

## **CAMPUS VÉTÉRINAIRE DE LYON**

Année 2021 - Thèse n° 010

### ***ÉLABORATION D'UN GUIDE PRATIQUE ET PÉDAGOGIQUE EN ANESTHÉSIE ET ANALGÉSIE DES ANIMAUX DE RENTE***

## **THESE**

Présentée à l'Université Claude Bernard Lyon 1  
(Médecine – Pharmacie)

Et soutenue publiquement le 1er juillet 2021  
Pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

Par

FENART Mathilde



## **CAMPUS VÉTÉRINAIRE DE LYON**

Année 2021 - Thèse n° 010

### ***ÉLABORATION D'UN GUIDE PRATIQUE ET PÉDAGOGIQUE EN ANESTHÉSIE ET ANALGÉSIE DES ANIMAUX DE RENTE***

## **THESE**

Présentée à l'Université Claude Bernard Lyon 1  
(Médecine – Pharmacie)

Et soutenue publiquement le 1er juillet 2021  
Pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

Par

FENART Mathilde



## Liste des Enseignants du Campus Vétérinaire de Lyon (20-05-2021)

ABITBOL	Marie	DEPT -BASIC -SCIENCES	Professeur
ALVES- DE- OLIVEIRA	Laurent	DEPT -BASIC -SCIENCES	Maître de conférences
ARCANGIOLI	Marie-Anne	DEPT -ELEVAGE- SPV	Professeur
AYRAL	Florence	DEPT -ELEVAGE- SPV	Maître de conférences
BECKER	Claire	DEPT -ELEVAGE- SPV	Maître de conférences
BELLUCO	Sara	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Maître de conférences
BENAMOU-SMITH	Agnès	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Maître de conférences
BENOIT	Etienne	DEPT -BASIC -SCIENCES	Professeur
BERNY	Philippe	DEPT -BASIC -SCIENCES	Professeur
BONNET-GARIN	Jeanne-Marie	DEPT -BASIC -SCIENCES	Professeur
BOULOCHER	Caroline	DEPT -BASIC -SCIENCES	Maître de conférences
BOURDOISEAU	Gilles	DEPT -ELEVAGE- SPV	Professeur émérite
BOURGOIN	Gilles	DEPT -ELEVAGE- SPV	Maître de conférences
BRUYERE	Pierre	DEPT -BASIC -SCIENCES	Maître de conférences
BUFF	Samuel	DEPT -BASIC -SCIENCES	Professeur
BURONFOSSE	Thierry	DEPT -BASIC -SCIENCES	Professeur
CACHON	Thibaut	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Maître de conférences
CADORÉ	Jean-Luc	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Professeur
CALLAIT-CARDINAL	Marie-Pierre	DEPT -ELEVAGE- SPV	Maître de conférences
CAROZZO	Claude	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Maître de conférences
CHABANNE	Luc	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Professeur
CHALVET-MONFRAY	Karine	DEPT -BASIC -SCIENCES	Professeur
DE BOYER DES ROCHES	Alice	DEPT -ELEVAGE- SPV	Maître de conférences
DELIGNETTE-MULLER	Marie-Laure	DEPT -BASIC -SCIENCES	Professeur
DJELOUADJI	Zorée	DEPT -ELEVAGE- SPV	Maître de conférences
ESCRIOU	Catherine	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Maître de conférences
FRIKHA	Mohamed-Ridha	DEPT -ELEVAGE- SPV	Maître de conférences
GALIA	Wessam	DEPT -ELEVAGE- SPV	Maître de conférences
GILOT-FROMONT	Emmanuelle	DEPT -ELEVAGE- SPV	Professeur
GONTHIER	Alain	DEPT -ELEVAGE- SPV	Maître de conférences
GRANCHER	Denis	DEPT -BASIC -SCIENCES	Maître de conférences
GREZEL	Delphine	DEPT -BASIC -SCIENCES	Maître de conférences
HUGONNARD	Marine	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Maître de conférences
JUNOT	Stéphane	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Professeur
KODJO	Angeli	DEPT -ELEVAGE- SPV	Professeur
KRAFFT	Emilie	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Maître de conférences
LAABERKI	Maria-Halima	DEPT -ELEVAGE- SPV	Maître de conférences
LAMBERT	Véronique	DEPT -BASIC -SCIENCES	Maître de conférences
LE GRAND	Dominique	DEPT -ELEVAGE- SPV	Professeur
LEBLOND	Agnès	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Professeur
LEDOUX	Dorothee	DEPT -ELEVAGE- SPV	Maître de conférences
LEFEBVRE	Sébastien	DEPT -BASIC -SCIENCES	Maître de conférences
LEFRANC-POHL	Anne-Cécile	DEPT -BASIC -SCIENCES	Maître de conférences
LEGROS	Vincent	DEPT -ELEVAGE- SPV	Maître de conférences
LEPAGE	Olivier	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Professeur
LOUZIER	Vanessa	DEPT -BASIC -SCIENCES	Professeur
MARCHAL	Thierry	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Professeur
MOISSONNIER	Pierre	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Professeur
MOSCA	Marion	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Maître de conférences
MOUNIER	Luc	DEPT -ELEVAGE- SPV	Professeur
PEPIN	Michel	DEPT -BASIC -SCIENCES	Professeur
PIN	Didier	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Professeur
PONCE	Frédérique	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Professeur
PORTIER	Karine	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Professeur
POUZOT-NEVORET	Céline	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Maître de conférences
PROUILLAC	Caroline	DEPT -BASIC -SCIENCES	Professeur
REMY	Denise	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Professeur
RENE MARTELLET	Magalie	DEPT -ELEVAGE- SPV	Maître de conférences
ROGER	Thierry	DEPT -BASIC -SCIENCES	Professeur
SAWAYA	Serge	DEPT -BASIC -SCIENCES	Maître de conférences
SCHRAMME	Michael	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Professeur
SERGENTET	Delphine	DEPT -ELEVAGE- SPV	Professeur
THIEBAULT	Jean-Jacques	DEPT -BASIC -SCIENCES	Maître de conférences
TORTEREAU	Antonin	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Maître de conférences
VIGUIER	Eric	DEPT -AC -LOISIR- SPORT	Professeur
ZENNER	Lionel	DEPT -ELEVAGE- SPV	Professeur

# Remerciements

## **À Monsieur le Professeur Bernard Allaouchiche**

*De la faculté de Médecine de Lyon,*

Qui m'a fait l'honneur d'accepter la présidence de mon jury de thèse,  
Qu'il trouve ici l'expression de ma gratitude et de mes hommages respectueux.

## **À Monsieur le Professeur Stéphane Junot**

*Du Campus Vétérinaire de Vetagro Sup,*

Qui m'a fait l'honneur d'encadrer ce travail et de me guider dans sa réalisation,  
Pour votre aide précieuse et votre gentillesse,  
Mes sincères remerciements.

## **À Madame la Docteure Claire Becker**

*Du Campus Vétérinaire de Vetagro Sup,*

Qui m'a fait l'honneur de participer à ce jury de thèse,  
Pour avoir accepté de juger mon travail,  
Mes sincères remerciements.





## Table des matières

Table des annexes .....	10
Table des figures .....	11
Table des tableaux .....	12
Liste des abréviations.....	13
Introduction .....	15
I. Réflexions sur l'élaboration d'un guide pratique et pédagogique sur l'anesthésie et l'analgésie des animaux de rente : choix du format et du contenu.....	16
A. Difficultés relatives à l'anesthésie et l'analgésie des animaux de rente.....	16
1. La douleur des animaux de rente est peu perceptible par le vétérinaire .....	16
2. Le praticien dispose de peu de ressources et d'informations .....	16
3. Les particularités physiologiques des ruminants.....	16
4. Contraintes réglementaires concernant les molécules anesthésiques et analgésiques à disposition du vétérinaire pour soigner les animaux de rente .....	17
B. Enquête préalable au développement du guide pratique et pédagogique en anesthésie des animaux de rente	19
1. Conception du questionnaire .....	19
2. Résultats de l'enquête et interprétation .....	22
3. Discussion et conclusion du questionnaire .....	29
C. Critères d'élaboration du guide sur l'anesthésie et l'analgésie des animaux de rente .....	29
1. Choix du format .....	29
2. Conception des fiches.....	30
3. Contenu du guide .....	30
II. Support théorique à l'élaboration des fiches pratiques.....	30
A. Notion de risques anesthésiques, objectif d'un protocole d'anesthésie et matériel associé.....	30
1. Notion de risque anesthésique (Fiche n°4).....	30
2. Équilibre d'un protocole d'anesthésie (Fiche n° 2).....	31
3. Molécules disponibles chez les animaux de rente .....	33
4. Le matériel d'anesthésie (Fiche n°3) .....	34
a) La machine d'anesthésie volatile (Fiche n°3) .....	34
b) Surveillance de l'anesthésie (Fiche n° 5) .....	36
c) Matériel de cathétérisme et d'intubation .....	38
B. Sédation et anesthésie chez les bovins adultes .....	40
1. Considérations préanesthésiques chez les bovins (Fiche n° 7).....	40
a. Les risques associés à l'anesthésie des bovins.....	40
b. Examen préanesthésique dans l'espèce bovine .....	42
c. Gestes techniques (Fiche n° 8).....	43
i. Cathétérisme intraveineux .....	43

ii.	Technique de l'intubation endotrachéale .....	44
2.	Protocoles de sédation et de prémédication chez les bovins (Fiche n° 9).....	45
3.	Protocoles d'anesthésie générale chez les bovins (Fiche n° 9).....	46
a.	Agents anesthésiques généraux et protocoles.....	46
b.	Entretien injectable : « en fixe » .....	47
c.	Entretien avec des agents anesthésiques volatils .....	47
4.	Prise en charge de la douleur : analgésie systémique et illustrations de techniques d'anesthésie locorégionale chez les bovins (Fiche n° 9, 10,11,12 et 13).....	48
a.	Analgésie systémique (Fiche n° 9) .....	48
b.	Les anesthésies locorégionales de la tête (Fiche n° 10) .....	48
c.	Anesthésies locorégionales du flanc (Fiche n° 11).....	53
d.	Anesthésies locorégionales de l'arrière-train (Fiche n° 11).....	56
e.	Anesthésie régionale intraveineuse (Fiche n° 12) .....	60
C.	Sédation et Anesthésie du veau.....	61
1.	Considérations préanesthésiques et particularités du veau (Fiche n° 13).....	61
2.	Gestes techniques.....	62
a.	Technique de l'intubation endotrachéale .....	62
b.	Cathétérisme intraveineux .....	62
3.	Protocoles de sédation et d'anesthésie chez le veau (Fiche n° 14) .....	63
a.	Protocoles d'induction d'anesthésie générale .....	63
b.	Agents anesthésiques volatiles : entretien de l'anesthésie.....	64
4.	Gestion de la douleur et techniques d'anesthésie locorégionale chez les veaux (Fiche n° 15).....	64
a.	Analgésie systémique .....	64
b.	La rachianesthésie lombosacrée .....	65
c.	Anesthésie épidurale lombo-sacrée .....	66
d.	Anesthésie locorégionale des testicules.....	67
e.	Anesthésie du nerf cornual.....	67
D.	Sédation et anesthésie chez les petits ruminants (ovins, caprins) .....	67
1.	Considérations préanesthésiques chez les petits ruminants (Fiche n° 16).....	67
a.	Les risques associés à l'anesthésie des petits ruminants : .....	67
b.	Examen préanesthésique : .....	68
b.	Gestes techniques (Fiche n° 17) .....	69
2.	Protocoles de sédation chez les petits ruminants (Fiche n° 18) .....	70
3.	Protocoles d'anesthésie et d'analgésie systémique chez les petits ruminants (Fiche n° 18) .....	71
a.	Agents anesthésiques injectables chez les petits ruminants.....	71
a.	Agents anesthésiques volatiles.....	71
4.	Prise en charge de la douleur et exemples de techniques d'anesthésie locorégionale chez les petits ruminants (Fiche n° 19).....	72

a.	Analgésie systémique .....	72
b.	Techniques d'anesthésie locorégionale : .....	73
E.	Sédation et Anesthésie chez les porcs .....	76
1.	Considérations préanesthésiques chez le porc (Fiche n° 20).....	76
a.	Examen préanesthésique : .....	76
b.	Contention du porc.....	77
c.	Les facteurs de risque pour l'anesthésie des porcs : .....	78
d.	Gestes techniques (Fiche n° 21) .....	80
2.	Protocoles de sédation chez le porc (Fiche n° 22) .....	82
3.	Protocoles d'anesthésie générale chez le porc (Fiche n° 22).....	83
a.	Prémédication .....	83
b.	Agents anesthésiques injectables et protocoles d'anesthésie chez le porc.....	83
c.	Agents volatiles.....	84
4.	Soins post-anesthésiques.....	84
5.	Prise en charge de la douleur et principales techniques d'anesthésie locorégionale utilisées chez les porcs (Fiche n° 23).....	84
a.	Analgésie systémique .....	84
b.	Anesthésie du flanc .....	85
c.	L'anesthésie épidurale lombosacrée .....	85
d.	Anesthésie locale intratesticulaire .....	86
F.	Sédation et Anesthésie des camélidés.....	86
1.	Considérations préanesthésiques chez les camélidés .....	86
	Examen préanesthésique (Fiche n° 24).....	86
a.	Les facteurs de risque pour l'anesthésie chez les Camélidés : .....	88
b.	Gestes techniques (Fiche n° 25) .....	89
2.	Protocoles de sédation des lamas et alpagas (Fiche n° 26) .....	91
3.	Protocoles d'anesthésie et d'analgésie systémique chez les camélidés.....	92
a.	Agents anesthésiques et analgésiques systémiques injectables.....	92
b.	Entretien de l'anesthésie avec des agents volatils .....	92
4.	Techniques d'anesthésie locorégionale chez les lamas .....	93
a.	Bloc en L-inversé ou en ligne .....	93
b.	Anesthésie pour la castration .....	93
c.	L'analgésie péridurale caudale a également été utilisée pour la castration. (voir paragraphe suivant). 93	
d.	La péridurale caudale .....	93
III.	Discussion .....	94
	Bibliographie .....	96
	Annexes.....	101

## Table des annexes

Annexe 1 : Fiche 1 : Législation concernant les molécules anesthésiques et analgésiques à disposition du vétérinaire praticien rural

Annexe 2 : Fiche 2 : Équilibre d'un protocole d'anesthésie

Annexe 3 : Fiche 3 : La machine d'anesthésie volatile

Annexe 4 : Fiche 4 : Examen préopératoire

Annexe 5 : Fiche 5 : Monitoring

Annexe 6 : Fiche 6 : Traitement des complications anesthésiques

Annexe 7 : Fiche 7 : Bovins adultes, Considérations préanesthésiques

Annexe 8 : Fiche 8 : Bovins adultes, Gestes techniques

Annexe 9 : Fiche 9 : Bovins adultes, Sédation et anesthésie

Annexe 10 : Fiche 10 : Bovins adultes, Anesthésies locorégionales de la tête

Annexe 11 : Fiche 11 : Bovins adultes, Anesthésies locorégionales du tronc

Annexe 12 : Fiche 12 : Bovins adultes : Anesthésies loco régionale du membre thoracique

Annexe 13 : Fiche 13 : Bovins adultes : Anesthésies locorégionales du membre pelvien

Annexe 14 : Fiche 14 : Veaux, Considérations préanesthésiques et gestes techniques

Annexe 15 : Fiche 15 : Veaux, Protocoles anesthésiques

Annexe 16 : Fiche 16 : Veaux, Anesthésies locorégionales

Annexe 17 : Fiche 17 : Petits ruminants, Considérations préanesthésiques

Annexe 18 : Fiche 18 : Petits ruminants, Gestes techniques

Annexe 19 : Fiche 19 : Petits ruminants, Sédation et anesthésie

Annexe 20 : Fiche 20 : Petits ruminants, Anesthésies locorégionales

Annexe 21 : Fiche 21 : Porcins, Considérations préanesthésiques

Annexe 22 : Fiche 22 : Porcins, Gestes techniques

Annexe 23 : Fiche 23 : Porcins, Sédation et anesthésie

Annexe 24 : Fiche 24 : Porcins, Anesthésies locorégionales

Annexe 25 : Fiche 25 : Camélidés, Considérations préanesthésiques

Annexe 26 : Fiche 26 : Camélidés, Gestes techniques

Annexe 27 : Fiche 27 : Camélidés, Sédation et anesthésie

Annexe 28 : Fiche 28 : Camélidés, Anesthésies locorégionales

## Table des figures

Figure 1 : Impression d'écran du questionnaire dans Google forms .....	22
Figure 2 : Année de sortie d'école des vétérinaires ayant répondu au questionnaire .....	23
Figure 3 : Provenance des vétérinaires ayant répondu au questionnaire .....	23
Figure 4 : Spécialité des vétérinaires ayant répondu au questionnaire.....	24
Figure 5 : Lieu d'exercice des vétérinaires ayant répondu au questionnaire .....	24
Figure 6 : Fréquence d'utilisation de l'anesthésie des vétérinaires ayant répondu au questionnaire .	25
Figure 7 : Espèces anesthésiées par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire.....	25
Figure 8 : Problèmes rencontrés en anesthésie par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire	26
Figure 9 : Espèces posant problème au vétérinaire en termes d'anesthésie .....	26
Figure 10 : Types de problèmes rencontrés en anesthésie par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire .....	27
Figure 11 : Format des sources d'information utilisées par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire .....	27
Figure 12 : Quantité du nombre de données .....	28
Figure 13 : Données devant figurer dans une source d'information .....	28
Figure 14 : Constituants d'une machine d'anesthésie volatile.....	34
Figure 15 : Positionnement de la tête du bovin lors de son anesthésie .....	41
Figure 16 : L'intubation par palpation .....	45
Figure 17 : Le bloc nerveux cornual.....	49
Figure 18 : Le bloc nerveux infraorbitaire .....	50
Figure 19 : Bloc auriculo-palpébral.....	51
Figure 20 : Le bloc rétrobulbaire .....	52
Figure 21 : Le bloc de Peterson .....	53
Figure 22 : Le bloc nerveux paravertébral proximal.....	54
Figure 23 : anesthésie paravertébrale distale .....	55
Figure 24 : Le bloc en L inversé .....	56
Figure 25 : Épidurale caudale basse .....	57
Figure 26 : Le bloc en V inversé du trayon .....	58
Figure 27 : Le bloc annulaire du trayon.....	59
Figure 28 : Infiltration du sphincter du trayon .....	60
Figure 29 : Anesthésie des membres .....	61
Figure 30 : La rachianesthésie lombo-sacrée .....	65
Figure 31 : Site d'injection pour un ébourgeonnage.....	67
Figure 32 : Emplacement de l'insertion de l'aiguille lors de bloc nerveux péridural caudal.....	74
Figure 33 : Bloc nerveux cornual .....	75
Figure 34 : Plaque de contention pour les porcs.....	78
Figure 35 : Contention du porc au collet.....	78
Figure 36 : Localisation des veines et artères auriculaires chez le porc.....	80
Figure 37 : Lieu de ponction sanguine chez le porc .....	81
Figure 38 : Les 3 estomacs du Lama .....	88
Figure 39 : Injection et cathétérisme intraveineux chez les lamas .....	90

## Table des tableaux

Tableau 1 : Molécules anesthésiques et analgésiques disponibles chez les animaux de rente .....	33
Tableau 2 : Matériel de cathétérisme et d'intubation par espèce.....	39
Tableau 3 : Valeurs de références pour le monitoring des bovins adultes.....	42
Tableau 4 : Valeurs de référence en biochimie sanguine des bovins .....	43
Tableau 5 : Agents de sédation chez les bovins .....	46
Tableau 6 : Posologies de certains agents anesthésiques systémiques chez les bovins .....	47
Tableau 7 : Exemples d'agents analgésiques systémiques chez les bovins .....	48
Tableau 8 : Valeurs physiologiques pour le monitoring du veau .....	62
Tableau 9 : Agents anesthésiques et analgésiques systémiques chez le veau .....	63
Tableau 10 : Posologies d'analgésiques pour les veaux .....	64
Tableau 11 : Valeurs physiologiques des petits ruminants.....	68
Tableau 12 : Valeurs de références de biochimie sanguine des petits ruminants .....	69
Tableau 13 : Agents de sédatons des petits ruminants .....	71
Tableau 14 : Protocoles d'anesthésie chez les petits ruminants .....	71
Tableau 15 : Exemples d'agents analgésie chez les petits ruminants.....	73
Tableau 16 : Valeurs de référence pour le monitoring des porcins.....	76
Tableau 17 : Valeurs de référence en biochimie sanguines des porcins.....	77
Tableau 18 : Quelques protocoles de sédation chez les porcins .....	83
Tableau 19 : Protocoles anesthésiques chez les porcins .....	83
Tableau 20 : Molécules analgésiques utilisées chez les porcins .....	84
Tableau 21 : Valeurs physiologiques chez les camélidés .....	87
Tableau 22 : Valeurs hématologiques des camélidés .....	87
Tableau 23 : Valeurs biochimiques des camélidés.....	88
Tableau 24 : Agents de sédation chez les camélidés .....	92
Tableau 25 : Agents anesthésiques d'induction chez les camélidés .....	92

## Liste des abréviations

<b>Abréviation</b>	<b>Signification</b>
°C	Degrés Celsius
<b>AFMPS</b>	Agence fédérale des médicaments et des produits de santé
<b>ALAT</b>	Alanine aminotransférases
<b>AMM</b>	Autorisation de mise sur le marché
<b>ASA</b>	American Society of Anesthesiology
<b>ASAT</b>	Aspartate aminotransférases
<b>ATU</b>	Autorisation temporaire d'utilisation
<b>Ca</b>	Calcium
<b>CE</b>	Conseil européen
<b>Cl</b>	Chlore
<b>cm</b>	Centimètre
<b>CO<sub>2</sub></b>	Dioxyde de Carbone
<b>CPK</b>	créatine phosphokinase
<b>DI</b>	Diamètre interne
<b>DJA</b>	Dose journalière admissible
<b>EMA</b>	Agence européenne du médicament
<b>g</b>	Gramme
<b>G</b>	Gauge
<b>GGE</b>	Guaifenesine
<b>GGT</b>	Gamma-glutamyl transférase
<b>h</b>	Heure
<b>HCO<sub>3</sub><sup>-</sup></b>	Bicarbonates
<b>IM</b>	Intramusculaire
<b>INRA</b>	Institut national de la recherche agronomique
<b>IV</b>	Intraveineuse
<b>IVCT</b>	Test de contracture in vitro
<b>K</b>	Potassium
<b>kg</b>	Kilogramme
<b>L</b>	Litre
<b>LDH</b>	Lactico-déshydrogénase
<b>LMA</b>	Masque laryngé
<b>LMR</b>	Limite maximale de résidus
<b>m</b>	Mètre
<b>Meq</b>	Milliéquivalent
<b>mg</b>	Milligramme
<b>Mg</b>	Magnésium
<b>MH</b>	Hyperthermie maligne
<b>min</b>	Minute
<b>mL</b>	Millilitre
<b>mmHg</b>	Millimètre de mercure

<b>n°</b>	Numéro
<b>Na</b>	Sodium
<b>P</b>	Phosphore
<b>PAL</b>	Phosphatases alcalines
<b>PO</b>	Per Os
<b>RCP</b>	Résumé des caractéristiques du produit
<b>SNGTV</b>	Société Nationale des Groupements Techniques Vétérinaires
<b>TIVA</b>	Anesthésie intraveineuse totale
<b>U</b>	Unité
<b>UE</b>	Union Européenne
<b>URL</b>	Uniform Resource Locator

## Introduction

L'anesthésie est la perte locale ou générale de la sensibilité, en particulier de la sensibilité à la douleur que l'on appelle analgésie, produite par un agent anesthésique.

Les animaux de rente sont souvent considérés comme des animaux stoïques, « non sensibles ou résistants à la douleur ». Ils présentent en fait une faible expressivité de la douleur permettant de ne pas dévoiler leurs faiblesses aux prédateurs (Hudson et al., 2008). Leur « inexpressivité » face à la douleur explique pourquoi celle-ci a longtemps été ignorée.

Depuis ces quinze dernières années, les consommateurs sont cependant devenus plus sensibles au bien-être des animaux d'élevages. La société est devenue intolérante à la douleur et aux souffrances.

Dans ce contexte de bien-être et de douleur en élevage, le vétérinaire a un rôle central à jouer, il peut apporter une contribution très considérable et la profession vétérinaire est capable de relever ce défi.

De ce fait, dans cette thèse nous avons voulu construire un guide pratique et pédagogique, à destination des praticiens vétérinaires ruraux, afin de prendre en charge efficacement l'anesthésie et l'analgésie des animaux de rente, lors des différentes chirurgies ou interventions qu'ils peuvent subir au cours de leur vie en exploitation.

Afin de mieux cerner les attentes des praticiens pour un tel guide, nous avons réalisé un questionnaire permettant d'établir la connaissance des praticiens ruraux sur l'anesthésiologie des animaux de rente, leur accessibilité à des ressources ou informations sérieuses ainsi que lesdites informations qu'ils aimeraient trouver dans ce guide pédagogique. Nous en avons étudié les résultats afin de subvenir au mieux au besoin des vétérinaires. Puis, nous avons étudié la législation concernant les molécules pouvant être utilisées sur nos animaux de ferme avant de réaliser des fiches pratiques à proprement parler.

Cette thèse a pour finalité de présenter les connaissances en anesthésiologie des animaux de rente sous forme de fiches pratiques et pédagogiques pour les praticiens vétérinaires et aussi dans le futur, de se servir de ces fiches pour rédiger un livre guide complet sur l'anesthésie et l'analgésie des animaux de rente.

# I. Réflexions sur l'élaboration d'un guide pratique et pédagogique sur l'anesthésie et l'analgésie des animaux de rente : choix du format et du contenu.

## A. Difficultés relatives à l'anesthésie et l'analgésie des animaux de rente

### 1. La douleur des animaux de rente est peu perceptible par le vétérinaire

Les animaux de rente expriment moins leur douleur que d'autres espèces comme les carnivores domestiques cependant ils y sont tout aussi sensibles. Les signes sont plus frustes, et donc plus difficilement détectables.

Il existe ainsi des grilles d'évaluation de la douleur chez certains animaux de rente, mais qui sont encore peu utilisées en pratique. Elles se basent sur des critères lésionnels, physiologiques, zootechniques, comportementaux pour quantifier le niveau de douleur.

Quotidiennement, la douleur peut se manifester en conséquence à un stress, un mal-être lié à l'environnement de vie ainsi que lors d'une atteinte physique : lors d'intervention vétérinaire par exemple.

Il est ainsi important de traiter la douleur et de considérer la mise en place d'une valence analgésique dans les protocoles d'anesthésie. (Neindre, Guatteo, Guemene, Guichet, Latouche et al 2009)

### 2. Le praticien dispose de peu de ressources et d'informations

Comme mis en évidence dans notre questionnaire, 62 % des vétérinaires ayant répondu au questionnaire estime que les sources d'information en anesthésie des animaux de rente sont insuffisantes.

### 3. Les particularités physiologiques des ruminants

Les particularités de chaque espèce seront abordées dans la suite du manuscrit, cette partie est survolée ici pour noter le fait que les particularités de chaque espèce peuvent expliquer la difficulté relative à l'anesthésie des animaux de rente.

Les ruminants possèdent quelques particularités anatomiques qui peuvent influencer la mise en œuvre de l'anesthésie. Plusieurs risques en rapport avec ces spécificités anatomiques sont rapportés, en particulier : la météorisation et la régurgitation.

La distension du rumen est un problème rencontré lors d'anesthésie prolongée. La distension du rumen peut entraver le fonctionnement du diaphragme, entraînant des anomalies de la respiration et de l'oxygénation.

La régurgitation pendant l'anesthésie peut être un problème chez les ruminants en raison du contenu volumineux du rumen, ce qui augmente le risque de fausse déglutition et de broncho-pneumonie par aspiration. Une régurgitation active peut survenir à des niveaux d'anesthésie légers, en particulier lorsque le larynx est stimulé par l'intubation, mais aussi lors d'anesthésie trop profonde par relâchement du cardia.

Leurs conséquences en matière d'anesthésie et prise en charge seront étudiées dans les parties suivantes.

4. Contraintes réglementaires concernant les molécules anesthésiques et analgésiques à disposition du vétérinaire pour soigner les animaux de rente
  - a. Notion de LMR et de temps d'attente

Les produits d'origine animale destinés à la consommation humaine comme le lait, la viande, les œufs sont susceptibles de contenir de faibles quantités de résidus de médicaments administrés à l'animal de son vivant. Ces résidus peuvent se retrouver dans l'organisme de la personne consommant ces produits et être potentiellement nocifs pour sa santé.

L'AFMPS (Agence fédérale des médicaments et des produits de santé) a défini des limites maximales de résidus (LMR) pour les médicaments pouvant être administrés aux animaux de rente, ainsi que des temps d'attente pour ces médicaments administrés.

Temps d'attente : période durant laquelle on retrouve des concentrations en principes actifs (issus des médicaments) au sein du produit d'origine animale supérieures aux LMR : Limites Maximales de Résidues qui ont été calculées pour ces denrées alimentaires. C'est aussi le temps à attendre entre la dernière administration du médicament et la livraison pour la consommation humaine. À la fin de ce temps d'attente, la concentration en principes actifs issus des médicaments vétérinaires sera considérée comme inoffensive.

LMR : « La LMR d'une substance active est la teneur maximale de cette substance légalement autorisée dans les denrées alimentaires d'origine animale. Ces valeurs diffèrent, pour une même substance active, selon l'espèce animale, le tissu ou le produit concerné (viande, graisse et peau, foie, rein, lait, œufs, miel). Les LMR sont établies conformément au Règlement (CE) N 470/2009 du Parlement et du Conseil européen basé sur un avis scientifique rendu par l'Agence européenne du médicament (EMA). La LMR est réglementaire, et s'applique à une substance pour une denrée spécifique de manière identique en Europe. L'objectif est d'éviter qu'un consommateur n'ingère une quantité de substance supérieure à la DJA (Dose Journalière Admissible). » (site de l'ANSES 2019)

Ainsi, la pratique de l'anesthésie et l'analgésie des animaux de rente est donc très particulière comparée aux autres espèces : il faut donc considérer lors du choix des molécules d'anesthésie et d'analgésie d'une part les contraintes médicales, mais aussi réglementaires.

- b. Classification en tableaux I et II

Lorsque le vétérinaire prescrit un médicament destiné à être administré à des animaux de rente, le ou les principes actifs qu'il contient doivent être inscrits dans le tableau 1 des substances autorisées de l'annexe du règlement (UE) n° 37/2010.

Le tableau 1 figure les substances pharmacologiquement actives autorisées, pour lesquels une LMR a pu être établie, et leur classification concernant les limites maximales de résidus (LMR) qui leur sont associées. Ne peuvent ainsi être administrés chez les animaux de rente que des médicaments figurant dans le tableau 1. L'annexe du règlement (UE) n° 37/2010 figure également un tableau 2, qui mentionnent les substances prohibées, pour lesquelles aucune LMR ne peut être établies, et qui de ce fait ne doivent pas être utilisées chez les animaux dont la chair ou les produits peuvent être destinés à la consommation humaine.

Si le médicament utilisé n'indique aucun temps d'attente pour les espèces concernées, le vétérinaire fixe le temps d'attente applicable qui ne peut être inférieur au minimum fixé pour la denrée animale considérée. Ceci est possible par arrêté des ministres chargés de l'agriculture et de la santé, après avis de l'Agence française de sécurité sanitaire des aliments.

Selon l'Arrêté du 16 octobre 2002 (JO 20/10/2002), le temps d'attente minimum mentionné au dernier alinéa de l'article L. 5143-4 du code de la santé publique est fixé à :

- 7 jours pour les œufs ;
- 7 jours pour le lait ;
- 28 jours pour la viande de volailles et de mammifères, y compris les graisses et les abats ;
- 500 degrés-jour pour la chair de poisson.

Les tableaux contiennent les informations suivantes : nom de la substance pharmacologiquement active, résidu marqueur, espèce animale, LMR, denrées cibles, autres dispositions et la classification thérapeutique.

Il existe également une classification en annexes qui décrit les modalités d'utilisation de plusieurs molécules.

On distingue donc :

- L'annexe I : contient des molécules autorisées dans le cadre de l'AMM avec des LMR établies pour chacune.
- L'annexe II : contient des molécules sans LMR établie, car cela est considéré comme non nécessaire. On applique un temps d'attente forfaitaire de 28 jours et on ne peut les utiliser qu'en suivant le principe de la cascade.
- L'annexe III : contient des molécules avec des LMR provisoires. On peut les utiliser dans les règles de l'AMM.
- L'annexe IV : contient des molécules sans LMR. On ne peut pas les utiliser en filière bouchère.

