcement positif : la présence d'un élément positif comme la nourriture va augmenter la probabilité d'exécution du comportement recherché (100, 110)
- ✓ le renforcement négatif : le retrait d'un élément déplaisant va augmenter la probabilité d'apparition du comportement recherché. Par exemple, si le comportement recherché est l'entrée dans une cage de contention, l'animal va être aspergé d'eau jusqu'à ce qu'il rentre dans la cage. Dès que ce comportement a été exécuté, l'eau est coupée (110).

Toutes les alternatives positives possibles doivent être tentées avant d'envisager un renforcement négatif pour un comportement. Dans de rares occasions, quand un renforcement négatif est nécessaire, il est utilisé *a minima* et équilibré par un renforcement positif la majorité du

temps. Le renforcement positif ne nécessite aucun jeûne de l'animal. Ce dernier reçoit sa ration quotidienne et les récompenses utilisées sont soit des éléments de cette ration, soit des friandises non incluses dans la ration (100).

On distingue deux catégories d'agents renforçateurs, c'est-à-dire d'éléments utilisés pour permettre le renforcement positif d'un comportement :

- ✓ les agents renforçateurs primaires : ils renforcent un comportement du fait de leurs implications biologiques immédiates (110) ;
- ✓ les agents renforçateurs secondaires ou conditionnés : pour devenir efficaces, ils doivent être associés systématiquement à un agent renforçateur primaire (110).

Comme exemples d'agents renforçateurs primaires, on peut citer la nourriture (110, 161), l'eau, la chaleur (110) ou les interactions avec le soigneur (161). Un agent renforçateur secondaire pouvant leur être associé est par exemple un sifflet. En training, on qualifie ce sifflet de « pont » puisqu'il fait le lien entre le moment où l'animal exécute le comportement souhaité et le moment où il reçoit sa récompense (110).

Pendant les premières étapes du training, le comportement recherché doit être renforcé positivement, par exemple avec de la nourriture ou des encouragements verbaux, chaque fois qu'il est exécuté par l'animal. Mais cela ne doit ensuite pas toujours être le cas. Le renforcement positif peut en effet suivre plusieurs schémas :

- ✓ renforcement à fréquence fixe : le comportement est récompensé après un nombre fixe de réponses correctes (110) ;
- ✓ renforcement à intervalle fixe : la première réponse correcte après un intervalle de temps fixe est renforcée positivement (110) ;
- ✓ renforcement à fréquence variable : l'animal est récompensé après 5 réponses correctes d'affilée, puis 3, puis 20, ... (110),
- ✓ renforcement à intervalle variable : l'animal est récompensé au bout de 5 minutes, puis de 2, puis de 10, ... (110).

En cas de renforcement à fréquence ou intervalle fixes, ces deux paramètres sont définis par l'entraîneur. Parmi ces quatre schémas, c'est le renforcement à fréquence variable qui permet l'apprentissage le plus rapide. De plus, les comportements appris avec ce schéma résistent mieux à l'extinction, c'est-à-dire la diminution en fréquence ou en intensité de la réponse quand le comportement n'est plus renforcé. En effet, en cas de renforcement à fréquence variable, les animaux apprennent à exécuter un comportement même s'il n'est pas suivi immédiatement par une récompense. Il existe donc moins de différences entre un schéma de renforcement variable et une absence de renforcement qu'entre un schéma de renforcement fixe et une absence de renforcement (110).

b) Punition

A l'inverse du renforcement, la punition fait référence à un événement qui suit un comportement et diminue sa fréquence d'exécution. Si par exemple, le comportement recherché est que l'animal reste en dehors de sa cage de contention, il sera aspergé d'eau si jamais il rentre dans sa cage. La punition fait bien suite au comportement non désiré et en diminue la fréquence d'apparition (110).

Etant donné son caractère frustrant pour l'animal, la punition est appropriée uniquement en cas de danger pour le soigneur ou l'animal (100).

3°) Les particularités d'espèces

Comme nous l'avons vu précédemment, ce n'est que dans les années 60 que les éthologues américains se sont rendus compte que tous les animaux ne pouvaient apprendre les mêmes choses

(110, 113). En fait, chaque espèce possède ou non certaines prédispositions qui peuvent avoir des effets puissants sur le processus d'apprentissage (110).

a) Prédispositions biologiques

« Etat de préparation » de l'animal

Certaines particularités génétiques font qu'un animal est préparé, « contrepréparé » ou non préparé à l'apprentissage de certains comportements, que ce soit dans son milieu naturel ou en situation de training (110).

Un animal est généralement préparé à exécuter un exercice de training si ce dernier se rapporte à ses habitudes spécifiques, c'est-à-dire s'il est biologiquement approprié (110, 161). Par exemple, un orque peut facilement être entraîné à sauter hors de l'eau sur commande, car ce comportement fait partie de son répertoire « naturel ».

Un comportement auquel l'animal est « contrepréparé » est en général très difficile à faire exécuter à l'animal car il va à l'encontre de ses comportements naturels, comme par exemple entraîner un éléphant à faire du ski nautique.

Un comportement auquel l'animal est non préparé n'est ni simple, ni difficile à apprendre, mais peut être exécuté au bout d'efforts modérés. Par exemple, tenir un ballon en équilibre sur son nez ne fait pas partie du répertoire naturel d'une otarie, mais ce comportement ne fait qu'utiliser la capacité qu'ont ces animaux à utiliser leurs vibrisses pour explorer les nouveaux objets de leur environnement. Il peut donc être appris par l'animal sans trop de difficultés.

Ainsi, la capacité de l'animal à apprendre chaque comportement se situe sur une échelle allant de « préparé » à « contrepréparé » et reflétant les tendances naturelles de l'animal à exécuter ce comportement (110).

« Monde sensoriel » de l'animal

L'environnement naturel d'un animal est constitué de stimuli particuliers qu'il peut percevoir par le biais de ses cinq sens, ces derniers n'étant pas tous aussi développés d'une espèce à l'autre. Un animal peut donc être incapable d'exécuter un comportement en training parce qu'il sera incapable de percevoir et d'interpréter le stimulus qui y est associé. Par exemple, il est inutile d'utiliser les couleurs comme stimuli chez un animal ne les distinguant pas.

Pour être efficace, un stimulus doit donc appartenir aux perceptions sensorielles naturelles de l'animal (110).

b) Pertinence des agents renforçateurs utilisés

Tout comme les stimuli utilisés pour déclencher le comportement recherché chez un animal, les agents renforçateurs doivent également être pertinents pour cet animal de façon à être efficaces au maximum. Par définition, les agents renforçateurs primaires comme la nourriture, l'eau et la chaleur perdent leur efficacité si l'animal arrive à satiété. L'efficacité de ces agents varie également d'une espèce à l'autre : par exemple, une otarie trouvera un hareng beaucoup plus renforçateur qu'une carotte.

Les agents renforçateurs secondaires sont efficaces parce qu'ils ont été associés au départ à des agents renforçateurs primaires. Si ces derniers ne sont plus jamais utilisés dès que le comportement souhaité est appris, les agents renforçateurs secondaires vont perdre leur efficacité. Ces agents secondaires doivent également être correctement perçus par l'animal. Cela ne sert en effet à rien de dire « Good job » à une otarie en plongée puisqu'elle ne pourra pas entendre ce compliment.

Les adaptations comportementales et biologiques d'un animal constituent donc un ensemble qui dicte quels types d'apprentissages peuvent être utilisés en training. Quel que soit le comportement à exécuter, ces adaptations doivent être exploitées au maximum. De plus, le training sera plus efficace s'il tient compte de la sensibilité de l'animal et de l'espèce ainsi que des différences de prédispositions et de capacités sensorielles entre espèces (110).

Tous ces points sont essentiels à prendre en considération dès qu'un programme de training doit être mis en place car ils sont indispensables à la réussite de ce programme.

D. Les étapes du training

1°) Réalisation théorique du training

a) Définition des objectifs à atteindre

Le training est l'une des pierres angulaires d'un bon programme de gestion des mammifères en parc zoologique (137). Les objectifs généraux à atteindre sont très variés :

- ✓ améliorer le bien-être psychologique des animaux du parc et encourager des comportements plus naturels ;
- ✓ suivre les instructions des soigneurs et des vétérinaires dans la théorie, la terminologie et l'application du conditionnement opérant pour la réalisation pratique du training (145) ;
- ✓ identifier, sélectionner et classer les projets comportementaux pouvant être mis en œuvre (145, 169) ;
- ✓ assister et superviser les soigneurs et vétérinaires impliqués dans le training ;
- ✓ déterminer et évaluer les progrès et résultats au cours du temps (145).

Ces objectifs généraux étant posés, il faut ensuite déterminer les objectifs et buts désirés pour chaque mammifère de la collection, au niveau de l'animal et de son groupe (113, 161, 169). Chaque cas est évalué individuellement en considérant les caractères et limites de chaque espèce ainsi que les limites de leurs loges (161).

L'identification des objectifs du training et le développement de protocoles spécifiques sont basés sur les critères suivants : besoins quotidiens pour la gestion des mammifères, besoins médicaux, historique des animaux. En effet, certaines familles de mammifères sont qualifiées de « hautement prioritaires » pour le training de façon à réduire au maximum l'utilisation de la contention chimique, comme par exemple les Eléphants, les Rhinocéros, les Giraffidés, les Hippopotamidés. Les interventions vétérinaires potentielles pour ces espèces sont donc listées pour savoir lesquelles peuvent être réalisées grâce au training avec ou sans moyen de contention supplémentaire (113).

b) Rôles de chaque intervenant

Le développement d'un programme de gestion du comportement animal, qui inclut le training, nécessite la participation et l'expérience des différents départements du parc zoologique qui doivent travailler en équipe (169). Cette équipe forme un comité regroupant : un coordinateur du programme (145, 169), un consultant en training (145), les soigneurs/entraîneurs (145, 169), les curateurs ou gestionnaires de la collection animale, les vétérinaires (169). Je développerai ici les rôles du consultant en training, du soigneur/entraîneur, du vétérinaire et du coordinateur du programme, puisqu'ils correspondent aux postes clés responsables ou non du succès du training.

Consultant en training

Lorsqu'un parc décide de mettre en place un programme de training pour certains de ses pensionnaires, il embauche un consultant en training. Il est chargé de former le personnel du parc

aux principes du training, car ce sont ensuite les soigneurs qui le pratiqueront quotidiennement à partir de ces principes. Si un programme de training existe déjà au sein d'un parc mais se montre peu efficace, le consultant en training peut également corriger les erreurs commises par les soigneurs.

Soigneur/Entraîneur

Il est indispensable à la mise en place d'un programme de training, puisqu'il s'occupe des animaux tous les jours et connaît donc leur comportement normal, la disposition de leur enclos et des zones de contention et ses contraintes de temps. Cependant, le soigneur/entraîneur a besoin de l'aide des autres départements pour orienter son travail dans la bonne direction (169).

Son rôle essentiel est de construire une relation de confiance avec les animaux dont il a la charge. Le soigneur/entraîneur moderne doit être un professionnel ayant des connaissances en soins à apporter aux animaux et en comportement animal (137). Il doit maîtriser les principes scientifiques qu'implique le training et en comprendre les applications pratiques pour chaque espèce (137, 161).

L'entraînement des soigneurs et son évaluation régulière font partie intégrante du succès du training (113, 145, 169). Des soigneurs correctement entraînés sont en effet plus efficaces dans la réalisation du training et dans l'utilisation du temps limité pour cette activité, puisqu'ils disposent en moyenne de 30 minutes par jour. De plus, ils atteignent une plus grande fiabilité dans les résultats obtenus. Ils évitent également un haut degré de frustration et de confusion pour eux-mêmes et l'animal à travers une application habile des techniques enseignées. Finalement, ces compétences autorisent les soigneurs à mener des séances de training plus enrichissantes pour eux et l'animal.

Au cours des réunions du comité, le soigneur/entraîneur peut passer par le coordinateur du programme pour exprimer son point de vue, mais il est de plus en plus encouragé à présenter lui-même au comité ses attentes et ses inquiétudes (145).

Vétérinaire

Les rôles du vétérinaire dans un programme de training varient d'un parc zoologique à l'autre (169). Il peut :

- ✓ participer aux réunions du comité pour aider à définir les priorités en training (113, 145, 169) ;
- ✓ développer un protocole de training en concertation avec le coordinateur du programme, les soigneurs et les curateurs (113, 169) ;
- ✓ participer aux séances de training (113, 145, 169), d'une part pour s'assurer que les étapes définies sont appropriées pour atteindre le comportement désiré (113, 169), d'autre part pour désensibiliser l'animal à sa présence (113, 145) et établir une relation positive avec lui (169) ;
- ✓ communiquer au comité les progrès et avancées du training ;
- ✓ travailler avec les soigneurs pour modifier les rations afin d'y inclure les agents renforçateurs ;
- ✓ participer à la construction du matériel de contention utilisé pendant le training (169).

En moyenne, le vétérinaire devrait passer 1 à 2 heures par semaine en training (145).

Il est très important que le vétérinaire et le soigneur/entraîneur soient en interaction constante pour la bonne marche du programme de training. La relation entre le vétérinaire et le soigneur/entraîneur est basée sur les quatre principes suivants :

- ✓ communiquer : il est impératif que le vétérinaire communique au soigneur/entraîneur ses plans, ses besoins et ses attentes très longtemps avant d'envisager un examen clinique ou complémentaire ;
- ✓ comprendre : tout le personnel doit comprendre le rôle et la responsabilité de chaque personne intervenant dans la prise de décision concernant la santé de l'animal ;

- ✓ respecter : chaque membre du personnel a des aptitudes et des talents qu'il peut apporter à la réalisation du training et qu'il faut donc respecter ;
- ✓ évaluer : après chaque séance de training, il est important d'évaluer ce qui a fonctionné ou non de façon à ce que les séances suivantes soient plus productives (137).

Coordinateur du programme

Le fait d'avoir une personne centralisant l'information au sein d'un programme de training est souvent essentiel. Le coordinateur peut également aider à organiser le programme en mettant par écrit les décisions du comité et en rédigeant les procédures et protocoles de training. Le coordinateur sert également de contact pour tous les départements impliqués dans le comité.

Les compétences requises pour être coordinateur d'un programme de gestion du comportement animal sont une bonne connaissance des principes du conditionnement opérant ainsi que des principes de l'enrichissement comportemental. Ce poste peut donc être occupé par un membre de n'importe quel département du parc faisant partie du comité (169).

c) Planification du training

Le training ne peut être réalisé de façon correcte et sûre sans structures appropriées. Il est donc impératif, avant d'entamer toute session de training, de transformer la loge de l'animal afin que celle-ci permette la réalisation pratique du training (145).

Le fait de mettre sur papier les objectifs à atteindre pour chaque animal grâce au training avec une échelle de temps en regard aide à créer une équipe plus cohésive dans laquelle tous les membres sont au courant des priorités futures, de qui sera responsable de chaque projet, du déroulement du programme, de l'implication de chaque membre du comité, ... (169)

2°) Réalisation pratique du training

Approche générale

L'une des premières étapes à passer est de faire en sorte que l'animal ne s'enfuit pas à l'approche de son soigneur. Pour cela, on apprend à l'animal à accepter de la nourriture dans la main du soigneur ou bien à aller dans une certaine partie de sa loge pour recevoir une friandise.

Parfois, un agent renforçateur secondaire, comme un clic, un sifflet, ou des encouragements verbaux, peut être ajouté si l'animal se sent en confiance avec l'agent renforçateur primaire. Encore une fois, ce « pont » n'est pas nécessaire pour tous les types de trainings, et souvent l'utilisation uniquement d'un agent renforçateur primaire est suffisante.

Dans tous les trainings, un but, ou une cible, doit être clairement sélectionné et défini comme nous l'avons vu plus haut. Une fois ce but fixé, son approche s'effectue par petites étapes. Les réponses correctes, en général des approximations réussies autour du comportement final souhaité, sont renforcées tandis que les réponses incorrectes sont ignorées ou punies.

Une fois que le comportement souhaité est appris, il faut le répéter régulièrement pour éviter qu'il ne disparaisse (110).

Exemple

Si le comportement souhaité pour une femelle orang-outan (Primates, *Pongo pygmaeus*) est de la faire rentrer dans une cage de contention et de l'y faire uriner pour réaliser un prélèvement permettant de suivre son cycle œstral, cette femelle va dans un premier temps être entraînée à entrer dans la cage sur commande. Cela peut être accompli en faisant sonner une cloche chaque fois que l'animal entre dans la cage où des friandises ont été placées. On peut également la féliciter lors de ses premières entrées, mais ce n'est pas obligatoire. Quoiqu'il arrive, au départ, chaque entrée dans la cage doit être renforcée positivement. Puis, par utilisation du conditionnement opérant, la femelle

orang-outan associera le son de la cloche à la nourriture et rentrera dans la cage de contention chaque fois qu'elle entendra ce son. Le soigneur passe ensuite à un schéma de renforcement à fréquence variable pour faire entrer ce comportement dans le quotidien de cette femelle.

Dans un deuxième temps, la femelle doit être entraînée à rester dans cette cage, porte fermée, sans que cela soit pour elle une source de stress. Pour cela, on procède encore par petites étapes et on fait en sorte que l'animal soit rassuré en renforçant positivement ce comportement. Il est en effet important de travailler avec un animal calme, l'un des principes du training étant de réduire au maximum le stress provoqué par la contention. Cela prend du temps, mais le résultat en vaut la peine.

Quand la femelle orang-outan a appris à entrer dans sa cage de contention au son de la cloche et à rester calme quand le soigneur en ferme la porte, on peut alors lui apprendre à uriner sur commande. La façon la plus simple est d'attendre que cette femelle urine naturellement et de renforcer positivement ce comportement par une distribution de friandises ou des encouragements. L'animal est alors libéré de la cage et à nouveau récompensé. Pour accélérer encore plus l'apprentissage de ce comportement, on peut ajouter un stimulus discriminant comme un geste, un mot ou un son à chaque fois que la femelle urine, lui permettant finalement d'uriner sur commande (110).

Remarque : on définit un stimulus discriminant comme un signal indiquant à l'animal ce qu'il est sensé réaliser comme comportement (110). Ce stimulus est utilisé essentiellement pour le training des mammifères les plus évolués comme les mammifères marins, les Eléphants et les Anthropoïdes et sera détaillé dans l'étude du training par ordre de mammifère.

3°) Evaluation du training mis en place

Le fait de mettre par écrit le déroulement de chaque séance de training est essentiel. Non seulement cela responsabilise le soigneur/entraîneur, mais cela permet aussi aux autres membres du comité d'apprécier les progrès réalisés, de comparer différentes méthodes, différents agents renforçateurs, ...

Le training a pour but d'obtenir un comportement spécifique de la part de l'animal (169). En évaluant si ce comportement a été obtenu ou non, le comité peut ajuster les méthodes utilisées pour atteindre le comportement souhaité. Cette évaluation est permise grâce à l'étude des enregistrements des procédures depuis le démarrage du training (113, 169).

4°) Les erreurs à ne pas commettre

Il y a énormément de pressions exercées et de décisions prises qui font que l'apprentissage d'un comportement peut être perturbé. Certaines pressions viennent d'entraîneurs inexpérimentés et impatientes qui veulent aller trop vite, d'autres de gestionnaires demandant des résultats irréalisables, d'autres enfin du vétérinaire qui souhaite pouvoir utiliser rapidement les comportements appris dans un but médical. C'est dans ces situations que les plus grosses erreurs arrivent. Voici la liste des erreurs les plus communes à ne pas commettre :

- ✓ rechercher un résultat rapide : en cas de problème comportemental chez l'animal, le personnel souhaite généralement qu'il soit résolu rapidement, mais cela conduit fréquemment à l'utilisation de punitions ou de stimuli inappropriés ce qui peut finalement causer des problèmes plus graves ;
- ✓ oublier que l'apprentissage est permanent : un animal apprend en permanence et pas seulement pendant une séance de training, il faut donc éviter des interactions pouvant perturber l'animal dans son apprentissage ;

- ✓ utiliser des comportements utiles au suivi médical de l'animal avant que ceux-ci soit complètement assimilés : même si, sur le coup, l'animal n'exprime aucune frustration, cette erreur peut souvent briser la confiance entre l'animal et son soigneur et transformer le training en une expérience stressante ; il est donc vital que l'animal soit absolument désensibilisé à tous les stimuli désagréables du comportement à exécuter avant d'envisager son utilisation médicale ;
- ✓ avoir trop d'entraîneurs pour apprendre un même exercice : il est important d'employer le moins d'entraîneurs possible afin que la façon de procéder pour le training soit la plus constante possible ;
- ✓ doser le renforcement : il arrive souvent qu'un jeune entraîneur croie connaître l'intensité du renforcement à appliquer à un animal pour un comportement donné, mais cela n'est pas toujours aussi évident qu'il le pense, et certains comportements comme la mise dans une position inconfortable ou l'utilisation de nouveaux objets nécessitent d'être fortement renforcés positivement pour être tolérés par l'animal ;
- ✓ tolérer des approximations trop larges : l'exécution d'un comportement souhaité nécessite de passer des étapes successives menant à ce comportement, et il n'est pas rare que les entraîneurs ou les animaux sautent certaines étapes les pensant moins importantes, ce qui a pour conséquence d'affaiblir les bases sur lesquelles repose le comportement souhaité ;
- ✓ oublier l'importance d'une réponse calme : si le comportement est exécuté correctement par l'animal mais que ce dernier est nerveux ou trop remuant, le fait de le féliciter va renforcer positivement son attitude, il faut donc toujours attendre que l'animal soit calme pour le récompenser ;
- ✓ la désensibilisation est un processus continu : les animaux sont sans cesse soumis à des situations ou des stimuli nouveaux, il ne faut donc jamais penser que, dès qu'un comportement a été exécuté, il le sera en toutes circonstances ;
- ✓ dépasser les limites de l'animal : l'un des meilleurs moyens de s'assurer qu'un comportement persistera longtemps chez un animal est de le renforcer positivement et ne pas le réitérer trop rapidement, même si cela fait également partie des schémas de renforcement utilisés pour qu'un comportement résiste à l'extinction ;
- ✓ manque de communication : tous les départements concernés par un programme de training doivent communiquer en permanence pour que ce programme soit un succès ;
- ✓ penser que n'importe qui peut faire du training : comme je l'ai dit précédemment, le training est un mode de contention basé sur des principes scientifiques, on ne peut donc devenir un bon entraîneur qu'en ayant assimilé ces principes fondamentaux (137).

On voit donc que le training est une procédure chronophage qui nécessite une patience et un engagement profond du soigneur/entraîneur et une certaine coopération de l'animal à entraîner (110).