#### c. Principe de la cascade

Le vétérinaire doit prescrire en priorité un médicament autorisé pour l'animal de l'espèce considérée et dans l'indication thérapeutique visée (médicament avec AMM ou ATU= autorisation temporaire d'utilisation).

Si ce n'est pas le cas, il peut prescrire :

- un médicament vétérinaire avec AMM pour animaux d'une autre espèce et même indication ou de la même espèce dans une autre indication
- A défaut, un médicament autorisé pour une autre espèce, ou une autre indication (hors RCP)
- À défaut, un médicament autorisé pour l'homme, ou AMM Européenne (AMM UE).
- À défaut une préparation magistrale en répondant aux règles en matière de résidus

En conclusion, l'utilisation des médicaments de l'anesthésie chez les animaux de rente est conditionnée comme pour les autres espèces par le principe de la cascade auquel s'ajoute la nécessité de recourir à des médicaments ayant fait l'objet d'étude de LMR, afin de pouvoir fixer un temps d'attente. Si le médicament utilisé n'indique aucun temps d'attente pour les

espèces concernées, le vétérinaire fixe le temps d'attente applicable qui ne peut être inférieur au minimum fixé pour la denrée animale considérée, par arrêté des ministres chargés de l'agriculture et de la santé, après avis de l'Agence française de sécurité sanitaire des aliments. Une contrainte majeure pour les animaux de rente repose également sur la disponibilité en médicaments ayant fait l'objet d'études de LMR.

Au final, le vétérinaire ne dispose que de peu de molécules anesthésiques et analgésiques pour les soins des animaux de rente, en comparaison avec les autres espèces.

Afin de déterminer le meilleur format pour un guide sur l'anesthésie et l'analgésie des animaux de rente, une enquête préalable a été réalisée auprès de vétérinaires praticiens ruraux.

## B. Enquête préalable au développement du guide pratique et pédagogique en anesthésie des animaux de rente

### 1. Conception du questionnaire

Le questionnaire a été réalisé grâce au logiciel internet Google Forms. Il s'agit d'un logiciel appartenant à un groupe de logiciel Google tels que Google Docs, Google Sheets et Google Slides. Il permet de collecter gratuitement des informations auprès des utilisateurs via des enquêtes en envoyant une adresse URL. Les utilisateurs sont alors dirigés vers un questionnaire.

Ce dernier a également été diffusé dans le bulletin d'information du journal hebdomadaire du SNGTV du mois de novembre 2020 ainsi que publié sur plusieurs groupes Facebook vétérinaires.

En publiant le questionnaire sur différents médias/réseaux sociaux/logiciels, cela me permet de toucher un large panel de vétérinaires, de tout âge, de toute origine.

Via ce questionnaire, l'objectif était de connaître s'il y avait des difficultés rencontrées en pratique par les vétérinaires en anesthésie ainsi que leur type et leur fréquence. Aussi, un autre objectif était de mettre en évidence ou non le manque de sources d'information à leur disposition et vers quel type de format de source d'information les praticiens se tournaient en première intention, cela ayant pour but de créer un guide pratique et pédagogique correspondant aux exigences de praticité, accessibilité, simplicité et rapidité d'utilisation du plus grand nombre d'entre eux.

Le questionnaire a été réalisé avec la même trame que celui d'une précédente thèse traitant du même sujet pour les nouveaux animaux de compagnie. (Grenet Lorna, 2015)

Le texte introductif au questionnaire, que l'on retrouve sur la capture d'écran du questionnaire en figure 1, est le suivant :

« Cher(e)s consœurs, confrères,

Bonjour,

Dans le cadre de ma thèse d'exercice vétérinaire, je réalise un questionnaire à l'attention des vétérinaires ruraux ou mixtes sur leur rapport avec l'anesthésie et l'analgésie chez les animaux de rente.

Cela a pour but de relever les différents problèmes rencontrés en pratique ou dans le cadre de recherche d'informations concernant l'anesthésie et/ou l'analgésie des animaux de rente ; pour ensuite entreprendre la rédaction d'un guide pratique et pédagogique à ce sujet.

Je vous remercie par avance de l'attention portée à ce questionnaire. »

Les questions posées étaient les suivantes :

**Questions N° 1 : Quelle est votre année de sortie de l'école vétérinaire ?**

Réponse à sélectionner au sein d'une liste déroulante

**Question N° 2 : De quelle école êtes-vous diplômé ?**

- École vétérinaire Lyon
- École vétérinaire de Toulouse
- École vétérinaire de Nantes
- École vétérinaire de Paris
- École à l'étranger

**Question N° 3 : Vous pratiquez la médecine vétérinaire :**

- Rurale pure
- Mixte rurale et animaux de compagnie
- Mixte rurale et équine
- Mixte rurale, équine, animaux de compagnie

**Question N° 4 : Dans quelle région exercez-vous ?**

Réponse à sélectionner au sein d'une liste déroulante

**Question N° 5 : À quelle fréquence anesthésiez-vous des animaux de rente ?**

- 0 à 1 fois par mois
- 2 à 5 fois par mois
- 6 à 10 fois par mois
- Plus de 10 fois par mois

**Question N° 6 : Quelle(s) catégorie(s) d'animaux anesthésiez-vous le plus fréquemment ?**

- |            |           |
|------------|-----------|
| - Vaches   | - Béliers |
| - Veaux    | - Lamas   |
| - Taureaux | - Alpagas |
| - Chèvres  | - Porcs   |
| - Boucs    | - Truies  |
| - Brebis   | - Autre   |

**Question N° 7 : L'anesthésie des animaux de rente vous pose-t-elle problème ?**

- Oui, régulièrement
- Oui, parfois
- Non

**Question N° 8 : Si oui, dans quelle(s) espèce(s)**

- |            |           |
|------------|-----------|
| - Vaches   | - Béliers |
| - Veaux    | - Lamas   |
| - Taureaux | - Alpagas |
| - Chèvres  | - Porcs   |
| - Boucs    | - Truies  |
| - Brebis   | - Autre : |

**Question N° 9 : Si oui, quel(s) type(s) de problème(s) rencontrez-vous ?**

- Molécules utilisables
- Posologies
- Machines d'anesthésie
- Surveillance et monitoring de l'anesthésie
- Contention et manipulation de l'animal
- Réalisation des gestes techniques (intubation, pose de cathéter,)
- Autre :

**Question N° 10 : Quelles sources d'information utilisez-vous ?**

- Livres format papier
- Livres format numérique
- Revues vétérinaires
- Internet
- Thèses
- Conférences
- Autre :

**Question N°11 : Vous paraissent-elles en nombre suffisant et facile d'accès ?**

- Oui
- Non

**Question N° 12 : Quelles informations concernant l'anesthésie vous paraissent importantes à faire figurer dans ces sources ?**

- Spécificités anatomiques
- Données physiologiques relatives à chaque espèce
- Pharmacologie des molécules utilisables chez chaque espèce
- Présentations des gestes techniques
- Critères de surveillance
- Analgésie
- Cas cliniques
- Autre :



**FIGURE 1 : IMPRESSION D'ECRAN DU QUESTIONNAIRE DANS GOOGLE FORMS**

2. Résultats de l'enquête et interprétation

Le nombre de réponses au questionnaire s'est avéré faible. Une vingtaine de réponses ont été enregistrées. Les figures 2 à 13 représentent le résultat des réponses au questionnaire.

### Questions N° 1 : Quelle est votre année de sortie de l'école vétérinaire ?

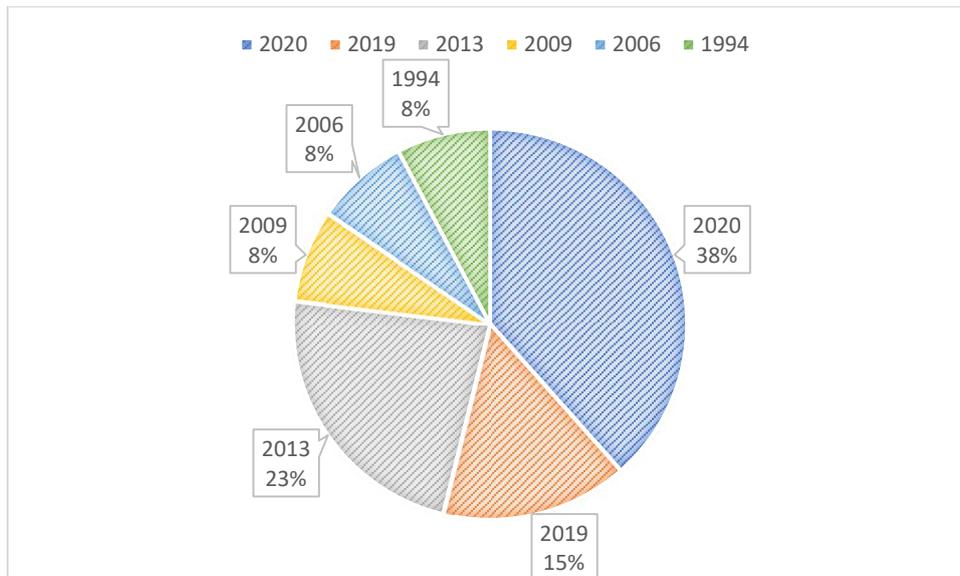


FIGURE 2 : ANNEE DE SORTIE D'ECOLE DES VETERINAIRES AYANT REPONDU AU QUESTIONNAIRE

On remarque ici qu'une grande partie des vétérinaires ayant répondu au questionnaire sont des jeunes vétérinaires. Le choix du format du questionnaire a certainement influé le public visé ainsi que la proximité temporelle des thèses des vétérinaires praticiens ayant répondu au questionnaire et de la réalisation de cette thèse. Le temps de récolte des questionnaires et la faible relance sont vraisemblablement la cause de ce peu de participants.

### Question N° 2 : De quelle école êtes-vous diplômé ?

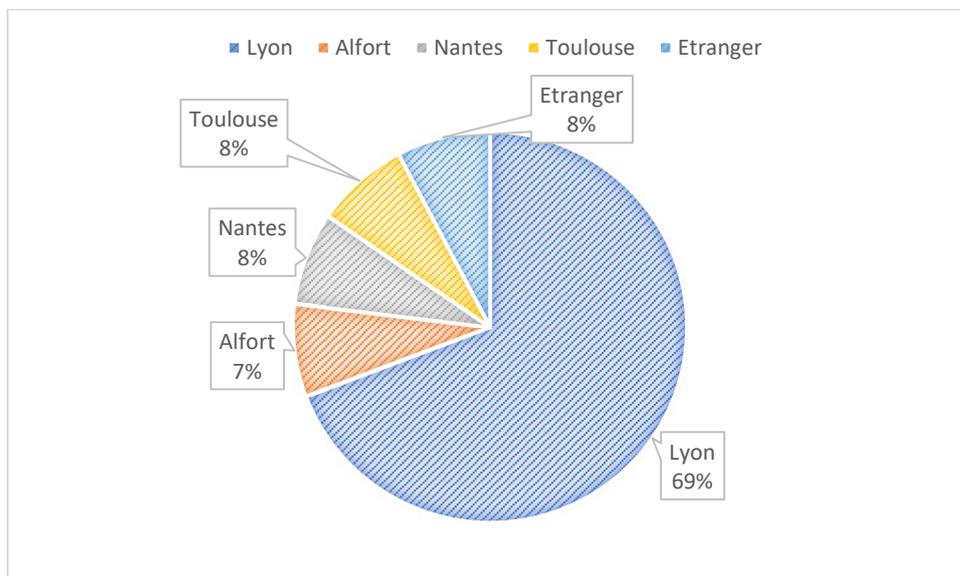


FIGURE 3 : PROVENANCE DES VETERINAIRES AYANT REPONDU AU QUESTIONNAIRE

Les personnes ayant répondu au questionnaire proviennent en majorité de l'école vétérinaire de Lyon. Cependant, au moins 2 personnes de chaque école ont pu répondre à celui-ci.

### Question N° 3 : Vous pratiquez la médecine vétérinaire :

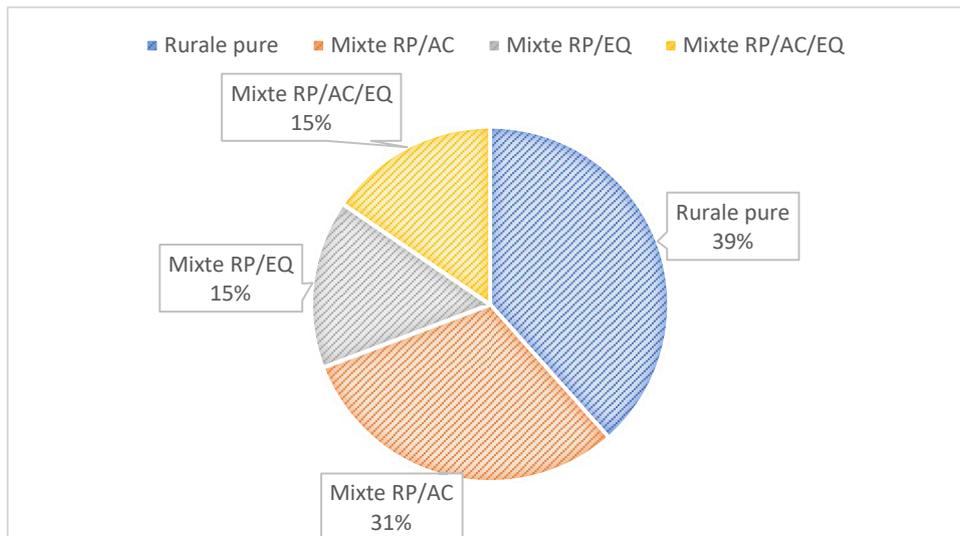


FIGURE 4 : SPECIALITE DES VETERINAIRES AYANT REPONDU AU QUESTIONNAIRE

Sur ce graphique, les lettres RP, AC et EQ correspondent respectivement à la filière rurale pure, canine pure (animaux de compagnie) et équine pure. L'objectif de viser un large panel de vétérinaires ayant des spécialités différentes a donc été atteint. En effet, on observe une diversité de profils de vétérinaires ayant répondu au questionnaire.

### Question N° 4 : Dans quelle région exercez-vous ?

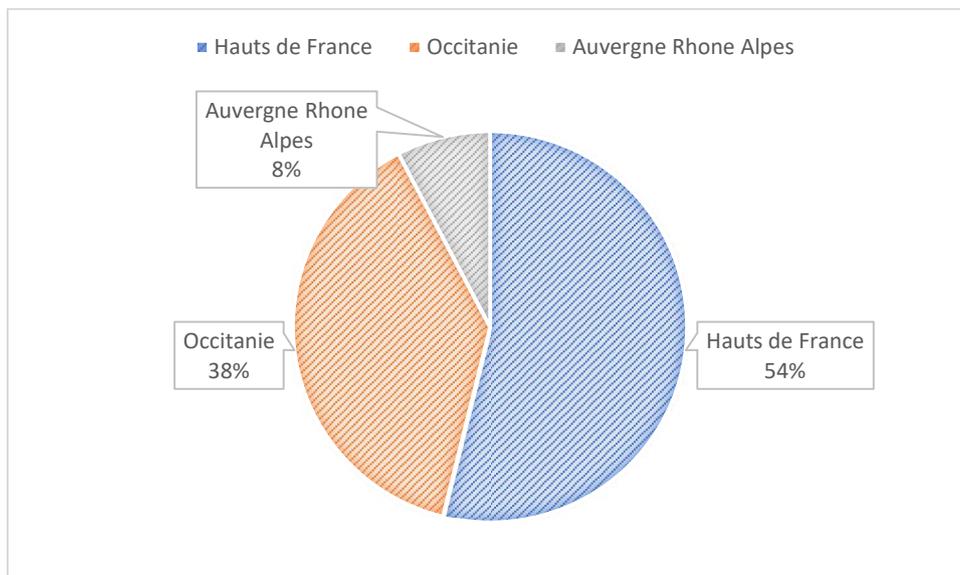


FIGURE 5 : LIEU D'EXERCICE DES VETERINAIRES AYANT REPONDU AU QUESTIONNAIRE

On remarque une faible diversité de provenance des vétérinaires ayant répondu au questionnaire, en effet en corrélation avec mes lieux de stage, ou de la localisation de mon école.

**Question N° 5 : À quelle fréquence anesthésiez-vous des animaux de rente ?**

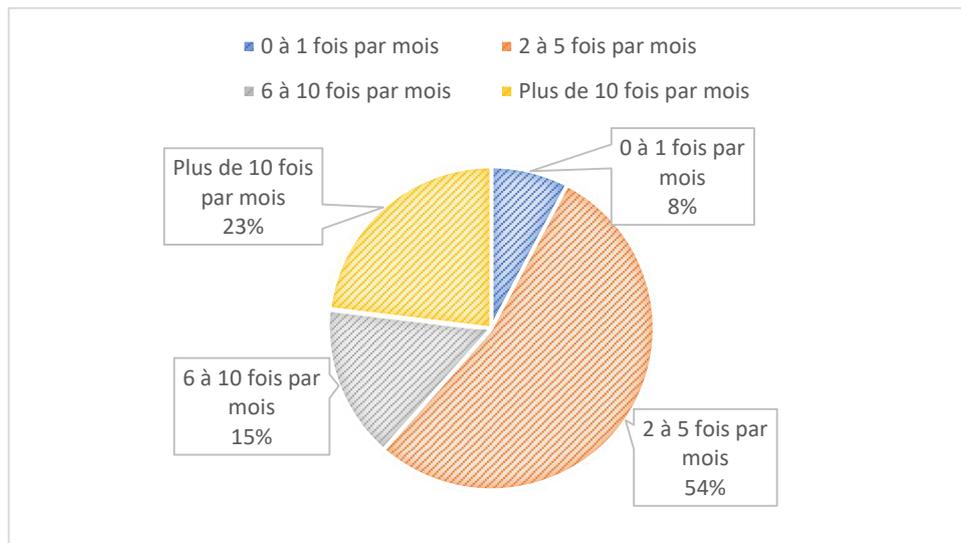


FIGURE 6 : FREQUENCE D'UTILISATION DE L'ANESTHESIE DES VETERINAIRES AYANT REPONDU AU QUESTIONNAIRE

Les personnes ayant répondu au questionnaire ont majoritairement peu l'occasion d'anesthésier des animaux de rente : elles ont donc pour la plupart d'entre elles une expérience limitée dans ce domaine. On peut considérer que ces vétérinaires sont en attente d'informations sur le sujet.

**Question N° 6 : Quelle(s) catégorie(s) d'animaux anesthésiez-vous le plus fréquemment ?**

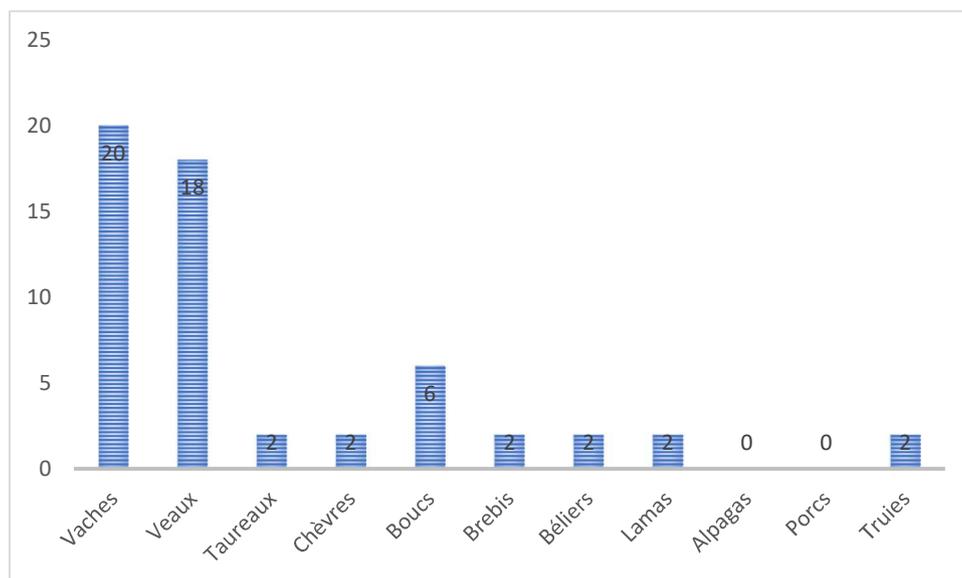


FIGURE 7 : ESPECES ANESTHESIEES PAR LES VETERINAIRES AYANT REPONDU AU QUESTIONNAIRE

Les espèces les plus fréquemment anesthésiées sont donc les bovins. En effet, la valeur du bétail est en corrélation avec la fréquence de leur anesthésie. Les boucs sont anesthésiés quant à eux à l'occasion de leur castration.

### Question N° 7 : L'anesthésie des animaux de rente vous pose-t-elle problème ?

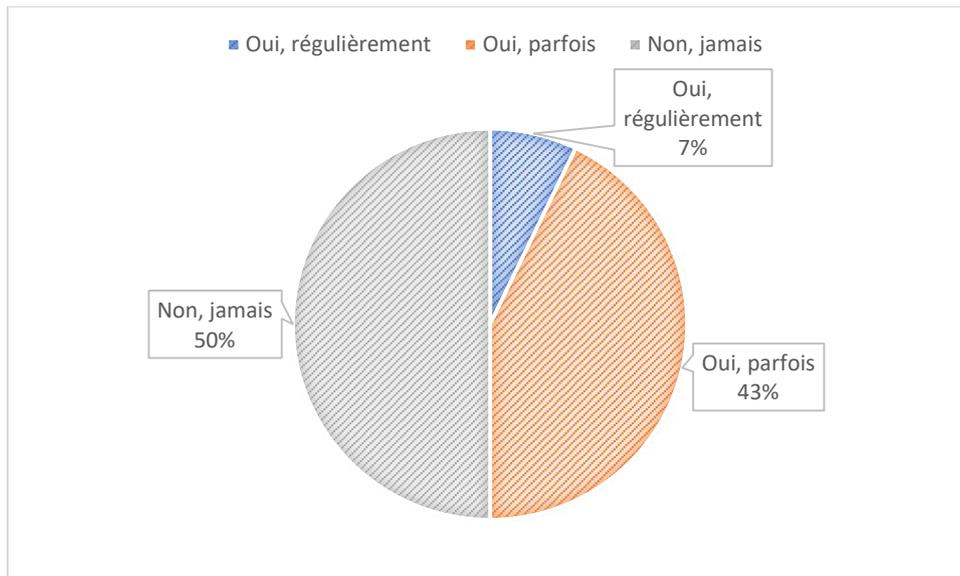


FIGURE 8 : PROBLEMES RENCONTRES EN ANESTHESIE PAR LES VETERINAIRES AYANT REPONDU AU QUESTIONNAIRE

Via cette question, on se rend compte que pratiquement la moitié des praticiens ayant répondu au questionnaire rencontre ou a rencontré des problèmes en anesthésie des animaux de rente. La moitié des vétérinaires estime donc ne pas maîtriser l'anesthésie de certains animaux de rente.

### Question N° 8 : Si oui, dans quelle(s) espèce(s)

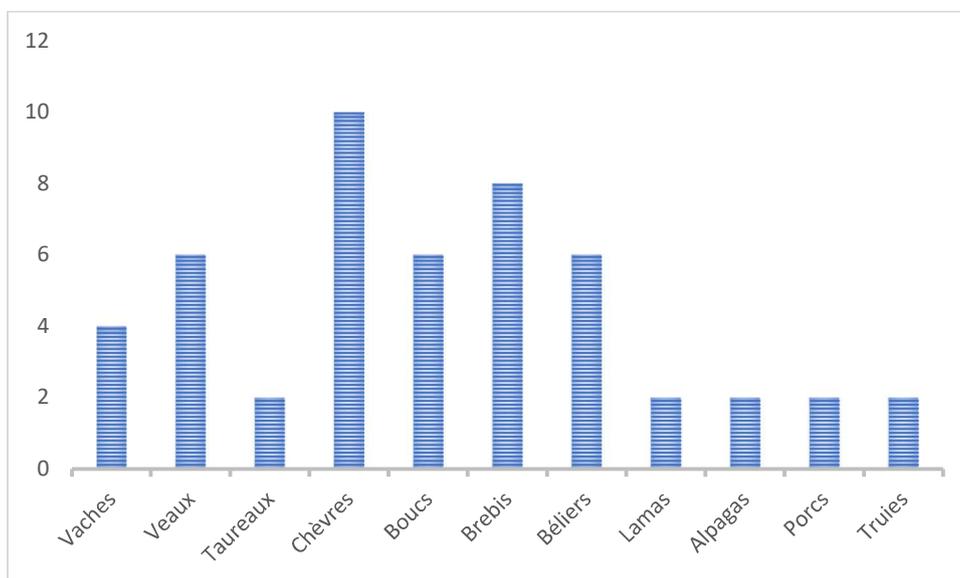


FIGURE 9 : ESPECES POSANT PROBLEME AU VETERINAIRE EN TERMES D'ANESTHESIE

Les espèces posant le plus de problèmes en ce qui concerne l'anesthésie sont les petits ruminants. Ceci paraît a priori logique, car ce sont également ces espèces qui sont les moins fréquemment anesthésiées par les personnes ayant répondu à ce questionnaire.

### Question N° 9 : Si oui, quel(s) type(s) de problème(s) rencontrez-vous ?

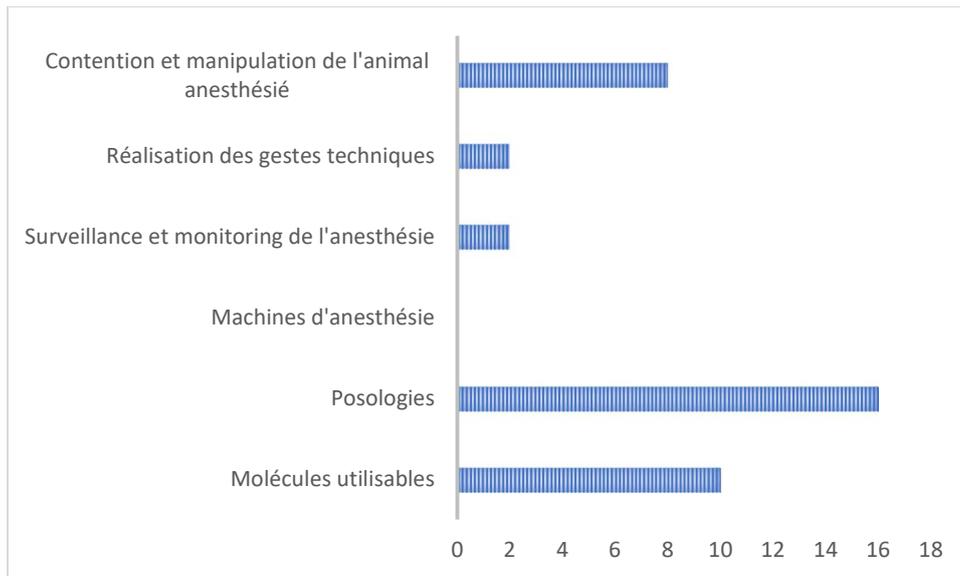


FIGURE 10 : TYPES DE PROBLEMES RENCONTRES EN ANESTHESIE PAR LES VETERINAIRES AYANT REPONDU AU QUESTIONNAIRE

Les principaux problèmes rencontrés sont les posologies et le type de molécules utilisables ainsi que la contention de l'animal anesthésié. Ces points feront l'objet d'une attention particulière dans le guide.

### Question N° 10 : Quelles sources d'information utilisez-vous ?

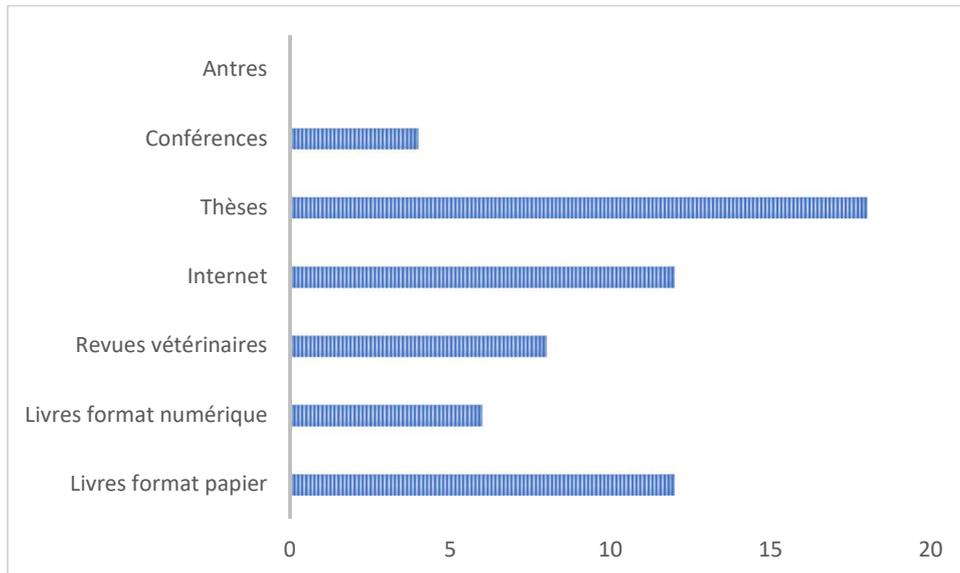


FIGURE 11 : FORMAT DES SOURCES D'INFORMATION UTILISEES PAR LES VETERINAIRES AYANT REPONDU AU QUESTIONNAIRE

Les principales sources utilisées sont les thèses, livres au format papier et internet. Les livres au format numérique et les conférences sont relativement peu utilisés par les vétérinaires ayant répondu au questionnaire. On observe donc une préférence du format papier par le vétérinaire praticien rural. En effet, contrairement à la médecine vétérinaire en clinique, le réseau internet n'est parfois pas accessible sur le terrain et nombreux sont les vétérinaires

préférant avoir à disposition une source d'information pratique de type fiches à l'arrière de la voiture.

**Question N°11 : Vous paraissent-elles en nombre suffisant et facile d'accès ?**

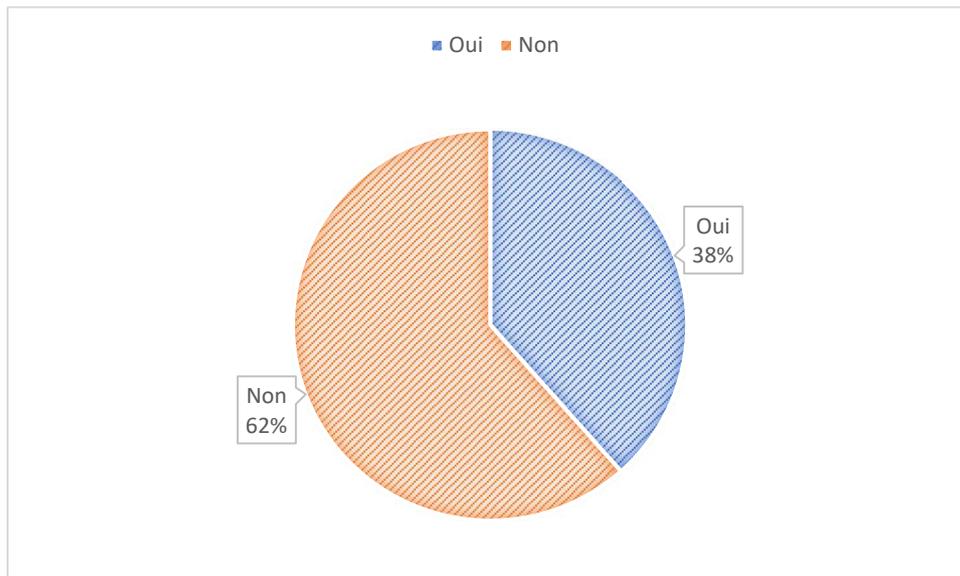


FIGURE 12 : QUANTITE DU NOMBRE DE DONNEES

Ce résultat montre qu'il existe peu d'ouvrages sur l'anesthésie des animaux de rente comprenant plusieurs espèces, et que beaucoup d'ouvrages disponibles ne sont par ailleurs pas en langue française.

**Question N° 12 : Quelles informations concernant l'anesthésie vous paraissent importantes à faire figurer dans ces sources ?**

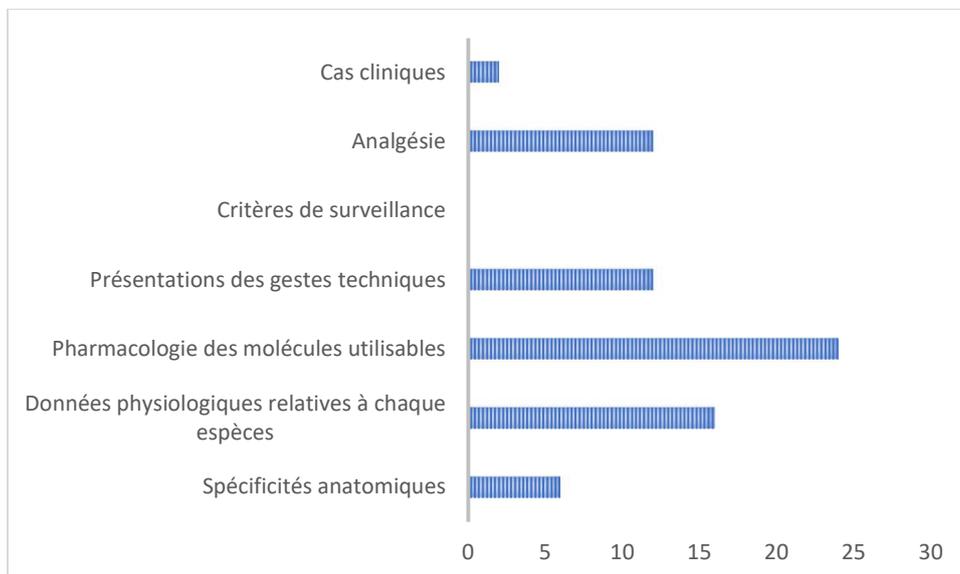


FIGURE 13 : DONNEES DEVANT FIGURER DANS UNE SOURCE D'INFORMATION

Les praticiens souhaitent voir plusieurs éléments apparaitre dans cette nouvelle source d'information : la pharmacologie des molécules utilisables, la présentation des gestes techniques, l'analgésie et les données physiologiques relatives à chaque espèce.

Nous nous sommes notamment basés sur les réponses à cette question pour organiser le contenu du guide en mettant l'accent sur les sujets qui ont recueilli le plus de votes.

### 3. Discussion et conclusion du questionnaire

Bien qu'il faille rester prudent sur les résultats de cette enquête en raison du faible nombre de réponses, plusieurs éléments importants semblent ressortir de cette enquête.

- Les vétérinaires peinent à trouver des informations sur l'anesthésie des animaux de rente.
- Les vétérinaires anesthésient peu fréquemment les petits ruminants, porcins et camélidés
- L'espèce la plus fréquemment anesthésiée est l'espèce bovine
- Les principaux problèmes rencontrés par les vétérinaires sont : les posologies et le type de molécules utilisables ainsi que la contention de l'animal anesthésié
- Les vétérinaires préfèrent une source d'information au format papier

Au vu de ces résultats, il a été décidé de réaliser un guide s'intéressant à l'anesthésie et l'analgésie des animaux de rente : l'objectif étant de créer des fiches pratiques et pédagogiques simple d'utilisation et accessible à tous permettant de compléter la formation des praticiens sur l'anesthésie et de l'analgésie de ces espèces et de les aider dans leur routine quotidienne. Le but est que ces fiches accompagnent le praticien dans sa tournée et qu'elles soient consultées en cas de besoin.

## C. Critères d'élaboration du guide sur l'anesthésie et l'analgésie des animaux de rente

### 1. Choix du format

À la suite du questionnaire, le choix du type de format du guide s'est arrêté sur la réalisation de fiches pratiques.

En effet, elles permettent la synthèse de gros volume de données dans lesquelles il est facile de se perdre. De plus, leur simplicité rend leur utilisation rapide, ainsi, dans l'urgence elles seront de bonne aide au vétérinaire praticien.

Facilement transportable dans une porte-vues, ou autre support, il sera facile de les consulter à l'arrière de la voiture par exemple.

D'autre part, l'accès internet n'étant pas disponible partout en campagne, l'idée d'une application ou d'un site internet n'a pas retenu notre attention.

Ainsi, synthétiques, pédagogiques, rapides et simples d'utilisation même dans l'urgence, les fiches pratiques nous paraissaient plus adaptées à la pratique vétérinaire rurale.

## 2. Conception des fiches

Les fiches sont classées par espèce : une couleur de fiche par espèce, puis plusieurs fiches par espèce.

Puis, une organisation en « bloc » a été choisie, afin d'ordonner et de clarifier les différentes informations : sur une même fiche, on retrouve un « bloc » par sous-partie. Les informations sont hiérarchisées de la même manière d'une espèce à l'autre afin d'homogénéiser et uniformiser les informations pour que le lecteur s'y retrouve plus facilement.

## 3. Contenu du guide

Le contenu du guide sera détaillé dans la suite du manuscrit, ou sera exposé le contenu de mes recherches qui ont servi à l'élaboration des fiches pratiques et pédagogiques sur l'anesthésie et l'analgésie des animaux d'élevage.

## II. Support théorique à l'élaboration des fiches pratiques

Dans la suite du manuscrit, nous ferons référence aux fiches élaborées que nous avons numérotées et mises en annexes. Les fiches mises en annexes ne sont pas les fiches définitives : il s'agit là des fiches dans leur état d'avancement lors de l'impression du manuscrit de la thèse. Elles seront allégées, en termes de texte, par la suite, pour qu'elles soient plus lisibles et plus pratiques.

### A. Notion de risques anesthésiques, objectif d'un protocole d'anesthésie et matériel associé

#### 1. Notion de risque anesthésique :

L'anesthésie s'accompagne d'une dépression plus ou moins importante des fonctions vitales. Le degré de dépression peut être influencé par l'état de santé de l'animal, les agents anesthésiques utilisés ainsi que leur dose. En cas de dépression sévère, la perfusion tissulaire peut être compromise, ce qui peut conduire à des défaillances d'organe et une morbidité/mortalité anesthésique. Ces événements conduisent à la notion de risque anesthésique, qu'il conviendra pour le praticien d'anticiper afin d'évaluer le bénéfice/risque d'une intervention.

Le risque anesthésique est multifactoriel, lié :

- à l'état de santé de l'animal : les animaux malades présentent un risque de mortalité anesthésique plus élevé que les animaux sains ; le risque anesthésique est gradé selon la classification ASA (American Society of Anesthesiology) : ASA 1 (animal en bonne santé) à ASA 5 (animal moribond).

- au tempérament de l'animal : les animaux stressés nécessitent des doses d'agents anesthésiques et présentent un risque de complications anesthésiques plus importants,
- à l'espèce et la race : le risque anesthésique n'est pas le même selon les espèces, pour autant peu de données existent sur cet aspect chez les animaux de rente,
- à l'expérience de l'anesthésiste, au choix des agents anesthésiques et leur utilisation,
- à l'équipement et aux moyens mis en œuvre pour réaliser l'anesthésie : un défaut de surveillance est associé à un risque accru de mortalité ;

La classification ASA est celle retenue pour quantifier le risque anesthésique. Elle distingue différentes catégories de patients selon leur état de santé :

- ASA 1 : animal en bon état de santé, sans affection
- ASA 2 : animal présentant une atteinte modérée d'une grande fonction, mais sans répercussion sur l'état général
- ASA 3 : animal présentant une atteinte sévère d'une grande fonction, mais qui n'entraîne pas d'incapacité
- ASA 4 : animal présentant une atteinte sévère d'une grande fonction, qui entraîne une menace vitale permanente
- ASA 5 : animal moribond dont l'espérance de vie sans intervention chirurgicale est inférieure à 24 heures
- U : animal anesthésié en urgence.

D'après : (H. Lin et Walz 2014)

On ne trouve que peu d'informations à ce sujet chez les animaux de rente les complications les fréquentes rencontrées, on trouve : l'hypotension, l'hypoventilation, la nociception, l'hypothermie pour les différentes espèces et la pneumonie par aspiration et la météorisation chez les ruminants. Ces complications seront revues dans les fiches par espèces. Toute défaillance exacerbée peut conduire à un arrêt cardio-respiratoire.

## 2. Équilibre d'un protocole d'anesthésie (fiche n° 2)

Le protocole d'anesthésie est l'ensemble des moyens mis en œuvre pour obtenir la sédation ou l'anesthésie générale d'un patient. Celui-ci doit être adapté en fonction de l'animal, en prenant en compte les éléments suivants :

- Le risque anesthésique : classification ASA. Le score ASA a été mis au point dans les années 40 et est utilisé en médecine pour exprimer l'état de santé préopératoire d'un patient.
- Les problèmes particuliers à anticiper en fonction de l'état de santé.

- Le choix des molécules utilisées en prémédication, en induction, et en entretien, avec les quantités associées.
- Les autres médicaments reçus par le patient en préopératoire, pour anticiper leurs effets et/ou les interactions avec les produits anesthésiques
- Le protocole analgésique
- Les fluides à administrer, avec la vitesse en gouttes par seconde

Ces éléments peuvent être mentionnés sur une fiche dédiée à l'anesthésie de l'animal, mentionnant les données préanesthésiques, peranesthésiques et post-anesthésiques. Cette fiche ne doit pas être négligée, car elle permet de justifier de la prise en charge de l'animal pour son anesthésie et constitue une base d'informations en cas d'éventuelle anesthésie ultérieure de l'animal.

Le choix des molécules de l'anesthésie lors de l'élaboration du protocole vise à obtenir la triade de l'anesthésie, c'est-à-dire la superposition de trois valences : narcose (perte de conscience), analgésie (ou anti-nociception) et myorelaxation (relaxation musculaire). Ces trois valences ne pouvant être obtenues à l'aide d'une seule molécule, un protocole d'anesthésie repose donc sur une association de médicaments.

Cette association de molécules peut également permettre d'adapter les doses respectives de chaque médicament et de bénéficier de leurs avantages tout en limitant leurs effets secondaires, c'est la notion d'anesthésie balancée. Les molécules vont agir en synergie ou se potentialiser et permettre de diminuer les doses de chaque molécule par rapport aux doses administrées quand on les utilise seules.

En parallèle de la triade de l'anesthésie, un protocole d'anesthésie doit également permettre de satisfaire aux étapes de l'anesthésie que sont la prémédication, l'induction et l'entretien.

La prémédication est une étape préalable à l'anesthésie générale, dont les objectifs sont multiples :

- Diminuer l'anxiété et donc la libération de catécholamines (qui prédisposent à la survenue d'arythmies peranesthésiques)
- Prodiguier une analgésie préventive pour prévenir la douleur : les analgésiques sont moins efficaces lorsqu'ils sont administrés après le stimulus douloureux. Il est très avantageux de réaliser à la fois une analgésie préventive, c'est-à-dire une analgésie établie avant le début de la douleur, et une analgésie multimodale, c'est-à-dire une inhibition de tous les mécanismes responsables de la production de la douleur. Par conséquent, l'analgésie doit commencer en période préopératoire et se poursuivre tout au long de la chirurgie et au moins jusqu'au troisième jour postopératoire en utilisant diverses techniques et classes d'agents analgésiques qui agissent sur diverses parties des voies de la douleur.
- Tranquilliser, immobiliser le patient pour la réalisation d'actes mineurs tels qu'une pose de cathéter, une radiographie, des retraits de points, ou encore un débridement d'abcès. Ceci permet de sécuriser le manipulateur et l'animal (notamment s'il est agressif).
- Réduire la dose d'agent anesthésique et potentiellement les effets secondaires associés,
- Prévenir ou traiter les effets secondaires associés à d'autres médicaments ou à l'état de santé de l'animal (ex. : on prévient les effets bradycardisants des agents halogénés avec de l'atropine)

- Améliorer la qualité d'induction et de réveil

L'induction et l'entretien de l'anesthésie correspondent aux phases de perte de conscience, qui sont réalisées à l'aide d'agents anesthésiques injectables et/ou volatils. Ces agents, s'ils induisent une narcose, sont également associés à des effets secondaires, qu'il convient d'anticiper par une adaptation judicieuse des doses administrées et une surveillance rapprochée des fonctions vitales de l'animal.

### 3. Molécules disponibles chez les animaux de rente

En comparaison des animaux de compagnie, de loisir et de sport, un nombre restreint de molécules est disponible pour l'anesthésie et l'analgésie des animaux de rente. Le tableau 1 indique la liste des molécules anesthésiques et analgésiques utilisables chez les animaux de rente en Europe, et donc ayant une LMR.

**TABLEAU 1 : MOLECULES ANESTHESIQUES ET ANALGESIQUES DISPONIBLES CHEZ LES ANIMAUX DE RENTE (DMV 2017)**

<b>Molécule</b>	<b>Espèces possédant une AMM</b>	<b>Effets</b>	<b>Remarques et effets secondaires</b>
<b>Azapérone</b>	Porcins	Sédation profonde chez le porc	Effets déstressants
<b>Butorphanol</b>	Équins	Analgésie, myorelaxation, sédation	Dysphorie chez les camélidés et petits ruminants
<b>Carprofène</b>	Bovins, équins	Analgésie	
<b>Détomidine</b>	Bovins, équins	Sédation	
<b>Flunixin</b>	Bovins, équins, porcins	Analgésie	
<b>Kétamine</b>	Tous les animaux de rente	Anesthésie générale	Soutient la fonction cardio-vasculaire
<b>Kétoprofène</b>	Bovins, équins, porcins	Analgésie	
<b>Lidocaïne</b>	Equins	Anesthésie locale	
<b>Méloxicam</b>	Bovins, caprins, porcins, lapins, équins	Analgésie	
<b>Procaine</b>	Tous les animaux de rente	Anesthésie locale	
<b>Romifidine</b>	Équins	Sédation	Chez les ovins
<b>Thiopental</b>	Tous les animaux de rente	Anesthésie générale	Dépresseur respiratoire
<b>Xylazine</b>	Bovins, équins	Sédation	Hypercapnie, hypoxémie, oedèmes pulmonaires chez le mouton

#### 4. Le matériel d'anesthésie

En pratique rurale, on n'utilise peu voire pas de machine d'anesthésie volatile, sauf pour les veaux ou certaines cliniques sont équipées pour hospitaliser les veaux, et disposent d'une machine anesthésique.

Le monitoring, en pratique rurale reste restreint à la surveillance de la fréquence cardiaque, de la fréquence respiratoire et aux signes de douleur, sauf là encore pour les veaux hospitalisés.

Cette partie est donc anecdotique en ce qui concerne les animaux de rente (hors veaux)

En revanche, l'émergence des animaux de rente en tant que nouveaux animaux de compagnie tels les cochons de compagnie, les lamas de compagnie... justifie l'intérêt de cette partie. En effet, il est de plus en plus courant qu'un particulier possède une « fermette » dans son jardin, et les soins prodigués à ces animaux se révèlent différents que ceux apportés aux animaux de rente, bien qu'il s'agisse de la même espèce. Bref, le vétérinaire rural pourra donc être amené à utiliser du matériel de monitoring, ou des machines d'anesthésie dans le cas de certaines chirurgies. (Ovariectomie chez une truie de compagnie, castration d'un lama de compagnie...)

##### a) La machine d'anesthésie volatile

Les constituants d'une machine d'anesthésie volatile sont présentés dans la figure 14 :

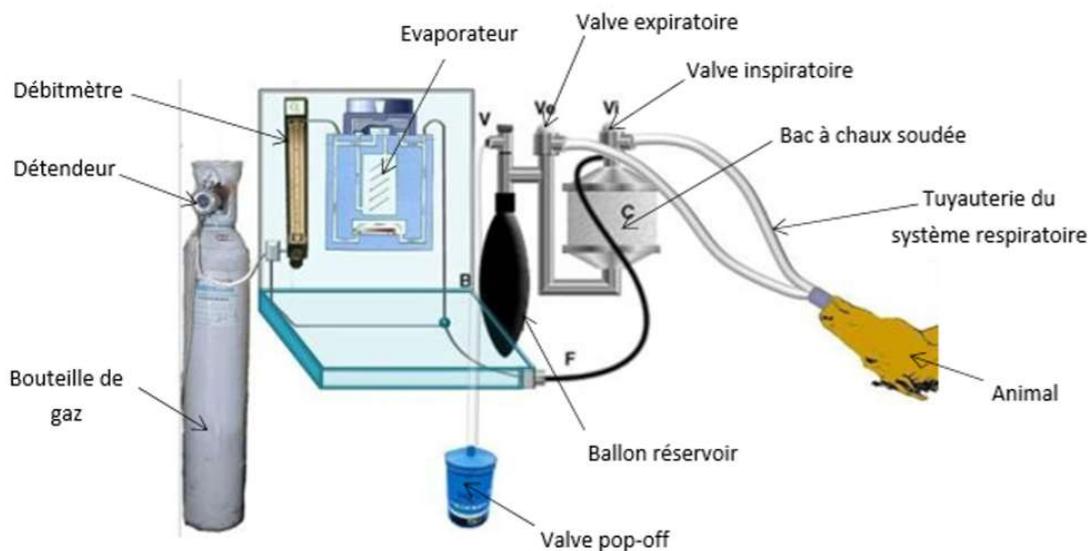


FIGURE 14 : CONSTITUANTS D'UNE MACHINE D'ANESTHESIE VOLATILE

Le gaz de transport est le gaz qui dilue l'anesthésique/se charge des vapeurs d'anesthésiques pour l'amener à l'animal. Les gaz de transport sont des gaz médicaux, ils sont donc soumis à une AMM.

À la sortie de la bouteille, un détendeur fait passer la pression du gaz de 200 bars à 4-6 bars. Deux manomètres permettent de contrôler les pressions avant et après le détendeur.

Le débitmètre contrôle précisément le débit de gaz de transport grâce à une valve à pointeau (petite vis micrométrique) qui obture plus ou moins le passage du gaz dans un cylindre de verre. Ce dernier contient un flotteur ou une bille permettant la lecture du débit en L/min. Le débitmètre est un système très précis (et fragile) et spécifique d'un gaz (car adapté à sa densité).

L'évaporateur est le système qui assure le passage de l'agent anesthésique volatil de la forme liquide à la forme gazeuse, et la mise en contact du gaz de transport avec les vapeurs de gaz anesthésique. Il permet l'administration d'une concentration précise et connue de l'agent volatil dans le gaz de transport.

La valve de purge ou valve bypass permet de court-circuiter le débitmètre et l'évaporateur, envoyant le gaz directement dans le système respiratoire. Cette valve de purge est utilisée essentiellement pour rincer le circuit en fin d'anesthésie (permettant de purger la machine d'éventuels anesthésiques restant dans les tuyaux) et pour vérifier son étanchéité avant la mise en œuvre de l'anesthésie.

Le ballon réservoir permet d'assurer un réservoir d'expansion, de réaliser une ventilation artificielle si nécessaire, de surveiller la ventilation de l'animal. La taille du ballon doit être adaptée à l'animal et donc être supérieure à six fois le volume courant de l'animal. Volume courant d'environ 10-15mL/kg.

Un manomètre peut être présent, qui indique la pression dans le système respiratoire, et permet de contrôler la ventilation assistée.

La valve pop off (d'évacuation) a pour rôle l'élimination des gaz expirés par l'animal. Elle existe avec ou sans valve de surpression (plus sécuritaire, car elle permet l'évacuation des gaz en cas de surpression (en général supérieur à 20-25 cmH<sub>2</sub>O)).

Les types de circuits d'anesthésie volatiles

Le système inspiratoire a pour fonction de délivrer l'agent anesthésique volatil (mélangé au gaz de transport) au patient, retirer le CO<sub>2</sub> expiré, et permettre une ventilation mécanique ou assistée. Les systèmes respiratoires sont classés en :

- Système réinspirant : les gaz expirés par l'animal peuvent être recyclés, c'est-à-dire qu'on récupère en partie l'air expiré et qu'on extrait le CO<sub>2</sub>. Ce circuit est utilisé pour les grands gabarits : vache, lama...
- Système non réinspirant : les gaz expirés sont entièrement éliminés et donc non recyclés. Ce circuit peut être utilisé pour les petits ruminants, les veaux, porcelets...

Le choix du système respiratoire dépend donc du gabarit de l'animal.

La tuyauterie du système inspiratoire délivre l'agent anesthésique volatil (mélangé au gaz de transport) au patient, retire le CO<sub>2</sub> expiré, et permet une ventilation mécanique ou assistée. Les systèmes respiratoires sont classés en :

- Système réinspirant (= fermés ou semi- fermés) : les gaz expirés par l'animal peuvent être recyclés, c'est-à-dire qu'on récupère en partie l'air expiré et qu'on extrait le CO<sub>2</sub>.
- Système non réinspirant (= semi-ouvert) : les gaz expirés sont entièrement éliminés et donc non recyclés.
- Système ouvert → sans réutilisation des gaz expirés, sans ballon (ex. : cage à induction). Il a l'avantage d'être peu cher à l'achat, de résistance minimale, avec peu de réinspiration, et de

limiter le stress de l'animal. En revanche, c'est un système polluant (quand on ouvre la cage pour récupérer l'animal on s'expose à l'anesthésique volatil), cher à l'utilisation (gaspillage de gaz), ne permettant pas la ventilation assistée, et ne pouvant être utilisé qu'à l'induction.

Le choix du système respiratoire dépend du gabarit de l'animal.

Interface d'élimination :

Il existe différents moyens d'éliminer les gaz :

- Absorbant d'halogéné : c'est en fait du charbon actif qui fixe les halogénés. Le niveau de saturation du charbon activé est donné par son poids, il faut donc le peser régulièrement.
- Évacuation des agents à l'extérieur : passive (on met directement le tuyau relié à une sortie directe à l'extérieur du bâtiment) ou active à l'aide d'une pompe (prélèvement actif des gaz éliminés par la machine d'anesthésie).

#### b) Surveillance de l'anesthésie (Fiche n° 5)

Les agents anesthésiques généraux étant susceptibles de déprimer les fonctions vitales de l'animal, il est nécessaire de mettre en place une surveillance rapprochée de l'animal lors de son anesthésie. Cela peut se faire de diverses manières, en utilisant des signes cliniques ou des signes instrumentaux. Dans le cadre d'une pratique vétérinaire « de terrain », l'utilisation d'un moniteur reste rare, mais pour autant pas dénuée d'intérêt.

En effet, une surveillance continue de l'anesthésie permet :

- de donner des informations sur le statut physiologique du patient
- d'aider à prendre des décisions sur l'intervention en cours
- de mettre en place des manœuvres de réanimation et d'évaluer la réponse au traitement

En pratique, le vétérinaire doit veiller à cette surveillance en parallèle de la réalisation de l'acte ayant nécessité l'anesthésie, ce qui complexifie la situation. Dans ce cadre, le recours à un moniteur de surveillance peut prendre tout son sens, mais reste limité en raison des conditions de réalisation des actes (dans les fermes ou au pré le plus souvent).

L'anesthésiste est responsable de la surveillance des fonctions vitales. C'est lui qui prend soin, qui maintient l'animal en vie. On rappelle que l'objectif de l'anesthésiste est de conserver l'animal le plus proche de son état physiologique en dépit de la narcose induite par les anesthésiques.

Le vétérinaire doit être en mesure de prouver que l'on a suivi l'anesthésie. Cela est renforcé par l'obligation de sécurité (arrêté du 7 novembre 2000) : « Lorsqu'il utilise du matériel pour l'exécution d'un acte médical d'investigation ou de soins, le praticien doit répondre à une obligation de sécurité-résultats ». Ainsi, même en l'absence de faute, il doit pouvoir prouver qu'il a mis en œuvre les moyens nécessaires, et la feuille de suivi de l'anesthésie peut servir de preuve (comme document médico-légal).

Que doit-on surveiller ?

- Système nerveux central : profondeur de l'anesthésie
- Fonctions cardio-vasculaire et respiratoire

- Autres éléments : équilibre électrolytique, relaxation musculaire, température en particulier

Comment doit-on surveiller ?

- Signes cliniques
- Signes instrumentaux

Monitoring de la fonction cardiovasculaire

Plusieurs paramètres peuvent être utilisés pour suivre le cœur et les vaisseaux :

- Le pouls : il donne une idée de la pression artérielle, mais reste subjectif, car il correspond à la différence entre la pression systolique et diastolique.
- Remplissage jugulaire : On occlue celle-ci par pression à la base du sillon jugulaire, cela peut refléter indirectement la volémie de l'animal.
- La couleur des muqueuses et le temps de remplissage capillaire (TRC) : la couleur des muqueuses est influencée par le contenu artériel en oxygène, il peut être modifié lors d'hypoxémie ou d'anémie notamment, le TRC reflète la perfusion périphérique, mais peut être ralenti lors d'anesthésie générale.
- Les bruits cardiaques par l'auscultation (par un stéthoscope classique ou œsophagien)
- L'électrocardiogramme (ECG) permet de mesurer la fréquence cardiaque et le rythme cardiaque. Lors d'anesthésie, ce suivi se fait par l'intermédiaire d'électrodes connectées à un oscilloscope.

La pression artérielle : elle dépend à la fois du débit cardiaque et des résistances vasculaires périphériques, elle peut refléter la perfusion tissulaire et est intéressante à suivre lors d'anesthésie générale. Pour ce faire, plusieurs méthodes existent, la plupart sont non invasives à l'aide d'un brassard placé autour d'un membre ou de la queue (méthode Doppler ou oscillométrique), une mesure invasive est également possible à l'aide d'un cathéter artériel relié à un transducteur et un moniteur, mais cette dernière est rarement mise en œuvre en pratique vétérinaire.

Monitoring de la fonction respiratoire

Les paramètres suivants peuvent être surveillés :

- La fréquence respiratoire et les bruits respiratoires (auscultation pulmonaire par stéthoscope classique ou œsophagien)
- Les mouvements thoraciques, abdominaux et la courbe respiratoire
- La couleur des muqueuses (indicateur tardif et peu sensible d'hypoxémie)
- Lors d'anesthésie volatile, l'observation du ballon, des valves unidirectionnelles
- Le détecteur d'apnée, positionné à la sortie des voies aériennes de l'animal (idéalement lorsqu'il est intubé), il permet par une thermistance de détecter les respirations de l'animal et d'alerter en cas d'apnée.
- L'oxymétrie de pouls : elle renseigne en particulier sur l'oxygénation du sang ; cela consiste à mesurer le pourcentage de saturation en O<sub>2</sub> (SaO<sub>2</sub>%) de l'hémoglobine = le rapport de l'hémoglobine oxygénée sur l'hémoglobine totale :  $SaO_2\% = \frac{HbO_2}{(HbO_2 + Hb)}$ .

- Le capnomètre : il mesure la quantité de CO<sub>2</sub> dans le mélange gazeux respiratoire, directement à la sortie de la trachée. Cela donne principalement des informations sur la ventilation de l'animal et de diagnostiquer des hypoventilations ou des hyperventilations. En parallèle, cela permet également de renseigner sur la fonction circulatoire (débit cardiaque) et le métabolisme de l'animal. Lorsqu'une courbe de capnographie est associée, des éléments relatifs aux voies aériennes et au système respiratoire de la machine d'anesthésie peuvent aussi être apportés.
- L'analyse des gaz du sang : c'est la méthode de référence pour l'évaluation des échanges gazeux, elle donne des informations sur l'oxygénation, la ventilation et le statut acido-basique de l'animal. Elle est peu utilisée en pratique, car elle nécessite une prise de sang artériel de préférence, l'analyse doit être réalisée rapidement et il faut disposer d'un analyseur spécifique.

Monitoring de l'hydratation l'équilibre électrolytique

On utilise :

- Pli de peau et humidité des muqueuses
- Turgescence jugulaire
- TRC : temps de recoloration capillaire
- Pertes sanguines : Schématiquement on peut administrer un cristalloïde si une baisse de la volémie de 10 % est observée, un colloïde pour 20 % et pour plus de 25 % on peut transfuser. On peut également évaluer les pertes sanguines par la technique des compresses (1g/ml de sang, il faut alors compter les compresses imbibées et les peser) ou par un aspirateur chirurgical.
- Volume des urines : cela correspond à des pertes sensibles (1-2 ml/kg/h, 6ml/kg/h en pédiatrique). Il permet indirectement d'indiquer le statut volémique de l'animal.
- Hématocrite, Protéines totales : on mesure l'hématocrite en observant la sédimentation dans le tube, et les protéines totales au réfractomètre, cela renseigne sur l'état d'hydratation de l'animal.

Monitoring de la température

Le suivi de la température corporelle est un élément important de l'anesthésie, les centres de la thermorégulation étant déprimés par les anesthésiques généraux. L'hypothermie peut ainsi exposer au surdosage anesthésique, différer le réveil et impacter sa qualité, mais aussi favoriser les infections postopératoires.

### c) Matériel de cathétérisme et d'intubation

L'intubation permet de libérer les voies aériennes, d'utiliser la ventilation assistée si besoin, de protéger les voies aériennes de l'inhalation de sécrétions digestives et enfin, d'aspirer les sécrétions trachéobronchiques.

La pose d'un cathéter quant à elle permet d'administrer les médicaments directement dans la veine et donc augmente la rapidité d'action des molécules administrées. Elle permet aussi

d'administrer des fluides si besoin au cours de l'intervention et de réaliser un prélèvement sanguin.

Cette partie sera reprise dans les parties par espèces, mais en voici un récapitulatif dans le tableau 2 :

**TABLEAU 2 : MATERIEL DE CATHETERISME ET D'INTUBATION PAR ESPECE (CLARKE, TRIM, ET HALL 2014 ; IVANY ET MUIR 2004 ; LIN ET WALZ 2014)**

	<b>Taille de sonde endotrachéale</b>	<b>Taille du cathéter (en Gauge)</b>
<b>Bovin adulte</b>	26 à 30 mm de DI	Calibre 16 à 20 de 7,5 cm
<b>Veau</b>	11 à 20 mm de DI en fonction de la taille du veau	Calibre 16 à 18, 5 cm de long
<b>Petits Ruminants</b>	11 à 12 mm de DI	Calibre 16 à 18, 5 cm de long
<b>Porcin</b>	Tube de 6 ou 7 mm de DI chez un porc de 25 kg, 9 mm chez un animal de 50 kg, les gros verrats et les truies : tubes de 14 à 16 mm de DI	Calibre 18 à 23
<b>Lama et alpagas</b>	10 mm de DI pour un lama de 60 kg, 12 mm chez un lama de 100 kg et alpagas	Calibre 14 ou 16 et 13 cm de long

Remarque : Lors de nos recherches, nous utilisons des livres et sources d'informations nord-américaines où la disponibilité et l'utilisation d'autres agents anesthésiques est possible. Pour la suite du manuscrit, ne sont citées que les molécules inscrites dans le tableau 1 des substances autorisées de l'annexe du règlement (UE) n° 37/2010. Dans le cas contraire, il est précisé que la molécule citée n'appartient pas à cette liste.

## B. Sédation et anesthésie chez les bovins adultes

### 1. Considérations préanesthésiques chez les bovins (Fiche n° 7)

Au sein de l'espèce bovine, il faut prendre en compte les variations de taille, de stade physiologique, ainsi que de tempérament (et d'habitudes de manipulations) qui peuvent influencer la réponse aux agents sédatifs et anesthésiques.

De plus, les bovins sont des ruminants, ce qui implique la présence d'un rumen fonctionnel d'un volume de plus de 200 litres chez une vache laitière. Celui-ci peut avoir des répercussions lors de l'anesthésie (Interférence avec la respiration, augmentation de la probabilité de régurgitation...), ce qui rend donc particulièrement à risque chez les bovins.

#### a. Les risques associés à l'anesthésie des bovins

Les bovins s'exposent à des risques spécifiques :

##### i. Hypoventilation

Le rumen exerce une pression sur le diaphragme, qui va s'accroître lorsque l'animal est en décubitus. Dès lors, la respiration peut être altérée, avec diminution de la capacité résiduelle fonctionnelle, de l'atélectasie et une altération du gradient ventilation/perfusion avec pour conséquences des risques d'hypoxémie, hypercapnie. (Wagner et Grospitch, 1990)

Ceci peut justifier le recours à une ventilation manuelle par le biais d'une machine d'anesthésie volatile ou d'un respirateur lors d'anesthésie générale. (Klein et Fisher, 1988)

##### ii. Régurgitation

Le rumen contient beaucoup d'aliments sous forme de liquide et peut favoriser le fait que l'animal régurgite. En effet, lors d'une anesthésie légère, en cas de stimulation du larynx comme lors d'une intubation, l'animal peut régurgiter activement. Si au contraire l'animal est profondément anesthésié, le sphincter œsophagien peut se relâcher et rendre possible l'écoulement de liquide ruminal : c'est la régurgitation passive. (Blaze, Leblanc, et Robinson 1988)

La salivation est par ailleurs très abondante chez les bovins lors d'anesthésie : l'intubation permet de limiter le risque de fausse déglutition associé. Une surélévation de la tête, comme illustrée dans la figure 15, par un coussin permet l'écoulement de la salive vers le bas et en dehors de la cavité buccale. (Trim 1997)

Ainsi, il est vraiment conseillé d'intuber les bovins lors d'anesthésie, car la régurgitation est courante chez cette espèce et il est indispensable de protéger les voies respiratoires d'une fausse route (Greene, 2003). Aussi, la mise à jeun 24 h avant l'intervention permet de prévenir le risque de régurgitation.