E. Intérêt du training en parc zoologique

1°) Amélioration du bien-être des mammifères

Le training est un outil très utile pour améliorer le bien-être des mammifères en parc zoologique (100, 145). En effet, il offre à ces animaux des activités les faisant réfléchir ou leur demandant du temps (169), ce qui permet de les occuper. Cette occupation par le training peut également avoir un but thérapeutique (33, 145). En effet, certains animaux maintenus en captivité peuvent développer des comportements agressifs (33, 145, 185) ou stéréotypiques, réduire leur activité locomotrice ou s'automutiler (33, 145). Le training, en apprenant à ces animaux des comportements plus naturels (33, 110, 145) comme la recherche de nourriture par exemple, va



réduire considérablement l'apparition de ces comportements anormaux (33, 145, 185). On retrouve ici l'idée de « thérapie d'occupation » développée par HEDIGER dans les années 50, ou d'« enrichissement comportemental » développée par MARKOWITZ dans les années 70 (110).

2°) Réalisation d'interventions vétérinaires sans contention physique ou chimique ou « training médical »

En associant une récompense à une action ou un objet considérés comme effrayants par l'animal, ceux-ci deviennent de moins en moins effrayants et donc moins stressants pour l'animal (100, 145). Ce dernier peut ainsi être désensibilisé à un grand nombre de procédures ne pouvant être réalisées par le passé sans l'intervention de la contention chimique ou physique (100, 185). En voici quelques exemples qui, pour la plupart, nécessitent l'entraînement de l'animal à rentrer dans une cage de contention que j'ai détaillé précédemment (110) :

- ✓ réalisation d'un examen clinique (110, 145, 169) sur un animal non immobilisé sans le séparer de son groupe (145, 169) : pesée (100, 145), mesures (100), inspection vaginale (145, 161), ...
- ✓ réalisation d'examens complémentaires variés : prise de sang (110, 113, 137, 145, 161, 185), échographie (113, 137), mesure de la pression artérielle (33), prélèvement d'urine (110, 145, 161, 185), de salive (100), de sécrétions vaginales (100, 110), de sperme (110, 145, 161), ...
- ✓ réalisation d'interventions variées : traitement de plaie (113), parage (110, 113, 161), soins dentaires (137, 161), insémination artificielle (100, 110, 145, 161), palpation transrectale (145), ...
- ✓ réalisation d'injections IM (33, 145, 185) de molécules immobilisantes (33, 145) pour faciliter l'examen clinique annuel ou de médicaments (33), d'intradermoréactions (110), ...
- ✓ introduction d'un nouvel animal dans un groupe préétabli (161) ou d'un jeune élevé à la main auprès de sa mère (110, 145, 161).

Les bénéfices du training sont donc considérables. On a en effet une réduction importante du stress pouvant être associé à toutes ces procédures, une plus grande flexibilité et fiabilité des données collectées (100) et une diminution notable de l'utilisation de la contention chimique (100, 169). En effet, pour les animaux, ces procédures font partie de leur interaction quotidienne normale avec leur soigneur/entraîneur, ils n'éprouvent donc aucune appréhension vis-à-vis d'elles (169). Avec un meilleur accès à des animaux plus coopératifs (100, 145, 169), le vétérinaire peut initier plus de mesures préventives que par le passé et utiliser des appareils jugés jusque là peu pratiques pour des examens de routine, comme un échographe par exemple. Comme les animaux n'ont pas forcément besoin d'être séparés de leur groupe pour réaliser un examen clinique, il y a donc moins de perturbations hiérarchiques et de risques de combats post-réintroduction (100).

3°) Le « crate training »

C'est un processus par lequel l'animal est progressivement acclimaté à une caisse (« crate » en anglais) de transport et en vient à la considérer comme un endroit sûr. Une telle acclimatation permet de réduire les risques de traumatismes lors d'un transfert entre parcs zoologiques (93) ainsi que la nécessité d'immobiliser les animaux en vue d'un transfert, ce qui est particulièrement appréciable chez les animaux âgés (161). Avant la découverte de l'étorphine, le « crate training » constituait la méthode de choix pour mettre en caisse les zèbres, car leur capture était très problématique, et reste toujours la méthode à préférer si l'on dispose de suffisamment de temps avant le départ de l'animal (11).

Le « crate training » doit être initié dès que le transfert de l'animal est programmé et une date de départ fixée. Avant utilisation, la caisse de transport doit être scrupuleusement inspectée

pour vérifier son intégrité et sa solidité, tout problème devant être corrigé avant de mettre en place le « crate training » (93).

Il existe plusieurs techniques pour habituer un mammifère à sa caisse de transport. On peut en effet :

- ✓ soit la placer simplement avec une ou les deux portes coulissantes retirées et laisser l'animal l'explorer sans restriction (93), cette technique pouvant être accélérée en plaçant de la nourriture dans la caisse (11, 60, 93) ;
- ✓ soit placer la caisse devant la porte de sortie de la loge de l'animal en retirant les deux portes coulissantes, obligeant ainsi l'animal à traverser tous les jours cette caisse pour accéder à son enclos et retourner dans sa loge. Pour que l'animal se sente en confiance, on peut recouvrir le plancher de la caisse d'un substrat qui lui est familier comme du foin ou de la terre, et ajouter du fumier (93).

Une fois que l'animal s'est habitué à venir manger ou à traverser sa caisse de transport, les portes coulissantes sont rabattues, piégeant l'animal dans sa caisse (60, 93, 118). Plus l'animal se sentira à l'aise, plus il sera laissé enfermé pour de longues périodes dans cette caisse. L'animal peut ensuite être désensibilisé au bruit du véhicule de transport et à ses mouvements. Les soigneurs peuvent en effet balancer doucement la caisse et placer un poste de radio proche de cette caisse.

Pour les animaux très nerveux, il peut être nécessaire d'utiliser des neuroleptiques pendant le « crate training » et le jour du chargement. Pour les grands mammifères, il est souvent impossible d'obtenir la caisse de transport avant le jour du départ. On peut alors fabriquer une caisse de transport factice servant au « crate training » puis, soit la retirer le jour du départ, soit coller la vraie caisse de transport à la factice (93).

4°) L'éducation du public

Le fait de présenter, grâce au training, des spectacles d'animaux dans l'enceinte d'un parc zoologique est une opportunité extraordinaire d'éducation des visiteurs. En effet, une image est souvent plus parlante qu'un long discours : voir un éléphant soulever grâce à sa trompe un lourd rondin de bois ou une otarie nager à toute vitesse dans son bassin permet aux visiteurs de se rendre compte des capacités de ces animaux et comment ils les utilisent à bon escient.

Le public est de plus en plus informé du sort tragique de nombreuses espèces sauvages dont la sauvegarde passe pour une part importante par les parcs zoologiques. Présenter des spectacles insistant sur la relation entre l'animal et son environnement permet donc aux visiteurs de comprendre encore mieux les facteurs expliquant la disparition des espèces sauvages.

Un autre avantage de réaliser des spectacles d'animaux est que ces spectacles permettent aux animaux de s'occuper. On retrouve ici l'idée de « thérapie d'occupation » développée par HEDIGER dans les années 50.

Un point important à respecter est que le spectacle doit être éducatif sans être avilissant pour l'animal ou le soigneur. Les chimpanzés en tutu rose des cirques n'ont en effet pas leur place en parc zoologique. Il faut plutôt insister sur les comportements naturels de ces animaux et inspirer aux visiteurs du respect envers eux (110).

II. La contention psychologique : étude par ordre

Comme je l'ai dit précédemment, tous les mammifères ne peuvent apprendre les mêmes choses et possèdent ou non certaines prédispositions faisant que le training mis en place sera plus ou moins poussé en fonction des espèces. A l'heure actuelle, le training et son application dans un but médical sont bien établis chez des mammifères évolués comme les mammifères marins, les Eléphants et les Primates, mais ce mode de contention tend à s'appliquer à un nombre d'espèces de plus en plus important.

A. Primates

1°) Simiens

Les applications du training sont nombreuses chez les Simiens et concernent aussi bien la gestion quotidienne de ces animaux que l'amélioration de leur bien-être ou la réalisation d'interventions vétérinaires.

a) Gestion quotidienne des Simiens

Quand plusieurs espèces de Simiens sont présentées dans un même enclos, le training peut être utilisé pour faire rentrer ces différentes espèces dans leurs loges respectives en réponse à un stimulus spécifique pour chaque espèce associé à une récompense (110).

Un autre exemple est l'utilisation du training chez une femelle macaque pour que celle-ci amène son petit au soigneur et que ce dernier lui donne des biberons en plus de l'allaitement maternel (33).

b) Amélioration du bien-être des Simiens en captivité

Le training peut participer à la promotion de comportements naturels entre individus d'un même groupe. Par exemple, le zoo de Los Angeles (Etats-Unis) a utilisé il y a quelques années le conditionnement opérant pour modifier les relations existant entre les membres d'un groupe de mandrills (*Mandrillus sphinx*) et favoriser ainsi la reproduction au sein de ce groupe. Pour cela, les soigneurs ont dans un premier temps établi des points de nourrissage dans la loge pour contrôler la prise alimentaire de chaque mandrill et par la suite pouvoir les séparer facilement les uns des autres. Puis, les agressions entre membres du groupe ont été considérablement diminuées en renforçant positivement l'exécution de comportements sociaux comme le toucher ou l'épouillage, facilitant par la suite la réalisation d'insémination artificielle chez les femelles de ce groupe (110).

Le training a également un rôle de « thérapie d'occupation ». Cette indication a été utilisée par le zoo de Toledo (Etats-Unis) chez un mâle mandrill ayant perdu sa femelle (161).

c) Training médical

Si les procédures pouvant être réalisées sont beaucoup moins nombreuses et poussées que chez les Anthropoïdes, elles sont cependant suffisantes pour permettre un suivi médical correct de certains Simiens :

- ✓ entrée dans une cage de contention pour un examen clinique ou une injection chez un colobe (*Colobus guereza*) (145) ;
- ✓ entraînement d'un singe laineux (*Lagothrix sp*) à accepter un brassard pour contrôler manuellement son hypertension (33) ;
- ✓ entraînement de femelles babouins à l'insémination artificielle (100) ;
- ✓ ouverture de la bouche sur commande pour inspecter les dents ou administrer des médicaments chez différentes espèces de Simiens (113) ;
- ✓ réalisation d'injections répétées d'insuline et de prélèvements sanguins réguliers chez des mandrills diabétiques (33).

2°) Anthropoïdes

Tout comme chez les Simiens, le training participe à la gestion quotidienne des Anthropoïdes, mais ses applications principales sont l'amélioration du bien-être de ces animaux et la réalisation de procédures vétérinaires très variées.

a) Amélioration du bien-être des Anthropoïdes en captivité

Les Anthropoïdes sont les Primates les plus évolués avec l'Homme, ils vont donc souffrir d'autant plus de la captivité s'ils sont placés dans un environnement non stimulant, ce qui va conduire notamment à des comportements d'automutilation (33, 177). De plus, ces animaux apprennent à se socialiser ou à élever leurs petits en observant leurs congénères, ce qui peut poser problème chez de jeunes Anthropoïdes élevés à la main lorsque eux-mêmes deviennent parents (110). Enfin, chez les bonobos (*Pan paniscus*) et les chimpanzés, la captivité peut entraîner des problèmes de reproduction. En effet, dans la nature, ces animaux vivent dans des groupes multi-mâles, multi-femelles avec un turn-over permanent des membres de ces groupes, ce qui n'est pas forcément le cas en parc zoologique où les mêmes animaux vivent ensemble pendant plusieurs années. Cette situation finit par provoquer une inhibition naturelle de la reproduction pour éviter la consanguinité (20). Le training, en favorisant le développement de comportements naturels chez ces animaux, va donc participer à une meilleure tolérance de la captivité.

L'exemple suivant détaille le cas d'un mâle bonobo de 8,5 ans ayant été malmené par son père au sein de son groupe d'origine, d'où un état de stress chronique et un traumatisme psychique entraînant des comportements anormaux, dont certains relèvent de l'automutilation : introduire sa main dans son rectum, se faire vomir, se frotter les organes génitaux sur des objets tranchants, ... Transféré au zoo de Milwaukee (Etats-Unis) pour être intégré à un nouveau groupe de bonobos comprenant quatre mâles et cinq femelles, ce mâle est dans un premier temps isolé pour tenter d'éliminer ces comportements par le training, en le nourrissant par petites quantités tout au long de la journée et en renforçant positivement l'exécution de comportements normaux. L'introduction dans son nouveau groupe est ensuite permise par le training et l'utilisation de paroxétine, un anti-dépresseur humain, d'abord en le laissant se faire choyer par deux femelles âgées puis par l'ensemble des membres du groupe. A l'heure actuelle, ce mâle bonobo a retrouvé un comportement quasi normal et participe avec les autres bonobos au training médical mis en place au zoo de Milwaukee (177).

Parmi les autres exemples de training participant à une amélioration du bien-être des Anthropoïdes, on peut citer :

- ✓ la réintroduction d'un mâle gorille hyperactif ayant par le passé tué un jeune de son groupe par l'utilisation de l'interaction avec son soigneur et l'enrichissement de son milieu de vie (161) ;
- ✓ la réintroduction d'un jeune orang-outan de 3 mois élevé à la main auprès de sa mère en aidant celle-ci par le training à tenir son bébé correctement (145, 161) ;
- ✓ l'apprentissage de comportements maternels à des femelles gorilles n'ayant pas su élever leur premier petit grâce au training et un petit factice, et qui maintenant sont capables de s'occuper seules de leur progéniture (110).

b) Training médical

Comme je l'ai dit précédemment, les Anthropoïdes sont les Primates les plus évolués, les procédures vétérinaires pouvant être réalisées sont donc plus nombreuses et le training peut être plus poussé que pour les autres groupes de Primates.

La mise en place du training médical chez les Anthroïdes remonte aux années 70. A l'époque, des chimpanzés mâles sont entraînés à se masturber sur commande dans un vagin artificiel et des femelles à présenter leur région périnéale pour inspection et insémination artificielle (145, 161). Aujourd'hui, cette procédure est toujours d'actualité (20) et d'autres se sont rajoutées, la plupart étant réalisées après avoir appris à l'animal à rester calme dans une cage de contention aménagée dans sa loge :

- ✓ présentation par l'animal de différentes parties de son corps (mains, pieds, dos) pour que le vétérinaire les examine (20, 145) ;
- ✓ ouverture sur commande de la cavité buccale pour y placer un abaisse-langue, contrôler les dents (145) ou réaliser un prélèvement de salive (100) ;
- ✓ prise de température à l'oreille (145) ;
- ✓ présentation par l'animal de sa poitrine et de son dos pour y placer un stéthoscope (145) ou une sonde échographique et de son abdomen pour y placer une sonde échographique (20) ;
- ✓ inspection vaginale et miction sur commande chez des femelles gorilles pour contrôler leur cycle œstral (145, 161) ;
- ✓ injection IM de médicaments, à la main ou à l'aide d'une seringue-bâton, chez des chimpanzés, des gorilles et des orang-outans (145) ;
- ✓ présentation de l'animal pour qu'il reçoive une injection IM d'un mélange immobilisant, ce qui réduit le stress associé aux examens cliniques annuels réalisés dans certains parcs (33) ;
- ✓ placement du bras de l'animal dans un tube en PVC fenêtré, représenté par les *figures 56 et 57* (20, 145), pour y pratiquer une prise de sang (20, 100, 145), une injection (145), une intradermoréaction ou une mesure de pression artérielle (20, 145) ;
- ✓ traitement de petites plaies sans avoir recours à l'immobilisation chimique (20) ;
- ✓ présentation par l'animal de ses mains et ses pieds pour une manucure (145) ;
- ✓ placement de l'animal sur une balance pour le peser (145).

Les procédures citées précédemment peuvent être réalisées soit en utilisant le conditionnement opérant, soit en utilisant le « target training » et l'utilisation d'un stimulus discriminant, cette dernière technique étant la technique de choix pour les mammifères marins et les Eléphants comme je vais le détailler ci-après.

B. Mammifères marins

1°) Généralités

La mise en place du training chez les mammifères marins date de 1938 et a tout d'abord été employée pour la réalisation de spectacles (166). Le training concerne surtout les Cétacés et les Pinnipèdes. Par rapport aux autres ordres de mammifères, la technique utilisée est une variante du conditionnement opérant appelée « dressage » ou « target training » et qui implique un contact direct (ou « hands-on ») et une relation très forte entre l'animal et son entraîneur.

Comme pour tout training, l'animal est d'abord désensibilisé à son entraîneur en venant chercher sa nourriture dans la main de ce dernier. Une fois que l'animal se sent en confiance, un clic ou un sifflet est utilisé comme agent renforçateur secondaire. L'entraîneur commence alors à habituer l'animal à se laisser manipuler. Des caresses sur la tête ou l'encolure progressent rapidement sur l'ensemble du corps, l'attitude calme de l'animal étant sans cesse renforcée positivement. Dès que l'animal se dérobe à la manipulation, ce comportement est puni par le mot « Non » ou simplement ignoré. La prononciation du mot « Non » est la seule punition tolérée.

Un schéma de renforcement positif continu puis variable est mis en place pour que l'animal assimile ce comportement. La nourriture peut alors être remplacée par d'autres agents renforçateurs primaires comme le compliment « Good job » ou des caresses. L'animal peut ainsi être récompensé

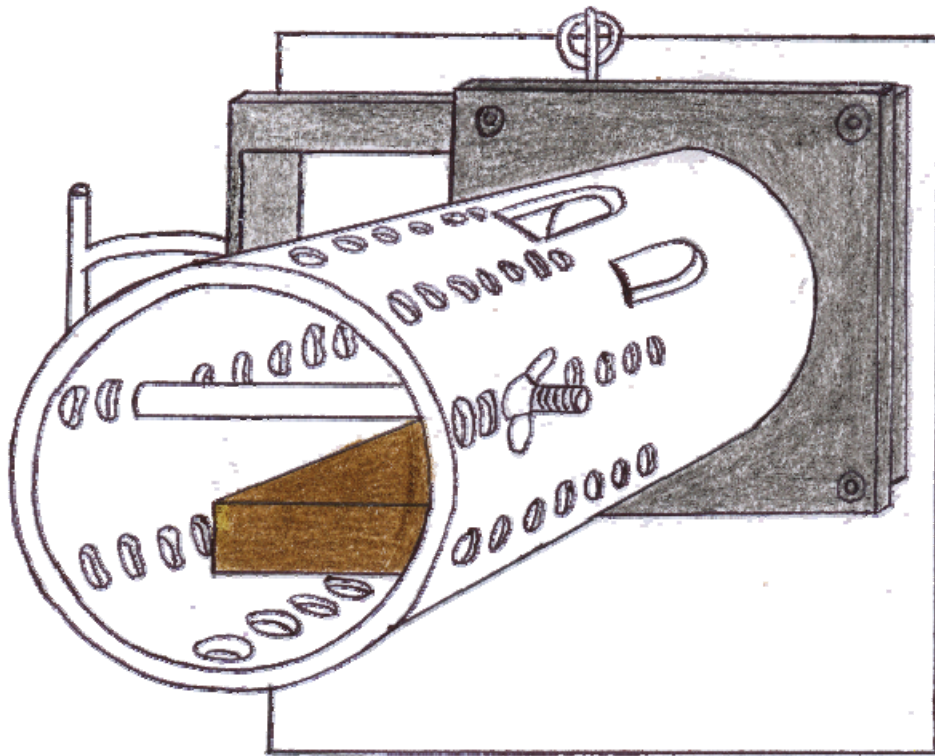


Figure 56: Représentation schématique du tube en PVC utilisé pour réaliser des prises de sang sur des Anthropoïdes (d'après 20).

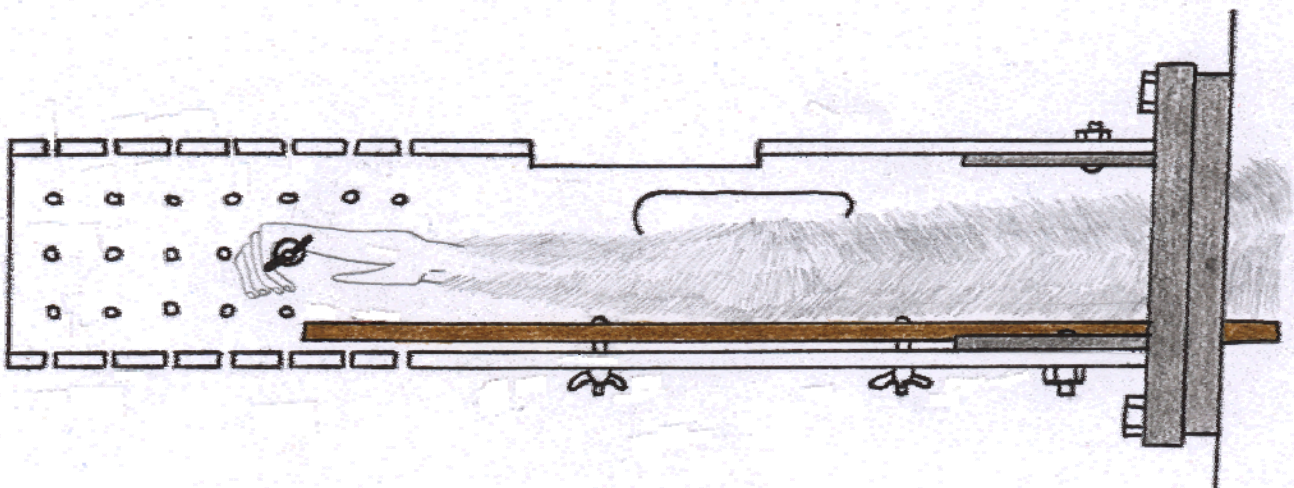


Figure 57: Représentation schématique du placement du bras d'un Anthropoïde dans ce tube en PVC (d'après 20).

par de la nourriture mais également par des paroles ou un contact physique. Les mammifères marins sont en effet tout aussi réceptifs à ces trois types d'agents. En cas de schéma de renforcement variable, il ne faut pas oublier d'utiliser le clic ou le sifflet ou un son pour marquer l'exécution du comportement même si l'animal n'est pas récompensé ensuite pour éviter de le perturber.

Une fois l'animal entraîné à être manipulé et désensibilisé à d'autres stimuli comme des bruits forts ou la présence de personnes autres que l'entraîneur, une cible ou « target » en anglais, est introduite, d'où le nom de « target training » donné à cette technique. Cette cible est soit la main de l'entraîneur soit un bâton à bout mousse. Le but de cette cible est de focaliser l'attention de l'animal pour ensuite lui apprendre d'autres comportements. L'animal est d'abord entraîné à mettre son nez ou son rostre contre cette cible, le mot « Target » pouvant être prononcé par le soigneur dans un premier temps. Une fois ce comportement assimilé, l'animal est entraîné à toucher la cible avec d'autres parties de son corps, comme les nageoires pectorales par exemple.