### iii. Météorisation

L'anesthésie générale provoque l'arrêt de l'éructation : le gaz produit par la fermentation des aliments s'accumule alors dans le rumen, créant alors un ballonnement du flanc gauche visible de l'extérieur : c'est la météorisation. Un jeûne alimentaire de 18 à 24 heures préanesthésique est conseillé pour les animaux ayant un rumen fonctionnel et l'eau est quant à elle retirée pendant 12 heures pour réduire la prévalence des régurgitations et la survenue d'une météorisation.

Si une distension abdominale est observée avant même que l'anesthésie ne soit lieu, celle-ci doit être corrigée en sondant l'animal ou en trocardant le rumen (en cas de sondage impossible).

Remarque : En post-anesthésie, on préférera la position sternale qui améliore les capacités de l'animal à ventiler et à éructer. (Greene 2003)

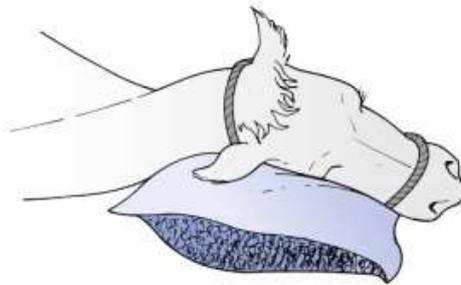


FIGURE 15 : POSITIONNEMENT DE LA TÊTE DU BOVIN LORS DE SON ANESTHÉSIE (CLARKE, TRIM, ET HALL 2014A)

Remarque : L'utilisation systématique d'anticholinergiques avant l'induction de l'anesthésie générale est controversée en Amérique du Nord. L'atropine peut diminuer la production de salive, mais la salive produite a tendance à être beaucoup plus visqueuse. L'atropine a également une courte durée d'action chez le bovin. De nombreux vétérinaires préfèrent utiliser l'atropine chez les bovins principalement pour traiter la bradycardie plutôt que pour réduire la salivation (Greene 2003). Cependant, en Europe, l'atropine ne figure pas dans le tableau 1, ce qui rend son utilisation impossible si l'animal est destiné à la consommation humaine.

### iv. Neuropathies et myopathies

Le positionnement et le rembourrage corrects du lieu de chirurgie sont importants, car des lésions nerveuses radiales peuvent se développer dans le membre antérieur au contact du sol chez les bovins qui ont été couchés en décubitus latéral pendant plus de 20 minutes environ. Une paralysie du nerf radial peut se développer après toute forme d'anesthésie générale, injectable ou par inhalation. Un rembourrage (par exemple, des chambres à air gonflées pour pneus de tracteur, des coussinets en mousse, des sacs remplis d'air ou d'eau) doit être inséré sous l'épaule et l'avant-bras.

Les membres supérieurs doivent être élevés en position horizontale. La tête doit être positionnée avec un coussinet sous le sondage de sorte que le nez soit plus bas que le pharynx,

permettant à la salive et à tout matériau régurgité de s'écouler du pharynx. Le positionnement est facilité lorsque la table chirurgicale a une tête de lit avec une pente descendante qui peut être fixée. Les cornes doivent être protégées de la casse. Par mesure de sécurité contre les mouvements excessifs des bovins placés sur une table surélevée, les bandes ventrales et le licol, bien que desserrés, doivent rester attachés à la table.

#### b. Examen préanesthésique dans l'espèce bovine

Les tableaux 3 et 4 indiquent les valeurs physiologiques et biochimiques de référence dans cette espèce.

**TABLEAU 3 : VALEURS DE RÉFÉRENCES POUR LE MONITORING DES BOVINS ADULTES (CLARKE, TRIM, ET HALL 2014)**

<b>Température</b>	38 °C
<b>Fréquence cardiaque</b>	60 à 80 battements par minute
<b>Perfusion NaCl</b>	5–10 mL/kg/h
<b>Fréquence respiratoire</b>	20 à 40 mouvements par minute
<b>Pression sanguine</b>	>60 mm Hg (moyenne) et >90 mm Hg (systolique)
<b>Saturation en oxygène</b>	>95 %
<b>EtCO<sub>2</sub></b>	35-45
<b>Muqueuses</b>	Roses

**TABLEAU 4 : VALEURS DE REFERENCE EN BIOCHIMIE SANGUINE DES BOVINS(LAETITIA JAILLARDON LabONIRIS 2017)**

<b>Paramètre</b>	<b>Unités</b>	<b>Bovins</b>
<b>Na</b>	mmol/L	134-144
<b>K</b>	mmol/L	3,8-5,2
<b>Cl</b>	mmol/L	95-110
<b>Ca</b>	mmol/L	2,2-2,5
<b>Mg</b>	mmol/L	0,7-1
<b>P</b>	mmol/L	1,7-2,5
<b>HCO3-</b>	mmol/L	25
<b>Glucose</b>	mmol/L	2,3-3,5
<b>Cholestérol</b>	mmol/L	2-4,6
<b>Triglycérides</b>	mmol/L	<1.7
<b>Albumine</b>	g/L	>27
<b>Protéines</b>	g/L	60-80
<b>Créatinine</b>	mg/L	<12
<b>Urée</b>	g/L	<0,4
<b>Ammoniaque</b>	μmol/L	<70
<b>Bilirubine</b>	mg/L	<15
<b>PAL</b>	U/L	<500
<b>ALAT</b>	U/L	<30
<b>ASAT</b>	U/L	<170
<b>Amylase</b>	U/L	600-1000
<b>Lipase</b>	U/L	300-500
<b>CPK</b>	U/L	50-1200
<b>GGT</b>	U/L	<30
<b>LDH</b>	U/L	<1000

c. Gestes techniques (Fiche n° 8)

i. Cathétérisme intraveineux

L'utilisation d'un cathéter est préférable pour éviter l'injection périvasculaire de médicaments irritants et pour faciliter les injections supplémentaires. Un cathéter de calibre 12 à 18 G et de 13 cm de long convient à l'insertion dans la veine jugulaire.

La peau est épaisse en regard de la veine jugulaire et l'insertion du cathéter est plus facile après scarification de la peau à l'aide d'une lame de scalpel, une infiltration sous-cutanée d'anesthésique local peut également limiter la réaction de l'animal à l'insertion du cathéter. L'insertion est généralement réalisée en direction du cœur et le cathéter est ensuite suturé à la peau.

Un cathéter de calibre 14G peut également être inséré dans une veine céphalique chez les taureaux et les vaches qui sont retenus en décubitus latéral.

Lorsque la mise en place d'un cathéter jugulaire n'est pas possible, un cathéter de calibre 18G de 7,5 cm peut être inséré dans une veine auriculaire pour l'administration de xylazine et de kétamine. (Clarke, Trim, et Hall 2014).

## ii. Technique de l'intubation endotrachéale

### Intubation au laryngoscope

Chez les bovins pesant jusqu'à 100 kg, l'intubation peut être effectuée sous vision directe du larynx à l'aide d'un laryngoscope avec une lame de Miller taille 3 (adaptée à l'intubation d'un gros chien), entre 100 et 200 kg, le recours à une lame de Miller plus longue (18 cm) s'avère préférable. L'animal est soutenu en position sternale, la tête et le cou étendus et le laryngoscope positionné au coin de la bouche de l'animal avec la pointe de la lame sur le dos de la langue.

### Intubation par palpation du larynx

L'intubation par palpation du larynx est une technique couramment utilisée pour les vaches et les taureaux. La bouche de l'animal anesthésié doit être maintenue ouverte en toute sécurité à l'aide d'un pas d'âne et la tête étendue de sorte que l'oropharynx et la trachée soient alignés. Une sonde endotrachéale de 26 mm ou 30 mm de DI est utilisée pour les bovins adultes. L'anesthésiste saisit l'extrémité de la sonde endotrachéale et insère le bras et le tube dans la bouche de la vache, en prenant soin de rester sur la ligne médiane pour que le ballonnet de la sonde endotrachéale ne frôle pas les bords tranchants des molaires. L'index est utilisé pour abaisser l'épiglotte et la main libre est utilisée pour faire avancer la sonde endotrachéale sur l'épiglotte. Le bras à l'intérieur de la bouche est ensuite avancé de quelques centimètres supplémentaires et l'index et le majeur sont utilisés pour écarter les aryténoïdes et ouvrir le larynx. La main libre est utilisée pour faire avancer la sonde endotrachéale dans le larynx et la trachée. Le bras de l'anesthésiste est retiré et la sonde endotrachéale est insérée sur toute sa longueur. Le ballonnet du tube endotrachéal doit être gonflé immédiatement afin de prévenir toute fausse déglutition et le tube fixé au licol ou autour de la tête ou des cornes. (Trim 1997)

Cette technique est illustrée dans la figure 16 :

### L'intubation par palpation

- Pas d'âne entre les molaires, tête étendue de sorte que l'oropharynx et la trachée soient en ligne droite
- Sonde endotrachéale de 26 mm ou 30 mm de DI
- Saisir l'extrémité de la sonde endotrachéale, insérer le bras et le tube dans la bouche de la vache
- L'index est utilisé pour enfoncer l'épiglotte, l'index et le majeur sont utilisés pour écarter les aryténoïdes et ouvrir le larynx
- Le bras de l'anesthésiste est retiré et la sonde endotrachéale est insérée sur toute sa longueur
- Gonflage du brassard et fixation de la sonde

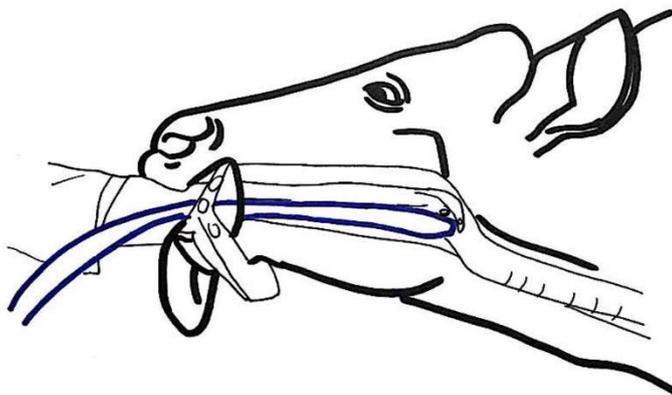


FIGURE 16 : L'INTUBATION PAR PALPATION

## 2. Protocoles de sédation et de prémédication chez les bovins (Fiche n° 9)

La sédation est souvent préférable à une contention physique parfois dangereuse. Seules deux molécules de la famille des alpha agonistes disposent d'une AMM pour les bovins : la xylazine et la détomidine. L'atipamézole, leur antagoniste spécifique, peut accélérer le réveil, mais ne dispose pas d'une AMM.

Le butorphanol peut être utilisé en prémédication ; néanmoins, seul, il est insuffisant pour une sédation importante (Guatteo, Holopherne 2017). Le butorphanol est par contre souvent utilisé en complément pour limiter les doses d'alpha-2-agonistes et apporter une valence analgésique supplémentaire.

La kétamine peut aussi être additionnée pour favoriser l'immobilisation de l'animal, à dose infra-anesthésique.

On peut, au choix réaliser une sédation debout, on utilisera alors les doses faibles du tableau présenté ci-après, ou dans certains cas, une sédation couchée, on utilisera alors les doses fortes.

Le tableau 5 reprend les molécules utilisables lors de la sédation d'un bovin adulte ainsi que leurs posologies, leur durée d'action et quelques remarques à leur sujet.

Molécule	Posologie (mg/kg)	Voie	Durée d'action et effets	Effets secondaires
Xylazine	0.02–0.3	IM, IV	1h de sédation environ, sédation dose-dépendante, utiliser une dose moins élevée (dose basse) si IV, décubitus si utilisée aux doses hautes	Induit des contractions utérines, supprime le réflexe de déglutition: attention aux fausses routes, induit une bradycardie et une diminution de la pression artérielle
Detomidine	0.01–0.04	IM, IV	Position debout aux faibles doses, couchée si utilisation des fortes doses	Augmente la pression artérielle, bradycardie, induit des contractions utérines
Butorphanol	0.025–0.05	IM, IV	Complémentaire au sédatif: augmente la qualité de la sédation quant il est administré avec la xylazine ou la détomidine + effet analgésique	
Ketamine	0.1–0.4	IM, IV	Complémentaire au sédatif ; faible dose (0.1) pour rester debout	
	AMM bovins	Autorisée via le principe de la cascade		

**TABLEAU 5 : AGENTS DE SEDATION (L. LIN ET RIDDELL 2003 ; CAMPBELL ET AL. 1979 ; FAYED AH ET AL. 1989 ; RAPTOPOULOS ET WEAVER 1984 ; CLARKE, TRIM, ET HALL 2014A) (IVANY ET MUIR 2004 ; CLARKE, TRIM, ET HALL 2014 ; VALVERDE 1989)(CAMPBELL ET AL. 1979)**

### 3. Protocoles d’anesthésie générale chez les bovins (Fiche n° 9)

#### a. Agents anesthésiques généraux et protocoles

À l’heure actuelle, réglementairement, le seul agent anesthésique injectable utilisable chez les bovins est la kétamine.

Le tableau 6 reprend les molécules utilisables lors d’anesthésie générale chez les bovins adultes ainsi que leurs posologies, et quelques protocoles.

Dans les tous tableaux suivants, les chiffres dans les cases correspondent aux posologies à administrer en mg/kg.

TABLEAU 6 : POSOLOGIES DE CERTAINS AGENTS ANESTHESIQUES SYSTEMIQUES CHEZ LES BOVINS (VALVERDE 1989 ; CLARKE, TRIM, ET HALL 2014A ; IVANY ET MUIR 2004 ; GUATTEO, HOLOPHERNE 2017 ; HOLOPHERNE, 2008)

Prémédication	Doses (en mg/kg) et voies d'administration de la prémédication	Kétamine : induction (dose en mg/kg)
Xylazine : sédation légère : 15 min	0,0025 IV ou IM	3-4 IV
Xylazine : sédation profonde : 30 min	0,05-0,1 IV ou IM	2 IV
Romifidine	0,02- 0,04 mg/kg IM	2-3 IV
Détomidine	2,5-10 microg/kg IV ou IM	2-3 IV
Butorphanol	0,05-0,2 IV ou IM	À associer aux autres prémédications et réduire les doses de celles-ci ou réduire les doses des molécules d'induction (choisir la dose basse)
AMM bovin	Autorisée via le principe de la cascade	

Remarque : Le GGE cité dans le tableau correspond à la Guaifenesine.

#### b. Entretien injectable : « en fixe »

Après induction de l'anesthésie à l'aide de kétamine, l'anesthésie est entretenue à l'aide de *boli* de kétamine, associés ou non à un adjuvant (xylazine par exemple). Il est alors conseillé de réinjecter 25 à 50 % de la dose initiale des deux produits.

Il est déconseillé de maintenir une anesthésie « en fixe » plus d'une heure, car la qualité du réveil s'en trouvera affectée et les risques de dépressions respiratoires/cardiovasculaires seront augmentés.

#### c. Entretien avec des agents anesthésiques volatils

Le seul agent anesthésique volatile utilisable est l'isoflurane (hors AMM via la cascade).

Les bovins adultes doivent être connectés à un circuit circulaire pour grands animaux, comprenant un ballon réservoir de taille appropriée (15 à 30 L). Une fois l'anesthésie induite, le débit initial d'O<sub>2</sub> est réglé à un débit élevé (8 à 10 L/min) pendant 15 à 20 minutes pour augmenter rapidement la concentration d'anesthésique dans le circuit puis il est ensuite réduit à 2-3 L/min (ou similaire) pour la maintenance. Le réglage de l'évaporateur d'isoflurane

est adapté à la profondeur de l'anesthésie, élevé après l'induction (entre 3 et 5 %) le temps d'augmenter la concentration en anesthésique volatil dans le circuit, puis entre 1 et 2,5 % à l'entretien, selon la valence analgésique choisie et le degré de profondeur d'anesthésie désiré. (Clarke, Trim, et Hall 2014)

Les bovins ont tendance à respirer rapidement et superficiellement, ce qui peut limiter la prise de l'agent anesthésique volatil. Le recours à un respirateur peut limiter ce problème ainsi que les hypoventilations et hypoxémies associées. Il est alors réglé à une fréquence respiratoire entre 8 et 12 respirations/min et un volume courant de 10 ml/kg. (Cantalapiedra, Villanueva, et Pereira 2000)

4. Prise en charge de la douleur : analgésie systémique et illustrations de techniques d'anesthésie locorégionale chez les bovins (Fiche n° 9, 10,11,12 et 13)

a. Analgésie systémique (Fiche n° 9)

Les deux classes médicamenteuses de référence pour l'analgésie systémique périopératoire sont les anti-inflammatoires non stéroïdiens et les morphiniques. Concernant ces derniers, seul le butorphanol est utilisable via la cascade. Pour les AINS, plusieurs molécules sont disponibles et sont présentées dans le tableau 7, parmi lesquelles le kétoprofène, l'acide tolfénamique, le méloxicam, la flunixin et le carprofène.

TABLEAU 7 : EXEMPLES D'AGENTS ANALGESIQUES SYSTEMIQUES CHEZ LES BOVINS

Molécule	Doses mg/kg)
Méloxicam	0,5
Flunixin	2
Kétoprofène	3
Acide tolfémique	4
Carprofène	1.4

AMM bovin

b. Les anesthésies locorégionales de la tête (Fiche n° 10)

1. Bloc nerveux cornual

**Repères anatomiques :** Le bloc nerveux cornual est utilisé pour l'anesthésie pour l'écornage des bovins. La corne et la peau autour de la base de la corne sont innervées par la branche cornuale du nerf lacrymal ou zygomatique temporelle, qui fait partie de la division ophtalmique

du nerf trijumeau. (Edmondson 2016) Le nerf cornéen traverse les tissus périorbitaires dorsalement et longe la crête frontale jusqu'à la base des cornes.

**Réalisation :** Environ 5 à 10 mL (2 à 5 mL chez les veaux) d'un anesthésique local (chez les bovins) sont déposés par voie sous-cutanée et relativement superficielle à mi-chemin entre le canthus latéral de l'œil et la base de la corne le long du processus zygomatique, comme illustré dans la figure 17.

**Durée :** Une anesthésie complète peut durer 1 à 2 h si de la lidocaïne est utilisée, 20 à 30 minutes si de la procaïne est utilisée.

**Remarque :** Les bovins plus gros avec des cornes bien développées nécessitent une infiltration anesthésique supplémentaire le long de la face caudale de la corne, sous la forme d'un bloc annulaire partiel, pour désensibiliser les branches sous-cutanées du deuxième nerf cervical. (Elmore RG 1980 ; Barrie E, 1991)

**Le bloc nerveux cornéen**

- 5 à 10 mL d'un anesthésique par voie sous-cutanée
- à mi-chemin entre le canthus latéral de l'œil et la base de la corne le long du processus zygomatique
- Dure environ 10 minutes
- Pour les plus gros bovins: infiltration anesthésique supplémentaire le long de la face caudale de la corne, sous la forme d'un bloc annulaire partiel, pour désensibiliser les branches sous-cutanées du deuxième nerf cervical

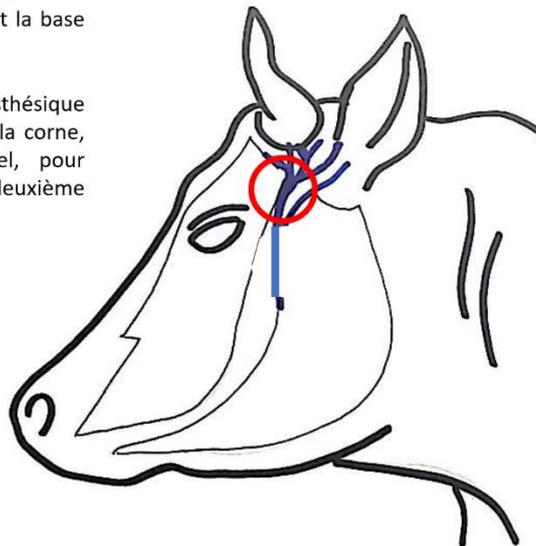


FIGURE 17 : LE BLOC NERVEUX CORNUAL

2. Bloc nerveux infraorbitaire

**Indications :** Le bloc nerveux infraorbitaire peut être utilisé pour la réparation des lacérations nasales et la mise en place d'un anneau nasal pour les bovins.

**Repères anatomiques :** « le nerf infraorbitaire est la continuité de la branche maxillaire du nerf trijumeau après son entrée dans le canal infraorbitaire. Le nerf infraorbitaire n'a qu'une fonction sensorielle et émerge sur le visage sous la forme d'une bande plate à travers le foramen infraorbitaire où il est recouvert par le muscle releveur naso-labial. Le nerf infraorbitaire est bloqué lorsqu'il émerge du canal infraorbitaire. Le nerf est difficile à palper, mais est situé rostralement à la tubérosité faciale sur une ligne s'étendant de l'encoche nasomaxillaire à la deuxième prémolaire supérieure. » (Ivany et Muir 2004)

**Réalisation :** 20 à 30 ml d'agent anesthésique local est injecté en regard du foramen infraorbitaire. (Edmondson 2016) Cela est illustré dans la figure 18.

#### **Le bloc nerveux infra-orbitaire**

- Utilisé pour la réparation des lacérations nasales et la mise en place d'un anneau nasal
- Rostralement à la tubérosité faciale: ligne s'étendant de l'encoche nasomaxillaire à la deuxième prémolaire supérieure
- 20 à 30 ml d'agent anesthésique local injecté profondément dans le muscle élévateur nasolabial (aiguille de calibre 18 de 3,8cm)

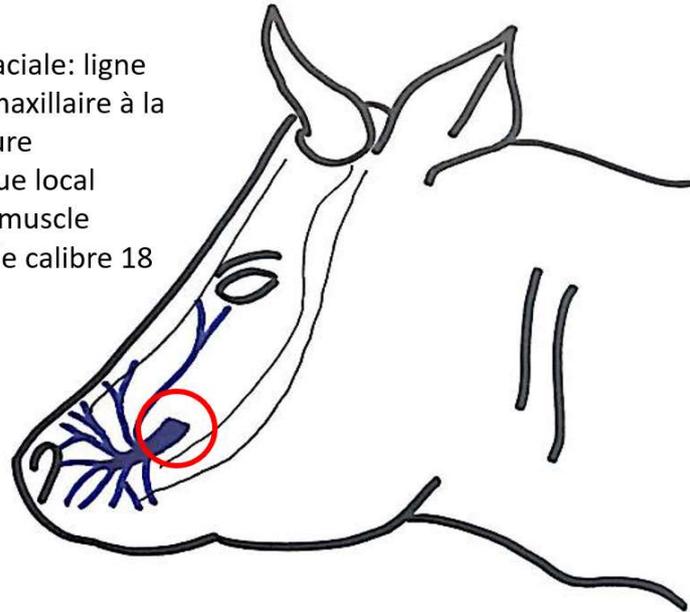


FIGURE 18 : LE BLOC NERVEUX INFRAORBITAIRE

### 3. Bloc auriculo-palpébral

Le bloc auriculopalpébral permet une anesthésie de la paupière est réalisée en injectant un anesthésique local en regard de la branche auriculo-palpébrale du nerf facial (Figure 19). Le bloc du nerf auriculo-palpébral est réalisé à l'aide d'une aiguille de calibre 18 ou 20 placée par voie sous-cutanée à environ 5 à 7,5 cm de côté par rapport à l'arcade zygomatique. Un total de 5 à 10 mL d'anesthésique local est ensuite injecté. Il est à noter que ce bloc procure un bloc moteur de la paupière supérieure, mais qu'il ne bloque que la paupière inférieure. (Barrie E, 1991)

### L'anesthésie de la paupière

- Bloc de ligne de la paupière: aiguille de 2,5 cm de calibre 20 ou 22, 10 ml d'un anesthésique local en plusieurs sites distants de 0,5 cm sur une ligne à environ 0,5 cm du bord de la paupière
- Bloc de la branche auriculopalpebrale du nerf facial (bloc de la paupière inférieure) : aiguille de calibre 18 ou 20 de 2,5 cm placée par voie sous-cutanée à environ 5 à 7,5 cm de côté par rapport à l'arcade zygomatic, 5 à 10 mL d'anesthésique local

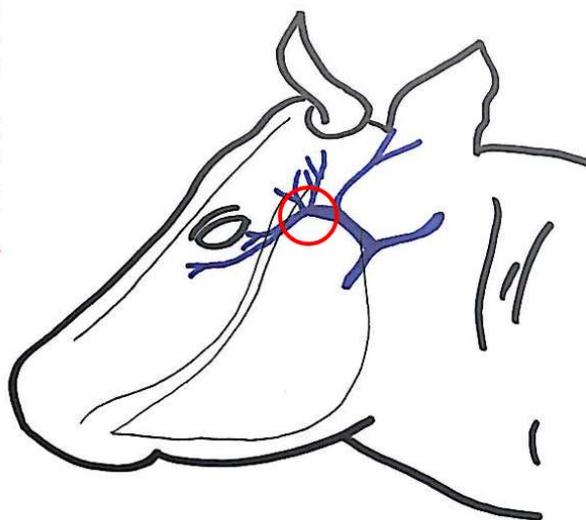


FIGURE 19 : BLOC AURICULO-PALPEBRAL

#### 4. Bloc rétrobulbaire

**Indications** : Le bloc rétrobulbaire est utilisé pour l'énucléation de l'œil ou pour la chirurgie de la cornée, il aboutit à l'anesthésie des nerfs optique (II), oculomoteur (III), trochléaire (IV), des branches ophtalmique et maxillaire du nerf trijumeau (V), du nerf abducens (VI) ; il provoque également une insensibilisation de la cornée et une mydriase.

**Repères anatomiques** : Le bloc peut être réalisé en 1 point (à l'aide d'une aiguille incurvée) ou en 4-points (aiguilles droites ou légèrement incurvées). Pour la réalisation 1 point, le canthus latéral est ciblé, et une aiguille courbe est insérée dorso-médialement au canthus latéral de l'œil. (Figure 20). Les sites de placement de l'aiguille pour l'injection rétrobulbaire sont les canthus médial et latéral et/ou les paupières supérieures et inférieures. Le doigt du chirurgien est utilisé pour dévier le globe pour le protéger de la pointe de l'aiguille.

**Réalisation** : Entre 10 et 20 ml d'anesthésique local sont injectés par petits incréments à mesure que l'aiguille avance lentement vers l'arrière de l'orbite.

L'avantage du bloc rétrobulbaire est qu'il n'est considéré comme techniquement trop compliqué. Pour autant, il est associé à certains risques comme une pénétration du globe, une ponction vasculaire avec hémorragie orbitaire, des lésions du nerf optique, des dysrythmies causées par le déclenchement d'un réflexe oculo-cardiaque par l'injection d'un volume élevé d'anesthésique local et l'injection dans les méninges et le liquide céphalo-rachidien. (Skarda 1986)

### Le bloc rétrobulbaire

- Utilisé pour l'énucléation de l'œil ou pour la chirurgie de la cornée
- Analgésie de la cornée, une mydriase et proptose
- Canthus médial et latéral ou les paupières supérieures et inférieures
- Le doigt du chirurgien est utilisé pour dévier le globe pour le protéger de la pointe de l'aiguille
- 15 ml d'anesthésique local
- Attention aux lésions du nerf optique et aux dysrythmies causées par l'initiation du réflexe

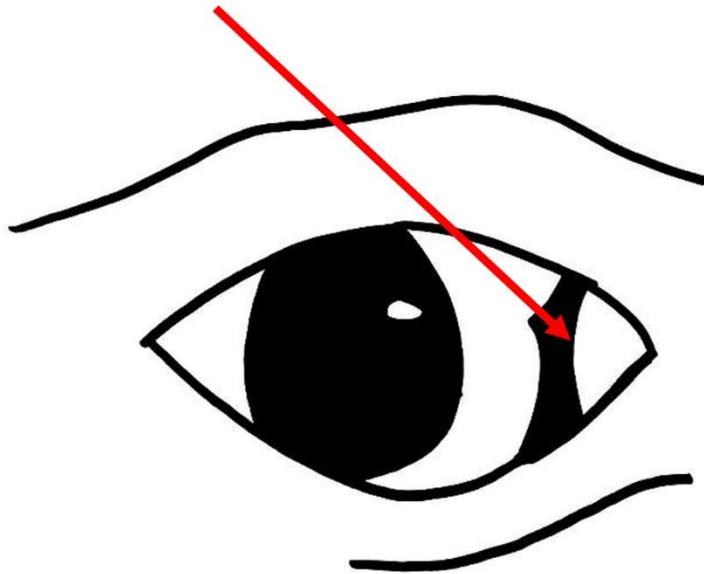


FIGURE 20 : LE BLOC RETROBULBAIRE

### 5. Bloc oculaire de Peterson

Le bloc oculaire Peterson nécessite plus d'habileté que le bloc rétrobulbaire, mais il procure un blocage plus complet. Il y a également moins d'œdème et d'inflammation associés à ce bloc qu'à l'infiltration d'anesthésiques locaux dans les paupières et l'orbite.

Le bloc oculaire de Peterson désensibilise les nerfs (oculomoteur, trochléaire, abducens et trijumeau) responsables de la fonction sensorielle et motrice de toutes les structures de l'œil à l'exception de la paupière. Un bloc nerveux auriculo-palpébral peut être réalisé en complément pour un blocage moteur de la paupière supérieure.

**Repères anatomiques :** Le point de repère pour le placement de l'aiguille pour le bloc oculaire de Peterson est l'encoche créée par le processus supraorbitaire crânien, l'arcade zygomatique ventrale et le processus coronoïde de la mandibule caudale.

**Réalisation :** Environ 5 ml d'anesthésique local sont injectés par voie sous-cutanée à ce site à l'aide d'une aiguille de calibre 20-22G. Une aiguille de 14 G est insérée à travers la peau et sert de guide et introducteur pour une aiguille spinale. Une aiguille droite de calibre 18 G de 10 à 15 cm est insérée par l'aiguille 14G et dirigée horizontalement et légèrement caudalement en direction du foramen rotundum à proximité du foramen optique dans la fosse ptérygopalatine, un volume de 10-20 mL d'anesthésique local est alors injecté. Concrètement, la direction que prend l'aiguille est celle de l'autre œil. L'aiguille est ensuite retirée jusqu'à ce que sa pointe se situe en sous-cutanée. Elle est ensuite caudalement puis redirigée vers l'arcade zygomatique pour bloquer le nerf palpébral. Environ 5 ml d'anesthésique local sont injectés. (Figure 21).

Le bloc rétrobulbaire et le bloc oculaire de Peterson empêchent le clignement des yeux pendant la durée d'action de l'anesthésique local. La cornée doit être maintenue humide si

ces blocs sont utilisés pour des procédures autres que l'énucléation. Un agent lubrifiant peut être appliqué sur la cornée, ou les paupières peuvent être suturées ensemble jusqu'à ce que la fonction motrice des paupières revienne. (Skarda 1986 ; Barrie Edwards 1991 ; Edmondson 2016)

#### Le bloc oculaire Peterson

- Moins d'œdème et d'inflammation
- Désensibilise les nerfs oculomoteur, trochléaire, abducent et trijumeau, responsables de la fonction sensorielle et motrice de toutes les structures de l'œil à l'exception de la paupière
- Encoche créée par le processus supraorbitaire crânien, l'arcade zygomatique ventrale et le processus coronoïde de la mandibule caudale
- 5 ml d'anesthésique local en sous-cutanée
- Une aiguille de 2,5 cm de calibre 14 sert de canule et est placée à travers la zone anesthésiée aussi loin que possible en avant et en ventrale dans l'encoche.
- Une aiguille droite de calibre 18 de 10 à 12 cm est insérée dans la canule et dirigée horizontalement l'apophyse coronoïde de la mandibule à environ 2,5 cm de profondeur. Sa pointe passe médialement autour du processus coronoïde vers la fosse rostrale ptérygopalatine jusqu'à la plaque osseuse solide qui se trouve à proximité immédiate du foramen orbital à une profondeur de 7,5 à 10 cm
- 15 ml d'anesthésique local
- Lubrifier la cornée (car absence de clignement de la paupière)

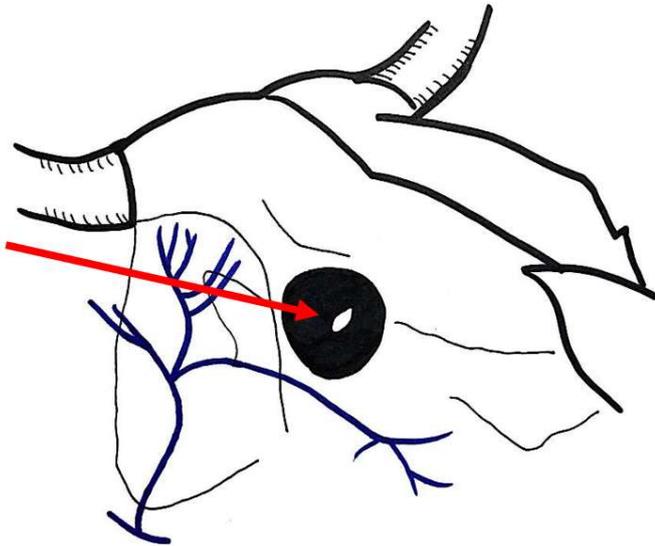


FIGURE 21 : LE BLOC DE PETERSON

### c. Anesthésies locorégionales du flanc (Fiche n° 11)

#### 1. Bloc nerveux paravertébral proximal

**Zone anesthésiée :** flanc du côté sur lequel la technique est exécutée.

**Nerfs bloqués :** branches dorsales et ventrales des nerfs spinaux T13, L1 et L2 et occasionnellement L3 (la désensibilisation de L3 produit une analgésie de la partie la plus caudale de la fosse para lombaire pour la césarienne)

Site : 5-6 cm du plan médian ; émergence de T13 immédiatement devant l'apophyse transverse de L1 ; celle de L1 immédiatement devant l'apophyse transverse de L2 ; celle de L2 immédiatement devant le processus transverse de L3

**Anesthésique :** 15-20 ml d'anesthésique local sur chaque site au niveau des

**Méthode :** la peau du côté à désensibiliser est tondue et désinfectée chirurgicalement ; palper les apophyses transverses lombaires, en commençant par L5 et en avançant ; L1 peut être difficile à ressentir, car son processus transverse est plus court et masqué par la dernière côte ; mesurer 5 cm de la ligne médiane ; palper les processus dorsaux lombaires ; le site d'injection est à un angle de 90 degrés par rapport aux espaces entre les processus dorsaux ; insérer une aiguille 14G sur chaque site (qui servira de guide et introducteur pour une aiguille spinale 10-15 cm), en regard du bord crânial des processus transverses ciblés, administrer 5 mL

d'anesthésique local puis faire passer l'aiguille spinale verticalement jusqu'à ce qu'elle touche le bord crânien de l'apophyse transverse et descendre à travers le ligament inter-transverse (sensation de « pop » à son passage) ; injecter 15-20 mL d'anesthésique local sous le ligament pour bloquer la branche ventrale du nerf (il devrait y avoir une résistance minimale à l'injection) ; retirer l'aiguille de 1 à 2,5 cm pour repasser du côté dorsal du ligament inter-transverse pour injecter 5-10 mL d'anesthésique local, pour bloquer la branche dorsale du nerf spinal ; si le premier processus transverse lombaire ne peut pas être palpé, mesurer la distance entre les autres sites d'injection pour trouver le site de blocage du nerf T13. Une scoliose peut être observée lorsque le bloc est réalisé, la courbure du dos en direction du côté bloqué (Fubini et Ducharme 2016 ; Barrie E, 1991)

#### Bloc nerveux paravertébral proximal

- Zone Anesthésiée : flanc
  - Nerfs bloqués: branches dorsale et ventrale de T13, L1 et L2
  - Site: 2,5 à 5 cm de la ligne médiane; T13 immédiatement devant l'apophyse transverse de L1; L1 immédiatement devant l'apophyse transverse de L2; L2 immédiatement devant le processus transverse de L3
  - Anesthésique: 20 ml de lidocaïne à 2% par site
  - Peau à désinfectée chirurgicalement
- 90 degrés par rapport aux espaces entre les processus dorsaux
  - 10 à 15 mL de lidocaïne à 2% sous le ligament (branche ventrale) , retirer l'aiguille de 1 à 2,5 cm suffisamment pour injecter 5 mL de lidocaïne à 2% au-dessus du ligament (branche dorsale)

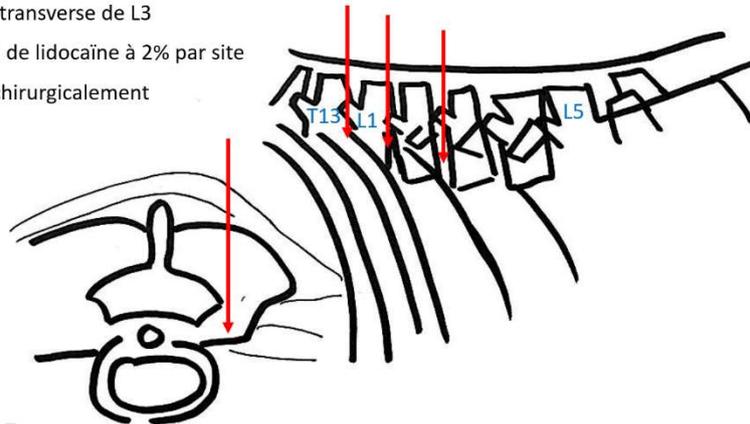


FIGURE 22 : LE BLOC NERVEUX PARAVERTÉBRAL PROXIMAL

Remarque : l'anesthésie paravertébrale distale est similaire à la proximale. Elle anesthésie les mêmes nerfs : c'est le site d'injection des molécules qui est différent. La figure 23 illustre la différence entre les lieux d'injections des anesthésies proximale et distale.

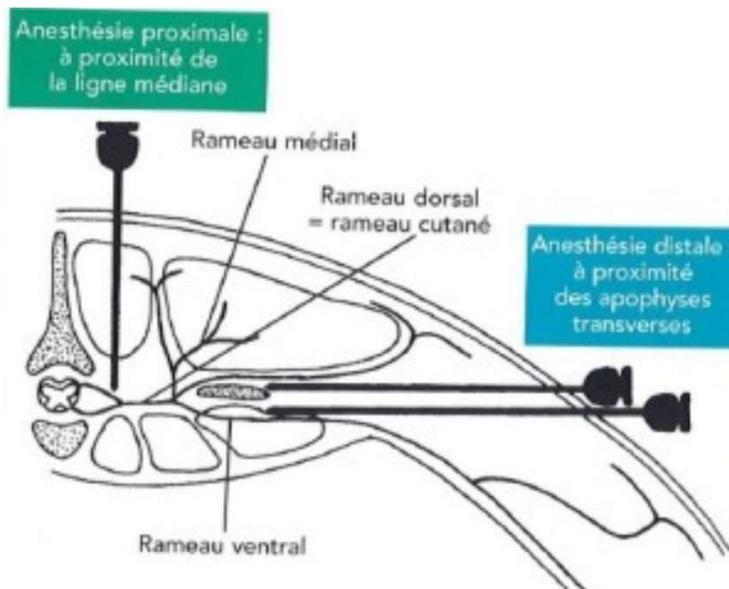


FIGURE 23 : ANESTHÉSIE PARAVERTÉBRALE DISTALE (FOUCHET MARIE 2016)

## 2. Bloc du L inversé

Le bloc en L inversé est un bloc régional non spécifique qui bloque localement le tissu bordant la face caudale de la treizième côte et la face ventrale des apophyses transverses des vertèbres lombaires. Une aiguille de calibre 18G de 4 cm est utilisée pour injecter jusqu'à un total de 100 mL de solution anesthésique local sur plusieurs points de façon à réaliser une ligne dans la paroi abdominale bordant la face dorsocaudale de la treizième côte et une ligne le long de la face ventrolatérale des apophyses transverses des vertèbres lombaires. (Figure 24). Les avantages du bloc en L inversé comprennent que le bloc est simple à réaliser, qu'il n'interfère pas avec la marche et que le dépôt d'anesthésique loin du site d'incision minimise l'œdème et l'hématome incisionnels, en comparaison d'une traçante sur la zone d'incision. Les inconvénients comprennent une analgésie incomplète et une relaxation musculaire des couches plus profondes de la paroi abdominale (en particulier chez les animaux obèses) ; une toxicité possible du fait de plus grandes doses d'anesthésique local administrées et un coût accru associé. (Skarda 1986)

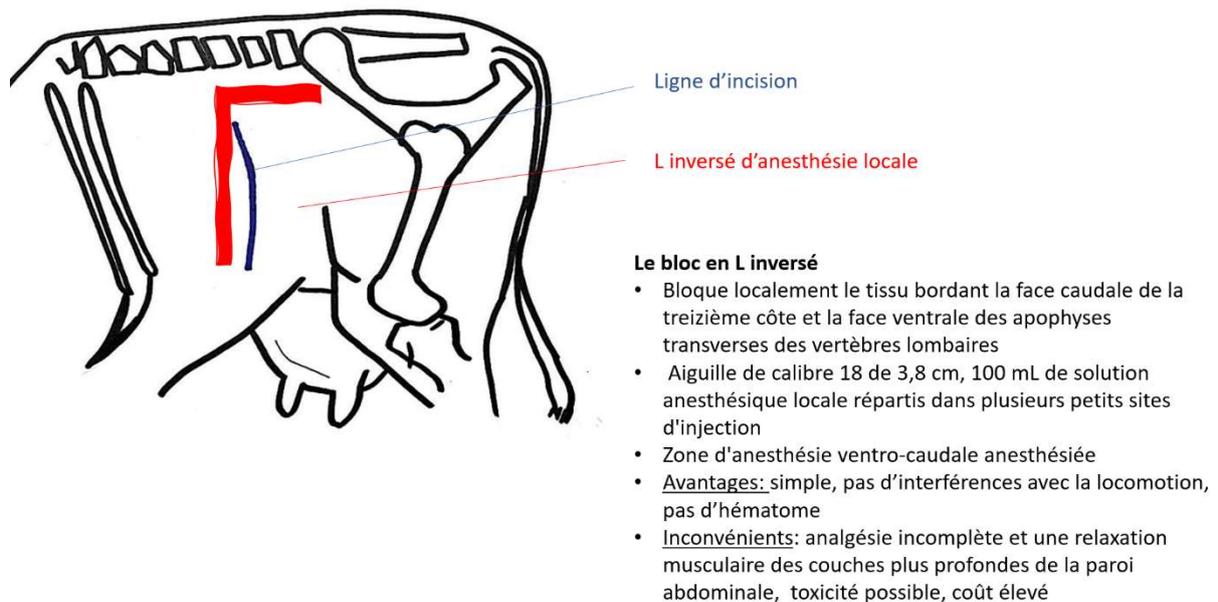


FIGURE 24 : LE BLOC EN L INVERSE

### 3. Traçante sur la zone d'incision

Une traçante peut également être utilisée pour désensibiliser une zone sélectionnée de la fosse para lombaire. De multiples petites injections de 10 ml de solution anesthésique locale par voie sous-cutanée et dans les couches musculaires profondes et le péritoine sont réalisés. La douleur des injections successives peut être atténuée en plaçant le bord de l'aiguille dans le bord de la zone précédemment désensibilisée à un angle d'environ 20°. La quantité d'anesthésique local nécessaire pour acquérir une anesthésie adéquate dépend de la taille de la zone à désensibiliser. Les bovins adultes pesant 450 kg peuvent tolérer en toute sécurité 250 ml d'une solution de chlorhydrate de lidocaïne à 2%. (Skarda 1986)

## d. Anesthésies locorégionales de l'arrière-train (Fiche n° 11)

### 1. Épidurale basse (caudale)

La zone anesthésiée rassemble, la queue, la sphère génitale et en partie aussi, la mamelle. L'anesthésie épidurale caudale est une méthode d'analgésie simple et peu coûteuse couramment utilisée chez les bovins, elle consiste à injecter un anesthésique dans l'espace épidural au niveau sacrococcygien (S5 – Co1). Ceci contribue à désensibiliser les nerfs sacrés S2, S3, S4 et S5. L'épidurale basse peut aussi être réalisée au niveau du premier espace coccygien (Co1 – Co2) et permet de désensibiliser les nerfs sacrés S3, S4 et S5. La zone doit être préalablement tondue et la peau nettoyée et désinfectée. Debout à côté de la vache, la queue doit être déplacée de haut en bas pour localiser la dépression entre la dernière vertèbre sacrée et la première vertèbre coccygienne ou entre les premières et deuxièmes vertèbres

coccygiennes (Figure 25). Une aiguille de 3 à 5 cm de calibre 18 (sans seringue attachée) est insérée sur la ligne médiane dorsale et dirigée perpendiculairement à la surface de la peau. Une fois la peau pénétrée, une goutte de sérum physiologique ou de solution d'anesthésique local est déposée dans la garde de l'aiguille (technique de la goutte pendante). L'aiguille doit ensuite être avancée lentement jusqu'à ce que la goutte soit aspirée dans l'espace péri-dural (du fait de la pression négative dans cet espace). La seringue peut ensuite être attachée à l'aiguille et la solution anesthésique injectée lentement sans résistance (Fig. 9). La dose d'anesthésique local à utiliser est de 0,5 mL par 45 kg de poids corporel, ou environ 5 mL pour un bovin adulte, un volume plus important est parfois utilisé pour aboutir à un couchage de l'animal. Les animaux qui ont eu plusieurs péri-durales peuvent avoir un tissu cicatriciel abondant dorsal à l'espace sacrococcygien, ce qui peut empêcher l'aspiration spontanée de l'anesthésique local. (Clarke, Trim, et Hall 2014)

**Epidurale caudale haute**

- Espace sacrococcygien (S5 – Co1)
- Désensibilise les nerfs sacrés S2, S3, S4 et S5

**Epidurale caudale basse**

- Espace coccygien (Co1 – Co2)
- Désensibilise les nerfs sacrés S3, S4 et S5

- ✓ Zone tondu, peau nettoyée et désinfectée
- ✓ Localiser la fosse entre la dernière vertèbre sacrée et la première vertèbre coccygienne en bougeant la queue
- ✓ Aiguille de 3,8 cm de calibre 18 sur la ligne médiane dorsale et dirigée perpendiculairement à la surface de la peau
- ✓ Placer une goutte de solution anesthésique locale dans l'aiguille puis avancer jusqu'à ce que la solution anesthésique soit aspirée dans l'espace péri-dural
- ✓ 0,5 mL par 45 kg de poids corporel.

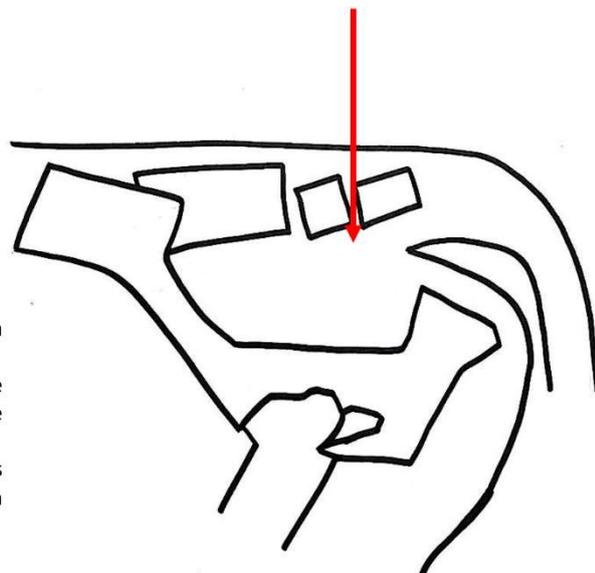


FIGURE 25 : ÉPIDURALE CAUDALE BASSE

2. Bloc nerveux pénien dorsal et bloc pudendal

Le nerf dorsal du pénis peut être désensibilisé au niveau d'un emplacement à proximité du site chirurgical. Le pénis doit être étendu manuellement. Une fois la face dorsale du pénis parfaitement nettoyée, 2 à 4 ml de chlorhydrate de lidocaïne à 2 % doivent être perfusés par voie sous-cutanée à travers le dos du pénis en amont de la lésion. (Hopper et al. 2012; Larson 1953)

En variante, le nerf dorsal du pénis peut également être désensibilisé lorsqu'il passe au-dessus de l'arc ischiatique pour l'anesthésie et la relaxation du pénis. La peau associée au corps du pénis et située à 10 cm ventrale de l'anus et à 2,5 cm de la ligne médiane est infiltrée avec 2 à 4 ml de chlorhydrate de lidocaïne à 2 % à l'aide d'une aiguille de petit calibre (calibre 22–25). Une aiguille de calibre 20 de 4 cm est ensuite insérée à travers la peau désensibilisée et

avancée de 5 à 7 cm pour entrer en contact avec le plancher pelvien. L'aspiration garantit que l'aiguille n'est pas dans l'artère dorsale du pénis. L'aiguille est ensuite retirée d'environ 1 cm et la zone infiltrée avec 20 à 30 mL de chlorhydrate de lidocaïne à 2 %. La procédure est ensuite répétée sur le côté opposé du pénis. L'analgésie et la paralysie du pénis se produiront dans les 20 minutes et devraient durer 1 à 2 heures.

### 3. Procédures d'anesthésie locale pour la castration

Selon l'âge et la taille de l'animal, la chirurgie est généralement réalisée sous anesthésie générale et/ou régionale (scrotum et testicules). (Hopper et al. 2012)

Selon la taille de l'animal, la ligne d'incision proposée pour l'ablation de la face distale du scrotum doit être infiltrée par voie sous-cutanée avec 5 à 10 ml d'anesthésique local. Chez les taureaux, une aiguille de calibre 16 à 18 G, de 3,8 à 7,5 cm est insérée à un angle (30 ° à 45 °) dans le centre du testicule et 10 à 15 ml d'anesthésique local par 200 kg de poids corporel est injecté dans le parenchyme de chaque testicule. (Hopper et al. 2012)

Une autre méthode utilise 10 ml d'anesthésique local par voie sous-cutanée le long de la circonférence du col du scrotum, suivi par le placement de 5 ml d'anesthésique local dans chaque cordon spermatique. Chez les taureaux, la dose varie de 2 à 10 mL selon la taille de l'animal

Anesthésie de la mamelle (Fiche N° 11).

### 1. Bloc en V inversé

Le bloc en V inversé est principalement utilisé pour des lésions spécifiques du trayon, telles qu'une lacération du trayon ou une verrue. À l'aide d'une aiguille de calibre 25 de 1,5 cm, environ 5 ml d'anesthésique local sont injectés dans la peau et la musculature dorsale du site chirurgical en forme de V inversé (Figure 26)(Skarda 1986).

#### **Le bloc en V inversé**

- Lacération du trayon, verrue
- Aiguille de calibre 25 de 1,5 cm
- 5 ml d'anesthésique local dans la peau et le muscle dorsalement au site chirurgical en forme de V inversé.

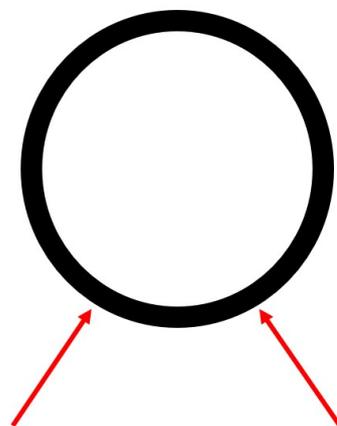


FIGURE 26 : LE BLOC EN V INVERSE DU TRAYON

## 2. Bloc circulaire ou annulaire

Le bloc annulaire est une procédure couramment utilisée pour les chirurgies des trayons. À l'aide d'une aiguille de calibre 25 de 1,5 cm, environ 5 ml d'anesthésique local sont injectés dans la peau et la musculature entourant toute la base de la tétine (Figure 27) (Skarda 1986 ; Clarke, Trim, et Hall 2014).

### Le bloc annulaire

- Chirurgies des trayons
- Aiguille de calibre 25 de 1,5 cm
- 5 ml d'anesthésique local dans la peau et le muscle entourant toute la base de le trayon

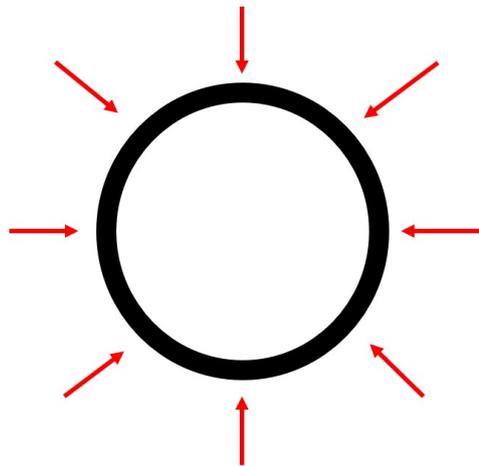


FIGURE 27 : LE BLOC ANNULAIRE DU TRAYON

## 3. Infiltration du sphincter du trayon

Le sphincter du trayon peut être rempli d'un anesthésique local pour améliorer la réalisation des chirurgies qui n'impliquent que les muqueuses (par exemple, élimination des polypes). La mamelle doit être traitée et l'orifice soigneusement nettoyé avec de l'alcool. Un garrot (élastique) est ensuite placé sur la base du trayon avec une tension adéquate pour éviter les fuites entre la mamelle et le réservoir du trayon. Une canule de tétine stérile est introduite et environ 10 ml d'anesthésique local sont injectés pour remplir la tétine. La canule est retirée et l'anesthésique restant est extrait. Une fois la chirurgie effectuée, le garrot est retiré. La musculature et la peau ne sont pas désensibilisées par cette technique (Figure 28) (Skarda 1986).

#### Infiltration du sphincter du trayon

- Remplissage du trayon d'un anesthésique local pour améliorer la réalisation des chirurgies n'impliquant (ex: exérèse des polypes)
- Mamelle traitée et nettoyée avec de l'alcool
- Garrot à la base du trayon
- Canule stérile introduite
- 10 ml d'anesthésique local

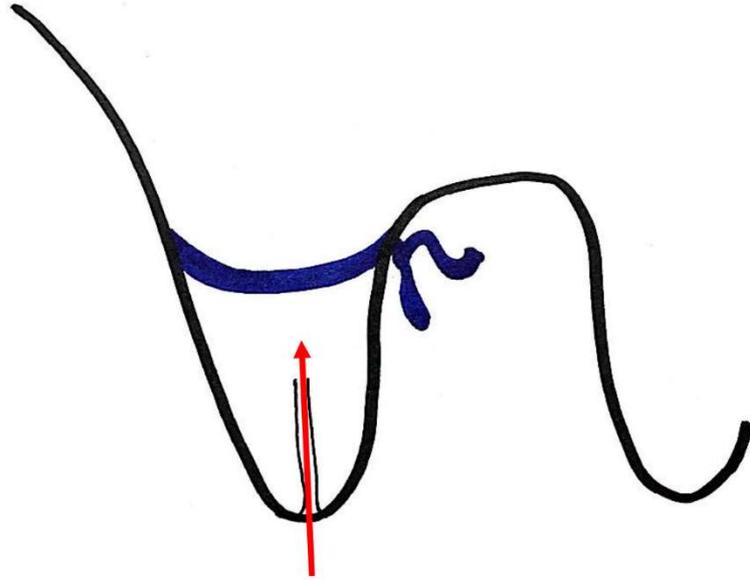


FIGURE 28 : INFILTRATION DU SPHINCTER DU TRAYON

#### e. Anesthésie régionale intraveineuse (Fiche n° 12)

Dans de nombreux cas, l'anesthésie régionale intraveineuse (bloc de Bier) est la technique préférée pour la chirurgie de la partie distale des membres. Un garrot est placé à proximité du boulet juste avant l'injection lorsque la veine est distendue au maximum. Dans le membre thoracique, une analgésie régionale intraveineuse peut être réalisée en utilisant la veine métacarpienne dorsale, la veine métacarpienne plantaire et la veine radiale. Dans le membre pelvien, la veine saphène latérale ou la veine digitale plantaire latérale peuvent être utilisées pour l'injection. Environ 20 ml d'anesthésique local sont injectés par voie intraveineuse à l'aide d'une aiguille ou d'un cathéter de 18-20 G gauges. Le garrot peut être laissé en place en toute sécurité jusqu'à 1 heure. L'anesthésie du pied se produit dans les 5 à 10 minutes. Une fois la procédure chirurgicale terminée, le garrot est libéré progressivement. (Skarda 1986 ; Edmondson 2016)

Anesthésies locorégionales des membres : voir fiche correspondante en annexe.

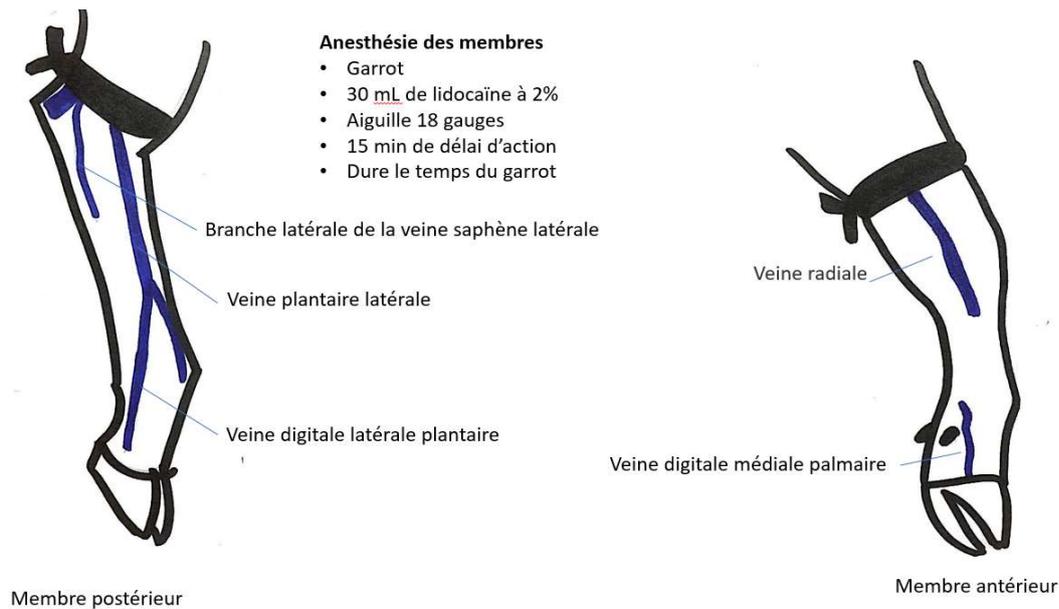


FIGURE 29 : ANESTHESIE DES MEMBRES

### C. Sédation et Anesthésie du veau

#### 1. Considérations préanesthésiques et particularités du veau (Fiche n° 13)

Le veau, comme animal nouveau-né ou pédiatrique, présente des particularités physiologiques rendant son anesthésie plus à risque (Holopherne, 2008) :

- Les besoins énergétiques des veaux sont importants, ils ont donc tendance à l'hypoglycémie. On ne fera donc pas de mise à jeun chez les jeunes veaux, et on surveillera la glycémie. Une perfusion de glucose peut être mise en place pendant l'anesthésie et on procédera à une réalimentation rapide à la suite de la chirurgie. (Perie 2011)
- Les veaux ont tendance à l'hypothermie du fait de leur petite taille, il est donc nécessaire de mettre en place des mesures de réchauffement et éventuellement administrer des solutés de perfusion préalablement réchauffés. (Perie 2011)
- Le foie et les reins du veau nouveau-né étant incomplètement matures, cela peut impacter les effets et la durée des agents anesthésiques utilisés. (Greene 2003)
- Les fonctions cardiaques et respiratoires du veau étant également, il faut porter une attention particulière au monitoring de l'anesthésie. Des valeurs de références pour le monitoring sont présentées dans le tableau 8 :

**TABLEAU 8 : VALEURS PHYSIOLOGIQUES POUR LE MONITORING DU VEAU**

Paramètre	Valeur
FC	105 à 125 battements par minutes
FR	12 mouvements par minutes
TRC	< 2sec
Température	39 °C

Pour sécuriser l'anesthésie, la mise en place d'une voie veineuse est préférable. Le cathéter (16 à 18 G) est posé sur la veine jugulaire. Le site est tondu, puis préparé chirurgicalement et le cathéter est fixé à la peau.

## 2. Gestes techniques

### a. Technique de l'intubation endotrachéale

La faible amplitude d'ouverture de la cavité buccale du veau ainsi que la profondeur du larynx rendent difficile l'intubation. Après induction de l'anesthésie, l'intubation peut être réalisée par visualisation directe du larynx à l'aide d'un laryngoscope (équipé d'une lame droite dite de Miller taille 3 ou plus selon le gabarit de l'animal). Elle peut également être réalisée « à l'aveugle ». Pour cette dernière technique, le veau est placé en décubitus latéral et la tête en hyperextension, la langue est tirée dans l'axe médian puis la sonde orotrachéale est avancée à l'entrée du larynx et elle est introduite dans la trachée à la faveur d'une inspiration du veau. (Holopherne, 2008)

La trachée est intubée avec une sonde endotrachéale de 10 à 11 mm de diamètre interne (DI) pour la plupart des veaux nouveau-nés jusqu'à 18 ou 20 mm de DI pour des veaux de 300 kg.

### b. Cathétérisme intraveineux

Même méthode que pour les bovins adultes en utilisant une taille de cathéter plus petite : calibre 16 à 18, 5 cm de long. Le plus courant est de cathétériser la veine jugulaire, mais les veines céphaliques le sont également. On peut, à l'aide d'un cathéter plus petit cathétériser les veines auriculaires.

### 3. Protocoles de sédation et d'anesthésie chez le veau (Fiche n° 14)

Du fait des contraintes réglementaires, peu de molécules sont disponibles pour la sédation des veaux, en effet, seuls les alpha2-agonistes comme la xylazine (0.01 à 0.05 mg/kg) et la détomidine (2,5 à 10 microgrammes/kg) disposent d'une AMM. Comme leurs effets cardio-vasculaires sont importants, il est nécessaire de les utiliser avec précaution et d'adapter les doses administrées en fonction de l'âge, du tempérament et de l'état clinique de l'animal. La dose doit être diminuée et la voie intramusculaire peut être privilégiée pour atténuer l'intensité des effets systémiques.

#### a. Protocoles d'induction d'anesthésie générale

Le tableau 9 reprend les molécules utilisables lors d'anesthésie générale chez les veaux ainsi que leurs posologies, et quelques protocoles. Il s'agit d'un tableau à double entrée : dans la colonne de gauche, on retrouve les molécules de prémédication et leurs posologies et sur la première ligne les agents anesthésiques inducteurs.

TABLEAU 9 : AGENTS ANESTHESIQUES ET ANALGESIQUES SYSTEMIQUES CHEZ LE VEAU (CLARKE, TRIM, ET HALL 2014)

Prémédication	Doses (en mg/kg) et voies d'administration de la prémédication	Kétamine : induction (dose en mg/kg)
<b>Xylazine : sédation légère : 15 min</b>	0,0025 IV ou IM	3-4 IV
<b>Xylazine : sédation profonde : 30 min</b>	0,05-0,1 IV ou IM	2 IV
<b>Romifidine</b>	0,02-0,04 mg/kg IM	2-3 IV
<b>Détomidine</b>	2,5-10 microg/kg IV ou IM	2-3 IV
<b>Butorphanol</b>	0,05-0,2 IV ou IM	À associer aux autres prémédications et réduire les doses de celles-ci ou réduire les doses des molécules d'induction (choisir la dose basse)

AMM BOVIN

Autorisé par la cascade

L'entretien injectable de l'anesthésie (« fixe ») est réservé à des interventions n'excédant pas 60 minutes, afin de limiter la survenue de réveils prolongés. L'entretien volatil est privilégié

lors d'intervention supérieure à une heure, mais elle est potentiellement plus difficilement accessible et oblige à opérer l'animal au sein d'une clinique équipée d'une machine d'anesthésie volatile.

b. Agents anesthésiques volatiles : entretien de l'anesthésie

Le seul agent anesthésique volatil utilisable sous le principe de la cascade est l'isoflurane.