Une fois que l'animal a compris le principe du « target training », de nombreux comportements peuvent lui être enseignés. Pendant que l'animal apprend un comportement donné, un stimulus discriminant est introduit, c'est-à-dire un signal qui indique à l'animal qu'il doit effectuer ce comportement et qui doit donc précéder la cible. Une fois le comportement assimilé, la cible est progressivement retirée et, au final, l'animal n'effectue le comportement qu'avec le stimulus discriminant. Ce dernier peut être soit un ordre vocal, soit un signe de la main, soit un son.

Le « target training » peut être utilisé aussi bien pour apprendre à une otarie ou un dauphin des exercices en vue d'un spectacle pour le public que pour réaliser un certain nombre de procédures vétérinaires préventives ou curatives (110).

2°) Applications pratiques

Le training régulier des mammifères marins permet la réalisation d'un grand nombre de procédures vétérinaires assurant un suivi régulier de l'état général de l'animal :

- ✓ examen clinique complet (30, 110) avec pesée (30), prise de mesures (30, 110), examen des yeux, de la cavité buccale (30), ...
- ✓ examens complémentaires : prise de sang (11, 30, 110, 166), prélèvement de contenu gastrique (30, 110, 166), d'urine (30, 110), de fécès (30, 110, 166), de sécrétions respiratoires (30, 166), de lait (30), radiographie, échographie (30, 166), endoscopie (166), biopsie (30) ;
- ✓ réalisation de traitements par voie locale ou générale sans avoir recours à l'immobilisation chimique (30).

Majoritairement, ces procédures vétérinaires visent à prévenir (30, 166) l'apparition d'une pathologie, car les mammifères marins l'expriment cliniquement en général trop tard pour qu'un traitement soit efficace (166).

Le training peut également participer à la disparition de comportements anormaux, comme une régurgitation chronique. Pour cela, l'animal est amené à satiété en augmentant la quantité de nourriture utilisée pour le training à chaque séance (55).

C. Proboscidiens

1°) Les grands principes du training chez les Eléphants

Les Eléphants sont entraînés par l'Homme depuis près de 2000 ans. Il y a beaucoup d'opinions sur la façon la plus appropriée d'entraîner un éléphant. Celle-ci dépend de l'espèce, du sexe et du caractère de l'animal. Beaucoup d'entraîneurs pensent que les éléphants d'Afrique sont plus difficiles à entraîner que les éléphants d'Asie du fait de leur nature plus « excitable » et que les

mâles ne doivent jamais être entraînés en « hands-on », mais ce n'est pas toujours le cas, et le caractère de l'animal est également important à prendre en compte (110).

Quel que soit le type de contact adopté entre le soigneur et l'éléphant, un certain nombre de principes régissent le training chez cet animal :

- ✓ le training chez l'éléphant associe la désensibilisation au conditionnement opérant, ce dernier employant le renforcement positif et la punition (110) ;
- ✓ le soigneur doit toujours avoir avec lui un crochet (« ankus » en indien) qui sert à contrôler, diriger, communiquer et/ou punir l'éléphant, car même un animal bien entraîné peut bousculer son soigneur (110, 151) ;
- ✓ l'utilisation d'ordres vocaux est fréquente chez l'éléphant (108, 110), associée ou non au port de chaînes pour apporter une contention supplémentaire pour certaines procédures (110) ;
- ✓ il est très important de ne pas imposer à l'éléphant certaines positions comme le décubitus sternal ou latéral plus longtemps que nécessaire. En effet, dans la nature, un éléphant adulte ne se couche jamais plus d'une à deux fois par jour, sinon les contraintes imposées à ses muscles et ses articulations deviennent dangereuses (110).

2°) Les différents types de contacts entre le soigneur et l'éléphant

a) Le « hands-on » ou contact libre

Cela signifie qu'il n'existe aucune séparation matérielle entre le soigneur et l'éléphant. C'est la première méthode utilisée chez l'éléphant, et elle implique une relation forte entre l'animal et son soigneur (110). C'est également la méthode la plus dangereuse, puisque le soigneur étant au contact direct de l'éléphant, il peut facilement être bousculé par ce dernier, ce qui peut lui être fatal (110, 162). Ainsi, entre 1976 et 1991, 15 soigneurs ont été tués par leur éléphant dans les parcs zoologiques américains, soit un mort par an (110).

L'un des points essentiels du « hands-on », qui est également valable pour les autres types de contact, est la présence obligatoire de deux soigneurs à chaque séance de training (108, 161, 162), l'un tenant le crochet et l'autre entraînant l'éléphant. En effet, cela permet de se concentrer plus sur l'animal et évite une éventuelle distraction du soigneur. Il faut également respecter une certaine constance dans le training. Des séances quotidiennes sont en effet essentielles et non optionnelles, même si cela n'est pas toujours facile pour le personnel (108).

b) Le contact protégé

Il existe dans ce cas-là une séparation matérielle entre l'éléphant et son soigneur, mais le contact est toujours possible entre les deux parties (110). Pour que le contact protégé permette quand même un bon contrôle de l'animal, il est très important d'utiliser majoritairement le renforcement positif (70, 100), de désensibiliser l'éléphant très progressivement aux stimuli et d'avoir un personnel dévoué (70). Ainsi, même en contact protégé, un grand nombre de procédures vétérinaires peuvent être réalisées (70, 100).

c) Le « hands-off » ou contact réduit

Dans ce cas-là, l'éléphant n'est manipulé que par l'intermédiaire d'une cage de contention et le contact est réduit au maximum. C'est le type de contact utilisé par certains parcs soit pour gérer leurs mâles (110), soit après avoir connu un problème en « hands-on », mais, comme le terme de « contact réduit » le laisse entendre, il est très difficile de réaliser des interventions vétérinaires dans ces conditions (100).

3°) Les applications pratiques du training chez les Eléphants

Les abcès de pattes sont une pathologie très fréquente des Eléphants en captivité (70). L'utilisation du training va donc permettre une prévention efficace de cette pathologie par une inspection et un parage réguliers (108,161). En cas d'abcès déclaré, le training médical peut permettre la réalisation de plusieurs procédures nécessaires au traitement de cet abcès :

- ✓ radiographie de la patte pour évaluer l'état de l'os en regard de l'abcès et mettre en évidence des trajets fistuleux ;
- ✓ soins locaux au niveau de la patte comprenant des bains, des flushs de Bétadine NDH, des injections d'antibiotiques et un parage éventuel ;
- ✓ mise en place d'un pansement recouvert d'un chausson protecteur (70).

Parmi les autres procédures vétérinaires pouvant être réalisées grâce au training chez les Eléphants, on trouve :

- ✓ couchage de l'éléphant pour permettre un examen clinique (100, 161) ou une injection de molécule immobilisante évitant ainsi un éventuel traumatisme lors de la chute de l'animal (110) ;
- ✓ ouverture de la bouche de l'éléphant sur commande pour inspecter les dents (161) ;
- ✓ prise de sang (100, 108) pour suivre le cycle œstral par exemple (108) ;
- ✓ examen vaginal (100) et palpation des voies génitales avant une mise bas pour habituer la femelle à cette manipulation si la mise bas se passe mal (108) ;
- ✓ palpation transrectale (100) ;
- ✓ insémination artificielle (110) ;
- ✓ radiographie (70, 100), échographie (70, 100, 170) ;
- ✓ parage des défenses, soins locaux cutanés (100).

D. Carnivores

1°) Ursidés

a) Généralités

Les Ursidés font partie des Carnivores les plus évolués, il est donc tout à fait envisageable de pratiquer un training avec eux, le but étant d'obtenir une relation de confiance mutuelle et de respect entre l'ours et son soigneur et d'établir une routine calme, ce qui n'est pas toujours évident.

Pour mener à bien un programme de training chez les Ursidés, il est important de respecter les points suivants :

- ✓ renforcer positivement le comportement : le renforcement négatif ne doit jamais être utilisé chez les Ursidés ;
- ✓ établir des changements progressifs : comme pour tout animal, si le soigneur essaie d'apprendre à l'animal plus d'une information à la fois, cela risque de le déstabiliser ; de plus, il faut éviter toute association négative, car les Ursidés sont des adeptes de la fuite lorsqu'ils sont confrontés à une situation désagréable ;
- ✓ être patient : les Ursidés sont des animaux se déplaçant généralement lentement, il ne faut donc pas les brusquer lors de l'apprentissage d'un comportement, car sinon cela produira l'effet inverse ;
- ✓ coopérer : il ne faut pas qu'il existe de compétition entre le soigneur et l'animal, ni que le soigneur essaie de le tromper ou de le décevoir, car les Ursidés sont des animaux intelligents qui apprennent vite, et toute interaction doit participer à la construction d'une relation de confiance ;

- ✓ respecter les individualités : chaque animal est unique et doit être traité comme tel par son soigneur ; cela signifie également qu'une méthode de training qui fonctionne avec une espèce ne fonctionnera pas forcément avec toutes les espèces et qu'au sein d'une même espèce, tous les animaux ne seront pas aussi réceptifs à une même méthode de training (101).

b) Applications pratiques

Pratiquer le training avec des Ursidés a des applications aussi bien dans la gestion quotidienne de ces animaux que dans la réalisation de procédures vétérinaires.

b₁) Gestion quotidienne des Ursidés

Confinement des animaux dans leurs loges

C'est une situation nécessaire lorsque les soigneurs doivent nettoyer l'enclos extérieur des Ursidés. Mais cette situation peut être particulièrement stressante, en particulier pour les animaux dominés. En effet, si le dominé rentre dans la loge suivi de près par le dominant et qu'il n'a aucun endroit pour se cacher ou fuir, il sera moins enclin à rentrer à nouveau dans la loge quand les soigneurs en auront besoin et, s'il rentre finalement, il sera toujours en train de contrôler que personne ne l'attaque. Pour parer à cette situation, on peut soit faire entrer le dominant d'abord, soit fermer la porte de la loge entre chaque animal, permettant au dominé d'être ensuite placé dans une loge individuelle de façon plus calme (101).

Contrôle des animaux dans des enclos de taille importante

Les Ursidés sont maintenus de plus en plus fréquemment dans des enclos couvrant une surface importante et faits de végétation dense, d'arbres et dont le terrain est accidenté. Il peut donc s'avérer difficile de s'assurer quotidiennement que les pensionnaires de cet enclos sont en bonne santé, d'où l'intérêt d'utiliser le training pour vérifier cela. Les Ursidés étant comme je l'ai déjà dit des animaux intelligents, il n'est pas difficile de les faire venir à l'appel du soigneur puis de les récompenser avec des friandises. Ils associeront en effet très rapidement la friandise à l'appel du soigneur et s'approcheront volontiers.

Il peut cependant être difficile de faire venir ces animaux par temps pluvieux ou froid. Il suffit pour cela d'utiliser des friandises suffisamment attirantes comme le miel ou le poulet pour voir arriver même les Ursidés les plus récalcitrants. Le vrai problème se pose lorsque ces animaux entrent en période d'hibernation, et il faut alors trouver une façon sûre de surveiller le bon état général des animaux tout en ne les dérangeant pas (101).

b₂) Training médical

Lorsque les Ursidés sont dans leurs loges, le training peut être utilisé pour les faire entrer dans une cage de contention aménagée dans celles-ci. Le vétérinaire peut alors pratiquer un examen visuel rapproché et réaliser des injections si nécessaire (9, 145).

2°) Félinés

Le training chez les Félinés tend à se développer de plus en plus, et peut intervenir dans la gestion quotidienne de ces animaux, l'amélioration de leur bien-être ou leur suivi médical.

a) Gestion quotidienne des Félidés

Le conditionnement opérant peut être utilisé pour faire rentrer des Félidés dans leurs loges. Le son d'une cloche associé à la distribution de nourriture permet en effet de faire rentrer les animaux dans leurs loges respectives (161), plutôt que de les forcer à rentrer à l'aide d'un jet d'eau.

b) Amélioration du bien-être des Félidés en captivité

Certains Félidés, tout comme les Primates, supportent mal la captivité, ce qui conduit à des comportements d'automutilation et de la stéréotypie. Ces animaux en viennent en effet à mâchonner ou lécher leur queue en permanence. Pour réduire la fréquence d'apparition de ces comportements, le training va apporter une activité supplémentaire leur permettant de s'occuper. L'utilisation de jouets en cuir fort ou d'os (33) participe également à cette « thérapie d'occupation » (110).

c) Training médical

Les procédures vétérinaires pouvant être réalisées par le biais du training sont encore peu nombreuses par rapport à d'autres espèces, mais peuvent déjà permettre un bon examen de l'animal sans contention chimique ou manuelle :

- ✓ entrée dans une cage de contention pour un examen clinique rapproché et d'éventuelles injections (185) ou une prise de sang à la queue (145, 185) ;
- ✓ entraînement de lions à ouvrir la bouche sur commande pour une inspection des dents et l'administration de médicaments (113) ;
- ✓ réalisation d'une échographie abdominale chez des lionnes pour un diagnostic de gestation après avoir désensibilisé les animaux aux stimuli auditifs et mécaniques impliqués (170) ;
- ✓ collecte de sperme sur un mâle guépard élevé à la main à l'aide d'un vagin artificiel (110).

Le cas décrit par Susan WIEBE lors de la réunion de l'AAZV en 2002 démontre que même des espèces réputées dangereuses comme un tigre peuvent être suivies médicalement grâce au training. Le Centre de Conservation de White Oak (Etats-Unis) a en effet décidé de mettre en place un programme de training chez le couple de tigres qu'il détient de façon à réaliser chez ce couple des prises de sang hebdomadaires au niveau de la veine latérale caudale sans utiliser de contention chimique ou manuelle (185).

Pour cela, un petit parc adjacent à l'enclos de ce couple de tigres est aménagé et divisé en trois parties séparées par des portes coulissantes. Dans la partie médiane, une caisse de transport faite de barreaux verticaux en aluminium espacés de 0,1 m les uns des autres est placée contre la porte coulissante. C'est également dans cette partie médiane que soigneurs et vétérinaires sont installés pendant le training (185).

Deux fois par semaine, les deux tigres sont progressivement amenés à exécuter les comportements suivants : rentrer dans la caisse, se retourner et se placer en décubitus latéral. Un clic est utilisé comme « pont » et des croquettes sont utilisées comme récompense. Une fois ces trois comportements pleinement assimilés, de nouvelles étapes sont ajoutées pour désensibiliser les animaux à la prise de sang, toujours en les renforçant positivement. Ces étapes sont : laisser le soigneur tirer la queue du tigre entre les barreaux, tondre la queue, passer de l'alcool à 70° sur le site tondu et, finalement, percer la peau avec une aiguille. Pendant ces différentes étapes, la caisse de transport est laissée ouverte, ce qui laisse aux tigres une opportunité de fuir et donc fait que le training reste quelque chose de positif. Puis, les tigres sont entraînés à rester dans la caisse porte fermée en ajoutant de nouvelles récompenses plus appétissantes (venaison et viande de cheval) et en ignorant toute réponse non désirée (185).

Une fois ces étapes franchies, les vétérinaires vont participer activement à la suite du training, puisque ce sont eux qui devront réaliser la prise de sang. Celle-ci est réalisée une fois par semaine à l'aide d'un vacutainer 20 G et permet d'obtenir une biochimie et une numération formule sanguines hebdomadaires (185).

Le mâle a été le plus réceptif à ce training puisque la première prise de sang a pu être réalisée au bout de 6 mois et, 5 mois après celle-ci, un prélèvement sanguin hebdomadaire est réalisé avec un taux de succès de 92% chez ce mâle. A l'inverse, la femelle ne reste jamais assez longtemps allongée pour autoriser une prise de sang. Ce training a été d'une grande utilité pour le mâle puisque, quand son état général s'est brutalement dégradé, il a pu être chargé dans sa caisse de transport sans stress pour être transporté à la Faculté Vétérinaire proche où un carcinome transitionnel de la vessie a été diagnostiqué. Une fois le diagnostic posé et l'intervention chirurgicale réalisée, le training a permis de réaliser un bilan sanguin hebdomadaire pendant la chimiothérapie de l'animal (185).

E. Ongulés

1°) Généralités

Les Ongulés sont souvent des animaux difficiles à gérer du fait de leur prédisposition à la fuite ou de leur taille importante. Ils peuvent, cependant, être entraînés à entrer dans des zones de contention sur commande (110) et désensibilisés à un certain nombre de procédures (33, 110), comme par exemple le parage de leurs onglons (110), des prises de sang (33, 110), des intradermoréactions, ... Une autre application du training est d'accoutumer des Ongulés à cornes à être touchés par leurs soigneurs tout en étant légèrement contenus. Cela permet à ces derniers de placer des manchons de caoutchouc autour de ces cornes pour les protéger lors d'un transfert entre parcs zoologiques (110). On peut également conditionner plusieurs espèces d'Ongulés placées dans le même enclos à rentrer dans leurs loges respectives au son d'une cloche associé à la distribution de nourriture (161).

2°) Applications pratiques

a) Périssodactyles

a₁) Rhinocerotidés

Généralités

Les exemples de training cités dans la littérature concernent pour la plupart le rhinocéros blanc (136, 181). En effet, cette espèce est menacée à l'heure actuelle du fait de la disparition de son habitat naturel et du braconnage, et les faibles résultats de reproduction obtenus en captivité ne font qu'aggraver cette situation. Il faut donc arriver à mieux comprendre la physiologie reproductrice de cette espèce et appliquer des techniques déjà largement éprouvées chez les espèces domestiques (181) comme l'échographie transrectale (113, 136, 181), la collecte de sperme et l'insémination artificielle pour améliorer ces résultats (181). Or, il est important pour cela de faire en sorte que ces procédures répétées produisent le moins de stress possible chez l'animal et qu'elles puissent être réalisées sans immobilisations chimiques répétées (136, 181), d'où l'intérêt du training.

A noter que des femelles rhinocéros noir ont également été entraînées avec succès à tolérer des échographies transrectales répétées (113, 170). De plus il est également rapporté dans la littérature l'utilisation réussie du training pour traire des femelles rhinocéros dans le but de

supplémenter leurs petits élevés à la main (100) ou d'obtenir des échantillons de leur lait pour analyse (110).

Deux types d'interventions associant training et contention mécanique vont maintenant être développés : échographie transrectale chez une femelle (136) et collecte de sperme chez un mâle rhinocéros blancs (181).

Echographie transrectale chez une femelle rhinocéros blanc

Pour pouvoir réaliser une échographie transrectale dans de bonnes conditions, il faut pouvoir contenir la femelle rhinocéros dans un espace clos. Or, on s'est rendu compte que le fait de placer un rhinocéros dans une cage de contention entièrement close est une source d'anxiété importante pour cet animal, d'où le développement par RADCLIFFE d'une cage de contention en « stalle libre », laissant la possibilité à l'animal de reculer en cas de situation inconfortable pour lui. L'utilisation de cette cage a considérablement facilité la réalisation d'échographies répétées chez une femelle rhinocéros jusque là complètement réfractaire à cette procédure.

La *figure 58* montre une vue aérienne de cette cage en « stalle libre » disposée dans la loge de la femelle rhinocéros. Pour réaliser l'échographie, la femelle est d'abord amenée dans cette stalle en y plaçant du foin de luzerne et des friandises, cette nourriture étant renouvelée jusqu'à la fin de la procédure. Le vétérinaire peut alors se placer derrière la femelle dont il est séparé par des barres verticales. Cette disposition lui permet d'être protégé si la femelle décide de reculer pendant la procédure. La femelle est alors désensibilisée d'abord à la palpation transrectale puis à l'échographie transrectale (136). Pour cela, on utilise dans un premier temps un échographe factice (un moniteur monté sur un chariot) pour habituer l'animal au bruit fait par ce matériel, puis on applique un gel échographique tiède sans introduire la sonde dans le rectum, et enfin on introduit la sonde dans le rectum de la femelle. On peut alors utiliser un véritable échographe (170).

Grâce à cette cage, d'autres procédures comme un examen clinique rapproché (136) ou une prise de sang à la veine auriculaire de l'animal (100, 136) peuvent également être effectuées une fois le rhinocéros entraîné à tolérer ces dernières (136).

La suppression du stress de contention par cette méthode a deux avantages ici. D'une part, cela évite un relargage de catécholamines qui perturbe le profil hormonal de ces animaux et donc empêche une évaluation correcte de leur physiologie reproductrice. D'autre part, l'utilisation du renforcement positif va permettre au rhinocéros de ne pas appréhender l'entrée dans sa cage de contention et va donc permettre des examens répétés fondamentaux pour comprendre la biologie normale de cette espèce (136).

Collecte de sperme chez un mâle rhinocéros blanc

La méthode la plus couramment utilisée pour collecter du sperme chez un rhinocéros est l'électroéjaculation, méthode qui nécessite l'immobilisation chimique de l'animal. Or, des immobilisations répétées pouvant être dangereuses pour celui-ci, il est important de privilégier une collecte manuelle du sperme, collecte réalisable sur des animaux entraînés comme l'explique WALZER ci-après.

Ici, la cage de contention utilisée est aménagée entre la loge du rhinocéros et son enclos, ce qui oblige l'animal à y passer quotidiennement et participe donc à sa désensibilisation à ce matériel. Contrairement à la cage précédente, celle-ci est entièrement close et formée de rondins de bois verticaux espacés de telle façon qu'un manipulateur puisse accéder à toutes les parties du corps de l'animal tout en limitant la vision de ce dernier (*voir figure 59*). La zone de travail de l'opérateur pour la collecte de sperme est située en arrière de la cage.

Une fois le mâle désensibilisé à sa cage, il y est laissé enfermé pendant 15 à 20 minutes et nourri de façon à ce qu'il tolère la contention dans cet espace clos. Pour faciliter la protrusion du

Poteaux verticaux aux coins de la stalle = 4 1/2''
Poteaux horizontaux = 2 7/8''
Poteaux verticaux = 2 7/8''
Hauteur totale = 7'2''

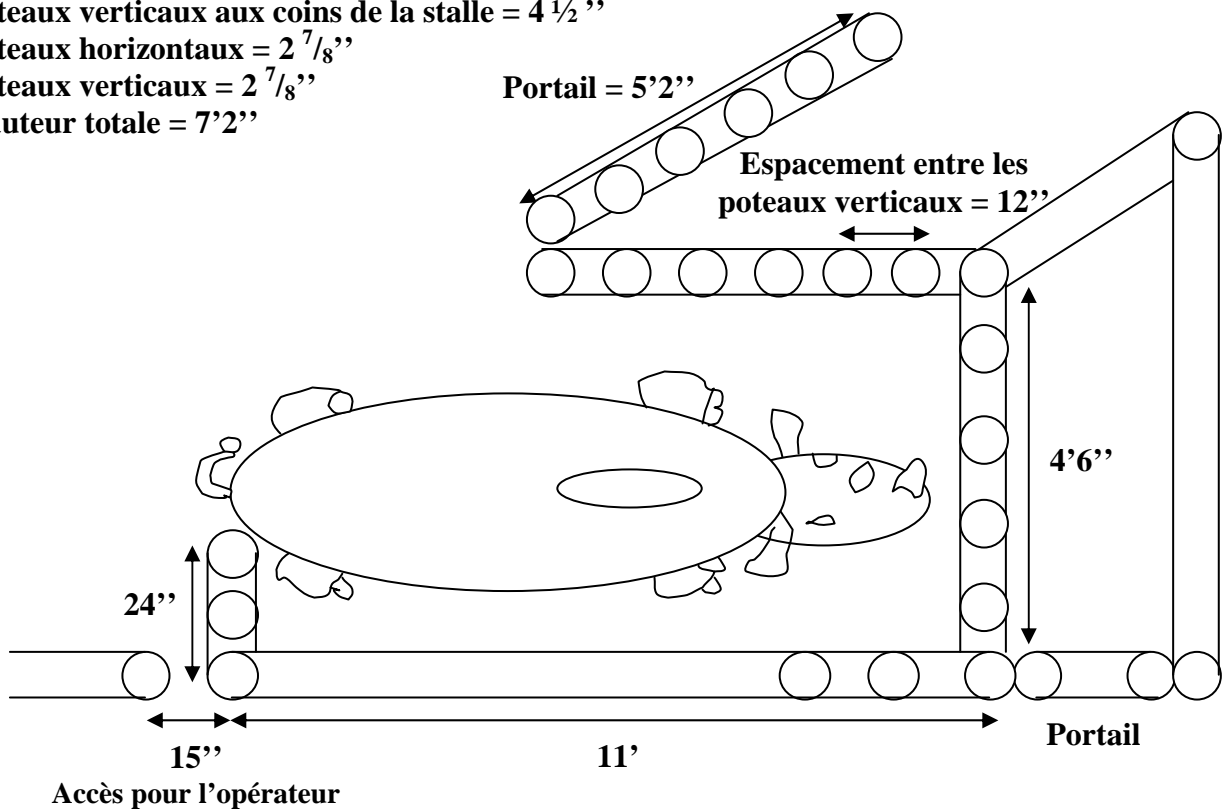


Figure 58 : Représentation schématique de la « stalle libre » vue du dessus utilisée par RADCLIFFE pour réaliser des échographies transrectales chez une femelle rhinocéros blanc (d'après 136).

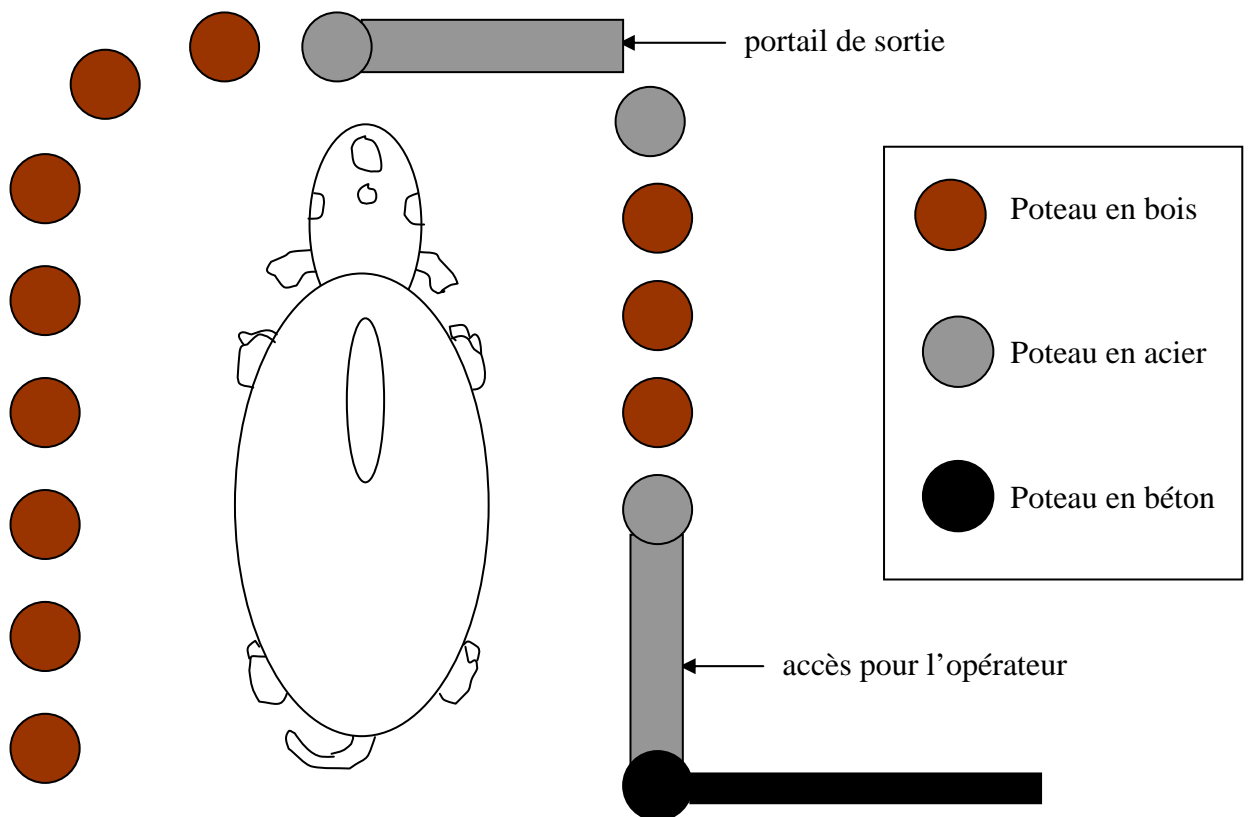


Figure 59 : Représentation schématique de la cage de contention utilisée par WALZER pour collecter du sperme chez des mâles rhinocéros blanc (d'après 181).

pénis, un mélange de détomidine et de butorphanol est injecté en IM. La collecte de sperme peut ainsi être réalisée sans aucun signe de stress de la part du mâle et dans des conditions sécurisées pour celui-ci et pour le manipulateur (181). Un tel système peut également être utilisé pour réaliser d'autres procédures comme une prise de sang (100, 181) ou une échographie transrectale sur les animaux supportant ce type de cage (181).

a₂) Tapiridés

Les tapirs, en particulier le tapir terrestre (*Tapirus terrestris*), sont très demandeurs en contacts et en caresses, caractéristique pouvant être utilisée pour mettre en place un programme de training autorisant un examen clinique complet (78, 79) avec pesée de l'animal (100, 172) et prise de température (172), la réalisation de prises de sang (78, 79, 100, 172), d'échographies, de radiographies, et même la suture de plaies (172). Les figures 60 et 61 montrent l'exemple de la femelle du couple de tapirs terrestres du zoo de La Flèche, Nénésie, très demandeuse en contact et en brossage. Cela permet à sa soigneuse de pratiquer un examen physique complet, notamment un contrôle des yeux et un contrôle des mamelles pour surveiller une éventuelle gestation.

La réalisation de prélèvements sanguins hebdomadaires peut être nécessaire lors de la mise en place d'un protocole de contraception des femelles pour évaluer le succès de ce protocole en dosant la progestérone. Pour cela, les femelles doivent être entraînées, grâce au conditionnement opérant, à tolérer une prise de sang réalisée à la veine saphène interne (172).

Pour atteindre le comportement souhaité, deux agents renforçateurs sont utilisés : la nourriture et le contact entre le soigneur et le tapir qui induit chez ce dernier une relaxation conduisant à un placement en décubitus latéral de l'animal et une indifférence aux stimuli environnants. Puis, comme pour tout training, des étapes successives sont déterminées et le soigneur ne passe à l'étape suivante que quand la précédente a été parfaitement assimilée (172).

Le tapir est d'abord entraîné à se placer en décubitus latéral. Pour cela, le soigneur lui gratte légèrement le dos, les flancs et l'abdomen jusqu'à ce que l'animal prenne la position. Une fois ce comportement assimilé, il est réalisé en présence du vétérinaire et du matériel nécessaire à la prise de sang. Les différentes étapes menant à cette procédure peuvent ensuite être initiées : palpation de la zone où se situe la veine au doigt, puis utilisation d'une aiguille à bout émoussé pour habituer l'animal à la sensation de piquûre, et enfin introduction d'un cathéter 23 G relié à une seringue. Ce résultat a été obtenu par TOPHAM en six semaines (172).

b) Artiodactyles

b₁) Hippopotamidés

Les Hippopotamidés étant des animaux dont l'immobilisation chimique reste difficile comme nous l'avons vu précédemment, le training va permettre de réaliser chez ces espèces un grand nombre de procédures sans avoir recours à des agents immobilisants (32, 120). Les animaux sont d'abord entraînés à rester dans une zone de contention (95), ce qui va ensuite permettre de :

- ✓ réaliser un examen clinique complet par désensibilisation de nombreuses parties du corps à la manipulation (32, 95) : yeux, oreilles (95), dents (95, 113) et cavité buccale, organes génitaux externes, mamelles, peau, membres (95) ;
- ✓ peser l'animal (95,100), prendre sa température (95) ;
- ✓ faire ouvrir la bouche de l'animal sur commande pour lui administrer des médicaments (113) ;



Figure 60 : Contrôle des yeux sur Nénesse, femelle tapir terrestre (photo personnelle).



Figure 61 : Contrôle des mamelles de cette même femelle tapir (photo personnelle).

- ✓ réaliser des interventions à visée diagnostique ou thérapeutique : parage des « défenses », mesures du corps (95) biopsie de masses (32, 95), exploration d'une zone sous anesthésie locale, échographie (32), traitement de problèmes cutanés, prélèvement de salive pour diagnostic de gestation, prélèvement de lait (95).

Le conditionnement opérant peut également être utilisé pour gérer les mouvements des animaux entre leur enclos et leurs loges. Le son d'une cloche associé à la distribution de nourriture permet en effet de faire rentrer les animaux dans leurs loges respectives (161).

b₂) Giraffidés

L'immobilisation chimique de la girafe est comme nous l'avons vu précédemment, une procédure technique (32, 92) associée pendant longtemps à un fort taux de mortalité (92). L'utilisation du training chez cette espèce va donc permettre une manipulation sûre de ces animaux sans utilisation d'agents immobilisants (32).

Le conditionnement de girafes à différentes procédures vétérinaires est présent dès les années 70. BRUNDRETT relate en effet l'utilisation d'une « boîte à traitement pour girafe ». C'est en fait une cage de contention dont les panneaux comportent plusieurs fenêtres à des endroits stratégiques du corps de l'animal. Cette « boîte » permet au vétérinaire de réaliser en toute sécurité 90% des procédures diagnostiques ou thérapeutiques chez la girafe (11). Elle existe encore à l'heure actuelle, comme le montre la *figure 62*, représentant la cage de contention utilisée pour le training des girafes au zoo de Granby (Québec, Canada). En plus de panneaux amovibles, cette cage possède une paroi mobile à mécanisme hydraulique permettant de coincer la girafe dans sa cage (*voir figure 63*).

Le training peut également être employé pour contrôler les mouvements des animaux entre leur enclos et leur loge. On utilise pour cela un seau de friandises auquel est associé le bruit d'une clochette pour faire passer l'animal dans une allée avec de nombreux portails menant à son enclos ou à sa loge suivant le sens dans lequel se déplace l'animal (32).

Quand on souhaite apprendre à une girafe à rester dans une cage de contention sans stress pour elle, on peut la laisser éventuellement toute une nuit dans la zone de contention pour qu'elle s'acclimate à cette situation et minimiser ainsi les risques d'excitation et de traumatismes potentiels (32). De nos jours, la désensibilisation des girafes à la cage de contention puis à différentes manipulations (145) sans danger pour l'animal ou le manipulateur permet de :

- ✓ réaliser un examen clinique complet (113, 145) avec pesée (32) et examen des incisives sans immobilisation chimique (161) ;
- ✓ réaliser des interventions à visée diagnostique ou thérapeutique : intradermoréaction (32, 145), vaccination, vermifugation par voie injectable (32), palpation transrectale (145), prise de sang (32, 113, 145), parage (145) comme le montre la *figure 64* ;
- ✓ faciliter une immobilisation chimique par un meilleur contrôle de la phase d'induction et de réveil (32).

Un exemple de cette dernière indication est la réalisation d'une castration par écrasement à la pince sur un jeune mâle girafe debout tranquilisé avec de la xylazine. Le training a consisté à faire rentrer la girafe dans une cage de contention et à lui faire tolérer le placement de sous-ventrières en arrière des antérieurs et en avant du scrotum et d'un collier cervical à retrait rapide permettant de soutenir la girafe en cas de sédation trop profonde. En post opératoire, le conditionnement à la cage de contention a permis le contrôle de la plaie et des soins locaux. Si aucun conditionnement n'avait été mis en place, ce mâle girafe n'aurait jamais été assez calme pour tolérer une castration uniquement sous xylazine (92).



Figure 62 : Cage de contention pour girafes présentant de nombreux panneaux amovibles (photo : Dr Clément LANTHIER).



Figure 63 : Paroi mobile à mécanisme hydraulique de cette même cage de contention pour girafes (photo : Dr Clément LANTHIER).



Figure 64 : Parage d'onglons réalisée sur une girafe placée dans la cage de contention présentée précédemment (photo : Dr Clément LANTHIER).

F. Divers

1°) Marsupiaux

Le seul exemple cité dans la littérature est l'entraînement de koalas à accepter la pose d'un thermomètre auriculaire pour contrôler leur température interne (145).

2°) Xénarthres ou Edentés

Le seul membre de cet ordre semblant concerné par le training est le tamamoir (57, 100) dont la contention physique est très difficile à réaliser (57). On peut en effet, grâce au training, l'amener à se placer sur une balance pour le peser mais également le maintenir en place pendant qu'on le mesure (100). Un conditionnement opérant quotidien facilite également le traitement de plaies superficielles, l'injection de médicaments (à condition qu'elle soit effectuée rapidement) et la réalisation d'échographies si ces interventions sont renforcées positivement par des friandises (57).

3°) Rongeurs

Aucun exemple n'est décrit dans la littérature. Cependant, j'ai pu assister à un examen clinique sur un couple de capybaras (les plus gros Rongeurs au monde) au zoo de La Flèche. La soigneuse en charge de ces animaux, tout en les caressant, peut ainsi vérifier l'état du poil de ces animaux, des mamelles de la femelle, et réaliser des traitements locaux en cas de parasitose externe par exemple.

4°) Hyracoïdes

Si ces animaux sont habitués à être manipulés jeunes, ils deviendront très dociles étant adultes. Certains de ces animaux ont même été utilisés comme animaux de compagnie (61).

5°) Suidés

Le seul exemple cité dans la littérature est la réalisation d'un écouvillon vaginal sur une femelle phacochère, mais son utilité n'est pas précisée (100).

6°) Bovidés

Peu d'applications du training chez ces animaux sont rapportées dans la littérature :

- ✓ obtention régulière de sécrétions vaginales chez une femelle bongo (110) ;
- ✓ conditionnement de jeunes antilopes à venir auprès du soigneur au son d'un sifflet pour être nourries au biberon et examinées tout en restant dans leur groupe (110) ;
- ✓ conditionnement de batengs à une cage de contention, ce qui permet de réaliser un grand nombre de procédures : prise de sang, injections diverses, échographie, radiographie, palpation transrectale, ... (143).

III. Quelques exemples de contention psychologique

A. Training médical des otaries du zoo de La Flèche

Le zoo de La Flèche (Sarthe) possède un groupe de quatre otaries de Californie mâles : Lucky, le plus âgé, Cookie, Jimmy et Wallis, le plus jeune. Ces animaux sont les acteurs du spectacle d'otaries proposé par le parc, à la fois ludique et éducatif. Parmi ces quatre animaux, seuls Lucky, Cookie et Jimmy participent à un training médical régulier. Grâce au training, ils sont capables d'effectuer un certain nombre de procédures ne nécessitant pas de contention physique ou chimique préalable :

- ✓ examen physique quotidien : l'animal est placé au sol et tourne sur lui-même pour permettre à son entraîneur de l'inspecter sous toutes les coutures, une détection précoce de toute anomalie visible ou palpable est donc possible (*voir figure 65*) ;
- ✓ prise de température : elle permet de compléter l'examen physique en cas d'anomalie détectée ;
- ✓ pesée : elle est effectuée toutes les semaines et est particulièrement utile chez les animaux en croissance pour lesquels la moindre stagnation ou diminution de la courbe de poids doit être corrigée rapidement (*voir figure 66*) ;
- ✓ examen de la cavité buccale : plus l'otarie est expérimentée, comme je l'ai dit précédemment, moins l'entraîneur a besoin d'utiliser une cible, ce qui permet un examen à deux mains (*voir figure 67*) ;
- ✓ prélèvement de sécrétions respiratoires : l'otarie est entraînée à souffler volontairement et le plus fort possible dans un pot servant à recueillir les sécrétions ; cet exercice est très difficile à réaliser chez un animal au sec étant donné que c'est un comportement naturel se déroulant quand l'animal sort de l'eau après une longue plongée, les animaux ne soufflant souvent pas assez fort pour recueillir suffisamment de sécrétions ;
- ✓ prélèvement de contenu gastrique : pour cela, l'animal doit être entraîné à déglutir une sonde gastrique, ce prélèvement permettant de contrôler le pH de l'estomac, d'effectuer des examens bactériologiques, parasitologiques, ... (*voir figure 68*) ;
- ✓ prise de sang : elle s'effectue sur un animal assis sur sa chaise dans la nageoire caudale le long de la phalange médiane d'un des doigts de cette nageoire ; elle nécessite une désensibilisation progressive à la piqûre, qui est la partie la plus délicate de la procédure pour l'otarie (*voir figure 69*) ;
- ✓ induction au masque : l'otarie est entraînée à respirer volontairement à travers un masque, d'abord de l'air, puis différentes odeurs assez fortes, de façon à ce que l'odeur de l'isoflurane soit assimilée à une odeur forte et non pas à l'odeur de l'anesthésique ; puis, l'animal est entraîné à respirer un flux d'air venant d'un appareil externe comme le mélange oxygène-isoflurane issu de l'appareil d'anesthésie (*voir figure 70*).

Pour réaliser toutes ces procédures, et comme je l'ai déjà souligné auparavant, la relation de confiance existant entre l'otarie et son entraîneur est indispensable, de même qu'une désensibilisation au vétérinaire amené à réaliser certaines de ces procédures.

B. Gestion et training médical des éléphantés du zoo de La Flèche

Le zoo de La Flèche détient depuis une dizaine d'années deux éléphantés d'Afrique de 34 et 36 ans, Katka et Kara, la première étant la dominante de la seconde, pourtant plus âgée qu'elle. Ces femelles proviennent d'un zoo tchèque où elles ont été entraînées selon la méthode allemande, beaucoup plus dure que la méthode américaine. Au zoo de La Flèche, elles sont installées dans des



Figure 65 : Examen physique réalisé sur Cookie (photo personnelle).



Figure 66 : Pesée hebdomadaire de Jimmy (photo personnelle).



Figure 67 : Examen de la cavité buccale chez Lucky, le mâle le plus âgé et le plus expérimenté en training (photo personnelle).



Figure 68 : Entraînement au sondage gastrique chez Lucky en vue d'un futur prélèvement de contenu gastrique (photo personnelle).



Figure 69 : Réalisation d'une prise de sang au niveau de la nageoire caudale de Cookie (photo personnelle).



Figure 70 : Entraînement de Lucky à respirer dans un masque afin de réaliser une induction à l'isoflurane dans l'avenir (photo personnelle).

loges dont les parois sont constituées de poteaux métalliques de gros diamètre laissant suffisamment de place pour que le soigneur puisse passer. Elles sont gérées quotidiennement par un ou deux soigneurs attirés en « hands on ». La journée se déroule de la façon suivante :

- ✓ distribution de foin et de granulés imbibés d'eau le matin, les éléphantesses devant d'abord se placer au fond de leur loge, la trompe enroulée autour d'un poteau (*voir figure 71*) avant d'être appelées pour manger ;
- ✓ une fois leur foin terminé, les éléphantesses sont sorties dans leur enclos une par une, accompagnées par le soigneur (*voir figure 72*) ;
- ✓ dans la journée, le soigneur leur apporte du foin et des carottes dans leur enclos ainsi que des branchages pour les occuper (*voir figure 73*) ;
- ✓ le soir, le soigneur va chercher les éléphantesses dans leur enclos pour ensuite les faire rentrer dans leur loge.

Le training médical est également réalisé en « hands on ». Les éléphantesses connaissent une vingtaine d'ordres différents présentés dans le *tableau 11*. Grâce à ces ordres, le soigneur peut réaliser un grand nombre de procédures :

- ✓ examen physique : l'éléphantesse doit soit se placer en décubitus sternal, ce qui permet au soigneur de lui inspecter le dos (*voir figure 74*), soit rester debout et ouvrir la gueule pour que le soigneur inspecte les dents ;
- ✓ entraves : des chaînes sont placées sur les pattes les plus proches des poteaux où elles sont ensuite attachées (*voir figure 75*), ce qui fournit un moyen de contention supplémentaire pour certaines manipulations comme une prise de sang par exemple ;
- ✓ parage des pieds : l'éléphantesse est entraînée à placer son membre antérieur ou postérieur sur un tabouret pour que son pied et ses ongles soit inspectés et éventuellement parés (*voir figure 76*) ;
- ✓ réalisation de soins locaux : Kara a une peau très fragile, elle revient donc fréquemment avec de petites plaies que le soigneur traite à l'aide d'un spray antiseptique.

Ce système en « hands on » présente un grand nombre de dangers du fait de plusieurs erreurs commises dans la gestion de ces éléphantesses ou de comportements anormaux :

- ✓ la succession de nombreux soigneurs chargés du training en l'espace de dix ans, ce qui est très perturbant pour Kara et Katka ;
- ✓ la présence la plupart du temps d'un seul soigneur attiré, rendant un grand nombre de manœuvres dangereuses en cas de rébellion d'une ou l'autre des éléphantesses ;
- ✓ la surdominance de Katka sur Kara, ayant déjà conduit cette dernière à se retrouver dans le fossé entourant leur enclos plus d'une fois, son relever s'avérant de plus en plus difficile.