4. Gestion de la douleur et techniques d'anesthésie locorégionale chez les veaux (Fiche n° 15)

a. Analgésie systémique

**Analgésie (tableau 10) :** Le kétoprofène, le méloxicam, la flunixinine et le carprofène peuvent être utilisés. (DMV 2017)

Le butorphanol est également utilisable en utilisant le principe de la cascade, car il est hors AMM.

**TABLEAU 10 : POSOLOGIES D'ANALGESIQUES POUR LES VEAUX (SOLENE VADROT 2014)**

	Posologies et voie d'administration	Remarques
Kétoprofène	3 mg/kg PO, IM ou IV toutes les 24 h jusque 3 jours	À réaliser 2 h à 20 min avant l'intervention
Flunixinine de méglumine	2 mg/kg PO, IM ou IV toutes les 24 h jusque 3 jours	20 min avant l'intervention ou après celle-ci
Méloxicam	0,5 mg/kg SC, PO, IM, IV	Administration unique juste après l'intervention
Carprofène	1,4 mg/kg	Administration unique juste après l'intervention
Acide acétylsalicylique	50 mg/kg PO, IV toutes les 24 h jusqu'à 3 jours	
Butorphanol	0,01 à 0,04 mg/kg	

## b. La rachianesthésie lombosacrée

**Définition :** Une rachianesthésie consiste à injecter un anesthésique directement dans le liquide céphalorachidien, elle permet l'obtention d'un bloc moteur et sensitif de l'abdomen postérieur et des membres pelviens en quelques secondes.

**Lieu d'injection :** (Figure 30) chez le veau, elle se réalise au niveau de l'espace lombo-sacré, à l'intersection entre la ligne reliant les deux iliums et le plan médian. La dépression formée par l'espace entre la dernière vertèbre lombaire et la première sacrée est palpable.

**Molécules utilisables :** essentiellement décrite avec xylazine et lidocaïne. L'utilisation de la détomidine (2,5 à 5 mg/kg), du butorphanol (0,03 mg/kg) associés à de la lidocaïne est également possible. Elle est plus efficace que l'anesthésie épidurale et assure un confort chirurgical comparable à celui d'une anesthésie générale. (PERIE 2011)

**Indications :** chirurgies abdominales, ombilicales et sur les postérieurs => assure l'anesthésie et l'analgésie de la zone postérieure de l'animal jusqu'aux zones sous-ombilicale et sous-diaphragmatique (paroi abdominale, viscères, membres postérieurs et périnée).

**Durée d'action :** persiste entre une et deux heures selon les molécules utilisées et leur posologie.

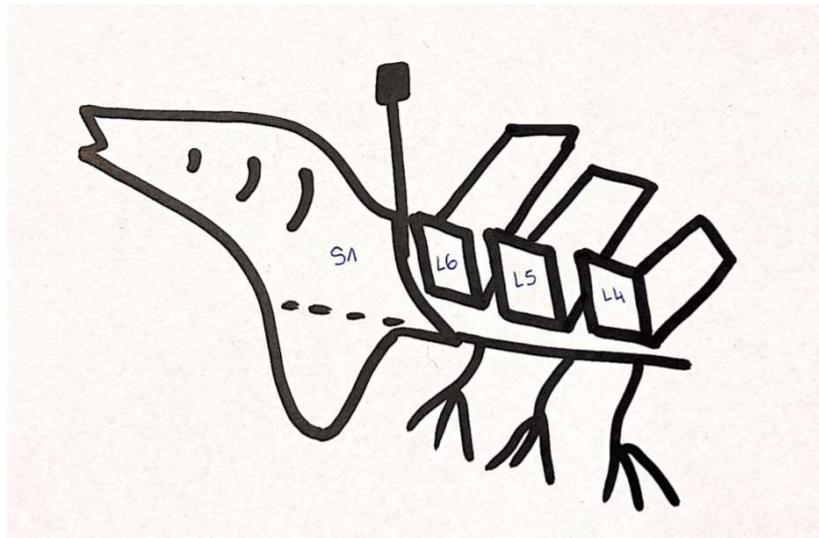


FIGURE 30 : LA RACHIANESTHESIE LOMBO-SACREE (GUATTEO, HOLOPHERNE 2006)

**Réalisation :** une tonte et un nettoyage chirurgical doivent impérativement être réalisés, le geste devant être réalisé stérilement. Le praticien s'équipe d'une paire de gants stériles.

Deux méthodes de contention sont possibles.

- Méthode 1 : le veau est couché en décubitus latéral avec les membres postérieurs vers l'avant, les plus symétriques possibles. Le veau doit « faire le dos rond » afin d'écartier dorsalement les espaces intervertébraux.
- Méthode 2 : le veau est debout, acculé dans un coin afin de lui faire vousser le dos et ramener ses postérieurs sous lui. Le veau est maintenu par un assistant.

Le praticien peut plaquer son genou dans le flanc du veau pour participer à la contention et accentuer la position du veau.

Une aiguille de 20-22G, de longueur 40 mm, est introduite dans l'espace lombo-sacré (L6-S1) au niveau de la dépression, dans le plan sagittal, perpendiculaire à l'animal (peau) ou très légèrement inclinée (75-80°). Une fois la peau et le tissu sous-cutané traversés, le mandrin de l'aiguille est retiré et cette dernière est alors avancée pour passer le ligament supra-épineux et le ligament interépineux. À ce stade, une résistance apparaît et l'animal peut bouger. Une légère pression de l'opérateur est suffisante pour passer la graisse péri-durale et la dure-mère et se retrouver dans la citerne subarachnoïdienne. Le liquide céphalorachidien (LCR) s'écoule en général spontanément. Dans le cas contraire, une aspiration légère peut être effectuée avec une seringue stérile. Un volume de LCR légèrement inférieur à celui du volume de solution que l'on souhaite injecter est retiré. En effet une surpression peut conduire à des troubles neurologiques (MEYER, 2007). L'injection doit se faire lentement (sur deux à trois minutes), car une injection trop rapide entraîne une migration crâniale de la solution anesthésique et une potentielle paralysie des muscles respiratoires. (HOLOPHERNE, 2008)

➔ Posologie de la solution anesthésique : (VEQUAUD 2005)

- Lidocaïne 2 % 2mg/kg soit 1ml/10kg
- Xylazine 2 % 0,2 mg/kg soit 0,1 ml/10kg

### c. Anesthésie épidurale lombo-sacrée

**Définition** : L'épidurale repose sur l'injection d'un produit dans la cavité péri-durale du canal rachidien. Cela permet d'atteindre les nerfs rachidiens provenant de la moelle épinière (Guatteo et Holopherne, 2006).

**Réalisation** : Après avoir rasé la zone, injecter à l'aide d'une aiguille de 20-22G, de longueur 40 mm l'anesthésique local dans l'espace entre la dernière vertèbre sacrale et la première coccygienne (cela peut également être réalisé entre la 1re et la 2e vertèbre coccygienne) : bouger la queue de haut en bas permet de mieux visualiser cet espace. On introduit l'aiguille selon un angle de 30 à 90 ° par rapport à la peau, on dépose une goutte d'anesthésique local au niveau de la garde de l'aiguille et on recherche l'aspiration de celle-ci due à la pression négative de l'espace extradural.

**Molécules utilisées** :

- Lidocaïne seule à 0,2 mg/kg, avec un délai d'action de 10 min et une durée d'action variant de 60 minutes à 2 heures.
- Xylazine à 0,05 à 0,1 mg/kg avec un délai d'action de 10 min et une durée d'action de 45 minutes à 4 heures. (Solène Vadrot 2014)

#### d. Anesthésie locorégionale des testicules

Indication : castration

On peut anesthésier le site d'incision ou de pose de la pince en sous-cutané et il est souhaitable d'y associer une anesthésie des testicules ou du cordon spermatique en injectant au centre du testicule ou directement dans le cordon spermatique

⇒ 5-10 minutes de délai d'action pour la lidocaïne

⇒ 4 mL de lidocaïne à 2 % par site d'injection

#### e. Anesthésie du nerf cornual

L'anesthésie du nerf cornual est utilisée lors de l'ébourgeonnage. On injecte 6 mL de lidocaïne à 2 % dans deux sites d'injections distincts : (Figure 31) trajet du rameau cornual du nerf infratrochléaire (A) et du nerf cornual issu du nerf zygomatocornal (B). Le délai d'action est de 10 minutes et l'anesthésie dure 2 h

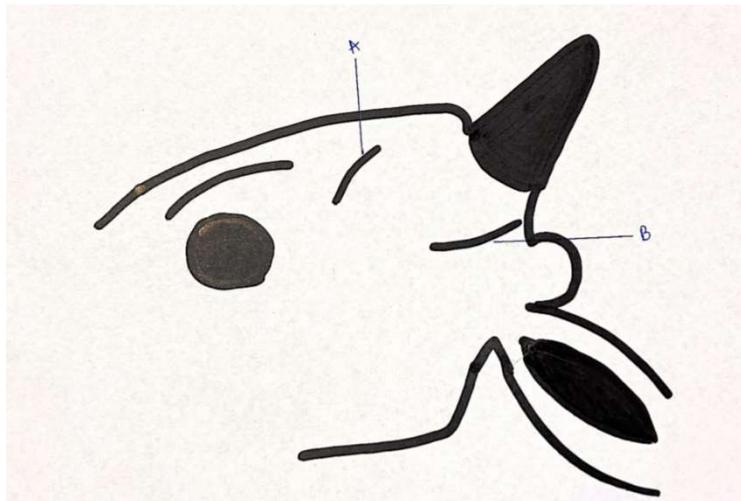


FIGURE 31 : SITE D'INJECTION POUR UN EBOURGEONNAGE (GREENOUGH, JOHNSON 1988)

#### D. Sédation et anesthésie chez les petits ruminants (ovins, caprins)

##### 1. Considérations préanesthésiques chez les petits ruminants (Fiche n° 16)

###### a. Les risques associés à l'anesthésie des petits ruminants :

Voici les principaux risques anesthésiques propres aux espèces ovines et caprines. Les risques anesthésiques généraux ont déjà fait l'objet d'une partie précédente.

i. Obstruction des voies aériennes et régurgitation

Les petits ruminants sécrètent de grands volumes de salive pendant l'anesthésie, ce qui peut contribuer à la survenue d'une obstruction des voies respiratoires (Galatos 2011). Ils sont également sujets au risque de régurgitation du contenu du rumen.

Comme le rumen ne peut pas être complètement vidé, le jeun n'empêche pas la régurgitation. (Alexander Valverde Thomas J.Doherty 2008). Le maintien de l'animal en décubitus sternal, quand il est possible, réduit quelque peu le risque, mais il est conseillé de protéger les voies respiratoires et d'intuber l'animal avec une sonde endotrachéale à ballonnet. Il est également recommandé de positionner la tête de l'animal de telle sorte que le larynx soit surélevé par rapport à l'entrée thoracique et à la bouche, les régurgitations si elles surviennent, et la salive peuvent ainsi s'écouler hors de la bouche et ne s'accumulent pas à l'entrée du larynx. (T.W. Riebold 2007)

ii. Hypoxémie et détresse respiratoire

Lorsque les petits ruminants sont placés en décubitus latéral ou dorsal, le contenu de l'abdomen en particulier le rumen appuie sur le diaphragme et interfère avec la ventilation, entraînant une hypoxémie et une hypercapnie. (Alexander Valverde Thomas J.Doherty 2008)

De plus, le décubitus latéral ou dorsal altère l'éructation : le gaz produit par la fermentation s'accumule dans le rumen et conduit à un tympanisme, contribuant à augmenter la pression intra-abdominale. Par conséquent, le décubitus dorsal doit être évité si possible. Une mise à jeun pendant 12 à 18 heures et une diète hydrique pendant 8 à 12 heures sont recommandés chez les animaux adultes. En cas d'urgence, le passage d'une sonde gastrique ou le trocardage du rumen peuvent éliminer le gaz accumulé (T.W. Riebold 2007).

b. Examen préanesthésique :

Les petits ruminants sont des animaux grégaires qui seront donc plus calmes en groupe, plutôt qu'isolés. Ils sont facilement manipulables de par leur petite taille. On peut ainsi les asseoir ou les coucher sans grandes difficultés en les attrapant par la ganache, le pli du grasset ou par le jarret. Pour leur contention on utilise des parcs, des crochets, des cornadis, des chaises de contention, une cage de retournement, des cordes...

Les tableaux 11 et 12 indiquent les valeurs de référence dans ces espèces :

**TABLEAU 11 : VALEURS PHYSIOLOGIQUES DES PETITS RUMINANTS (TRIM ET AL. 2013)**

<b>FC</b>	60 à 120 battements par minute
<b>FR</b>	15 à 30 mouvements par minute
<b>pH</b>	7.53
<b>Température</b>	37.5
<b>Muqueuses</b>	Roses

**TABLEAU 12 : VALEURS DE REFERENCES DE BIOCHIMIE SANGUINE DES PETITS RUMINANTS (LAETITIA JAILLARDON LABONIRIS 2017)**

<b>Paramètre</b>	<b>Unités</b>	<b>Petits Ruminants</b>
<b>Na</b>	mmol/L	141-151
<b>K</b>	mmol/L	3,6-5,8
<b>Cl</b>	mmol/L	100-113
<b>Ca</b>	mg/L	82-108
<b>Mg</b>	mg/L	23-30
<b>P</b>	mg/L	40-89
<b>HCO<sub>3</sub><sup>-</sup></b>	mmol/L	19-34
<b>Glucose</b>	g/L	0.50-0.93
<b>Cholestérol</b>	g/L	0,44-1,08
<b>Triglycérides</b>	g/L	0.09-0.29
<b>Albumine</b>	g/L	24-38
<b>Protéines</b>	g/L	56-78
<b>Créatinine</b>	mg/L	6-15
<b>Urée</b>	g/L	0,05-0,21
<b>Bilirubine</b>	mg/L	<4
<b>PAL</b>	U/L	50-230
<b>ALAT</b>	U/L	15-34
<b>ASAT</b>	U/L	30-285
<b>Amylase</b>	U/L	<30
<b>Lipase</b>	U/L	<71
<b>CPK</b>	U/L	8-130
<b>GGT</b>	U/L	19-59
<b>LDH</b>	U/L	504-1250

b. Gestes techniques (Fiche n° 17)

i. Cathétérisme intraveineux

Il existe de nombreux sites disponibles pour réaliser une ponction veineuse chez les moutons et les chèvres et le choix dépend du site de l'intervention chirurgicale et de la préférence personnelle de l'anesthésiste.

- La veine jugulaire est un site courant pour la mise en place d'un cathéter. Les moutons et les chèvres adultes sont retenus debout, la tête penchée loin du côté de l'insertion du cathéter. Les petits animaux peuvent être retenus en décubitus latéral. La laine ou les poils doivent être tondu et une préparation chirurgicale de la peau doit être effectuée avant l'insertion d'un cathéter.
- La veine céphalique et la veine saphène sont également facilement visibles une fois le site tondu.

## ii. Technique de l'intubation endotrachéale

Une intubation endotrachéale est conseillée lors d'anesthésie générale chez un petit ruminant, que ce soit pour un entretien injectable ou volatile, pour prévenir l'aspiration du contenu ruminal ou de la salive, permettre une administration efficace d'oxygène et une ventilation assistée ou contrôlée en cas d'apnée. Après l'induction de l'anesthésie, les petits ruminants doivent être maintenus dans une position sternale tête haute. L'intubation endotrachéale est réalisée à l'aide d'un laryngoscope. L'extension complète de la tête et du cou est essentielle pour placer le pharynx et la trachée en ligne droite. Des sondes endotrachéales de 8 à 12 mm de diamètre interne (DI) sont généralement utilisées selon le gabarit de l'animal. (Gray et McDonnell 1986)

Une fois la trachée intubée, le ballonnet de la sonde endotrachéale est gonflé afin de minimiser le risque de fausse déglutition par aspiration. Si une régurgitation survient pendant l'induction de l'anesthésie, l'animal doit être mis en décubitus latéral et la tête baissée pour permettre l'évacuation du contenu ruminal. (Galatos 2011 ; Gray et McDonnell 1986).

L'utilisation d'un guide-sonde peut faciliter la réalisation du geste, le guide étant introduit préalablement dans la trachée, puis la sonde coulissée par-dessus. En l'absence de laryngoscope, l'intubation aveugle peut être réalisée également, bien que cela demande un peu de pratique, avec l'animal maintenu en décubitus sternal, en saisissant le larynx à l'extérieur d'une main tandis que le tube endotrachéal y est inséré par l'autre.

## 2. Protocoles de sédation chez les petits ruminants (Fiche n° 18)

Il est à noter que toutes les molécules, à l'exception de la kétamine, sont utilisées hors AMM, mais peuvent être administrées si elles figurent sur le tableau 1 en appliquant le principe de la cascade.

Les protocoles de sédation sont globalement similaires à ceux de la prémédication, l'intensité de la sédation désirée pouvant varier entre les deux notions. Concernant la prémédication, elle reste nécessaire chez les petits ruminants comme pour la plupart des autres espèces, elle permet de diminuer le stress des animaux et de rendre leur manipulation et l'induction de leur anesthésie plus sûres. Elle réduit les besoins en anesthésiques et donc l'incidence et l'intensité de leurs effets indésirables, et peut fournir une analgésie préventive selon le protocole choisi. Les médicaments utilisés pour la sédation peuvent être utilisés pour la prémédication, généralement à des doses plus faibles.

**TABLEAU 13 : AGENTS DE SEDATIONS DES PETITS RUMINANTS (AHERN ET AL. 2009; GALATOS 2011 ; CLARKE, TRIM, ET HALL 2014B ; CELLY 1997 ; ALEXANDER VALVERDE THOMAS J.DOHERTY 2008 ; CARROLL ET HARTSFIELD 1996)**

Molécule	Dose en mg/kg	Voie	Durée d'action	Remarque
<b>Xylazine</b>	0.10-0.25	IM/IV	Sédation +/- profonde en fonction de la dose	Réversible par atipamézole
<b>Romifidine</b>	0.05	IM/IV	Sédation	Réversible par atipamézole
<b>Détomidine</b>	0.03	IM/IV	Sédation	Réversible par atipamézole
Autorisé via la cascade		AMM disponible		

### 3. Protocoles d'anesthésie et d'analgésie systémique chez les petits ruminants (Fiche n° 18)

#### a. Agents anesthésiques injectables chez les petits ruminants

Le tableau 14 reprend les agents anesthésiques d'induction disponibles chez les petits ruminants et leurs posologies.

**TABLEAU 14 : PROTOCOLES D'ANESTHESIE CHEZ LES PETITS RUMINANTS (CLARKE, TRIM, ET HALL 2014)**

Molécules	Doses en mg/kg	Voies	Durée d'action	Remarque
<b>Kétamine + Xylazine</b>	2-4 + 0.1	IV	40 min	
<b>Propofol</b>	6,5 à 8	IV	5 min	Injections de 1mg/kg en entretien, fréquence à adapter en fonction de l'effet.
<b>Alflaxone</b>	3 à 5	IV	10	Injections de 1 à 2 mg/kg en entretien, fréquence à adapter en fonction de l'effet, toutes les 10 minutes.
Autorisé via la cascade		AMM disponible		

#### a. Agents anesthésiques volatiles

L'anesthésie volatile est rarement en dehors d'une structure vétérinaire chez les petits ruminants. Pour autant, elle reste une modalité d'entretien avantageuse par rapport à un entretien injectable, en particulier pour les animaux affaiblis, gestants, très jeunes, âgés ou

avec une durée d'anesthésie prolongée (supérieure à 1 heure) et des interventions chirurgicales complexes.

L'anesthésie volatile autorise un contrôle plus aisé de la profondeur de l'anesthésie et un réveil rapide font partie de ses principaux avantages. Une induction au masque est aussi envisageable en particulier chez les animaux jeunes ou affaiblis, mais elle a été associée chez le cheval à une mortalité anesthésique plus élevée et doit donc être utilisée avec précaution (Johnston, Eastment, Wood, Taylor, 2002). De plus, cette méthode expose le vétérinaire à l'inhalation de vapeurs d'anesthésiques volatiles.

L'isoflurane est le principal agent volatil utilisé.

Le vaporisateur doit être réglé respectivement de 2 % à 5 % ou 4 % à 6 % lorsque l'isoflurane ou le sévoflurane, respectivement, sont utilisés pour l'induction.

De même, pendant la maintenance, le réglage du vaporisateur doit être ajusté de 1,5 % à 2,5 % ou 2 % à 3,5 % lorsque de l'isoflurane ou du sévoflurane, respectivement, sont utilisés.

Les circuits d'anesthésie non réinspirants ou réinspirants peuvent être utilisés selon la taille de l'animal (inférieur à 10 kg ou supérieur à 10 kg respectivement). (Clarke, Trim, et Hall 2014)

#### 4. Prise en charge de la douleur et exemples de techniques d'anesthésie locorégionale chez les petits ruminants (Fiche n° 19)

##### a. Analgésie systémique

L'évaluation de la douleur chez les petits ruminants peut s'avérer difficile ; les bêlements peuvent augmenter chez les chèvres, mais la tachypnée, l'inappétence, le grincement des dents, l'immobilité, une démarche et/ou une posture anormales peuvent être les seuls signes observés, en particulier chez les moutons. (T.W. Riebold 2007 ; Carroll et Hartsfield 1996). Il n'existe pas de grille multiparamétrique d'évaluation de la douleur, mais des grilles faciales sont à l'étude (Hager et al, 2017).

- Les opioïdes sont des analgésiques efficaces, mais l'efficacité analgésique reste difficile à évaluer chez les petits ruminants. Le butorphanol (hors AMM) peut être utilisé selon la cascade. (Gray et McDonnell 1986)
- Les anti-inflammatoires non stéroïdiens (AINS) restent les molécules de choix pour le traitement de la douleur, il existe en effet plusieurs molécules disponibles chez les bovins, utilisables hors AMM via la cascade. Cependant, ils peuvent provoquer une ulcération de la caillette et, par conséquent, doivent être utilisés avec prudence pendant au plus 3 jours. (Gray et McDonnell 1986) Le carprofène, le kétoprofène, l'acide tolfénamique, la flunixin et le méloxicam peuvent être utilisés. (Anderson et Muir 2005)
- La lidocaïne, en plus de ses propriétés anesthésiques locales, a des effets analgésiques systémiques. Chez les chèvres, une dose de charge IV de 2,5 mg/kg de poids corporel

suivie d'une perfusion à 0,1 mg/kg/min, (Malavasi, Greene, Gay, 2016) avec ou sans kétamine a permis de réduire les besoins en isoflurane. (Anderson et Muir 2005)

Le tableau 15 reprend les molécules d'analgésie et leurs posologies disponibles pour les petits ruminants.

**TABLEAU 15 : EXEMPLES D'AGENTS ANALGESIE CHEZ LES PETITS RUMINANTS(CLARKE, TRIM, ET HALL 2014B)**

<b>Molécule</b>	<b>Doses (mg/kg)</b>
<b>Méloxicam</b>	0.5
<b>Flunixin</b>	1
<b>Kétoprofène</b>	2
<b>Acide tolfénamique</b>	2
<b>Carprofène</b>	4

b. Techniques d'anesthésie locorégionale :

i. Anesthésie du flanc : technique du L-inversé

Indication : césarienne, chirurgie nécessitant une laparotomie.

Une laparotomie du flanc peut être réalisée en utilisant une infiltration locale de lidocaïne en forme de L inversé sur 2–3 cm crânialement et dorsalement par rapport au site d'incision cutané prévu. Des injections d'anesthésique local sont réalisées par voie sous-cutanée et profondément dans le muscle abdominal à des intervalles d'environ 1 à 1,5 cm le long de la dernière côte et sous les processus transverses des vertèbres lombaires. La dose maximale de lidocaïne à injecter est de 6 mg/kg à répartir sur la longueur de l'injection (une dilution de l'anesthésique local est possible pour obtenir un volume suffisant). (Galatos 2011 ; G.J. Benson, J.C. Thurmon 1993 ; Ivany et Muir 2004)

ii. Bloc nerveux paravertébral

Chez les ovins et caprins, le bloc nerveux paravertébral lombaire est réalisé selon des techniques similaires à celles utilisées chez les bovins. Pour les incisions à travers le flanc, le treizième thoracique et les trois premiers nerfs lombaires sont bloqués. Pour chacun de ces nerfs, jusqu'à 5 ml d'anesthésique local, divisés et injectés au-dessus et au-dessous du ligament inter-transverse, jusqu'à une dose totale maximale de 6 mg/kg pour la lidocaïne. Le début de l'analgésie peut être rapide : 5 minutes. La durée de l'analgésie est d'une à deux heures environ avec la lidocaïne. (Gray et McDonnell 1986)

iii. Anesthésie épidurale sacro-coccygienne :

Indication : traitement du prolapsus vaginal, procédures obstétricales, amputation de queue chez les agneaux...

Le bloc peut être réalisé sur animal couché ou debout. Après tonte de la région du sacrum et de la base de la queue, un nettoyage chirurgical est réalisé sur la peau. Le site d'insertion de l'aiguille est localisé en déplaçant la queue de haut en bas et en palpant le point d'articulation le plus crânien (Figure 32). Une aiguille hypodermique de calibre 20 est insérée en ligne médiane approximativement à un angle de 45 ° par rapport à la courbure de la croupe de sorte que la pointe de l'aiguille pénètre dans la colonne vertébrale et puisse avancer de quelques millimètres crânialement. (Galatos 2011)

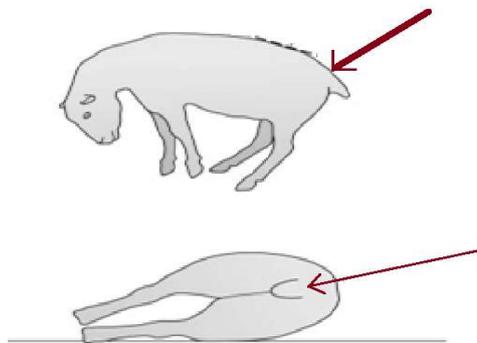


FIGURE 32 : EMPLACEMENT DE L'INSERTION DE L'AIGUILLE LORS DE BLOC NERVEUX PERIDURAL CAUDAL (CLARKE, TRIM, ET HALL 2014B)

Chez un adulte, l'injection de 2 mL de solution de lidocaïne à 2 % dans le canal épidural à travers l'espace sacrococcygien fournira une analgésie péridurale caudale pour les procédures obstétricales impliquant le vagin, la vulve et le périnée.

La xylazine, 0,07 mg/kg, peut être ajoutée à la lidocaïne pour un effet prolongé jusqu'à 6 heures qui serait utile dans le traitement du prolapsus vaginal après l'agnelage.

Un plus petit volume d'anesthésique local, de 0,75 à 1,0 ml de lidocaïne à 1 %, fournira une analgésie pour l'arrachage des queues d'agneau.

iv. Bloc cornual

Indication : écornage

Le site du bloc de la branche cornuale du nerf lacrymal est caudal au processus frontal de l'os zygomatique. L'aiguille doit être insérée aussi près que possible de la crête caudale du processus frontal de l'os zygomatique sur une profondeur de 1,0 à 1,5 cm chez les chèvres adultes.

Le site de blocage de la branche cornuale du nerf infratrochléaire se situe à la marge dorsomédiale de l'orbite. L'aiguille doit être insérée aussi près que possible de la marge de l'orbite et sous le muscle sur une profondeur d'environ 0,5 cm. (K.A. Brock, D.J. Heard 1985 ; Ivany et Muir 2004 ; Clarke, Trim, et Hall 2014b)

Une solution analgésique locale telle que la lidocaïne à 2 %, doit être injectée à chaque site, environ 2 ml/site pour les animaux adultes ou jusqu'à un maximum de 6 mg/kg. Les blocs nerveux cornuaux sont fréquemment réalisés sous sédation. Une traçante sous-cutanée avec de la lidocaïne peut être nécessaire sur le bord caudal des cornes matures.

- 2 ml / site de lidocaïne à 2% (max 6mg/kg chez les adultes, 4 chez les jeunes)
- Sédation à la xylazine 0,05 mg / kg pour les adultes et 0,025 mg / kg pour les jeunes
- Un bloc de ligne sous-cutanée avec de la lidocaïne peut être nécessaire sur le bord caudal des cornes matures.

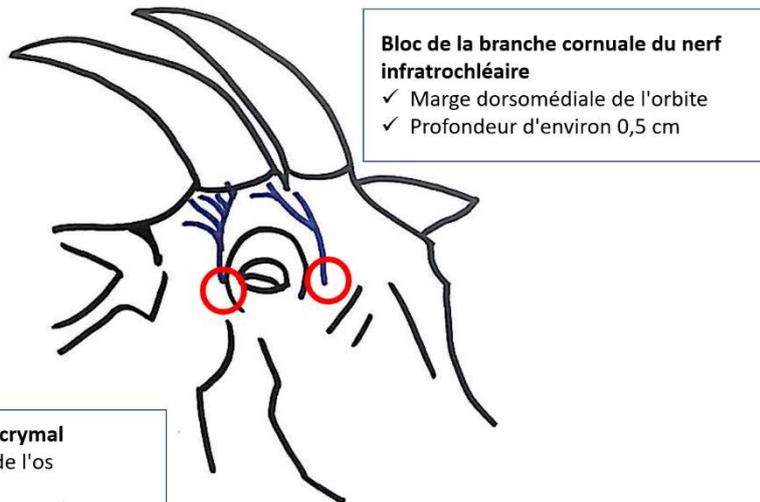


FIGURE 33 : BLOC NERVEUX CORNUAL

v. Bloc circulaire des extrémités des membres

Pour l'analgésie totale du métacarpe et des doigts, un anesthésique local peut être injecté par voie sous-cutanée de manière circonférentielle à la jonction carpienne métacarpienne ou tarsien-métatarsien. (Galatos 2011 ; Clarke, Trim, et Hall 2014)

## E. Sédation et Anesthésie chez les porcs

### 1. Considérations préanesthésiques chez le porc (Fiche n° 20)

#### a. Examen préanesthésique :

Le porc est un animal facilement stressé par les changements d'environnement et la contention physique. Ils ont une tendance à l'obésité, avec un panicule adipeux qui peut rendre délicate une injection intramusculaire et rend les veines périphériques difficilement visibles.

Voici quelques valeurs de références concernant le porc dans le tableau 16 :

**TABLEAU 16 : VALEURS DE REFERENCE POUR LE MONITORING DES PORCINS (HANNON, BOSSONE, ET WADE 1989)**

<b>FC</b>	103 ± 13 à 14 ± 6 battements par minute
<b>FR</b>	15 mouvements par minute
<b>T°</b>	38.5 ± 0.65 °C
<b>Débit de perfusion</b>	5-10 mL/kg/h
<b>Volume sanguin</b>	60-70 mL/kg
<b>Tension</b>	Environ 70 mmHg

**TABLEAU 17 : VALEURS DE REFERENCE EN BIOCHIMIE SANGUINES DES PORCINS(LAETITIA JAILLARDON LABONIRIS 2017)**

<b>Paramètre</b>	<b>Unités</b>	<b>Porcins</b>
<b>Na</b>	mmol/L	142-149
<b>K</b>	mmol/L	2,1-7,1
<b>Cl</b>	mmol/L	100-109
<b>Ca</b>	mg/L	50-114
<b>Mg</b>	mg/L	
<b>P</b>	mg/L	36-92
<b>HCO3-</b>	mmol/L	
<b>Glucose</b>	g/L	0.85-1.6
<b>Cholestérol</b>	g/L	0,18 - 0,79
<b>Triglycérides</b>	g/L	0.41 - 0.83
<b>Albumine</b>	g/L	18 - 33
<b>Protéines</b>	g/L	60 - 80
<b>Créatinine</b>	mg/L	5 - 21
<b>Urée</b>	g/L	0,06 - 0,3
<b>Ammoniaque</b>	micromole/L	2 - 3
<b>Bilirubine</b>	mg/L	<3
<b>PAL</b>	U/L	92 - 294
<b>ALAT</b>	U/L	5-33
<b>ASAT</b>	U/L	
<b>Amylase</b>	U/L	300 -1200
<b>Lipase</b>	U/L	<44
<b>CPK</b>	U/L	50 -3500
<b>GGT</b>	U/L	9-18
<b>LDH</b>	U/L	575- 3300

b. Contention du porc

Alors que les petits porcs sont manipulables dans les bras, les grosses truies et verrats peuvent s'avérer à la fois difficiles et dangereux. Un porc dans un enclos peut être retenu en plaçant une planche de bois entre le porc et la personne pour serrer efficacement le porc contre la paroi de l'enclos ou dans un coin. Les planches utilisées spécifiquement à cette fin doivent être plus grandes que le porc et peuvent avoir des poignées fixées sur un côté pour faciliter la manipulation de la planche.