Actuellement, en cas de conflit entre Katka et Kara conduisant Kara à se retrouver dans le fossé, les soigneurs viennent dans l'enclos sans protection pour arrêter Katka, ce qu'ils arrivent généralement à faire en la rappelant à l'ordre. Toutefois, cette dernière ne sera peut-être pas toujours aussi coopérative et tentera de se retourner un jour contre les soigneurs. Pour toutes ces raisons, la direction du parc a décidé de passer en contact protégé, voire en « hands off » pour certaines manipulations, comme la sortie des éléphantesses dans leur enclos. Pour cela, le zoo de La Flèche a fait appel à Alan Roocroft, spécialiste de la gestion des éléphants en captivité aux Etats-Unis et auquel de plus en plus de zoos européens font appel. Ce dernier a suggéré de nombreuses modifications devant être apportées, notamment :

- ✓ passer au « target training » pour ces éléphantesses, ce qui va permettre de leur donner moins d'ordres : par exemple, la commande « lift » correspondra à n'importe quel membre, l'éléphant sachant quel membre lever par l'utilisation d'un bâton en guise de cible ;
- ✓ rajouter des poteaux horizontaux sur les parois des loges : des fenêtres seront ainsi aménagées à travers lesquelles l'éléphantesse ne pourra passer qu'une partie de son corps ; ces fenêtres empêcheront également un balancement de la trompe ;

ORDRE	TRADUCTION
pakan	prendre
loust	lâcher
shön, fest	plus, encore
kome	viens
weg	vas-t-en
am platz	à ta place
zurick	recule
forwerts	avance
saït	sur le côté
sit	assis
down	couché
youp	sur les genoux
rangou	ouvre la bouche
off	lève-toi
pomalou	doucement
lift	lève la patte avant
tupplelift	lève la patte arrière
néboï	n'aie pas peur
brave	bien

Tableau 11 : Ordres et compliments connus des éléphantés du zoo de La Flèche.



Figure 71 : Katka se met en place pour attendre sa nourriture (photo personnelle).



Figure 72 : Après le repas du matin, le soigneur sort les éléphants l'une après l'autre, ici Katka (photo personnelle).



Figure 73 : Dans la journée, le soigneur apporte des branchages aux éléphants directement dans leur enclos (photo personnelle).



Figure 74 : Inspection du dos de Katka par le soigneur après qu'elle s'est placée en décubitus sternal (photo personnelle).

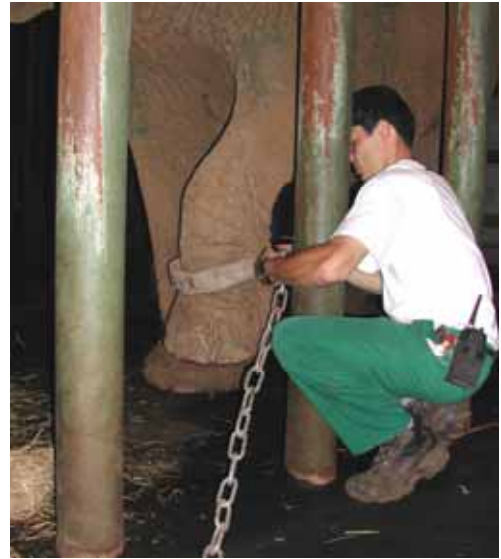


Figure 75 : Installation d'une chaîne sur l'antérieur gauche de Kara (photo personnelle).



Figure 76 : Parage du postérieur droit de Katka après que celle-ci l'a posé sur un tabouret (photo personnelle).

- ✓ créer des échappatoires pour Kara dans l'enclos : il faut à tout prix éviter qu'elle soit coincée par Katka dans un coin de l'enclos et que celle-ci la pousse dans le fossé ;
- ✓ enrichir le plateau : cela permettra aux éléphantesses de compenser le manque de contact avec le soigneur et de s'occuper l'esprit pour ne pas se battre ;
- ✓ aménager des plates-formes autour de l'enclos : cela permettra au soigneur de rappeler les éléphantesses à distance sans rentrer sur le plateau.

C. Gestion des Primates du Nouveau Monde au zoo du Bronx

Le zoo du Bronx à New York (Etats-Unis) possède un bâtiment consacré aux primates du Nouveau Monde : ouistitis, tamarins, sakis, ... Dans ce pavillon, les visiteurs peuvent assister quotidiennement aux séances de training effectuées par ces animaux :

- ✓ « crate training » chez différentes espèces : une caisse de transport est placée dans la loge des animaux et de la nourriture y est proposée, de façon à habituer les animaux à cette caisse (*voir figure 77*), entraînant ainsi moins de stress lors d'un transfert ;
- ✓ pesée des ouistitis et tamarins : une perte de poids de quelques dizaines de grammes étant préoccupante mais pas forcément visible chez ces animaux, ces derniers sont entraînés à venir sur commande sur une balance pour y recevoir une friandise, les soigneurs ayant ainsi un suivi précis de leur poids (*voir figure 78*).

Le training est donc une alternative viable, positive et souvent couronnée de succès à des stimuli nocifs ou des procédures de contention physique ou chimique (145, 161). Il réduit le stress des mammifères (95, 145, 161) et permet de créer un lien fort entre l'animal et son soigneur/entraîneur (145, 161) tout en rendant les interventions plus sûres pour les deux (95, 145, 161). C'est également un excellent moyen d'enrichissement comportemental et il peut être très valorisant aussi bien pour le soigneur que pour l'animal (145, 161).

Il est essentiel que le training soit mis en place par une équipe compétente dont les différents membres communiquent en permanence. Il faut pouvoir ménager du temps pour sa réalisation, ce qui n'est pas toujours évident, mais pourtant impératif. En effet, le bien-être animal est l'affaire de tous (169), et la gestion des mammifères d'un parc zoologique à l'heure actuelle ne peut s'envisager sans cet aspect.



Figure 77 : « Crate training » réalisé dans la loge d'un saki à face blanche (*Pithecia pithecia*) (photo personnelle).



Figure 78 : Entraînement d'un ouistiti argenté (*Callithrix argentata*) à venir se placer sur une balance en échange d'une friandise (photo personnelle).

CONCLUSION

Les différents modes de contention développés par les parcs zoologiques ont permis, au cours des cinquante dernières années, une évolution considérable du suivi médical et du bien-être psychologique de leurs pensionnaires. Alors que dans les années 50, une prise de sang était difficilement envisageable sur un mammifère, elle n'est plus aujourd'hui qu'une procédure de routine chez de nombreuses espèces pour lesquelles l'immobilisation chimique n'est parfois plus nécessaire.

Toutefois, comme je l'ai déjà souligné plus haut, cette évolution ne va pas s'arrêter pour autant, et de nombreuses améliorations sont encore possibles dans les années à venir. La contention chimique deviendra de plus en plus sûre avec la fabrication d'armes de plus en plus sophistiquées et la découverte de nouvelles molécules de plus en plus puissantes et avec le moins d'effets secondaires possibles. La contention psychologique touchera un nombre d'espèces toujours plus important et, associée ou non à la contention physique, elle permettra la réalisation de plus en plus de procédures considérées à l'heure actuelle comme tout aussi irréalisables qu'une prise de sang dans les années 50.

Une dominante persiste au travers de ces trois modes de contention qui orientera leurs développements futurs : le respect de l'animal en parc zoologique et la volonté d'améliorer son suivi médical et son bien-être autant que possible. En effet, le maintien de la bonne santé et du bien-être des mammifères en parc zoologique participe de façon indiscutable à la conservation de ces animaux, indispensable à leur survie.

ANNEXES

Annexe 1 : Exemples de posologies ayant été utilisées avec succès chez différentes espèces de mammifères.

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
MONOTREMES				
Echidné d'Australie (<i>Tachyglossus aculeatus</i>)	kétamine	20,0-30,0	IM	39
	tilétamine-zolazépam	3,0-6,0	IM	163
MARSUPIAUX				
Macropodes	kétamine	15,0-30,0	IM	39
	diazépam	0,1-1,0 ou 0,5-2,0	IV	134
	kétamine + diazépam	15,0 + 1,0	IM IV	134
	kétamine + xylazine	4,0-25,0 + 1,0-5,0	IM	134
	médétomidine + kétamine	0,04-0,1 + 2,0-7,0	IM	75, 134
	tilétamine-zolazépam	3,0-30,0 1,0-3,0	IM IV	134
	halothane ou isoflurane	1,5-5%		134
Wallaby de Bennett (<i>Macropus rufogrisea</i>)	médétomidine + kétamine	0,13-0,16 + 5,0	IM	6
Kangourous arboricoles (<i>Dendrolagus sp</i>)	tilétamine-zolazépam	1,5-8,0	IM	13, 134
	kétamine + xylazine	5,0-25,0 + 1,0-5,0	IM	13, 134
Kangourou rouge (<i>Megalcia rufa</i>)	médétomidine + kétamine	0,047-0,1 + 4,3-7,1	IM	150
	tilétamine-zolazépam	4	IM	176

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
MARSUPIAUX				
Kangourou roux (<i>Macropus rufus</i>)	étorphine + acépromazine	0,04 + 0,4	IM	39
	médétomidine + kétamine	0,04-0,05 + 4,0-5,0	IM	134
	tilétamine-zolazépam	2,0-10,0	IM	134, 163
Kangourou géant (<i>Macropus giganteus</i>)	tilétamine-zolazépam	4,0-7,0	IM	134, 163
	médétomidine + kétamine atipamézole	0,04 + 4,0 0,2	IM	135
	midazolam + propofol	0,2 + 5,0	IM IV	134
	halothane ou isoflurane	3-5%		134
Koala (<i>Phascolarctos cinereus</i>)	diazépam	0,25 0,5	IV IM	134
	tilétamine-zolazépam	3,0-10,0 2,5-3,0	IM IV	134, 163
	propofol	6,0-8,0		134
	isoflurane	1-5%		134
Gliders	kétamine	20	IM	134
	isoflurane	1-5%		134
Possums	tilétamine-zolazépam	4,0-20,0 1,0-3,0	IM IV	134, 163
	kétamine + xylazine	20,0-30,0 + 5,0-10,0	IM	134
	isoflurane	1-5%		134
Wombats	diazépam	0,5-1,0	IM	134
	kétamine + xylazine	10,0-20,0 + 5,0	IM	134
	tilétamine-zolazépam	2,0-15,0	IM	134

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
MARSUPIAUX				
Dasyuridés	diazépam	1,0-2,0	IM	69
	kétamine + xylazine	20,0 + 4,0	IM	69
	tilétamine-zolazépam	3,5-10,0	IM	134
	isoflurane	1-5%	IM	69, 134
Bandicoots et bilbies	diazépam	0,5-1,0	IM	190
	midazolam	0,1-0,2	IM	190
	kétamine + xylazine	15,0-30,0 + 5,0-10,0	IM	134
	isoflurane	1-5%		134
INSECTIVORES				
Hérisson d'Afrique (<i>Aterix albiventris</i>)	kétamine	20	IM	73, 134
	kétamine + diazépam	5,0-20,0 + 0,5-2,0	IM	134
	kétamine + xylazine	5,0-20,0 + 0,5-1,0	IM	134
	médétomidine + kétamine atipamézole	0,1 + 5,0 0,5	IM	134
	tilétamine-zolazépam	1,0-5,0	IM	134
	isoflurane	1-5%		134
Hérisson d'Europe (<i>Erinaceus europaeus</i>)	médétomidine + kétamine	0,05 + 2,5	IM	6
	médétomidine + kétamine + fentanyl atipamézole naloxone	0,2 + 2,0 + 0,1 1,0 0,16	IM	134
	tilétamine-zolazépam + kétamine + xylazine	7,5-10,0 + 3,75-5,0 + 0,75-1,0	IM	24
	isoflurane	1-5%		134

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
CHIROPTERES				
Mégachiroptères	kétamine	30,0-37,5	IM	67, 134
	xylazine	2,0-3,0	IM	134
	kétamine + xylazine	10,0-20,0 + 2,0-4,0	IM	67, 134
	médétomidine + kétamine atipamézole	0,05 + 5,0 0,25	IM	134
	tilétamine-zolazépam	8,0-10,0	IM	134
	isoflurane	2-5%		67, 134
Microchiroptères	isoflurane	1-5%		134
PRIMATES				
Primates	midazolam	0,05-0,15	IM ou IV	71
	butorphanol	0,1-0,2	IM ou IV	71
	fentanyl	0,005-0,01	IV	71
	xylazine	0,5-2,0	IM	71
	médétomidine	0,05-0,1	IM	71
	kétamine	5,0-20,0	IM ou IV	71, 106
	tilétamine-zolazépam	0,9-11,0	IM	71, 176
	propofol	2,0-6,0	IV	71
	détomidine + kétamine	0,5 + 10,0	PO	114
Lémur catta (<i>Lemur catta</i>)	médétomidine + kétamine atipamézole	0,04-0,06 + 3,0 0,2	IM	187
	médétomidine + kétamine + butorphanol atipamézole naloxone	0,04 + 3,0 + 0,4 0,2 0,02	IM	187

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
PRIMATES				
Lémur catta (<i>Lemur catta</i>)	médétomidine + butorphanol + midazolam atipamézole naloxone flumazénil	0,04 + 0,4 + 0,3 0,2 0,02 0,02	IM	187
Chimpanzé (<i>Pan troglodytes</i>)	carfentanil + dropéridol	0,002 + 2,5 mg/animal	PO	84
	médétomidine + kétamine	0,03-0,04 + 2,0	IM	71, 72
	médétomidine	0,05-0,1	PO	83
	tilétamine-zolazépam	4	IM	176
	halopéridol	15,0-20,0	PO	116
	éнанthane de perphénazine	70-100 mg/animal	IM	82
Gorille (<i>Gorilla gorilla</i>)	kétamine	8,0-14,0	IM	142
	médétomidine + kétamine	0,04 + 2,0-5,7	IM	71, 150
	éнанthane de perphénazine	100 mg/animal	IM	82
Gibbon à mains blanches (<i>Hylobates lar</i>)	carfentanil	0,38	PO	122
Saïmiri (<i>Saimiri sciureus</i>)	tilétamine-zolazépam	5,5	IM	176
	tilétamine-zolazépam + kétamine + xylazine	5,0 + 2,5 + 0,5	IM	24
Vervet (<i>Cercopithecus aethiops</i>)	tilétamine-zolazépam	8,8	IM	176
	tilétamine-zolazépam + kétamine + xylazine	5,33 + 2,66 + 0,53	IM	24

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
PRIMATES				
Macaque rhésus (<i>Macaca mulatta</i>)	médétomidine + kétamine	0,075 + 7,5	IM	150
	tilétamine-zolazépam	5	IM	176
	tilétamine-zolazépam + kétamine + xylazine	5,43 + 2,7 + 0,54	IM	24
Callithricidés	médétomidine + kétamine	0,1-0,15 + 5,0-7,5	IM	75
XENARTHRES				
Tamanoir (<i>Myrmecophaga tridactyla</i>)	kétamine	10,0-20,0	IM	25, 28, 57
	étorphine ± diazépam ± isoflurane diprénorphine	0,8-1,2 mg/animal ± 2,5-5,0 ± 1-2% 1,6-2,4 mg/animal	IM IV IV ou IM IV ou IM	25, 57
	médétomidine + kétamine atipamézole	1,8-2,5 + 0,025-0,04 0,125-0,2	IM	25
	tilétamine-zolazépam	3,4	IM	25
	tilétamine-zolazépam	1,5-2,5	IM	25
	tilétamine-zolazépam + kétamine + médétomidine atipamézole	2,0-4,0 + 2,0 + 0,01-0,015 0,075	IM	25
	Petit fourmilier (<i>Tamandua tetradactyla</i>)	kétamine	10,0-20,0	IM
Tatou à neuf bandes (<i>Dasypus novemcinctus</i>)	fentanyl + dropéridol	0,04 + 2,2	IM	25
	kétamine	25	IM	25, 28
Paresseux didactyle (<i>Choloepus didactylus ou hoffmanni</i>)	kétamine	2,0-20,0	IM	25, 28
	kétamine + midazolam	8,0-13,0 + 0,22-0,42	IM	25

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
XENARTHRES				
Paresseux didactyle (<i>Choloepus didactylus</i> ou <i>hoffmanni</i>)	tilétamine-zolazépam	1,9-6,0	IM	25
	médétomidine + midazolam + butorphanol atipamézole	0,01 + 0,21-0,25 + 0,21-0,25 0,05	IM	25
RONGEURS ET LAGOMORPHES				
Marmotte (<i>Marmota marmota</i>)	kétamine	20,0-35,0	IM	26
	fentanyl + dropéridol	0,3-0,4 + 15,0-20,0	IM	26
	kétamine + acépromazine	40,0-50,0 + 0,4-0,5	IM	26
	kétamine + xylazine	100-150 + 10,0-20,0	IM	26
	kétamine + diazépam	20,0-30,0 + 0,4-0,6	IM	26
Castor (<i>Castor sp</i>)	kétamine	5,0-10,0	IM	26
Ragondin (<i>Myocastor coypus</i>)	médétomidine + kétamine	0,1-0,12 + 3,0-5,0	IM	6, 75
	kétamine + xylazine	10,0-20,0 + 0,4-0,5	IM	26
Porc-épic à crête (<i>Hystrix cristata</i>)	kétamine + acépromazine	20,0-35,0 + 0,2-0,35	IM	10
	médétomidine + kétamine	0,08-0,12 + 6,0-9,0	IM	6
	tilétamine-zolazépam	10	IM	24
	tilétamine-zolazépam + kétamine + xylazine	5,0 + 2,5 + 0,5	IM	24
Capybara (<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>)	kétamine + acépromazine	14,0-16,0 + 0,14-0,16	IM	26
	médétomidine + kétamine	0,08-0,12 + 1,5	IM	6

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
RONGEURS ET LAGOMORPHES				
Capybara (<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>)	médétomidine + tilétamine- zolazépam	0,03 + 1,2	IM	148
Lagomorphes	kétamine + acépromazine + xylazine	30,0-50,0 + 0,75-1,0 + 3,0-5,0	IM ou SC	10
	halothane	1,5-3%		10
OTARIDES				
Otarie de Californie (<i>Zalophus californianus</i>)	tilétamine-zolazépam	1,2-1,7	IM	54, 66, 176
	médétomidine + kétamine	0,052-0,123 + 2,6-7,0	IM	150
	médétomidine + kétamine isoflurane atipamézole	0,14 + 2,5 1-5% 0,2	IM IM IM	66
	tilétamine-zolazépam + médétomidine	1,0 + 0,07	IM	66
	détomidine + kétamine	0,04-0,055 + 2,0-4,3	IM	66
	midazolam	0,15-0,2	IM	66
	halothane ou isoflurane	0,75-3%		66
	PHOCIDES			
Phoque veau marin (<i>Phoca vitulina</i>)	kétamine + diazépam	4,0-8,0 + 0,2	IM	54, 66
	propofol	2,0-6,0	IV	66
	propofol isoflurane	3,0-5,0 2-5%	IV	66
	butorphanol	0,4	IM	174
	butorphanol + diazépam	0,4 + 0,2	IM IV	174

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
PHOCIDES				
Eléphant de mer du Sud (<i>Mirounga leonina</i>)	midazolam + mépéridine + kétamine	0,02-0,07 + 2,7-6,7 + 1,0-3,5	IM IM IV	66
ODOBENIDES				
Morse (<i>Odobenus rosmarus</i>)	tilétamine-zolazépam	2	IM	176
CETACES				
Orque (<i>Orcinus orca</i>)	mépéridine	0,23-0,45	IM	66
Dauphin souffleur (<i>Tursiops truncatus</i>)	diazépam	0,11 0,2	IM PO	66
	mépéridine	0,11-0,45	IM	66
	propofol isoflurane	3,5 2%	IV	66
SIRENIENS				
Siréniens	midazolam	0,045-0,08	IM	8, 178
	diazépam	0,066	IM	8, 178
	mépéridine	0,5-1,0	IM	8, 178
CANIDES				
Loups, coyotes, chacals (<i>Canis sp</i>)	médétomidine + kétamine atipamézole	0,08 + 4,0 0,4	IM	94
	kétamine + xylazine yohimbine	10,0 + 2,0 0,15	IM	94
	kétamine + acépromazine	10,0 + 0,1	IM	94
	tilétamine-zolazépam	10	IM	94
Loup gris (<i>Canis lupus</i>)	tilétamine-zolazépam + kétamine + xylazine	4,0-7,1 + 2,0-3,6 + 0,4-0,7	IM	24

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
CANIDES				
Loup roux (<i>Canis rufus</i>)	médétomidine + kétamine atipamézole	0,04 + 2,0 0,2	IM	164
	kétamine + xylazine yohimbine	2,0 + 8,0 0,1	IM	164
	médétomidine + butorphanol atipamézole naloxone	0,04 + 0,4 0,2 0,02	IM	99
	médétomidine + kétamine + acépromazine atipamézole	0,04 + 2,0 + 0,01 0,2	IM	164
	médétomidine + kétamine + butorphanol atipamézole	0,02 + 2,0 + 0,2 0,2	IM	164
Loup à crinière (<i>Chrysocyon brachyurus</i>)	kétamine + xylazine yohimbine	5,7-8,6 + 0,85-1,7 0,1-0,2	IM	127
	kétamine + xylazine + atropine	6,6 + 1,25 + 0,05	IM	94
	médétomidine + kétamine	0,08 + 2,5	IM	94, 150
Dhole (<i>Cuon alpinus</i>)	kétamine + acépromazine	20,0 + 0,1	IM	94
	tilétamine-zolazépam	10	IM	94
Chien sauvage (<i>Speothos venaticus</i>)	kétamine + acépromazine	20,0 + 0,1	IM	94
	tilétamine-zolazépam	10	IM	94
Lycaon (<i>Lycaon pictus</i>)	kétamine + xylazine + atropine yohimbine	2,0 + 2,4 + 0,05 0,2	IM	94

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
CANIDES				
Lycaon (<i>Lycaon pictus</i>)	médétomidine + kétamine atipamézole	0,05 + 5,0 0,25	IM	94
	fentanyl + xylazine naloxone yohimbine	0,1 + 1,0 0,04 0,15	IM	94
	tilétamine-zolazépam	9,4	IM	176
Chien viverrin (<i>Nyctereutes procyonoides</i>)	médétomidine + kétamine atipamézole	0,1 + 5,0 0,5	IM	94
	tilétamine-zolazépam	6,6	IM	94
Renards (<i>Alopex sp, Vulpes sp, Otocyon sp, Cerdocyon sp, Urocyon sp, Dusicyon sp</i>)	kétamine + xylazine yohimbine	20,0 + 1,0 0,15	IM	94
	kétamine + acépromazine	20,0 + 0,1	IM	94
	tilétamine-zolazépam	10	IM	94
URSIDES				
Ours polaire (<i>Ursus maritimus</i>)	tilétamine-zolazépam	8,0-10,0	IM	17, 176
	tilétamine-zolazépam + médétomidine atipamézole	2,2 + 0,075 0,3	IM IM 1/2 IV-1/2 IM	17
	tilétamine-zolazépam + xylazine	3,0 + 2,0	IM	17
	carfentanil	0,006-0,009	PO	140
Ours brun (<i>Ursus arctos</i>)	tilétamine-zolazépam	7,0-10,0	IM	17, 176
	tilétamine-zolazépam + médétomidine atipamézole	4,0-5,0 + 0,02-0,04 0,175	IM IM 1/2 IV-1/2 IM	17, 148 17, 148 17
	tilétamine-zolazépam + xylazine	3,0 + 2,0	IM	17
	carfentanil	0,008	PO	17, 122

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
URSIDES				
Ours noir (<i>Ursus americanus</i>)	tilétamine-zolazépam	4,0-6,0	IM	17, 176
	tilétamine-zolazépam + médétomidine atipamézole	1,7 + 0,052 0,2	IM IM 1/2 IV-1/2 IM	17
	tilétamine-zolazépam + xylazine	3,0 + 2,0	IM	17
	kétamine + xylazine	4,0 + 2,0	IM	17
	carfentanil	0,007-0,019	PO	17, 122, 140
Ours à lunettes (<i>Tremarctos ornatus</i>)	tilétamine-zolazépam	3,2-11,1	IM	17, 176
Ours malais (<i>Helarctos malayanus</i>)	tilétamine-zolazépam	4,0-5,5	IM	17, 176
	médétomidine + kétamine	0,06-0,08 + 2,0-3,0	IM	17
	tilétamine-zolazépam + kétamine + xylazine	1,8-2,0 + 0,92-1,0 + 0,18-0,2	IM	24
Ours à collier (<i>Ursus thibetanus</i>)	tilétamine-zolazépam	2,8-4,4	IM	17, 176
Ours lippu (<i>Melursus ursinus</i>)	tilétamine-zolazépam	5,5-6,6	IM	17, 176
	kétamine + xylazine	5,8-9,7 + 1,4-2,4	IM	17
Panda géant (<i>Ailuropodo melanoleuca</i>)	kétamine	2,4-10,0	IM	104, 118
	kétamine + xylazine	3,9-8,0 + 0,4-0,7	IM	85, 104, 118
	médétomidine + kétamine atipamézole	0,03 + 5,0 0,15	IM	118
	tilétamine-zolazépam	4,5-7,1	IM	104, 118, 176

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
PROCYONIDES				
Raton laveur (<i>Procyon lotor</i>)	kétamine	8,0-33,0	IM	36
	kétamine + acépromazine	8,0-10,0 + 2,2	IM	36
	kétamine + xylazine	26,0 + 5,2	IM	36
	médétomidine atipamézole	0,05 0,25	IM	36
	médétomidine + kétamine atipamézole	0,03-0,05 + 3,0-6,0 0,15-0,25	IM	36
	tilétamine-zolazépan	4,3-25,0	IM	36, 176
Coati (<i>Nasua sp</i>)	kétamine	10,0-12,0	IM	36
	kétamine + acépromazine	12,0 + 2,0	IM	36
	médétomidine + kétamine atipamézole	0,04-0,05 + 4,0-6,0 0,2-0,25	IM	36
	tilétamine-zolazépan	6,6-22,0	IM	36
Kinkajou (<i>Potos flavus</i>)	médétomidine atipamézole	0,05 0,25	IM	36
	médétomidine + kétamine atipamézole	0,03-0,04 + 3,0-4,0 0,15-0,2	IM	36
	tilétamine-zolazépan	5,0-6,6	IM	36, 176
Petit panda roux (<i>Ailurus fulgens</i>)	tilétamine-zolazépan	4,1	IM	176
	kétamine + xylazine	10,0 + 2,0	IM	85
	médétomidine + kétamine	0,036-0,13 + 4,0-7,8	IM	150
MUSTELIDES				
Loutre orientale (<i>Aonyx cinerea</i>)	kétamine + diazépam	10,0-30,0 + 0,3-0,6	IM	167

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
MUSTELIDES				
Loutre orientale (<i>Aonyx cinerea</i>)	kétamine + midazolam	15,0 + 1,0	IM	167
	médétomidine + kétamine	0,05-0,12 + 4,0-5,0	IM	167
	tilétamine-zolazépam	6,0-9,0	IM	132, 167
Loutre de mer (<i>Enhydra lutris</i>)	fentanyl + diazépam + azapérone naloxone	0,1 + 0,5 + 0,5 0,15-0,2	IM	167, 173 167, 173 167, 173 173
	fentanyl + diazépam + acépromazine naloxone	0,1 + 0,5 + 0,05 0,15-0,2	IM	167, 173 167, 173 167, 173 173
Loutre de rivière (<i>Lutra canadensis</i>)	kétamine	6,0-30,0	IM	167
	kétamine + diazépam	10,0-30,0 + 0,3-0,6	IM	167
	kétamine + midazolam	10,0 + 0,25-0,5	IM	167
	médétomidine + kétamine atipamézole	0,025-0,05 + 2,5 0,1-0,2	IM	168
	tilétamine-zolazépam	4,0-5,4	IM	167, 176
Moufette rayée (<i>Mephitis mephitis</i>)	kétamine	10,0-20,0	IM	48
	tilétamine-zolazépam	5,0-8,2	IM	132, 176
VIVERRIDES				
Viverridés	kétamine + xylazine	11,0-22,0 + 1,1-2,2	IM	147
	tilétamine-zolazépam	1,1-7,0	IM	176
Binturong (<i>Arctitis binturong</i>)	médétomidine + kétamine + butorphanol atipamézole	0,02-0,04 + 4,0-8,0 + 0,4 0,1-0,2	IM	117
	tilétamine-zolazépam	1,1	IM	176

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
HYENIDES				
Hyène rayée (<i>Hyaena hyaena</i>)	kétamine + xylazine ± atropine	10,0 + 0,5 ± 0,04	IM	29
Hyène tachetée (<i>Crocuta crocuta</i>)	kétamine + xylazine ± atropine ou glycopyrrolate	10,0 + 1,0 ± 0,045 ou 0,011	IM IM IM IV	5
	tilétamine-zolazépam	4	IM	176
	isoflurane	1-4%		5
FELIDES				
Petits Félidés	médétomidine + kétamine atipamézole	0,03-0,04 + 4,0-6,0 0,15-0,2	IM	118
Jaguarondi (<i>Felis yagouaroundi</i>)	butorphanol + acépromazine	0,3-0,4 + 0,3-0,4	IM	118
	kétamine + xylazine	5,0-7,0 + 1,0	IM	130
	médétomidine + kétamine	0,086 + 6,3	IM	150
	tilétamine-zolazépam	6	IM	176
Chat pêcheur (<i>Felis viverrinus</i>)	butorphanol + acépromazine	0,3-0,4 + 0,3-0,5	IM	118
	médétomidine + kétamine	0,067-0,077 + 3,3	IM	150
	tilétamine-zolazépam	3	IM	176
Ocelot (<i>Felis pardalis</i>)	kétamine + xylazine	5,0-7,0 + 1,0	IM	130
	tilétamine-zolazépam	8,3	IM	176
	éнанthate de perphénazine	0,4-0,45	IM	189
Serval (<i>Felis serval</i>)	médétomidine + kétamine	0,083-0,089 + 2,2-3,6	IM	150

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
FELIDES				
Serval (<i>Felis serval</i>)	médétomidine + kétamine + butorphanol atipamézole	0,037-0,058 + 0,8-1,2 +0,17-0,23 0,186-0,288	IM IM IM 1/2 IV-1/2 SC	35
	détomidine + kétamine	0,5 + 10,0	PO	139
	tilétamine-zolazépam	4,9	IM	176
	élanthate de perphénazine	0,5	IM	189
Lynx d'Eurasie (<i>Felis lynx</i>)	médétomidine + kétamine	0,03 + 3,0	IM	154
	tilétamine-zolazépam + kétamine + xylazine	3,33 + 1,6 + 0,33	IM	24
	kétamine + xylazine	4,0-6,0 + 1,0-2,0	IM	118
Lion (<i>Panthera leo</i>)	médétomidine + kétamine	0,024-0,057 + 1,7-3,7	IM	6, 150
	tilétamine-zolazépam + médétomidine	1,0 + 0,015	IM	148
	détomidine + kétamine	0,5 + 11,4	PO	139
	tilétamine-zolazépam	5	IM	176
	élanthate de perphénazine	0,5	IM	189
	kétamine + xylazine	4,0-6,0 + 1,0-2,0	IM	118
Léopard (<i>Panthera pardus</i>)	médétomidine + kétamine	0,065-0,08 + 2,5	IM	6
	détomidine + kétamine	0,08 + 5,0	IM	118
	tilétamine-zolazépam	4	IM	176
	kétamine + xylazine yohimbine	4,0-8,0 + 1,0-2,0 0,3	IM IM IV	118
Puma (<i>Felis concolor</i>)				

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
FELIDES				
Puma (<i>Felis concolor</i>)	médétomidine + kétamine atipamézole	0,038-0,065 + 2,0-2,4 0,19-0,325	IM IM 1/2 IV-1/2 SC	6, 157
	détomidine + kétamine	0,08 + 5,0	IM	118
	tilétamine-zolazépam	7	IM	176
Tigre (<i>Panthera tigris</i>)	kétamine + xylazine	4,0-6,0 + 0,75-1,0	IM	118
	tilétamine-zolazépam + médétomidine	0,8 + 0,02	IM	148
	détomidine	0,5	PO	139
Guépard (<i>Acinonyx jubatus</i>)	médétomidine + kétamine atipamézole	0,05-0,07 + 2,5 0,125 à 0,25-0,175 à 0,35	IM IM 1/4 IV-3/4 IM	118
	tilétamine-zolazépam	2,0-6,0	IM	111, 176
	acépromazine	0,5-1,0	IM	111
	azapérone	0,5-1,5	IM	111
	médétomidine	0,05-0,1	IM	111
	xylazine	0,5-1,0	IM	111
	éнанthate de perphénazine	0,5-0,6	IM	189
EQUIDES				
Equidés	acépromazine	1,5	PO	186
	romifidine	0,06	IM	186
	médétomidine	0,08	IM	186
	détomidine	0,08	IM	186
	kétamine	0,5-1,0	IV	186
	propofol	1,0-1,5	IV	192
	éнанthate de perphénazine	0,6-0,8	IM	186

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
EQUIDES				
Cheval de Przewalski (<i>Equus przewalskii</i>)	étorphine + acépromazine + xylazine diprénorphine	0,02 + 0,08 + 0,2 0,04	IM IM IM 3/4 IV-1/4 IM ou SC	186
	carfentanil naltrexone	0,02 1,0	IM IV	1
	tilétamine-zolazépam + romifidine	3,3 + 0,6	IM	186
	tilétamine-zolazépam + détomidine	1,5-2,0 + 0,08	IM	186
	médétomidine + kétamine	0,06-0,08 + 1,5-2,0	IM	6, 150, 186
	détomidine + butorphanol	0,2 + 0,1	IM	91
	halopéridol	0,3	PO	3, 144
	éнанthate de perphénazine	0,5	IM	3, 144
Zèbre (<i>Equus sp</i>)	étorphine + acépromazine + xylazine	0,01-0,013 + 0,05 + 0,1-0,17	IM	107, 186
	tilétamine-zolazépam + romifidine	1,8-3,3 + 0,35-0,6	IM	107, 186
	médétomidine + kétamine	0,06-0,08 + 1,5-2,0	IM	107
	éнанthate de perphénazine	0,6-0,8	IM	82, 107
Zèbre de Grévy (<i>Equus grevyi</i>)	carfentanil + détomidine naltrexone	0,03 + 0,04 3,0	IM IM 1/2 IV-1/2 IM	146
	détomidine + butorphanol	0,11-0,23 + 0,1-0,15	IM	91
Zèbre de Hartmann (<i>Equus hartmannii</i>)	carfentanil naltrexone	0,011 0,55	IM IV	1
	détomidine + butorphanol	0,1-0,13 + 0,1-0,13	IM	91

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
EQUIDES				
Onagre (<i>Equus hemionus</i>)	carfentanil naltrexone	0,055 2,75	IM IV	1
	détomidine + butorphanol	0,24-0,27 + 0,15-0,19	IM	91
	médétomidine + kétamine	0,047-0,094 + 1,0-1,6	IM	150
RHINOCEROTIDES				
Rhinocéros blanc (<i>Ceratotherium simum</i>)	étorphine + acépromazine	0,002 + 0,02	IM	125
	détomidine + butorphanol	0,004-0,005 + 0,003	IM	181
	détomidine + butorphanol + étorphine + acépromazine atipamézole naltrexone	8-12 mg/animal + 10 mg/animal + 2,5-3,7 mg/animal + 10,0-15,0 mg/animal 20 mg/animal 250 mg/animal	IM IM IM IM IV IV	182
	azapérone	50-400 mg/animal	IM	82
	acétate de zuclopenthixol	50-200 mg/animal	IM	82
	éнанthate de perphénazine	50-200 mg/animal	IM	82
	Rhinocéros noir (<i>Diceros bicornis</i>)	étorphine + acépromazine	0,002 + 0,02	IM
détomidine + butorphanol + étorphine + xylazine naltrexone		0,04 + 0,02 + 0,002 puis 0,0002 + 0,3 0,25	IM IM IM puis IV IV 1/2 IV-1/2 IM	4
azapérone		50-200 mg/animal	IM	82
acétate de zuclopenthixol		50-300 mg/animal	IM	82
éнанthate de perphénazine		50-300 mg/animal	IM	82

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
RHINOCEROTIDES				
Rhinocéros indien (<i>Diceros unicornis</i>)	étorphine naltrexone	0,001 puis 0,0001 0,24	IM puis IV 1/2 IV- 1/2 IM	88
TAPIRIDES				
Tapiridés	étorphine	0,01	IM	78
	carfentanil ± xylazine	0,02 (non fournie)	IM	78, 79
	carfentanil + kétamine + xylazine naltrexone yohimbine	0,005 + 0,26 + 0,103 0,5 0,13	IM IM IM 1/4 IV-3/4 SC IV	115
	butorphanol + xylazine ou détomidine ± kétamine yohimbine naltrexone ou naloxone	0,15 + 0,3 ou 0,05 ± 0,25-0,5 0,2-0,3 non fournie	IM IM IM IV IV IM	78, 79
	butorphanol + détomidine ± kétamine	0,15 + 0,05 0,5	IM IM IV	78, 79
	xylazine + azapérone + kétamine	0,8 + 0,8 + 0,5-1,0	IM IM IV	78, 79
	tilétamine-zolazépam	1,0-4,5	IM	78, 176
	azapérone	1	IM	78, 79
	xylazine	1	IM	78, 79
	SUIDES			
Babiroussa (<i>Babyrousa babyroussa</i>)	tilétamine-zolazépam	5,3	IM	15, 76
	médétomidine + kétamine	0,045-0,133 + 3,3-6,3	IM	150
	xylazine + tilétamine- zolazépam yohimbine flumazénil	0,82-2,07 + 0,86-3,59 0,09-0,3 0,025-0,088	IM IM IV ou IM IV ou IM	15, 76

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
SUIDES				
Babiroussa (<i>Babyrussa babyrussa</i>)	butorphanol + détomidine + midazolam naltrexone yohimbine flumazénil	0,3-0,4 + 0,06-0,125 + 0,3-0,4 5,0 0,3 0,03-0,04	IM IM IM non fournie non fournie non fournie	15
Phacochère (<i>Phacochoerus africanus</i>)	butorphanol + détomidine + midazolam naltrexone yohimbine flumazénil	0,3-0,4 + 0,06-0,125 + 0,3-0,4 5,0 0,3 0,03-0,04	IM IM IM non fournie non fournie non fournie	15, 119
	azapérone	10-30 mg/animal	IM	82
	éнанthate de perphénazine	30-50 mg/animal	IM	82
Sanglier (<i>Sus scrofa</i>)	butorphanol + détomidine + midazolam naltrexone yohimbine flumazénil	0,3-0,4 + 0,06-0,125 + 0,3-0,4 5,0 0,3 0,03-0,04	IM IM IM non fournie non fournie non fournie	15, 119
	butorphanol + xylazine + tilétamine- zolazéпам	0,3-0,4 + 2,0-3,0 + 0,6	IM	15
	tilétamine-zolazéпам + médétomidine	3,0 + 0,03	IM	148
	tilétamine-zolazéпам	9	IM	176
TAYASSUIDES				
Pécari à collier (<i>Pecari tajacu</i>)	tilétamine-zolazéпам	2,2-9,0	IM	15, 176
	tilétamine-zolazéпам + butorphanol + xylazine ou détomidine ou médétomidine	1,2 + 0,1 + 1,2 ou 0,04 ou 0,015-0,02	IM	129

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
HIPPOPOTAMIDES				
Hippopotame amphibie (<i>Hippopotamus amphibius</i>)	étorphine	2,0-7,0 mg/animal	IM	80, 103
	étorphine + xylazine	2,0-7,0 mg/animal + 100 mg/animal	IM	103
	détomidine + butorphanol + kétamine yohimbine ou atipamézole naltrexone	0,05 + 0,15 + 1,0 0,3 ou 0,25 0,5	IM IM IV IM IM IM	120
	étorphine + xylazine	2,0-3,0 mg/animal + 100-150 mg/animal	IM	80
Hippopotame nain (<i>Hexaprotodon liberiensis</i>)	kétamine	1	IM	120
	CAMELIDES			
Chameau de Bactriane (<i>Camelus bactrianus</i>)	étorphine + acépromazine	2,0-4,0 mg/animal + 0,1	IM	7
	étorphine + xylazine	2,0-4,0 mg/animal + 0,1-0,2	IM	7
	xylazine	0,1-2,0	IM ou IV	7, 49
Lama (<i>Lama glama</i>)	étorphine + acépromazine	1,0-3,0 mg/animal + 0,1	IM	7
	étorphine + xylazine	1,0-3,0 mg/animal + 0,1-0,2	IM	7
	kétamine + xylazine	2,5-5,0 + 0,25	IM	49, 56
	médétomidine + kétamine	0,037 + 1,7	IM	6
	xylazine	0,2-2,0	IM ou IV	7, 49
	butorphanol	0,1	IM	105
	xylazine + butorphanol + kétamine	0,03-0,04 + 0,3-0,4 + 3,0-4,0	IM	105, 118
	tilétamine-zolazépam + kétamine + xylazine	1,8 + 0,2 + 0,18	IM	24

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
CAMELIDES				
Lama (<i>Lama glama</i>)	propofol	2,0 ou 0,4 mg/kg/min	IV	105, 118
ANTILOCAPRIDES				
Pronghorn (<i>Antilocapra americana</i>)	étorphine	2,0-5,0 mg/animal	IM	7
	acétate de zuclopenthixol	100 mg/animal	IM	82
	éнанthate de perphénazine	100 mg/animal	IM	82
CERVIDES				
Wapiti (<i>Cervus elaphus</i>)	carfentanil + xylazine naltrexone yohimbine	0,0005-0,005 + 0,1-0,5 0,05-0,5 0,12	IM IM non fournie non fournie	64
	tilétamine-zolazépam	9,2	IM	176
	acétate de zuclopenthixol	1	IM	144
Cerf d'Eld (<i>Cervus eldi</i>)	médétomidine + kétamine atipamézole	0,084-0,1 + 2,2-3,2 0,336-0,4	IM IM 1/2 IV-1/2 SC	87
Daim (<i>Dama dama</i>)	médétomidine + kétamine	0,07-0,08 + 1,5	IM	6
	tilétamine-zolazépam	20	IM	176
	tilétamine-zolazépam + xylazine	1,2-1,8 + 1,4-1,8	IM	38
	tilétamine-zolazépam + médétomidine	0,68-2,0 + 0,02-0,12	IM	38, 148
	tilétamine-zolazépam + kétamine + xylazine	3,2 + 1,6 + 0,32	IM	24
Pudu (<i>Pudu pudu</i>)	médétomidine + kétamine + butorphanol atipamézole naloxone	0,07 + 2,5-5,0 + 0,3 0,35 0,1	IM	37

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
CERVIDES				
Pudu (<i>Pudu pudu</i>)	médétomidine + kétamine	0,05-0,08 + 1,0-2,3	IM	6, 150
GIRAFFIDES				
Girafe (<i>Giraffa camelopardalis</i>)	azapérone + détomidine ± butorphanol yohimbine ou atipamézole ± naltrexone	0,25 + 0,015-0,03 ± 10 mg/animal 0,1 ou 0,2 ± 20 mg/animal	IM IM IV IV non fournie non fournie	14
	xylazine + étorphine atipamézole naltrexone naltrexone	70-100 mg/animal + 1,5-2,5 mg/animal 50-100 mg/animal 150-250 mg/animal + 37,5-62,5 mg/animal	IM IM 1/4 IV-3/4 IM IV + IM	14
	médétomidine + kétamine	0,05-0,07 + 1,0-1,5	IM	150
Okapi (<i>Okapi johnstoni</i>)	étorphine	3,0-5,0 mg/animal	IM	51
	xylazine RX821002A	1,0-1,3 5 mg/animal	IM IV	141
	carfentanil + xylazine naltrexone	0,004-0,006 + 0,065-0,09 0,4-0,6	IM	141
	étorphine + xylazine	4,0-4,5 mg/animal + 48-55 mg/animal	IM	141
	médétomidine + kétamine atipamézole	0,06-0,09 + 1,0-3,0 0,3-0,45	IM	141
	halopéridol	15 mg/animal	IV	141
	azapérone	50 mg/animal	IM	141
BOVIDES				
Addax (<i>Addax nasomaculatus</i>)	carfentanil + acépromazine + kétamine naltrexone	0,025 + 0,11 + 0,3-0,9 2,5	IM IM IV 1/2 IV-1/2 SC	86

	MOLECULE(S)	POSOLOGIE (mg/kg sauf indication contraire)	VOIE D'ADMINISTRATION	REFERENCE(S)
BOVIDES				
Addax (<i>Addax nasomaculatus</i>)	médétomidine + kétamine	0,06 + 1,1	IM	150
	éнанthane de perphénazine	100 mg/animal	IM	82
Markhor (<i>Capra falconeri</i>)	médétomidine + kétamine atipamézole	0,069 + 1,6 0,3	IM IM non fournie	81
	carfentanil + kétamine + xylazine	1,5-2,0 mg/animal + 5,0-20,0 mg/animal + 5,0-20,0 mg/animal	IM	81
Oryx d'Arabie (<i>Oryx leucoryx</i>)	étorphine + xylazine diprénorphine	0,34 + 0,32 0,85	IM	42
	étorphine + médétomidine diprénorphine atipamézole	0,04 + 0,005 0,08 0,025	IM IM non fournie 2/3 IV-1/3 SC	42
	éнанthane de perphénazine	4	IM	42
Takin (<i>Budorcas taxicolor</i>)	médétomidine + butorphanol atipamézole naltrexone	0,03 + 0,2-0,25 0,15 0,35	IM	121
	médétomidine + kétamine	0,07-0,1 + 1,0-2,0	IM	150
Cobe lechwe du Nil (<i>Kobus megaceros</i>)	acétate de zuclopenthixol	1,0-1,5	IM	19, 144
	tilétamine-zolazépam + kétamine + xylazine	1,7 + 0,85 + 0,17	IM	24

Annexe 2 : Exemples de molécules et associations de molécules injectables utilisables chez les Proboscidiens.