FIGURE 34 : PLAQUE DE CONTENTION POUR LES PORCS

La contention des grosses truies et verrats peut également se faire avec une cage, en particulier une avec un « attrape-tête ». Les gros porcs peuvent être retenus par un collet de corde ou de fil placé autour de la mâchoire supérieure, caudale aux dents canines. Les collets commerciaux ont une poignée en métal d'un mètre de long pour faciliter le blocage de la mâchoire et le contrôle du porc une fois qu'il est attrapé. Dans la plupart des cas, le cochon tentera de s'échapper en tirant contre le collet et s'immobilise ainsi.



FIGURE 35 : CONTENTION DU PORC AU COLLET (CLARKE, TRIM, ET HALL 2014)

c. Les facteurs de risque pour l'anesthésie des porcs :

i. Grande variation taille/poids chez cette espèce

Il est nécessaire de s'adapter à l'animal : un nouveau-né pèse environ 8 kg et l'adulte peut peser plus de 350 kg... (Clarke, Trim, et Hall 2014)

ii. Hypo/hyperthermie

Les porcs sont susceptibles de développer une hypothermie lorsqu'ils sont sédatisés ou anesthésiés, mais une hyperthermie est possible également notamment dans un environnement chaud.

### iii. Obstruction respiratoire

La forme de la tête du porc, ainsi que la graisse dans la région pharyngée (en particulier chez les cochons vietnamiens) couplée à un petit larynx et une trachée, augmentent la probabilité d'obstruction respiratoire chez les animaux sous sédation et anesthésiés.

Sans intubation endotrachéale, la perméabilité des voies aériennes chez les porcs est mieux maintenue en gardant la tête et le cou étendus. La salivation, même si elle n'est pas excessive, peut contribuer à l'obstruction des voies respiratoires. Les porcs sont également sujets au laryngospasme. Par conséquent, les anticholinergiques sont fréquemment recommandés dans la littérature avant l'anesthésie générale, même si les évidences scientifiques manquent sur les effets bénéfiques réels de cette pratique. (Clarke, Trim, et Hall 2014)

### iv. Hyperthermie maligne

L'hyperthermie maline est une maladie génétique de certaines races de porcs domestiques, comme le Landrace, le Yorkshire et le Pietrain. (Rosenberg H., Davis M., James D., et al. 2007) Le phénotype est transmis par un gène autosomique dominant. L'hyperthermie maligne est une complication anesthésique lors d'interventions chirurgicales.

La physiopathologie de la MH implique une incapacité de l'animal affecté à contrôler les niveaux de calcium ionisé intracellulaire entraînant une augmentation du calcium intracellulaire.

Les porcs atteints souffrent alors d'une myopathie biochimique qui se manifeste lors de l'anesthésie générale.

Une hyperthermie maligne (MH) a été signalée pour la première fois chez des porcs croisés Landrace après l'utilisation de succinylcholine pendant l'anesthésie à l'halothane. (Ehler et al. 1985)

Gène responsable : mutations du récepteur de la ryanodine de type 1 du muscle squelettique. (Halsall et Robinson 2007)

Agents anesthésiques déclencheurs : tous les agents anesthésiques par inhalation (Rosenberg H., Davis M., James D., et al. 2007)

Les agents anesthésiques injectables ne déclenchent pas le syndrome, mais la MH peut se développer chez les porcs anesthésiés avec des agents injectables lorsque le stress lié à la manipulation et à l'induction de l'anesthésie a déjà déclenché des changements dans le métabolisme musculaire.

Les individus suspectés de sensibilité à la MH peuvent être testés à l'aide d'une biopsie musculaire et d'un test de laboratoire qui mesure le degré de contracture induit dans les fibres musculaires exposées à l'halothane ou à la caféine (test de contracture in vitro ou IVCT).

Signes cliniques du syndrome d'hyperthermie maligne (Halsall et Robinson 2007 ; Ehler et al. 1985)

- Respiration profonde rapide, concentrations élevées de CO<sub>2</sub> en fin d'expiration et dans les artères
- Tachycardie sinusale, hypertension, arythmies ventriculaires
- Rigidité musculaire
- Acidose métabolique modérée à sévère
- Augmentation rapide de la température corporelle
- Hyperkaliémie

Traitement du syndrome d'hyperthermie maligne (Ehler et al. 1985)

- Cesser l'administration d'anesthésique par inhalation, augmenter le débit d'oxygène
- Démarrer la ventilation artificielle et hyperventiler
- Rafraichir le patient avec de l'eau glacée
- Liquides IV froids
- Bicarbonate de sodium IV lentement, à partir de 1,5 mEq/kg
- Dantrolène IV 2 mg/kg par incréments jusqu'à 10 mg/kg, répéter 1 mg/kg toutes les 6 h pendant 24 h
- Changer les granules d'absorbant de CO<sub>2</sub> si nécessaire

d. Gestes techniques (Fiche n° 21)

i. Cathétérisme intraveineux

Les veines périphériques sont peu visibles, excepté les veines auriculaires, qui sont le plus souvent utilisées comme site de cathétérisme intraveineux (figure 36).

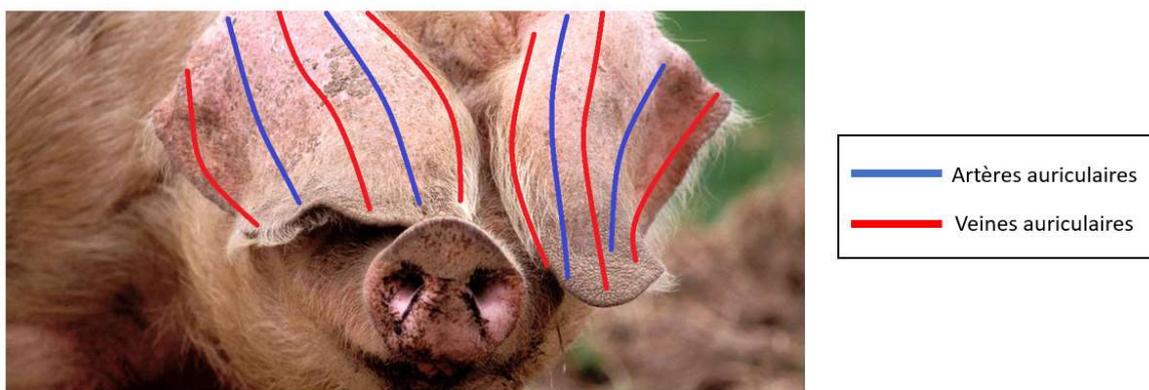


FIGURE 36 : LOCALISATION DES VEINES ET ARTERES AURICULAIRES CHEZ LE PORC

D'autres veines qui peuvent être utilisées comme la veine céphalique sur la surface dorsale de l'avant-bras et la veine fémorale sur la surface médiale du membre postérieur. (Clarke, Trim, et Hall 2014), mais elles sont plus délicates à localiser.

ii. Prise de sang

Avec l'expérience, il est possible de ponctionner la veine cave crânienne par une technique à l'aveugle. Les petits porcs sont retenus sur le dos dans une auge en forme de V avec le cou complètement étendu, la tête pendante et les pattes antérieures tirées vers l'arrière ; les gros porcs sont retenus debout avec un collet nasal et la tête et le cou complètement étendus et, dans tous les cas, la tête, le cou et le corps en ligne droite. La peau est préalablement incisée et nettoyée comme pour une intervention chirurgicale. Une aiguille de 7,5 à 10 cm de long de 10 à 16 jauges, avec une seringue attachée, est poussée à travers la peau dans la dépression qui peut être palpée juste latéralement à l'angle antérieur du sternum et formée par l'angle entre la première côte et la trachée. L'aiguille est dirigée dorso-caudalement vers un point imaginaire à mi-chemin entre les omoplates et avancée jusqu'à ce que le sang puisse être aspiré.

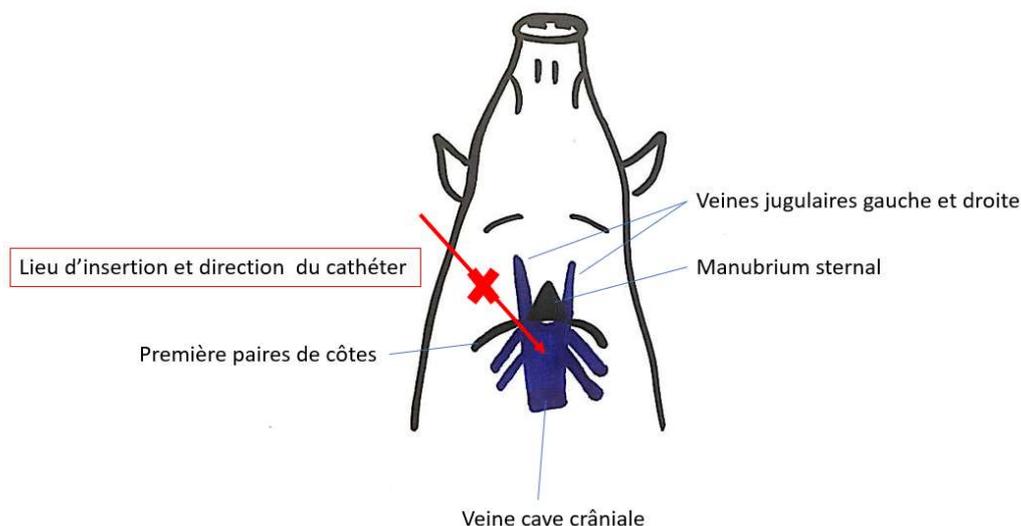


FIGURE 37 : LIEU DE PONCTION SANGUINE CHEZ LE PORC

Les complications de cette procédure comprennent la ponction d'une artère qui est indiquée par un écoulement rapide de sang rouge vif, la pénétration du canal thoracique indiquée par l'aspiration de liquide blanc rosâtre, la pénétration de la trachée indiquée par l'aspiration d'air ou de mousse teintée de sang dans la seringue, et des dommages au nerf phrénique qui sont suivis d'une dyspnée. La formation d'hématome après une ponction artérielle doit être limitée par le retrait immédiat de l'aiguille et une pression ferme avec un poing sur le site de prélèvement pendant 5 minutes. Les dommages au nerf phrénique sont moins probables si l'aiguille est insérée de droite à gauche.

iii. L'intubation endotrachéale

L'intubation endotrachéale chez le cochon est difficile pour plusieurs raisons :

- Le larynx est profond et peu visible sans un laryngoscope muni d'une lame assez longue,
- L'ouverture de la cavité buccale est faible,

- Un cartilage thyroïde orienté vers le bas, une longue membrane crico-thyroïdienne puis un départ ascendant de la trachée, donnant au larynx une forme en U qui peut compliquer la progression d'une sonde endotrachéale,
- L'ouverture laryngée peut être masquée par des tissus pharyngés redondants et par le palais mou,
- La présence d'un recessus pharyngé et d'un recessus laryngé à la base de l'épiglotte peuvent constituer des gênes au passage de la sonde endotrachéale,
- Les cochons sont sensibles au laryngospasme.

La taille des sondes endotrachéales utilisées varie de 6 ou 7 mm de diamètre interne (DI) chez un porc de 25 kg, à 9 mm chez un animal de 50 kg, les gros verrats et les truies peuvent accueillir des tubes de 14 à 16 mm de diamètre intérieur.

Une préoxygénation au masque est conseillée avant la réalisation de l'intubation, elle permet de limiter la survenue d'une hypoxémie en cas d'intubation laborieuse. L'intubation trachéale peut être réalisée avec le porc placé dorsal ou ventral, à condition que le cou et la tête soient complètement étendus. Avec le porc en position sternale, un assistant soulève la mâchoire supérieure et, de l'autre main, tire vers le bas sur la mâchoire inférieure et tire sur la langue. L'intubation peut être facilitée par l'application de lidocaïne sous forme de spray sur le larynx. (Birkholz et al. 2008) Le recours à un guide sonde peut faciliter l'insertion et la progression de la sonde. Après visualisation du larynx par un laryngoscope d'une lame de Miller de 20 à 30 cm de long, la sonde endotrachéale est avancée afin de passer les cartilages aryténoïdes et les cordes vocales ; si la progression n'est plus possible à ce stade, le guide peut être retirée et la sonde tournée de 90-180° pour permettre l'avancée de la sonde dans la trachée.

La mise en place d'un masque laryngé (LMA) est une méthode alternative pour sécuriser les voies respiratoires. La taille 4 a été recommandée pour les porcs domestiques de 45 kg et la taille 5 pour les porcs miniatures adultes plus gros. Avec le ballonnet dégonflé et un gel lubrifiant stérile enduit à l'extérieur, tandis que la langue est immobilisée d'une main, le LMA est inséré dans la bouche du porc avec l'autre main et avancé dans le pharynx jusqu'à ce qu'une résistance se fasse sentir puis le ballonnet est gonflé pour assurer une étanchéité du dispositif avec le larynx. (Fulkerson et Gustafson 2007)

## 2. Protocoles de sédation chez le porc (Fiche n° 22)

Une mise à jeun de 8 à 12 heures est recommandée, avec une diète hydrique de 2 heures avant l'anesthésie. Les déficits hydriques présents avant l'anesthésie doivent être corrigés par une fluidothérapie.

Les injections intramusculaires peuvent être administrées dans le cou immédiatement derrière la base de l'oreille au niveau de la deuxième vertèbre cervicale, ou dans les muscles triceps, quadriceps, ou le fessier. Le cou est le site privilégié chez les porcs destinés à l'alimentation pour éviter les dommages aux autres muscles. Dans la mesure du possible, la peau doit être propre avant l'injection pour éviter la production d'un abcès.

TABLEAU 18 : QUELQUES PROTOCOLES DE SEDATION CHEZ LES PORCINS (CLARKE, TRIM, ET HALL 2014c)

Molécules	Doses et voies d'administration en mg/kg	Délai d'action	Durée d'action
Azapérone	1 à 2 IM	5-15 min	1 à 2 h
Xylazine	1 à 2 IM ou IV		30 min
Détomidine	10 à 40 microgrammes IM ou IV	5 min	30 min à 1 h
Zolazépam	8 à 25 IM en fonction du type d'intervention 5-7,5 IV	5 min	10 min à 1 h en fonction de la dose

Légalement interdits

Autorisé via la cascade

AMM disponible

### 3. Protocoles d'anesthésie générale chez le porc (Fiche n° 22)

#### a. Prémédication

Les protocoles de prémédication reprennent ceux décrits pour la sédation. De l'atropine, 0,02 à 0,04 mg/kg, ou du glycopyrrolate, 0,005 à 0,01 mg/kg, IM ou IV peuvent être inclus dans la prémédication pour minimiser la salivation qui peut survenir chez un animal anxieux. (Clarke, Trim, et Hall 2014)

#### b. Agents anesthésiques injectables et protocoles d'anesthésie chez le porc

Dans cette espèce particulièrement sujette au stress, la prémédication reste particulièrement recommandée. L'anesthésie intraveineuse totale (TIVA) peut être maintenue par des suppléments IV d'agents anesthésiques et, le cas échéant, l'inclusion d'une analgésie locale. Une hypoxémie et une hypotension peuvent se développer pendant le TIVA. Ces patients doivent être surveillés et une supplémentation en oxygène doit être disponible pour le traitement de l'hypoxémie. (Clarke, Trim, et Hall 2014)

TABLEAU 19 : PROTOCOLES ANESTHESIQUES CHEZ LES PORCINS (PETER GG JACKSON, PETER D COCKCROFT 2007)

Molécules	Doses et voies d'administration	Délai d'action	Durée d'action
Xylazine + Kétamine	0.5+5 IM	5 à 10 min	15 min
Xylazine + Kétamine	4 + 4IM	5-10 min	15-30 min
Azapérone + Xylazine + kétamine	2 + 0.2 + 2 IM	7 min	1 h

Autorisé via la cascade

AMM disponible

### c. Agents volatiles

Les systèmes respiratoires utilisés pour les chiens peuvent être utilisés pour administrer des anesthésiques par inhalation à la plupart des porcs pesant moins de 100 kg. Au-delà, pour les très gros verrats et les truies, les circuits circulaires conçus pour l'anesthésie équine sont plus appropriés.

L'isoflurane est le principal agent utilisé pour l'entretien volatil de l'anesthésie chez les porcs. (Clarke, Trim, et Hall 2014)

### 4. Soins post-anesthésiques

Les porcs doivent être maintenus au chaud jusqu'à leur reprise de conscience lors du réveil, car ils sont prédisposés à l'hypothermie.

Il faut être vigilant quant à la survenue d'une obstruction respiratoire à la suite de l'extubation, en particulier si l'intubation a été laborieuse. De la dexaméthasone à 0,1 mg/kg IV peut être administrée en cas d'oedème du larynx. (H. Lin et Walz 2014).

### 5. Prise en charge de la douleur et principales techniques d'anesthésie locorégionale utilisées chez les porcs (Fiche n° 23)

#### a. Analgésie systémique

Outre les alpha2-agonistes et la kétamine qui peuvent fournir une valence analgésique s'ils sont inclus dans le protocole anesthésique, les AINS restent les molécules de première intention pour l'analgésie peropératoire (tableau 20). Le paracétamol dispose également d'une AMM chez les porcins. Enfin, le butorphanol est également utilisable, sur le principe de la cascade.

**TABLEAU 20 : MOLECULES ANALGESIQUES UTILISEES CHEZ LES PORCINS(PETER GG JACKSON PETER D COCKCROFT 2007)**

<b>Molécule</b>	<b>Dose (mg/kg) et voie d'administration</b>	<b>Fréquence d'administration (h)</b>
<b>Flunixin</b>	1 IM	24
<b>Kétoprofène</b>	3 IM	24
<b>Paracétamol</b>	30 PO	24
<b>Méloxicam</b>	0.4 IM	Une fois
<b>Acide Tolfénique</b>	2 IM	Une fois
<b>Butorphanol (hors AMM)</b>	1 IV, IM, SC	Une fois 15 min avant l'intervention

Les techniques d'anesthésie locorégionale sont également utilisables chez les porcs.

#### b. Anesthésie du flanc

Indication : laparotomie, césarienne...

Les animaux peuvent être sédatés plus ou moins profondément, ou anesthésiés. L'analgésie pour une laparotomie par le flanc peut être fournie par infiltration d'anesthésique local (lidocaïne 2 % jusqu'à 4 mg/kg), sous forme de traçante au site d'incision ou sous forme de L inversé crânien et dorsal au site d'incision, de façon similaire à la description faite chez les ruminants. La lidocaïne doit être injectée par voie sous-cutanée profonde dans le muscle abdominal (Clarke, Trim, et Hall 2014).

#### c. L'anesthésie épidurale lombosacrée

L'anesthésie épidurale lombo-sacrée est une technique d'anesthésie régionale couramment utilisée chez les porcs.

Indications : anesthésie de l'abdomen et de l'arrière-train en fonction de la dose administrée. Cela permet d'effectuer une chirurgie ombilicale, scrotale, abdominale ou rectale.

Contention : une contention physique ou chimique (sédation ou anesthésie générale) est recommandée pour limiter la survenue de mouvements lors de la réalisation du geste et limiter le stress de l'animal.

Site d'injection : l'espace lombo-sacré se situe caudalement au milieu de la ligne imaginaire tracée entre les deux ailes de l'ilium, sur le plan médian, le manipulateur peut aussi se guider en palpant les apophyses épineuses des vertèbres et localiser une dépression entre la dernière vertèbre lombaire et la première sacrée.

Matériel : Aiguille 20 G de longueur 7,5 cm chez les porcs pesant jusqu'à 30 kg, aiguille de 9 cm de long chez les porcs de 30 à 90 kg, et une aiguille 18 G de 12 à 16 cm de long chez 18 G les porcs de plus de 90 kg.

Réalisation : Après préparation aseptique, le manipulateur étant muni de gants stériles, l'animal est immobilisé, il est positionné en décubitus dorsal, les membres repliés sous lui pour ouvrir l'espace lombosacré. L'aiguille est insérée dans le pan médian, selon les repères indiqués ci-dessus, avec un léger angle caudal à la perpendiculairement à la peau, une fois la peau et le panicule adipeux passés, le mandrin de l'aiguille est retiré puis une goutte de sérum physiologique stérile est déposée sur la garde de l'aiguille. L'aiguille est ensuite avancée jusqu'au ligament jaune, où une résistance peut être sentie à son passage, un « pop » peut être ressenti et la goutte est alors aspirée du fait de la pression négative présente dans l'espace épidural. Si du sang est aspiré, l'aiguille doit être repositionnée, sinon, l'anesthésique local est injecté lentement (lidocaïne 2%). La dose est de 1 mL/9 kg de poids corporel de 2 %

de lidocaïne. L'analgésie doit être présente dans les 10 minutes et dure environ jusqu'à 120 min. (Peter, Jackson, Cockcroft, 2007)

#### d. Anesthésie locale intratesticulaire

L'anesthésie locale intratesticulaire est une technique efficace pour fournir une analgésie lors de castration des porcs, quel que soit leur âge. Pour l'injection intratesticulaire, une aiguille de taille appropriée est insérée perpendiculairement à travers la peau scrotale tendue et avancée jusqu'à ce que sa pointe se trouve au milieu du testicule. Entre 3 et 15 ml, selon la taille de l'animal, d'anesthésique local (lidocaïne 2 % ou procaïne 5 %) sont injectés dans le testicule. Les deux côtés sont traités de la même manière. L'opération peut commencer environ 5 minutes après la fin des injections. (Clarke, Trim, et Hall 2014)

### F. Sédation et Anesthésie des camélidés

Le nombre de camélidés (lamas, alpagas) a augmenté ces dernières années, qu'ils soient élevés à des fins commerciales ou d'élevage ou comme animaux de compagnie, ceci a conduit à une demande accrue de soins vétérinaires pour ces espèces.

En effet, ces dernières années, les camélidés connaissent un gain de popularité grâce à leur tempérament docile la plupart du temps, qui en font un bon animal de compagnie. Ils sont également beaucoup utilisés en zoothérapie, pour la même raison. Ils permettent d'entretenir le terrain, sont propres, peuvent accompagner lors de balades, sont silencieux et discrets, et il est possible de récolter leur laine. C'est pour toutes ces raisons que leur nombre ne cesse d'augmenter.

Cela dit, le lama possède des caractéristiques comportementales à ne pas négliger lors de l'approche vétérinaire. En effet, s'il se sent agressé, il peut donner des coups de pied, cracher et mordre.

Alors que les lamas ont des caractéristiques spécifiques à l'anesthésie, de nombreux principes de l'anesthésie vétérinaire s'appliquent également aux lamas, notamment ceux des bovins, ovins et caprins puisque les lamas sont, on le verra plus loin, eux aussi des ruminants.

#### 1. Considérations préanesthésiques chez les camélidés

Examen préanesthésique (Fiche n° 24)

Les lamas (*Lama glama*) peuvent peser jusqu'à 200 kg et vivre jusqu'à 20 ans. (Clarke, Trim, et Hall 2014). Les alpagas (*Lama pacos*) pèsent généralement de 65 à 80 kg, mais peuvent peser jusqu'à 100 kg.

Les lamas peuvent avoir un tempérament difficile, donner des coups de pied, cracher et mordre. L'utilisation de barrières latérales n'est pas conseillée, car les membres peuvent être facilement se fracturer.

La plupart des lamas et alpagas tolèrent le licol et la promenade en longe : la contention manuelle consiste à tenir la tête avec le licol, puis d'exercer une force à l'aide du poids du corps du manipulateur sur les membres postérieurs afin que l'animal adopte une position sternale couchée.

Les jeunes sevrés ou les yearlings ne doivent pas être attachés, car ils peuvent se blesser les vertèbres cervicales. Une manipulation agressive ou un choc contre un animal entraînera de la peur, de la méfiance et des crachats.

Le tableau 21 décrit quelques valeurs physiologiques de référence concernant les lamas.

**TABLEAU 21 : VALEURS PHYSIOLOGIQUES CHEZ LES CAMELIDES (JESSUP ET LANCE 1982 ; H. LIN ET WALZ 2014)**

	<b>Adulte</b>	<b>Juvénile</b>
<b>FC</b>	60 à 80 battements par minute (FC diminuée si utilisation de la xylazine)	100 à 124 battements par minute
<b>FR</b>	10 à 22 mouvements par minute	22à 35 mouvements par minute
<b>TRC</b>	<2 s	<2 s
<b>pH sanguin</b>	7,3	7,3
<b>Pression artérielle moyenne</b>	70 à 100 mmHg	70 à 100 mmHg

Les paramètres hématologiques et biochimiques sont indiqués dans les tableaux 22 et 23.

**TABLEAU 22 : VALEURS HEMATOLOGIQUES DES CAMELIDES(RIEBOLD, KANEPS, ET SCHMOTZER 1989)**

<b>Hémoglobine</b>	15,3 +/- 1,7 g/dL
<b>Hématocrite</b>	34,0 +/- 4,0 %
<b>Erythrocytes</b>	10.88 +/- 1,1 x 10 <sup>6</sup> cellules/mm <sup>3</sup>
<b>Leucocytes</b>	15,0 +/- 5,0 x 10 <sup>3</sup> cellules/mm <sup>3</sup>
<b>Protéines du plasma</b>	6,5 +/- 0,4 g/dL
<b>Fibrinogène</b>	300,0 +/- 114,0 mg/dL

TABLEAU 23 : VALEURS BIOCHIMIQUES DES CAMELIDES (RIEBOLD, KANEPS, ET SCHMOTZER 1989)

<b>Albumine</b>	3,6 +/- 0,6 g/dL
<b>Phosphatase alcaline</b>	38,6 +/- 23.3 UI/L
<b>AST</b>	113,2 +/- 41.6 UI/L
<b>Bilirubine</b>	0,2 +/- 0,2 mg/dL
<b>BUN</b>	29.0 +/- 6,1 mg/dL
<b>Calcium</b>	9,0 +/- 0,7 mg/dL
<b>Chlore</b>	115,9 +/- 4,8 mmol/L
<b>CK</b>	81,8 +/- 110 UI/L
<b>Créatine</b>	2,5 +/- 0,5 mg/dL
<b>GGT</b>	19,8 +/- 4,8 UI/L
<b>Glucose</b>	134,2 +/- 36,0 mg/dL
<b>Magnésium</b>	0,95 +/- 0,15 mmol/L
<b>Phospore</b>	5,8 +/- 2,2 mg/dL
<b>Potassium</b>	3,8 +/- 0,9 mmol/L
<b>Protéines totales</b>	5,9 +/- 0,5 g/dL
<b>Sodium</b>	149,4 +/- 5,4 mmol/L

a. Les facteurs de risque pour l'anesthésie chez les Camélidés :

i. Tympanisme, régurgitation et pneumonie par aspiration

Le lama a un estomac divisé en trois compartiments (Figure 38) : en raison de cette configuration, des complications potentielles similaires à celles des ruminants (à quatre compartiments) peuvent survenir pendant l'anesthésie : du tympanisme, de la régurgitation et de la pneumonie par aspiration, existent pendant l'anesthésie. Par conséquent, il est recommandé que les animaux soient à jeun de 12 à 18 heures et privés d'eau pendant 8 à 12 heures avant l'anesthésie pour diminuer la quantité d'aliment fermentescible et de liquide dans le premier compartiment gastrique. La tête doit être positionnée surélevée, la bouche vers le bas pour permettre aux sécrétions buccales de s'écouler sans s'accumuler dans le pharynx.

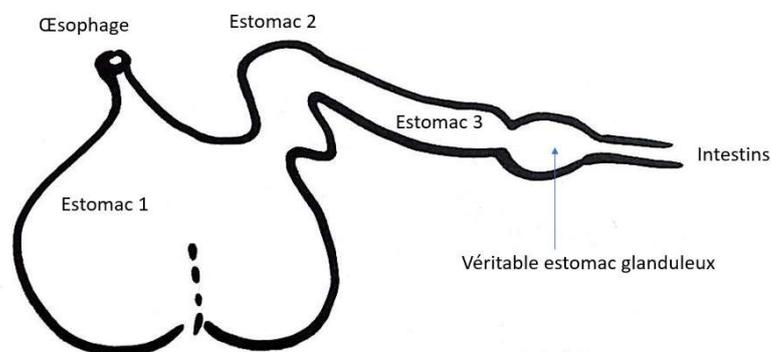


FIGURE 38 : LES 3 ESTOMACS DU LAMA

- ii. Des difficultés à l'intubation endotrachéale et au cathétérisme intraveineux

Comme mentionné ci-après, ces gestes sont difficiles à réaliser chez les camélidés, les exposant à des risques de bronchopneumonies par fausse déglutition et à des défauts de perfusion périphérique lors de l'anesthésie.

- iii. Des risques de myopathie et neuropathie

Il est nécessaire d'ajuster le positionnement de l'animal pour limiter la survenue de myopathie ou neuropathie. Que ce soit en décubitus dorsal ou latéral, le lama doit être placé sur une surface plate rembourrée. Pour éviter la myopathie ou la neuropathie radiale en décubitus latéral, le membre antérieur dépendant doit être tiré vers l'avant de sorte que le thorax repose sur le triceps plutôt que sur l'humérus.

- iv. Des risques d'hypothermie

L'utilisation de couvertures chauffantes à circulation d'eau chaude ou de souffleries d'air chaud peut permettre de limiter la survenue de l'hypothermie et ses effets sur l'anesthésie chez les camélidés de petite taille. (Clarke, Trim, et Hall 2014)

#### b. Gestes techniques (Fiche n° 25)

- i. Cathétérisme intraveineux

La mise en place d'un cathéter intraveineux est recommandée préalablement à l'anesthésie. La veine jugulaire est généralement le site retenu, de préférence la veine jugulaire droite pour limiter les risques de lésions de l'œsophage (Bradbury, 2008). Les veines jugulaires possèdent des valves pouvant conduire à des difficultés d'insertion du cathéter.

D'autres veines, telles qu'une veine de l'oreille, une veine céphalique ou une veine saphène peuvent être utilisées chez les animaux déprimés, sous sédation, anesthésiés ou jeunes.

Anatomie du site préférentiel de l'intraveineuse chez les lamas

Contrairement à la plupart des espèces domestiques, les lamas n'ont pas de sillon jugulaire bien visible, il est en effet recouvert par une peau épaisse.