<u>Immobilisation</u>	Etorphine (en mg)^a	Carfentanil (en mg)^a	Kétamine + Xylazine (en mg)^a
Eléphant d'Afrique (<i>Loxodonta africana</i>)			
mâle adulte	6,0-20,0	9,0-10,0	
femelle adulte	4,0-15,0	6,0-8,0	
jeune (1-5 ans)	1,0-4,0	1,0-5,0	570-855 + 70-100
	Etorphine (en mg)^a	Carfentanil (en mg)^a	Médétomidine + Kétamine (en mg/kg)^e
Eléphant d'Asie (<i>Elephas maximus</i>)			
mâle	8,0-20,0	Données	
femelle	6,0-15,0	non	
jeune	2,0-5,0	disponibles	0,06 + 2,0
<u>Sédation</u>	Xylazine (en mg/kg IM)	Azapérone (en mg/kg IM)	Acépromazine (en mg/kg IM)^b
Eléphants	0,08-0,15 ^b		0,007-0,05
Eléphant d'Asie (<i>Elephas maximus</i>)		0,024-0,038 ^c	
Eléphant d'Afrique (<i>Loxodonta africana</i>)	0,18-0,33 ^d	0,056-0,108 ^d	
	Xylazine (mg/kg IM) + Butorphanol (mg/kg IM ou IV)^d	Azapérone (mg/kg IM) + Butorphanol (mg/kg IV)^d	
Eléphant d'Afrique (<i>Loxodonta africana</i>)	0,043-0,16 + 0,007-0,036	0,068-0,12 + 0,003-0,014	

^a D'après (90) ^b D'après (151) ^c D'après (152) ^d D'après (138) ^e D'après (150)

BIBLIOGRAPHIE

1. ALLEN JL. Anesthesia of non domestic horses with carfentanil and antagonism with naltrexone *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Houston, Texas, October 26th-30th 1997, KIRK BAER C, editor, 126.
2. ALLEN JL. Use of pulse oximetry in monitoring anesthesia *In : FOWLER ME, editor. Zoo and Wild Animal Medicine*. 4th ed. Philadelphia : WB Saunders, 1999, 2-3.
3. ATKINSON MW, BLUMER ES. The use of a long-acting neuroleptic in the Mongolian wild horse (*Equus przewalskii przewalskii*) to facilitate the establishment of a bachelor herd *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Houston, Texas, October 26th-30th 1997, KIRK BAER C, editor, 199-200.
4. BALL RL, MURPHY D, OLSEN JH, BURTON M, DUMONCEAUX G. Multiple isoflurane anesthesia in a captive black rhinoceros (*Diceros bicornis*) *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians/Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians/National Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Orlando, Florida, September 18th-23rd 2001, KIRK BAER C-WILLETTE MM, editors, 176-178.
5. BERGER DMP, FRANK LG. Unraveling ancient mysteries : biology, behavior and management of the spotted hyena (*Crocuta crocuta*) *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Oakland, California, November 15th-19th 1992, JUNGE RE, editor, 125-133.
6. BERTHIER JL, BLANVILLAIN C, BOMSEL MC, GERBET S, CHADUC Y. Anesthesia and immobilisation in zoo mammals and birds with medetomidine-ketamine combination, and reversal with atipamezole *In : European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, First scientific meeting*. Rostock, May 16th-18th 1996, Aj Bunnik : Rink en Van Setten Communicatie, 67-74.
7. BOEVER WJ. Special family section *In : Zoo and Wild Animal Medicine*. Philadelphia : WB Saunders, 1978, 797-830.
8. BOSSART GD. Manatees *In : DIERAUF LA, GULLAND FMD, editors. CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*. 2nd ed. Boca Raton : CRC Press LLC, 2001, 939-960.
9. BRIGGS MB. Polar Bears *In : DIERAUF LA, GULLAND FMD, editors. CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*. 2nd ed. Boca Raton : CRC Press LLC, 2001, 989-1007.
10. BROOKS DL. Rabbits, Hares, and Pikas (Lagomorpha) *In : FOWLER ME, editor. Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 711-726
11. BRUNDRETT J. Restraint Session *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Houston, Texas, 1972/Columbus, Ohio, 1973, 87-90.
12. BUSH M. Methods of capture, handling and anesthesia *In : KLEIMAN DG, ALLEN ME, THOMPSON KV. et al., editors. Wild Mammals in Captivity. Principles and Techniques*. Chicago : The University of Chicago Press, 1996, 25-40.
13. BUSH M, MONTALI RJ. Medical Management of Tree Kangaroos *In : FOWLER ME, editor. Zoo and Wild Animal Medicine*. 4th ed. Philadelphia : WB Saunders, 1999, 337- 343.
14. BUSH M, GROBLER DG, RAATH JP. The Art and Science of Giraffe (*Giraffa camelopardalis*) Immobilization/Anesthesia *In : HEARD D, editor. Zoological Restraint and Anesthesia* [en-ligne]. Ithaca : International Veterinary Information Service, 15 mars 2001 (mise à jour le 25 mars 2002). [http://www.ivis.org/special_books/Heard/bush/chapter_frm.asp?LA=1]. (consulté le 25 avril 2003).
15. CALLE PP, MORRIS PJ. Anesthesia for Nondomestic Suids *In : FOWLER ME, editor. Zoo and Wild Animal Medicine*. 4th ed. Philadelphia : WB Saunders, 1999, 639-646.

16. CAULKETT N. Bison (*Artiodactyla* : *Bovidae*) In : HEARD D, editor. *Zoological Restraint and Anesthesia* [en-ligne]. Ithaca : International Veterinary Information Service, 15 mars 2001 (mise à jour le 9 décembre 2002). [http://www.ivis.org/special_books/Heard/caulkett3/chapter_frm.asp?LA=1]. (consulté le 25 avril 2003).
17. CAULKETT NA, CATTET MRL. Anesthesia of Bears In : HEARD D, editor. *Zoological Restraint and Anesthesia* [en-ligne]. Ithaca : International Veterinary Information Service, 15 mars 2001 (mise à jour le 25 mars 2002). [http://www.ivis.org/special_books/Heard/caulkett/chapter_frm.asp?LA=1]. consulté le 25 avril 2003).
18. CHAÏ N, LEGENDRE X. Téléanesthésie : méthodologie et produits utilisables. *Point Vét.*, 2001, **32**(215), 48-52.
19. CLIPPINGER TL, CITINO SB, WADE S. Behavioral and physiologic response to an intermediate-acting tranquilizer, zuclopenthixol, in captive Nile lechwe (*Kobus megaceros*) In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Omaha, Nebraska, October 17th-22nd 1998, 38-40.
20. CLYDE VL, BELL B, KHAN P, RAFERT JW, WALLACE RS. Improvement in the health and well-being of a bonobo (*Pan paniscus*) troop through operant conditioning program In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Milwaukee, Wisconsin, October 5th-10th 2002, KIRK BAER C, editor, 45-49.
21. CONSTANTINE DG. Insectivorous bats In : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 650-656.
22. CORNELL L. Capture, Transportation, Restraint and Marking In : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 764-770.
23. CORNICK-SEAHORN JL, MIKOTA SK, SCHAEFFER DO, RANGLACK GS, BOATRIGT SB. Isoflurane anesthesia in a rhinoceros. *J. Am. Vet. Med. Assoc.*, 1995, **206**(4), 508-511.
24. CROCE A. A new mixture for the anesthesia of wild animals In : *European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, First scientific meeting*. Rostock, May 16th-18th 1996, Aj Bunnik : Rink en Van Setten Communicatie, 93-103.
25. DEEM SL, FIORELLO CV. Capture and Immobilization of Free-Ranging Edentates In : HEARD D, editor. *Zoological Restraint and Anesthesia* [en-ligne]. Ithaca : International Veterinary Information Service, 15 mars 2001 (mise à jour le 25 mars 2002). [http://www.ivis.org/special_books/Heard/deem/chapter_frm.asp?LA=1]. (consulté le 25 avril 2003).
26. DERRELL CLARK J, OLFERT ED. Rodents (Rodentia) In : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 727-748.
27. DIETERICH RA. Tubulidentata In : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 595-598.
28. DIVERS BJ. Edentata In : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 621-630.
29. DIVERS BJ. Hyaenidae In : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 827-830.
30. DOVER S, FISH L, TURNER T, KELLEY A. Husbandry Training as a technique for behavioral enrichment in marine mammals In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians, Annual Meeting*. Pittsburg, , October 22nd-27th 1994, JUNGE RE, editor, 247.
31. DUGDALE A. Anesthesia of a pregnant alpaca (*Lama pacos*). *Vet. Rec.*, 2001, **149**(28), 28.
32. DUMONCEAUX GA, BURTON MS, BALL RL, DEMUTH A. Veterinary procedures facilitated by behavioral conditioning and desensitization in reticulated giraffe (*Giraffa camelopardalis*) and Nile hippopotamus (*Hippopotamus amphibius*) In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Omaha, Nebraska, October 12th-17th 1998, 388-391.

33. DUNCAN AE. Recognizing and balancing the benefits of environmental enrichment *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Omaha, Nebraska, October 17th-22nd 1998, 380-382.
34. DUNLOP CI, HODGSON DS, CAMBRE RC, KENNY DE, MARTIN HD. Cardiopulmonary effects of three prolonged periods of isoflurane anesthesia in an adult elephant. *J. Am. Vet. Med. Assoc.*, 1994, **205**(10), 1439-1444.
35. ERDTMANN J, SCHUMACHER J, POLLOCK C, OROSZ SE, JONES MP, HARVEY RC. Cardiopulmonary and anesthetic effects of medetomidine-ketamine-butorphanol and antagonism with atipamezole in servals (*Felis serval*) *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Omaha, Nebraska, October 17th-22nd 1998, 135.
36. EVANS RH. Raccoons and Relatives (Carnivora, Procyonidae) *In : HEARD D, editor. Zoological Restraint and Anesthesia* [en-ligne]. Ithaca : International Veterinary Information Service, 15 mars 2001 (mise à jour le 25 mars 2002). [http://www.ivis.org/special_books/Heard/evans/chapter_frm.asp?LA=1]. (consulté le 25 avril 2003).
37. FABRY M, CELIS S, LEON R, JIMENEZ S, MORRIS P. Immobilization of captive pudu (*Pudu pudu*) with ketamine-medetomidine-butorphanol and reversal with atipamezole and naloxone *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Columbus, Ohio, October 9th-14th 1999, KIRK BAER C, editor, 232-233.
38. FERNANDEZ-MORAN J, PEINADO V. Comparison of two methods of chemical immobilization in fallow deer (*Cervus dama*) : medetomidine-tiletamine-zolazepam versus xylazine-tiletamine-zolazepam *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Puerto Vallarta, Mexico, November 3rd-6th 1996, KIRK BAER C, editor, 382-388.
39. FINNIE EP. Restraint *In : FOWLER ME, editor. Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 570-572.
40. FISCHER MT, MILLER RE, HOUSTON EW. Serial tranquilization of a reticulated giraffe (*Giraffa camelopardalis reticulata*) using xylazine. *J. Zoo Wildl. Med.*, 1997, **28**(2), 182-184.
41. FLACH E. Routine use of RX821002A (methoxy-idazoxan) to antagonise xylazine in zoo animals *In : European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, Second scientific meeting, joint with the annual meeting of the British Veterinary Zoological Society*. Chester, May 21st-24th 1998, 417-422.
42. FLAMAND JRB. Medical Aspects of Arabian Oryx Reintroduction *In : Zoo and Wild Animal Medicine*. 4th ed. Philadelphia : WB Saunders, 1999, 687-698.
43. FOWLER ME. Cause of death during restraint practices *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Saint Louis, Missouri, 1976, 195-207.
44. FOWLER ME. Use of Plastic Sheeting for handling animals *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Knoxville, Tennessee, 1978, 107-109.
45. FOWLER ME. Restraint *In : Zoo and Wild Animal Medicine*. Philadelphia : WB Saunders, 1978, 37-52.
46. FOWLER ME. Stress *In : Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 33-35.
47. FOWLER ME. Restraint *In : Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 37-50.
48. FOWLER ME. Descending Carnivores *In : Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 807-809.
49. FOWLER ME. Camelids *In : Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 969-980.
50. FOWLER ME, BOEVER WJ. Cervidae *In : FOWLER ME, editor. Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 981-985.

51. FOWLER ME, BOEVER WJ. Giraffidae (Giraffe and Okapi) *In* : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 986-988.
52. FOWLER ME, STEFFEY EP, GALUPPO L, PASCOE JR. Standing immobilization and anesthesia in an Asian elephant (*Elephas maximus*) *In* : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Columbus, Ohio, October 9th-14th 1999, KIRK BAER C, editor, 107-110.
53. FRAHM MW. Medical Management of Duikers *In* : *Zoo and Wild Animal Medicine*. 4th ed. Philadelphia : WB Saunders, 1999, 668-681.
54. GAGE LJ. Pinniped Anesthesia *In* : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 3rd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1993, 412-413.
55. GAGE LJ, SAMANSKY T, CHAPPLE J, NEGRINI S, MAATOUK T, QUIHUIS D. Medical and behavioral management of chronic regurgitation in a Pacific walrus (*Odobenus rosmarus divergens*) *In* : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians/Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians/National Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Orlando, Florida, September 18th-23th 2001, KIRK BAER C-WILLETTE MM, editors, 294.
56. GAVIER MD, KITTLESON MD, FOWLER ME, JOHNSON LE, HALL G, NEARENBERG D. Evaluation of a combination of xylazine, ketamine, and halothane for anesthesia in llamas *In* : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Chicago, Illinois, November 2nd-6th 1986, SILBERMAN MS-SILBERMAN SD, editors, 127.
57. GILLEPSIE DS. Edentata : diseases *In* : *Zoo and Wild Animal Medicine*. 3rd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1993, 304-309.
58. GOETSCHY H. *Les effets de la captivité sur les animaux de parcs zoologiques*. Thèse Méd. Vét., Alfort, 1952, n°75, 102p.
59. GRAHAM-JONES O. Restraint and anesthesia of some captive wild mammals. *Vet. Rec.*, 1964, **76**(44), 1216-1243.
60. GRAY CW. Manual restraint of exotic species *In* : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Saint Louis, Missouri, 1976, 181-184.
61. GRINER L. Hyraxes (Hyracoidea) *In* : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 599-604.
62. HAIGH JC. Use and Abuse of Drugs for Chemical Restraint of Wildlife. *Vet. Clin. North Am.*, 1978, **8**(2), 343-352.
63. HAIGH JC. Hazardous drugs in zoo and wildlife medicine : an update *In* : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Greensboro, North Carolina, October 14th-19th 1989, OLSEN JH-EISENACHER M, editors, 69-71.
64. HAIGH JC. Low-dose carfentanil together with xylazine in wapiti *In* : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Saint Louis, Missouri, October 10th-15th 1993, JUNGE RE, editor, 132.
65. HAIGH JC. The Use of Chutes for Ungulate Restraint *In* : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 4th ed. Philadelphia : WB Saunders, 1999, 657-662.
66. HAULENA M, HEATH RB. Marine Mammal Anesthesia *In* : DIERAUF LA, GULLAND FMD, editors. *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*. 2nd ed. Boca Raton : CRC Press LLC, 2001, 655-688.
67. HEARD DJ. Medical Management of Megachiropterans *In* : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 4th ed. Philadelphia : WB Saunders, 1999, 344-354.
68. HELLER RA. Canidae *In* : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. Philadelphia : WB Saunders, 1978, 626-628.
69. HOLZ P. Restraint and Anesthesia of Dasyurids (Dasyuromorphia) *In* : HEARD D, editor. *Zoological Restraint and Anesthesia* [en-ligne]. Ithaca : International Veterinary Information

- Service, 15 mars 2001 (mise à jour le 25 mars 2002). [http://www.ivis.org/special_books/Heard/holz/chapter_frm.asp?LA=1] . (consulté le 25 avril 2003).
70. HONEYMAN VL, COOPER RM, BLACK SR. A protected contact approach to anesthesia and medical management of an Asian Elephant (*Elephas maximus*) In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Omaha, Nebraska, October 17th-22nd 1998, 338-341.
 71. HORNE WA. Primate anesthesia. *Vet. Clin. North Am. (Exotic Anim. Pract.)*, 2001, **4**(1), 239-266.
 72. HORNE WA, WOLFE BA, NORTON TM, LOOMIS MR. Comparison of the cardiopulmonary effects of medetomidine-ketamine and medetomidine-Telazol ND induction on maintenance isoflurane anesthesia in the Chimpanzee (*Pan troglodytes*) In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Omaha, Nebraska, October 17th-22nd 1998, 22-25.
 73. ISENBÜGEL E, BAUMGARTNER RA. Diseases of the hedgehog In : *Zoo and Wild Animal Medicine*. 3rd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1993, 294-302.
 74. JACQUIN M. *Contribution à l'étude de la contention des animaux sauvages. Application à la médecine et à la chirurgie des animaux en parc zoologique*. Thèse Méd. Vét., Alfort, 1960, n°86, 55p.
 75. JALANKA HH. New α_2 -adrenoceptor agonists and antagonists In : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 3rd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1993, 477-481.
 76. JAMES SB, COOK RA, RAPHAEL BL, STETTER MD, KALK P, MACLAUGHLIN K *et al.* Immobilization of babirusa (*Babirusa babyrussa*) with xylazine and tiletamine/zolazepam and reversal with yohimbine and flumazenil In : *Proceedings of the American Association of Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Omaha, Nebraska, October 17th-22nd 1998, 204-206.
 77. JANSSEN DL. Dermoptera In : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 613-616.
 78. JANSSEN DL, RIDEOUT BA, EDWARDS ME. Medical management of captive tapirs (*Tapirus* spp.) In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Puerto Vallarta, Mexico, November 3rd-6th 1996, KIRK BAER C, editor, 1-11.
 79. JANSSEN DL, RIDEOUT BA, EDWARDS ME. Tapir Medicine In : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 4th ed. Philadelphia : WB Saunders, 1999, 562-568.
 80. JAROFKE D. Hippopotamidae (Hippopotamus) In : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 3rd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1993, 522-525.
 81. JESSUP DA. Capture and Handling of Mountain Sheep and Goats In : *Zoo and Wild Animal Medicine*. 4th ed. Philadelphia : WB Saunders, 1999, 681-687.
 82. KAANDORP J. Tranquilizers in zoo animals. *Janssen-Cilag Veterinary Supplement*, 1999, n°4, 7p.
 83. KEARNS KS, AFEMA J, DUNCAN A. Dosage trials using medetomidine as an oral preanesthetic agent in chimpanzees (*Pan troglodytes*) In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Omaha, Nebraska, October 17th-22nd 1998, 511.
 84. KEARNS KS, RAMSAY EC, SWENSON B. Oral anesthetic induction of chimpanzees (*Pan troglodytes*) with droperidol and carfentanil citrate In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Puerto Vallarta, Mexico, November 3rd-6th 1996, KIRK BAER C, editor, 401-402.
 85. KIRKWOOD JK. Medical Management of Pandas in Europe In : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 3rd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1993, 404-408.
 86. KLEIN L, BLUMER E, DEMAAR T. Cardiopulmonary and acid-base status in captive addax anesthetized with carfentanil-acetylpromazine-ketamine In : *Proceedings of the American*

- Association of Zoo Veterinarians/Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians, Annual Meeting*. Pittsburg, , October 22nd-27th 1994, JUNGE RE, editor, 175-176.
87. KLEIN L, RAPHAEL BL, KALK P, COOK RA. Immobilization of Eld's deer (*Cervus eldi*) : medetomidine-ketamine versus carfentanil *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Puerto Vallarta, Mexico, November 3rd-6th 1996, KIRK BAER C, editor, 376-381.
 88. KLEIN LV, COOK RA, CALLE PP, RAPHAEL BL, THOMAS P, STETTER MD *et al.* Etorphine-isoflurane-O₂ anesthesia for ovariohysterectomy in an Indian rhinoceros (*Rhinoceros unicornis*) *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Houston, Texas, October 26th-30th 1997, KIRK BAER C, editor, 127-130.
 89. KLIDE AM. Practical aspects of chemical restraint and anesthesia for zoo veterinarians *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Michigan State University East Lansing, Michigan, October 12th-14th 1970, 78-92.
 90. KOCK RA, MORTEL P, KOCK MD. Current immobilization procedures used in elephants *In : FOWLER ME, editor. Zoo and Wild Animal Medicine*. 3rd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1993, 436-441.
 91. KOCK RA, PEARCE PC, TAYLOR P. The use of detomidine and butorphanol in zoo Equids *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Toronto, Ontario, November 6th-10th 1988, , 188-191.
 92. KOMBERT M, GARELLE D, ARMENTROUT N, BREDAHL J. Standing castration in a two-year-old reticulated giraffe (*Camelopardalis reticulata*) *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Milwaukee, Wisconsin, October 5th-10th 2002, 421-422.
 93. KRANZ KR. Introduction, Socialization and Crate Training Techniques *In : KLEIMAN DG, ALLEN ME, THOMPSON KV. et al., editors. Wild Mammals in Captivity. Principles and Techniques*. Chicago : The University of Chicago Press, 1996, 78-87.
 94. KREEGER TJ. Chemical restraint and immobilization of wild Canids *In : FOWLER ME, editor. Zoo and Wild Animal Medicine*. 4th ed. Philadelphia : WB Saunders, 1999, 429-435.
 95. KRUEGER S, SHELLABARGER W, REICHARD T. Hippopotamus training : implications for veterinary care *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Puerto Vallarta, Mexico, November 3rd-6th 1996, KIRK BAER C, editor, 54-58.
 96. KUEHN G. Pholidota *In : FOWLER ME, editor. Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 617-620.
 97. KUEHN G. Tapiridae *In : FOWLER ME, editor. Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 931-934.
 98. LANCE WR. New pharmaceutical tools for the 1990's *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Calgary, September 28th-October 3rd 1991, Calgary : JUNGE RE, editor, 345-350.
 99. LARSEN RS, LOOMIS MR, KELLY B, BEYER AB, SLADKY KK, STOSKOPF MK *et al.* Immobilization of red wolves (*Canis rufus*) using medetomidine and butorphanol *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians/Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians/National Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Orlando, Florida, September 18th-23rd 2001, KIRK BAER C-WILLETTE MM, editors, 171-175.
 100. LAULE GE, WHITAKER MA. The use of positive reinforcement techniques in the medical management of captive animals *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Omaha, Nebraska, October 17th-22nd 1998, 383-387.
 101. LAW G, REID A. Husbandry Training *In : EEP Ursid Husbandry Guidelines*. Köln : Zoologischer Garten Köln, 1998, 128-132.

102. LENDL C. Inhalation anaesthetic equipment useful in zoo animals and wildlife medicine *In : European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, First scientific meeting*, Rostock, May 16th-18th 1996, Aj Bunnik : Rink en Van Setten Communicatie, 121-127.
103. LOOMIS MR, RAMSAY EC. Anesthesia for Captive Nile Hippopotamus *In : FOWLER ME, editor. Zoo and Wild Animal Medicine. 4th ed.* Philadelphia : WB Saunders, 1999, 638-639.
104. MAINKA SA. Giant Panda Management and Medicine in China *In : FOWLER ME, editor. Zoo and Wild Animal Medicine. 4th ed.* Philadelphia : WB Saunders, 1999, 410-414.
105. MAMA K. Anesthetic management of Camelids *In : STEFFEY EP, editor. Recent advances in Anesthetic Management of Large Domestic Animals* [en-ligne]. Ithaca : International Veterinary Information Service, 2000 (mise à jour le 4 septembre 2000). [http://www.ivis.org/advances/Steffey_Anesthesia/mama_camelids/chapter_frm.asp?LA=1]. (consulté le 25 avril 2003).
106. MARTIN DP. Restraint and Handling *In : FOWLER ME, editor. Zoo and Wild Animal Medicine. 2nd ed.* Philadelphia : WB Saunders, 1986, 663-667.
107. MATERN B. Veterinary care *In : RADEMACHER U, WINKLER A, editors. EEP African Equids Husbandry Guidelines*. Stuttgart : Wilhema, 2000, 62-66.
108. MEEBAN TP. The captive management of elephants *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Calgary, September 28th-October 3rd 1991, Calgary : JUNGE RE, 64-67.
109. MEEHAN TP. Medicals problems of shrews *In : Zoo and Wild Animal Medicine. 3rd ed.* Philadelphia : WB Saunders, 1993, 302-303.
110. MELLEN JD, ELLIS S. Animal Learning and Husbandry Training *In : KLEIMAN DG, ALLEN ME, THOMPSON KV. et al., editors. Wild Mammals in Captivity. Principles and Techniques*. Chicago : The University of Chicago Press, 1996, 88-99.
111. MELTZER DGA. Medical Management of a Cheetah Breeding Facility in South Africa *In : FOWLER ME, editor. Zoo and Wild Animal Medicine. 4th ed.* Philadelphia : WB Saunders, 1999, 415-422.
112. MIKOTA SK, KAMERLING SG, BARKER SA. Serum concentrations and behavioral effects of oral haloperidol in bongo antelope (*Tragelaphus eurycerus*) *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Columbus, Ohio, October 9th-14th 1999, KIRK BAER C, editor, 364-367.
113. MILLER M, MACPHEE MS, MELLEN J. Proactive development of an integrated behavioral husbandry program in a large zoological setting *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Milwaukee, Wisconsin, October 5th-10th 2002, KIRK BAER C, editor, 59-62.
114. MILLER M, WEBER M, MANGOLD B, NEIFFER D. Use of oral detomidine and ketamine for anesthetic induction in nonhuman primates *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians/Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians/National Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Orlando, Florida, September 18th-23rd 2001, KIRK BAER C-WILLETTE MM, editors, 179-180.
115. MILLER-EDGE M, AMSEL S. Carfentanyl, ketamine, xylazine combination (CKX) for immobilization of exotic Ungulates : clinical experiences in bongo (*Tragelaphus euryceros*) and mountain tapir (*Tapirus pinchaque*) *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians, Annual Meeting*. Pittsburg, , October 22nd-27th 1994, JUNGE RE, editor, 168-171.
116. MORAN JF, ENSENAT C, QUEVEDO MA, AGUILAR JM. Use of neuroleptic agents in the control of intraspecific aggression in great apes *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Saint Louis, Missouri, October 10th-15th 1993, JUNGE RE, editor, 125-126.

117. MORESCO A. medetomidine-ketamine-butorphanol combinations in binturongs (*Arctitis binturong*) In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Milwaukee, Wisconsin, October 5th-10th 2002, KIRK BAER C, editor, 426-427.
118. MORRIS PJ. Chemical immobilization of Felids, Ursids, and Small Ungulates. *Vet. Clin. North Am. (Exotic Anim. Pract.)*, 2001, **4**(1), 267-298.
119. MORRIS PJ, BICKNESE B, JANSSEN DL, SUTHERLAND-SMITH M, YOUNG L. Chemical immobilization of exotic swine at the San Diego Zoo In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Columbus, Ohio, October 9th-14th 1999, KIRK BAER C, editor, 150-153.
120. MORRIS PJ, BICKNESE B, JANSSEN DL, LOUDIS B, SHIMA A, SUTHERLAND-SMITH M *et al.* Chemical Restraint of Juvenile East African River Hippopotamus (*Hippopotamus amphibius kiboko*) at the San Diego Zoo In : HEARD D, editor. *Zoological Restraint and Anesthesia* [en-ligne]. Ithaca : International Veterinary Information Service, 15 mars 2001 (mise à jour le 25 mars 2002). [http://www.ivis.org/special_books/Heard/morris6/chapter_frm.asp?LA=1]. (consulté le 25 avril 2003).
121. MORRIS PJ, BICKNESE B, JANSSEN DL, SUTHERLAND-SMITH M, SHIMA A, YOUNG L *et al.* Chemical immobilization of takin (*Budorcas taxicolor*) at the San Diego Zoo In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians/Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians/National Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Orlando, Florida, September 18th-23rd 2001, KIRK BAER C-WILLETTE MM, editors, 102-105.
122. MORTENSON J, BECHERT U. Carfentanyl citrate as an oral anesthetic agent for brown bears (*Ursus arctos*) In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Puerto Vallarta, Mexico, November 3rd-6th 1996, KIRK BAER C, editor, 518-526.
123. MUSEUM NATIONAL D'HISTOIRE NATURELLE. Données MedArks 2002-2003.
124. NELSON L. Equidae In : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 931-934.
125. NELSON L, FOWLER ME. Rhinocerotidae In : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 934-938.
126. NIELSEN L. *Chemical Immobilization of Wild and Exotic Animals*. Ames : Iowa State Press, 1999, 342p.
127. NORTON TM. Medical management of maned wolves (*Chrysocyon brachyurus*) In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. South Padre Island, Texas, October 21st-26th 1990, Denver : CAMBRE RC-WHITNEY JE, editors, 67-70.
128. NOUVEL J. Note annexe sur la contention des grands carnivores. *Bull. Acad. Vét.*, 1955, **28**, 51-55.
129. PARAS A, MARTINEZ O, HERNANDEZ A. Alpha-2 agonist in combination with butorphanol and tiletamine-zolazepam for the immobilization of non-domestic hoofstock In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Milwaukee, Wisconsin, October 5th-10th 2002, KIRK BAER C, editor, 194-197.
130. PERNALETE JM. Observations on the care, management and breeding of the ocelots (*Felis pardalis*) and jaguarundi (*Felis yagouaroundi*) in captivity In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. South Padre Island, Texas October 21st-26th 1990, Denver : CAMBRE RC-WHITNEY JE, editors, 71-75.
131. PETIT S. *Dictionnaire des Médicaments Vétérinaires et des produits de Santé Animale commercialisés en France*. Editions du Point Vétérinaire, 2003, 1760p.
132. PETRINI K. The medical management and diseases of Mustelids In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Oakland, California, November 15th-19th 1992, JUNGE RE, editor, 106-117.

133. PETRINI K, KEYLER DE, LING L, BORYS D. Immobilization agents. Developing an urgent response protocol for human exposure *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Saint Louis, Missouri, October 10th-15th 1993, JUNGE RE, editor, 133-140.
134. PYE GW. Marsupial, insectivore, and chiropteran anesthesia. *Vet. Clin. North Am. (Exotic Anim. Pract.)*, 2001, **4**(1), 211-237.
135. PYE GW, BOOTH RJ. Medetomidine-ketamine immobilization and atipamezole reversal of Eastern grey kangaroos (*Macropus giganteus*) *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Omaha, Nebraska, October 17th-22nd 1998, 306-309.
136. RADCLIFFE RW, OSOFSKY SA, EYRES AI. Design and applications of a « free-stall » chute for passive restraint of the non-sedated white rhinoceros (*Ceratotherium simum simum*) *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/Wildlife Disease Association/American Association of Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. East Lansing, Michigan, August 12th-17th 1995, JUNGE RE, editor, 378-382.
137. RAMIREZ K. Animal Training, An overlooked science : bringing Training out of the closet *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Milwaukee, Wisconsin, October 5th-10th 2002, KIRK BAER C, editor, 40-44.
138. RAMSAY E. Standing sedation and tranquilization in captive African elephants (*Loxodonta africana*) *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians/Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians/National Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Orlando, Florida, September 18th-23rd 2001, KIRK BAER C-WILLETTE MM, editors, 111-114.
139. RAMSAY EC, GROVE D, MILLER M, SCHUMACHER J. Immobilization of Felids using oral detomidine and ketamine *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Columbus, Ohio, October 9th-14th 1999, KIRK BAER C, editor, 47-48.
140. RAMSAY EC, SLEEMAN JM, CLYDE V, GEIGER D. Immobilization of bears using orally administered carfentanil citrate *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians, Annual Meeting*. Pittsburg, , October 22nd-27th 1994, JUNGE RE, editor, 188.
141. RAPHAEL BL. Okapi Medicine and Surgery *In : FOWLER ME, editor. Zoo and Wild Animal Medicine*. 4th ed. Philadelphia : WB Saunders, 1999, 646-650.
142. RAPHAEL BL, JAMES S, CALLE PP, CLIPPINGER TL, COOK RA. The use of ketamine as a primary immobilizing agent in gorillas (*Gorilla gorilla*) *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians/Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians/National Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Orlando, Florida, September 18th-23rd 2001, KIRK BAER C-WILLETTE MM, editors, 169-170.
143. READ BW, MILLER E, HOUSTON EW, BOEVER WJ, JUNGE RE, BALKE JME. Restraint of bateng (*Bos javanicus*) in a commercial bovine squeeze chute *In : Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Greensboro, North Carolina, October 14th-19th 1989, OLSEN JH-EISENACHER M, editors, 11-12.
144. READ M. Long Acting Neuroleptic Drugs *In : HEARD D, editor. Zoological Restraint and Anesthesia* [en-ligne]. Ithaca : International Veterinary Information Service, 15 mars 2001 (mise à jour le 25 mars 2002). [http://www.ivis.org/special_books/Heard/read/chapter_frm.asp?LA=1]. (consulté le 25 avril 2003).
145. REICHARD T, SHELLABARGER W, LAULE G. Behavioral Training of primates and other zoo animals for veterinary procedures *In : Proceedings of the American Association of*

- Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Saint Louis, Missouri, October 10th-15th 1993, JUNGE RE, editor, 59-62.
146. RENNER MS, BRYANT W. Repeated immobilization of a Grevy's zebra (*Equus grevyi*) In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Omaha, Nebraska, October 17th-22nd 1998, 350.
 147. RETTIG T, DIVERS BJ. Viverridae In : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 822-828.
 148. RÖEKEN BO. A potent anesthetic combination with low concentrated medetomidine in zoo animals In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Houston, Texas, October 26th-30th 1997, KIRK BAER C, editor, 134-136.
 149. SANCHEZ TF, JANSSEN DD, MORRIS PJ, ANDERSON M. Assisted intubation techniques in llamas (*Lama glama*) : retrograde intubation In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Saint Louis, Missouri, October 10th-15th 1993, JUNGE RE, editor, 145-151.
 150. SCHAFTENAAR W. Evaluation of four years experience with medetomidine-ketamine anaesthesia in zoo animals In : *European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, First scientific meeting*. Rostock, May 16th-18th 1996, Aj Bunnik : Rink en Van Setten Communicatie, 79-86.
 151. SCHMIDT M. Proboscidea (Elephants) In : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 883-924.
 152. SCHMITT DL, BRADFORD JP, HARDY DA. Azaperone for standing sedation in Asian Elephants (*Elephas maximus*) In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Puerto Vallarta, Mexico, November 3rd-6th 1996, KIRK BAER C, editor, 48-51.
 153. SCHMITT DL, BRADFORD JP, HARDY DA. Foot care in Asian Elephants using a rotating elephant restraint device In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Puerto Vallarta, Mexico, November 3rd-6th 1996, KIRK BAER C, editor, 52-53.
 154. SCHÖNE J, HACKENBROICH C, BONATH KH, BÖER M. 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, May 8th-12th 2002, LL Houten : Van Setten Kwadraat, 179-185.
 155. SCHUMACHER J, AVERY BENNETT R, CITINO SB. Propofol : applications and limitations in exotic species In : *European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, Second scientific meeting, joint with the annual meeting of the British Veterinary Zoological Society*, Chester, May 21st-24th 1998, LL Houten : Van Setten Kwadraat, 427-430.
 156. SCHUMACHER J, HEARD DJ, CITINO SB. Cardiopulmonary effects of carfentanil in non-domestic hoofstock In : *European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, Second scientific meeting, joint with the annual meeting of the British Veterinary Zoological Society*, Chester, May 21st-24th 1998, LL Houten : Van Setten Kwadraat, 423-425.
 157. SCHUMACHER J, ERDTMANN J, POLLOCK C, HARVEY R. Comparative cardiopulmonary and anesthetic effects of ketamine-medetomidine and ketamine-xylazine in cougars (*Felis concolor*) In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Columbus, Ohio, October 9th-14th 1999, KIRK BAER C, editor, 45-46.
 158. SEDGWICK CJ. Gas anesthetic techniques with assisted ventilation In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. San Diego, California, 1975, 122-126.

159. SEDGWICK CJ. Inhalation anesthesia for captive wild mammals, birds and reptiles *In* : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 51-56.
160. SEDGWICK CJ, MARTIN JC. Concepts of veterinary practice in wild mammals. *Vet. Clin. North Am. (Small Anim. Pract.)*, 1994, **24**(1), 175-85.
161. SHELLABARGER W. Animal Training techniques at the Toledo Zoo in different species to aid in introductions, movement, and for behavioral enrichment *In* : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. South Padre Island, Texas, October 21st-26th 1990, Denver : CAMBRE RC-WHITNEY JE, editors, 350-352.
162. SHELLABARGER W, REICHARD TA. A close call : salient points of a serious elephant keeper injury by an adult African elephant (*Loxodonta africana*) *In* : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians/Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians/National Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Orlando, Florida, September 18th-23rd 2001, KIRK BAER C-WILLETTE MM, editors, 273-274.
163. SHIMA AL, MC CRACKEN H, BOOTH R, LYNCH MJ. Use of tiletamine-zolazepam in the immobilization of Marsupials *In* : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Saint Louis, Missouri, October 10th-15th 1993, JUNGE RE, editor, 154-156.
164. SLADKY KK, LOOMIS MR, KELLY B, STOSKOPF K, HORNE WA. Comparative anesthetic efficacy and cardiopulmonary effects of medetomidine-ketamine combinations and xylazine-ketamine in red wolves (*Canis rufus*) *In* : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Columbus, Ohio, October 9th-14th 1999, KIRK BAER C, editor, 49-52.
165. SNYDER SB, RICHARD MJ, FOSTER WR. Etorphine, ketamine, and xylazine in combination (M99KX) for immobilization of exotic Ruminants : a significant additive effect *In* : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Oakland, California, November 15th-19th 1992, JUNGE RE, editor, 226-235.
166. SOLORZAON JL. The handling of captive marine mammals in Mexico and Latin America *In* : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. South Padre Island, Texas, October 21st-26th 1990, Denver : CAMBRE RC-WHITNEY JE, editors, 42-44.
167. SPELMAN LH. Otter Anesthesia *In* : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 4th ed. Philadelphia : WB Saunders, 1999, 436-443.
168. SPELMAN LH, LEVINE JF, SUMNER PW. Immobilization of North American river otters (*Lutra canadensis*) with medetomidine-ketamine and reversal by atipamezole *In* : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Saint Louis, Missouri, October 10th-15th 1993, JUNGE RE, editor, 128-129.
169. STARK B, REICHARD T, SHELLABARGER W. Animal behavior management is not just for keepers : the role of the zoo veterinarian in an animal behavior management program *In* : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Milwaukee, Wisconsin, October 5th-10th 2002, KIRK BAER C, editor, 53-58.
170. SUEDEMEYER K. Conditioning programs for transabdominal ultrasound gestational monitoring in an Eastern black rhinoceros (*Diceros bicornis michaeli*), African elephant (*Loxodonta africana*), African lion (*Panthera leo*), and Bornean orangutan (*Pongo pygmaeus pygmaeus*) *In* : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Milwaukee, Wisconsin, October 5th-10th 2002, KIRK BAER C, editor, 50-52.
171. TAYLOR D, GREENWOOD A. Hippopotamidae (Hippopotamus) *In* : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 2nd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1986, 967-969.

172. TOPHAM K, BARRIOS S. Teaching your tapir to sit, stay, and roll over for blood collection In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Milwaukee, Wisconsin, October 5th-10th 2002, KIRK BAER C, editor, 63-64.
173. TUOMI P. Sea Otters In : DIERAUF LA, GULLAND FMD, editors. *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*. 2nd ed. Boca Raton : CRC Press LLC, 2001, 961-987.
174. TUOMI P, GREY M, CHRISTEN D. Butorphanol and butorphanol/diazepam administration for analgesia and sedation of Harbor Seals (*Phoca vitulina*) In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians/Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians/National Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Orlando, Florida, September 18th-23rd 2001, KIRK BAER C-WILLETTE MM, editors, 382-383.
175. VIDAL. VIDAL, *Le Dictionnaire 2003*. [cdrom], Issy-les-Moulineaux : VIDAL, 2003.
176. VIRBAC. *Zolétil NDV, anesthésique universel*. Guide posologique, 2003.
177. WALLACE RS, BELL B, PROSEN H, CLYDE V. Behavioral and medical therapy for self-mutilation and generalized anxiety in a bonobo (*Pan paniscus*) In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Omaha, Nebraska, October 17th-22nd 1998, 393-395.
178. WALSH MT, BOSSART GD. Manatee Medicine In : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 4th ed. Philadelphia : WB Saunders, 1999, 507-516.
179. WALSH MT, ANDREWS BF, ANTRIM J. Walruses In : DIERAUF LA, GULLAND FMD, editors. *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*. 2nd ed. Boca Raton : CRC Press LLC, 2001, 927-937.
180. WALSH MT, FRIDAY RB, NESS S, TOMPKINS C, PEARSON J. Use of hydraulically driven false pool floors as an aid in restraint and therapy in marine mammals In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians/Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians/National Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Orlando, Florida, September 18th-23rd 2001, KIRK BAER C-WILLETTE MM, editors, 371.
181. WALZER C, PUCHER H, SCHWARZENBERGER F. A restraint chute for semen collection in white rhinoceros (*Ceratotherium simum simum*). Preliminary results In : *European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, Third scientific meeting*, Paris, May 31st-June 4th 2000, LL Houten : Van Setten Kwadraat, S7-S10.
182. WALZER C, GSRITZ F, PUCHER H, HERMES R, HILDEBRANDT T, SCHWARZENBERGER F. Chemical restraint and anesthesia in white rhinoceros (*Ceratotherium simum*) for reproductive evaluation, semen collection and artificial insemination In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians/Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians/National Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Orlando, Florida, September 18th-23rd 2001, KIRK BAER C-WILLETTE MM, editors, 98-101.
183. WENKER CJ. Anesthesia of Exotic Animals. *The Internet Journal of Anesthesiology*. [online] 1998, 2(3). [<http://www.ispub.com/journals/IJA/Vol2N3/zoo.htm>] (consulté le 27 novembre 2002).
184. WESTON HS, FAGELLA AM, BURT L, CROWLEY K, MOORE T. Immobilization of a pygmy hippopotamus (*Choeropsis liberiensis*) for the removal of an oral mass In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Puerto Vallarta, Mexico, November 3rd-6th 1996, KIRK BAER C, editor, 576-581.
185. WIEBE SC. Phlebotomy through operant conditioning in captive tigers (*Panthera tigris*) In : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, Annual Meeting*. Milwaukee, Wisconsin, October 5th-10th 2002, KIRK BAER C, editor, 65-67.

186. WIESNER H. Chemical immobilization of wild equids *In* : FOWLER ME, editor. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 3rd ed. Philadelphia : WB Saunders, 1993, 475-476.
187. WILLIAMS CV, GLENN KM, HORNE WA. Comparison of the anesthetic and cardiorespiratory effects of medetomidine-ketamine, medetomidine-butorphanol-ketamine, and medetomidine-butorphanol-midazolam in ring-tailed lemurs (*Lemur catta*) *In* : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians/Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians/National Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Orlando, Florida, September 18th-23rd 2001, KIRK BAER C-WILLETTE MM, editors, 165-168.
188. WINKLER A. Capture and Transport *In* : RADEMACHER U, WINKLER A, editors. *EEP African Equids Husbandry Guidelines*. Stuttgart : Wilhema, 2000, 59-61.
189. WINTERER A, WIESNER H. The use of a long acting neuroleptic in zoo animals under the aspect of animals' welfare *In* : *European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, Second scientific meeting, joint with the annual meeting of the British Veterinary Zoological Society*, Chester, May 21st-24th 1998, LL Houten : Van Setten Kwadraat, 437-444.
190. YOUNG S. Restraint and Anesthesia of Bandicoots and Bilbies (Peramelemorpha) *In* : HEARD D, editor. *Zoological Restraint and Anesthesia* [en-ligne]. Ithaca : International Veterinary Information Service, 15 mars 2001 (mise à jour le 25 mars 2002). [http://www.ivis.org/special_books/Heard/young/chapter_frm.asp?LA=1]. (consulté le 25 avril 2003).
191. ZUBA JR, ALLEN JL. Affordable, portable, noninvasive monitoring equipment and its place in zoo and wildlife anesthesia *In* : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Oakland, California, November 15th-19th 1992, JUNGE RE, editor, 207-210.
192. ZUBA JR, BURNS RP. The use of supplemental propofol in narcotic anesthetized nondomestic Equids *In* : *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians, Joint Conference*. Omaha, Nebraska, October 17th-22nd 1998, 11-18.