Deux sites sont classiquement retenus :

- Un site est haut dans le cou sous la mandibule. Ce segment est situé à l'intersection d'une ligne tracée caudalement le long de la face ventrale du corps de la mandibule et d'une autre ligne reliant la base de l'oreille et la face latérale des apophyses transverses cervicales. Les inconvénients de ce site sont que la peau est épaisse et que le mouvement de la tête peut déloger le cathéter. (Amsel S.I., Kainer R.A., Johnson L.W 1987)
- Le deuxième site est plus bas sur le cou où les apophyses ventrales de la cinquième vertèbre cervicale peuvent être palpées. Placer un pouce dans la dépression juste en dedans du processus ventral peut soulever la veine jugulaire. La peau sus-jacente est moins épaisse, ce qui facilite l'insertion du cathéter. Un inconvénient du site est que

l'artère carotide est à proximité et peut être pénétrée. (Amsel S.I., Kainer R.A., Johnson L.W 1987)

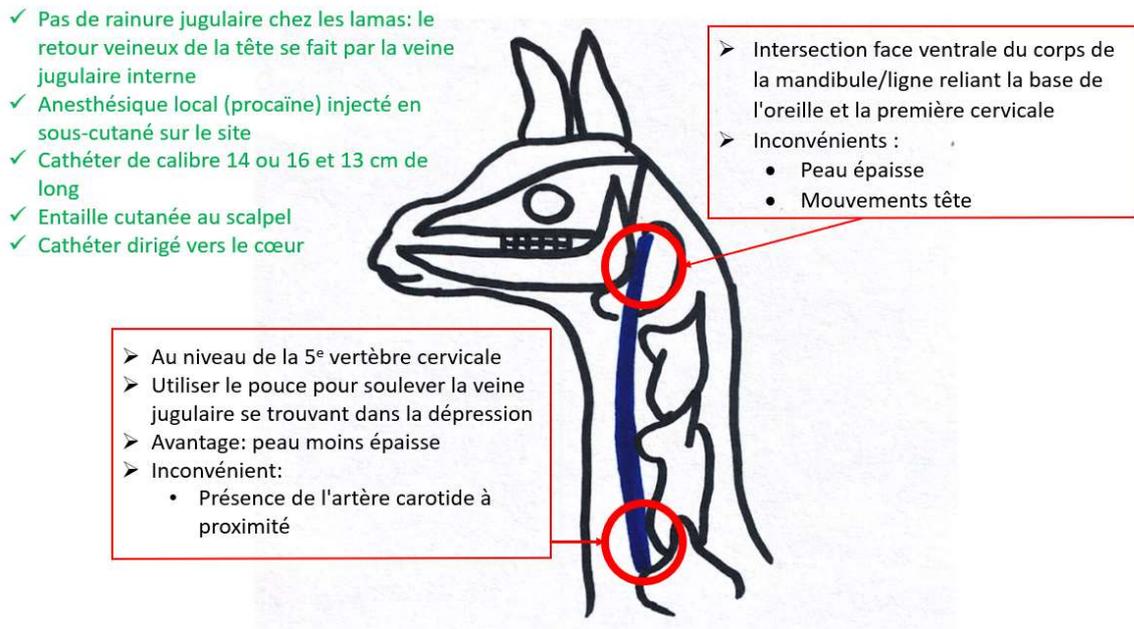


FIGURE 39 : INJECTION ET CATHETERISME INTRAVEINEUX CHEZ LES LAMAS

#### Réalisation

Une infiltration sous-cutanée d'anesthésique local (procaïne) doit être réalisée par voie sous-cutanée au site d'insertion proposé et une entaille est faite dans la peau avec une lame de scalpel. Un cathéter de calibre 14 ou 16 G, entre 6 et 13 cm de long est utilisé chez les lamas ou alpagas adultes. Le cathéter est inséré en direction du cœur. La couleur du sang n'est pas un indicateur fiable du type de vaisseau cathétérisé (veine ou artère), car le sang veineux des camélidés est d'un rouge significativement plus brillant que celui observé chez les autres ruminants ou équidés. La présence d'un flux sanguin pulsatile observé à travers le cathéter ou l'aiguille est un indicateur plus fiable d'un cathétérisme de l'artère carotide et que le cathéter doit être retiré. Lorsque l'artère carotide a été ponctionnée, une pression doit être immédiatement appliquée avec un poing pendant 5 minutes pour éviter un gros hématome. Parfois, la progression du cathéter dans la veine peut être gênée par les valves. (Grint et Dugdale 2009)

#### ii. Technique de l'intubation endotrachéale

##### Intubation orotrachéale

La technique d'intubation endotrachéale est similaire à celle des moutons et des chèvres, mais avec la difficulté d'un larynx plus profond. La faible ouverture de la mâchoire et la profondeur du larynx limitent la visualisation du larynx, un laryngoscope avec une longue lame droite (20 à 30 cm) est le plus souvent nécessaire, ainsi que l'utilisation d'un guide sonde. (Abrahamsen 2014)

Des sondes de diamètre interne 10 mm peuvent être utilisées pour des lamas de 60 kg et 12 mm chez un lama de 100 kg. Les sondes endotrachéales de 10–12 mm DI peuvent être sélectionnées pour les alpagas adultes. L'intubation est facilitée par l'insertion d'un mandrin à l'intérieur du tube endotrachéal pour le rigidifier (Riebold et al. 1994).

#### Intubation naso-trachéale

L'intubation naso-trachéale peut constituer une alternative à l'intubation orotrachéale chez les lamas. (Clarke, Trim, et Hall 2014). Le diamètre interne sera environ 2 mm inférieur à la taille du tube choisi pour l'intubation orotrachéale. Le tube doit être bien lubrifié afin de ne pas irriter et favoriser la survenue de saignements par le passage de la sonde dans les voies nasales. La sonde est insérée médialement et ventralement dans le méat nasal ventral. Il est important de garder un doigt sur le tube à l'intérieur des narines pour s'assurer que le tube reste dans le méat ventral tandis que le tube est avancé lentement et sans torsion. Une hyperextension de la tête et du cou peut permettre au tube naso-trachéal de pénétrer dans le larynx. Alternativement, un endoscope peut être inséré dans la bouche pour voir la pointe du tube. Alors que le tube est lentement et doucement avancé, sa pointe est saisie avec une pince et dirigé dans le larynx. (Riebold et al. 1994)

## 2. Protocoles de sédation des lamas et alpagas (Fiche n° 26)

Aucune molécule ne dispose d'une AMM chez les camélidés, les différents agents sont utilisés sous le principe de la cascade.

La contention des camélidés peut parfois s'avérer difficile, c'est pourquoi une contention chimique est souvent nécessaire. (Riebold, Kaneps, et Schmotzer 1989)

Les techniques de contention chimique utilisées chez les camélidés vont de la légère sédation debout à une sédation couchée.

La xylazine est souvent utilisée comme sédatif chez les lamas à des doses de 0,1 à 0,6 mg/kg par voie intraveineuse ou intramusculaire. La sédation dépend de la quantité administrée et du tempérament de l'animal. De faibles doses (0,1-0,15 mg/kg IV, 0,2-0,3 mg/kg IM) procurent une sédation sans décubitus et des doses plus élevées procurent une sédation couchée. La xylazine à des doses de 0,3 à 0,5 mg/kg IV ou 0,6-1 mg/kg IM produit ainsi habituellement 30 minutes de décubitus. Ces doses doivent être adaptées selon le tempérament et l'état clinique de l'animal.

La médétomidine (0,01–0,03 mg/kg IM) procure une sédation dose-dépendante. La dose plus élevée induit une sédation profonde avec une brève période d'analgésie chez les lamas. La sédation commence environ 5 minutes après l'injection IM et les animaux restent couchés pendant environ 90 min (Walldridge et al., 1997).

L'utilisation de l'acépromazine 0,03 à 0,15 mg/kg IM a été décrite, mais n'est pas associée à une sédation fiable chez les camélidés. (Garcia Pereira et al. 2006)

Aussi, le diazépam (0,1 à 0,25 mg/kg) IV peuvent également être utilisés. (Clarke, Trim, et Hall 2014)

Voici dans le tableau 24 un récapitulatif de cette partie.

**TABEAU 24 : AGENTS DE SEDATION CHEZ LES CAMELIDES (RIEBOLD, KANEPS, ET SCHMOTZER 1989 ; CLARKE, TRIM, ET HALL 2014)**

Molécule	Posologie	Voie	Remarques
Xylazine	0.25-0.6 mg/kg	IV, IM	30 à 45 min de durée d'action
Medétomidine	0.01-0.03 mg/kg	IM	Sédation de 1 à 2h en fonction de la dose administrée
Diazépam	0.1-0.25 mg/kg	IV	Sédation moyenne, pas d'analgésie, à ajouter à un opioïde ou un agent anesthésique injectable
Midazolam	0.1-0.25 mg/kg	IV, IM	Sédation moyenne, pas d'analgésie, à ajouter à un opioïde ou un agent anesthésique injectable
Butorphanol	0.05-0.2 mg/kg	IV, IM	Sédation moyenne, utilisé pour augmenter l'effet d'autres anesthésiques injectables
Morphine	0.25 mg/kg	IM	Sédation et analgésie

### 3. Protocoles d'anesthésie et d'analgésie systémique chez les camélidés

#### a. Agents anesthésiques et analgésiques systémiques injectables

Le tableau 25 présente les molécules d'induction d'anesthésie et leurs posologies chez les camélidés.

**TABEAU 25 : AGENTS ANESTHESIQUES D'INDUCTION CHEZ LES CAMELIDES**

Molécule	Posologie	Voie	Remarques
Kétamine	2.5 à 5 mg/kg	IV ou IM	Anesthésie générale, de plus fortes doses sont nécessaires pour les alpagas
Propofol	2 à 4 mg/kg	IV	Induction de l'anesthésie avec prémédication avec de faibles doses de xylazine ou de butorphanol

#### b. Entretien de l'anesthésie avec des agents volatils

L'induction au masque chez des camélidés adultes non tranquilisés est déconseillée en raison du stress occasionné. Les animaux peuvent résister à l'application du masque et se débattre, voire cracher... (Hartsfield, Baltimore, Williams and Wilkins 1987)

Une induction de l'anesthésie par voie injectable est donc préférable, elle autorise l'obtention d'une narcose plus rapide et plus douce.

Après l'induction, l'intubation est recommandée (voir gestes techniques), car elle fournit une voie aérienne sûre et empêche l'aspiration des sécrétions salivaires et des fluides gastriques en cas de régurgitation.

Les appareils conventionnels d'anesthésie pour petits animaux peuvent être utilisés sur des lamas pesant moins de 100 kg. Lorsque le lama dépasse cette taille, les appareils d'anesthésie pour grands animaux doivent être choisis.

Des débits d'oxygène de 20 à 40 ml/kg/min sont adéquats pour l'entretien volatil.

#### 4. Techniques d'anesthésie locorégionale chez les lamas

Les techniques d'anesthésie locorégionales chez le lama s'inspirent des techniques d'anesthésie locorégionales chez les petits ruminants et bovins. Les principales techniques utilisées sont les suivantes. On pourra se référer aux parties précédentes (petits ruminants et bovins adultes pour les détails de ces anesthésies.

##### a. Bloc en L-inversé ou en ligne

De la même manière que chez les bovins, le bloc en L-inversé ou le bloc en ligne se fait par infiltration de lidocaïne. Il a également été établi que les fœtus sont affectés par l'administration maternelle d'une faible dose de xylazine. (Anderson 2009 ; Clarke, Trim, et Hall 2014)

##### b. Anesthésie pour la castration

La technique classique de castration du lama se fait couché par bistournage après sédation.

Une technique de castration chez le lama debout a été réalisée chez plus de 100 animaux sans complications. Du butorphanol à 0,1 mg/kg en IM a été administré 15 minutes avant de réaliser l'aseptise du site chirurgical sur la région périnéale. Puis, 2 à 5 mL de lidocaïne, solution à 2 %, a été injecté dans chaque testicule jusqu'à ce qu'elle devienne turgescente et 1 à 2 ml supplémentaires ont été déposés par voie sous-cutanée au niveau de la zone d'incision scrotale lors de la fermeture de la plaie. (Clarke, Trim, et Hall 2014 ; Barrington, Meyer, et Parish 1993)

##### c. L'analgésie péridurale caudale a également été utilisée pour la castration. (voir paragraphe suivant).

##### d. La péridurale caudale

L'injection péridurale caudale de lidocaïne, de xylazine ou d'une combinaison de ceux-ci a été évaluée chez les lamas. Les injections sont faites dans l'espace sacrococcygien où l'espace péridural est peu profond et facilement accessible. La procédure a été réalisée avec une aiguille calibre 20 de 2,5 cm de long insérée à 60 ° par rapport à la base de la queue. Le délai d'action est rapide après l'injection de lidocaïne et l'analgésie a duré le plus longtemps lors de l'utilisation de la lidocaïne seule plutôt qu'avec une combinaison de celle-ci avec de la xylazine. (Clarke, Trim, et Hall 2014b)

Les molécules utilisées sont lidocaïne, la xylazine ou une combinaison des deux molécules (Grubb, Riebold, et Huber 1993) :

### III. Discussion

Le but de la thèse était d'apporter un outil pratique aux étudiants et praticiens vétérinaires pratiquant la médecine et la chirurgie des animaux de rente.

Bien que le sujet ne soit pour le moment restreint aux animaux de rente les plus fréquemment anesthésiés, on pourrait imaginer étendre le sujet aux volailles, lapins, et autres animaux ayant une place dans la consommation humaine.

Le format papier est très pratique dans le quotidien des vétérinaires ruraux, il ne nécessite pas d'accès internet (encore absent dans de nombreuses régions rurales). De plus le côté pratique des fiches permet d'agir avec rapidité par sa simplicité d'utilisation.

Les fiches sont des versions préliminaires destinées à être retravaillées, elles peuvent paraître de prime abord un peu riche en texte et pourraient être un peu plus synthétiques. Pour autant, l'objectif initial était de fournir une information la plus complète possible.

De plus, les principales sources d'informations utilisées pour rédiger ces fiches sont toutes Nord-Américaines, régions où les vétérinaires peuvent utiliser des molécules interdites en Europe pour les animaux de rente.

Une des perspectives sera de rédiger un ouvrage, en anesthésiologie des animaux de rente beaucoup plus précis en s'inspirant de ces fiches. En effet, il en existe déjà en français pour les animaux de compagnie ainsi que pour les nouveaux animaux de compagnie.

## CONCLUSION

L'anesthésie et l'analgésie des animaux de rente, tout en étant un point fondamental par rapport au bien-être de ces animaux dans le cadre de leur prise en charge opératoire, n'est pas sans difficulté. En effet, les particularités anatomiques et physiologiques, le tempérament et l'accès limité aux médicaments anesthésiques et analgésiques sont autant de challenges pour le vétérinaire.

L'enquête préliminaire réalisée dans le cadre de ce travail vient confirmer ces difficultés et a montré en parallèle des difficultés à trouver des renseignements en langue française sur l'anesthésie des animaux de rente. Les vétérinaires recherchent en particulier des informations complémentaires sur la contention, les molécules et les doses des médicaments de l'anesthésie et de l'analgésie chez ces espèces, de préférence sur un support papier.

Ce travail s'est ainsi proposé de mettre en place des fiches pratiques sur l'anesthésie et l'analgésie des différents espèces rencontrées en médecine des animaux de rente. L'utilisation de ces fiches a pour objectif d'offrir un outil aux étudiants et praticiens vétérinaires pour la prise en charge anesthésique et analgésique des animaux de rente, en langue française, de manière didactique et simple d'utilisation.

## Bibliographie

ABRAHAMSEN EJ, 2014. « Chemical Restraint, Anesthesia and Analgesia for Camelids ». In Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice, p587-92. Elsevier.

AHERN B, LAWRENCE R, BOSTON C, et SCHAER T. 2009. « Comparison of the analgesic properties of transdermally administered fentanyl and intramuscularly administered buprenorphine during and following experimental orthopedic surgery in sheep. ». In American Journal of Veterinary Research 70. p418-22. AVMA

AMSEL S, KAINER R.A, JOHNSON L.W. 1987. « Choosing the best site to perform venipuncture in llama Veterinary Medicine», 82, p. 535-536.

ANDERSON E. 2009. « Uterine Torsion and Cesarean Section in Llamas and Alpacas ». In Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice, Alpaca and Llama Health Management, 25 (2): p523-38.

ANDERSON E, et MUIR W. 2005. « Pain Management in Ruminants » In Veterinary Clinics: Food Animal Practice 21 (1): p19-31

BARRIE E. 1991. « Regional anaesthesia techniques in cattle » In Clinical Practice: Farm Animal Practice. Elsevier

BARRINGTON G, MEYER TF et PARISH S. 1993. « Standing castration of the llama using butorphanol tartrate and local anesthesia ». In Equine Practice 15: p35-39.

BENSON G.J, THURMON J.C. 1993. « Regional analgesia» In Current veterinary therapy 3: food animal practice, WB Saunders, Philadelphia, p. 77-88

BIRKHOLZ P, TORSTEN T, IROUSCHEL A, KESSLER P, BLUNK JA, LABAHN D, SCHIMDT D. 2008. « Feasibility of the Laryngeal Tube Airway for Artificial Ventilation in Pigs and Comparison with the Laryngeal Mask Airway ». In Lab Animal 37 (8): p371-79.

BLAZE B, LEBLANC L, ROBINSON R. 1988. « Effect of Withholding Feed on Ventilation and the Incidence of Regurgitation during Halothane Anesthesia of Adult Cattle. » In American Journal of Veterinary Research 49 (12): p2126-29.

BROCK K.A., HEARD D.J. 1985. « Field anesthesia techniques in small ruminants: Local analgesia» In Education Practice Vet, 7, p417-425

CAMPBELL, KLAVANO, RICHARDSON, et ALEXANDER. 1979. « Hemodynamic Effects of Xylazine in the Calf. » In American Journal of Veterinary Research 40 (12): p1777-80.

CANTALAPIEDRA AG, VILLANUEVA B, PEREIRA JL Pereira. 2000. « Anaesthetic Potency of Isoflurane in Cattle: Determination of the Minimum Alveolar Concentration ». Veterinary Anaesthesia and Analgesia 27 (1): p22-26.

CARROLL G, HARTSFIELD SM. 1996. « General Anesthetic Techniques in Ruminants ». In Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice 12 (3): p627-61.

CELLY C 1997. « The comparative hypoxaemic effect of four  $\alpha_2$  adrenoceptor agonists (xylazine, romifidine, detomidine and medetomidine) in sheep » - In Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics - Wiley Online Library.

CLARK KW, TRIM CM, HALL LW, éd. 2014a. « Chapter 12 - Anaesthesia of Cattle ». In Veterinary Anaesthesia (Eleventh Edition), 313-43. Oxford : W.B. Saunders.

DMV. 2017. « Dictionnaire des Médicaments Vétérinaires et des produits de santé animale (DMV). Éditions du Point Vétérinaire, 17e édition ».

EDMONSON, MISTY A. 2016. « Local, Regional, and Spinal Anesthesia in Ruminants ». In Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice, Ruminant Surgery, 32 (3): p535-52.

EHLER WJ, MACK JW, BROWN DL, DAVIS RF. « Avoidance of Malignant Hyperthermia in a Porcine Model for Experimental Open Heart Surgery ». In Laboratory Animal Science 35 (2): p172-75.

ELMORE RG. 1980. « Food-animal regional anesthesia: bovine blocks: epidural. » In Europe PMC

FAYED AH, ABDALLA A, JOHNSON S. 1989. « Effect of Xylazine in Heifers under Thermoneutral or Heat Stress Conditions. » American Journal of Veterinary Research 50 (1): p151-53.

FUBINI SL, DUCHARME D. 2016. Farm Animal Surgery - Elsevier Health Sciences.

FULKERSON ulkerson, Pamela J, et Scott B Gustafson. 2007. « Use of Laryngeal Mask Airway Compared to Endotracheal Tube with Positive-Pressure Ventilation in Anesthetized Swine ». Veterinary Anaesthesia and Analgesia 34 (4): 284-88.

GALATOS A D. 2011. « Anesthesia and Analgesia in Sheep and Goats ». In Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice, Therapeutics and Control of Sheep and Goat Diseases, 27 (1): p47-59.

GARCIA FL, PEREIRA SA, GREENE A, MC EWEN M, KEEGAN R. 2006. « Analgesia and Anesthesia in Camelids ». Small Ruminant Research, Special Issue: South American Camelids, 61 (2): p227-33.

GRAY P. R., et MC DONNELL W. N. 1986. « Anesthesia in Goats and Sheep: Local Analgesia » In The Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian (USA).

GREENE SA, 2003. « Protocols for Anesthesia of Cattle ». Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice, Clinical Pharmacology Update, 19 (3): p679-93.

GREENOUGH J. 1988. « The tegumentary system. » In: Oehme FW, Prier JE. (editors). Textbook of large animal surgery, Baltimore, p200-201.

GRENET L, 2015. « Élaboration d'un site internet sur l'anesthésie et l'analgésie des nouveaux animaux de compagnie-mammifères », thèse d'exercice vétérinaire soutenue à l'Université Claude Bernard, Lyon 1

GRINT N, DUGDALE N. 2009. « Brightness of Venous Blood in South American Camelids: Implications for Jugular Catheterization ». In *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 36 (1): p63-66.

GRUBB T.L., Riebold T.W, et M.J. Huber. 1993. « Evaluation of lidocaine, xylazine, and a combination of lidocaine and xylazine for epidural analgesia in llamas ». *Journal of the American Veterinary Medical Association* 203 (10): p1441-44.

GUATTEO et HOLOPHERNE. 2017. "Anesthésie des bovins." Les éditions du point vétérinaire.

HAGER C. 2017. "The Sheep Grimace Scale as an indicator of post-operative distress and pain in laboratory sheep." *PLoS ONE* 12, e0175839

HALSALL P. J., et ROBINSON R. L. 2007. « Malignant Hyperthermia and Associated Conditions ». In *Handbook of Clinical Neurology*, 86: p107-24. Elsevier.

HANNON J. P., BOSSONE C. A., et WADE C. E. 1989. « Normal Physiological Values for Conscious Pigs Used in Biomedical Research ». In *Letterman army institute of research presidio of San Francisco*.

HARFIELD, BALTIMORE, WILLIAMS et WILKINS 1987. « Machines and Breathing Systems for Administration of Inhalation Anesthetics. » In *Principles and Practice of Veterinary Anesthesia*. p395-418.

HISAKAY, SAITO K, TAKASE T, OGASAWARA S. 2000. « Clinical, Cardiopulmonary, Hematological and Serum Biochemical Effects of Sevoflurane and Isoflurane Anesthesia in Oxygen under Spontaneous Breathing in Sheep ». In *Small Ruminant Research* 36 (3): p241-49.

HOLOPHERNE, D. 2008. « l'anesthésie générale du veau : des précautions Spécifiques. Éditions du Point Vétérinaire. Vol. 39, p. 7-15. »,

HOPPER R., KING H., WALTERS K., et CHRISTIANSEN D. 2012. « Management of Urogenital Injury and Disease in the Bull: The Scrotum and Its Contents. » In *Clinical Theriogenology* 4 (3): p332-38.

IVANY, MUIR W. 2004. « Farm Animal Anesthesia ». In *Farm Animal Surgery*, édité par Susan L. Fubini et Norm G. Ducharme, 97-112. Saint Louis : W.B. Saunders.

IVANY, MUIR W 2016. « Farm Animal Anesthesia ». In *Veterian Key*: <https://veteriankey.com/farm-animal-anesthesia/>.

JESSUP, LANCE. 1982. « What Veterinarians Should Know about South American Camelids [Lama]. » *California Veterinarian*. <https://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=US19830942206>.

JONHSON GM, EASTMENT J. K., WOOD J. et TAYLOR P. M. 2002 «The confidential enquiry into perioperative equine fatalities (CEPEF): mortality results of Phases 1 and 2. » In *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 29, p159–170

KEITA A, PAGOT E, PRUNIER A, GUIDARINI C. 2010. « Pre-Emptive Meloxicam for Postoperative Analgesia in Piglets Undergoing Surgical Castration ». *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 37 (4): p367-74.

KLEIN et FISHER. 1988. « Cardiopulmonary Effects of Restraint in Dorsal Recumbency on Awake Cattle. » In *American Journal of Veterinary Research* 49 (9): p1605-8.

LAETICIA JAILLARDON LabOniris. 2017. « Valeurs de référence de biochimie ».

LARSON L. 1953. « The Internal Pudendal (Pudic) Nerve Block for Anesthesia of the Penis and Relaxation of the Retractor Penis Muscle. » In *Journal of the American Veterinary Medical Association* 123 (916): p18-27.

LE NEINDRE P, GUATTEO Rn GUEMENE D, GUICHET JL, LATOUCHE K. 2009. « Douleurs animales. Les identifier, les comprendre, les limiter chez les animaux d'élevage. » 338 p, p105.

LIN, HUICHU, WALZ P. 2014. *Farm Animal Anesthesia: Cattle, Small Ruminants, Camelids, and Pigs*. John Wiley & Sons.

LIN, RIDDELL. 2003. « Preliminary Study of the Effects of Xylazine or Detomidine with or without Butorphanol for Standing Sedation in Dairy Cattle. » In *Veterinary Therapeutics : Research in Applied Veterinary Medicine* 4 (3): p285-91.

MALASAVI L. M., GREENE S. A., GAY J. M. & GRUBB T. L. 2016. "Cardiopulmonary Effects of Constant-Rate Infusion of Lidocaine for Anesthesia during Abdominal Surgery in Goats". In *J Association of Laboratory Animal* 55, P431–5

MEYER H. 2007. « HighCaudal Epidural Anaesthesia with Local Anaesthetics or  $\alpha$ 2-Agonists in Calves. » in *Journal of Veterinary Medicine Series A*. Vol. 54, n° 7, pp. 384–389.

PADULA A. M. 2005. « Clinical Evaluation of Caudal Epidural Anaesthesia for the Neutering of Alpacas ». *Veterinary Record* 156 (19): p616-17.

PERIE. 2011. « L'anesthésie du jeune veau est un exercice à haut risque. La semaine vétérinaire. 2011. N° 1445. pp. 36-38 », 2011.

PETER GG JAKSON P, COCKCROFT D. 2007. « Analgesia, anaesthesia, and surgical procedures in the pig, *Handbook of the pig* ».

RAPTOPOULOS, WEAVER. 1984. « Observations Following Intravenous Xylazine Administration in Steers. » In *The Veterinary Record* 114 (23): p567-69.

RIEBOLD T. W., KANEPS A. J., SCHMOTZER WB. 1989. « Anesthesia in the Llama ». In *Veterinary Surgery* 18 (5): p400-404.

RIEBOLD T.W., ENGEL H.N, GRUBB T.L., ADAMS J.G., HUBER M.J, et SCHMOTZER W.B. 1994. « Orotracheal and nasotracheal intubation in llamas. » In *Journal of the American Veterinary Medical Association* 204 (5): p779-83.

RIEBOLD T.W., TRANQUILLO WJ, THURMON KA, GRIMM E. 2007. «Lumb &Jones' veterinary anesthesia and analgesia» (4th edition), Blackwell, Ames p731-746

ROSENBERG H, DAVIS M. 2007. « Malignant hyperthermia» In *Orphanet*, 2, p. 21 ».

Site de l'ANSES. 2019. « Limites maximales de résidus ou LMR de médicament vétérinaire | Anses - Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail ». 2019. <https://www.anses.fr/fr/content/limites-maximales-de-r%C3%A9sidus-ou-lmr-de-m%C3%A9dicament-v%C3%A9t%C3%A9rinaire>.

SKARDA S, ROMAN T. 1986. « Techniques of Local Analgesia in Ruminants and Swine ». In *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice* 2 (3): p621-63.

TRIM 1997. « Special anesthesia considerations in the ruminant » [https://scholar.google.com/scholar\\_lookup?title=Special%20anesthesia%20considerations%20in%20the%20ruminant&publication\\_year=1987&author=C.M.%20Trim](https://scholar.google.com/scholar_lookup?title=Special%20anesthesia%20considerations%20in%20the%20ruminant&publication_year=1987&author=C.M.%20Trim).

TRIM, HOSMEISTER EH, PERONO JF, THORESEN M. 2013. « Evaluation of an Oscillometric Blood Pressure Monitor for Use in Anesthetized Sheep ». In *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 40 (6): p31-39.

VALVERDE A 1989. « Evaluation of Pentobarbital as a Drug for Standing Sedation in Cattle» In *Veterinary Surgery - Wiley Online Library* ».

VALVERDE A., DOHERTY T. 2008. « Anesthesia and Analgesia of Ruminants ». *Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals*, p385-411.

VEQUAUD. 2005. « Intérêt de la rachianesthésie dans le traitement chirurgical des infections ombilicales chez le veau : comparaison de quatre protocoles. Thèse de doctorat vétérinaire. Nantes : Faculté de médecine. 113p. », 2005.

WAGNER AE, MUIR WW, GROSPITCH BJ. 1990. « Cardiopulmonary effects of position in conscious cattle. » In *Europe PMC* ». 1990.

## Annexes

### Annexe 1 : Fiche 1 : Législation concernant les molécules anesthésiques et analgésiques à disposition du praticien rural



## Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente

Fiche 1: Législation concernant les molécules anesthésiques et analgésiques à disposition du praticien rural



#### Temps d'attente

**Définition:** période durant laquelle les denrées ne peuvent pas être livrées pour la consommation humaine= temps à respecter entre la dernière administration du médicament à usage vétérinaire et la collecte des denrées alimentaires. (1)

- A la fin de ce temps d'attente, la concentration en principes actifs issus des médicaments vétérinaires sera considérée comme inoffensive.
- Calculé en fonction des LMR

#### LMR: Limite maximale de résidus

**Définition :** Teneur maximale de la substance active légalement autorisée dans les denrées alimentaires d'origine animale. (3)

- Différent, pour une même substance active, selon l'espèce animale, le tissu ou le produit concerné (viande, graisse et peau, foie, rein, lait, œufs, miel).
- Etablies conformément au Règlement (CE) N 470/2009 du Parlement et du Conseil européen basé sur un avis scientifique rendu par l'Agence européenne du médicament (EMA).
- S'applique de manière identique en Europe
- Objectif: éviter qu'un consommateur n'ingère une quantité de substance supérieure à la DJA (Dose Journalière Admissible).

#### Classification: tableaux 1 et 2

Lorsque le vétérinaire prescrit un médicament destiné à être administré à des animaux de rente, le ou les **principes actifs** qu'il contient doivent être inscrites dans le **tableau 1 des substances autorisées de l'annexe du règlement (UE) n° 37/2010**. (3)

- **Tableau 1:** substances pharmacologiquement actives **autorisées, LMR établie**, et classification concernant les limites maximales de résidus (LMR) associée.
- **Tableau 2:** substances prohibées, pas de LMR établie: pour lesquelles aucune LMR ne peut être établies: ne doivent pas être utilisées chez les animaux dont la chair ou les produits peuvent être destinés à la consommation humaine.

#### Principe de la cascade

Le vétérinaire doit prescrire en priorité un médicament autorisé pour l'animal de l'espèce considérée et dans l'indication thérapeutique visée (médicament avec **AMM= Autorisation de mise sur le marché** ou **ATU= autorisation temporaire d'utilisation**). (1)

Si ce n'est pas le cas, il peut prescrire :

- un médicament vétérinaire avec AMM pour animaux d'une autre espèce et même indication ou de la même espèce dans une autre indication
  - A défaut, un médicament autorisé pour une autre espèce, ou une autre indication (hors RCP)
  - A défaut, un médicament autorisé pour l'homme, ou AMM Européenne (AMM UE).
  - A défaut une préparation magistrale en répondant aux règles en matière de résidus

#### Bibliographie

- (1) « Cours dispensés par le Docteur Stéphane Jurat ». 2020.  
(2) Papp H-MG, CR Severoni. 2006. « Drugs residue considerations for ewe/few/ke and adjacent drug sin food-producing animal, Vet Clin North Am, Food animal Practice »  
(3) Site de l'ANSES. 2019. « Limites maximales de résidus ou LMR de médicaments vétérinaires | Anses - Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail ». 2019. <https://www.anses.fr/fr/content/limites-maximales-de-r%C3%A9sidus-ou-lmr-de-m%C3%A9dicaments-v%C3%A9t%C3%A9rinaires>.



## Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente



### FICHE 2 : EQUILIBRE D'UN PROTOCOLE D'ANESTHESIE

#### Feuille d'examen pré-anesthésique

Spécifie:

- Le risque anesthésique (classification ASA)
- Les problèmes particuliers à anticiper en fonction de l'état de santé (ex : hypotension)
- Le protocole anesthésique choisi : molécules utilisées en prémédication, en induction, et en entretien, avec les quantités associées
- Les autres médicaments reçus par le patient en pré-opératoire, pour anticiper leurs effets et/ou les interactions avec les produits anesthésiques
- Le protocole analgésique (certains agents analgésiques font partie de la prémédication)
- Les fluides à administrer, avec la vitesse en gouttes par seconde

➤ Protection juridique, communication avec le personnel, base d'informations pour les anesthésies ultérieures, ...

#### La triade de l'anesthésie

- **Narcose** (perte de conscience)
- **Analgésie** (ou anti-nociception)
- **Relaxation musculaire**

L'anesthésie générale s'accompagne de plus d'un certain nombre d'effets négatifs et non voulus tels l'hypercapnie, l'hypotension, l'hypothermie, l'hypoxémie, des modifications du système endocrinien ou du métabolisme ...

Idéal : garder l'animal dans le même état physiologique que non anesthésié. Mais l'agent anesthésique idéal n'existe pas, on va donc devoir utiliser une association de molécules pour bénéficier de leurs avantages sans avoir leurs inconvénients, c'est la notion d'anesthésie équilibrée. Les molécules vont agir en synergie ou se potentialiser et permettre de diminuer les doses de chaque molécule par rapport aux doses administrées quand on les utilise seules. En diminuant les doses de chaque molécule on évite ainsi des effets secondaires.

- On parle d'effets « additifs » lorsque l'effet résultant de l'administration de deux substances est la stricte somme des effets de chacune, par exemple midazolam et diazépam deux benzodiazépines qui agissent donc sur les mêmes récepteurs (effet myorelaxant).
- On parle de « synergie » lorsque l'effet produit est supérieur à la simple addition, classiquement par exemple la synergie entre les opioïdes et les  $\alpha 2$ -agonistes permet de réduire la dose de ces derniers.
- On parle de « potentialisation » d'une molécule par une autre lorsque les effets de la première sont augmentés par la seconde : l'acépromazine potentialise les effets dépresseurs respiratoires des opioïdes sans pour autant avoir d'effet dépresseur respiratoire propre.

#### Les objectifs de la prémédication

- Diminuer l'anxiété en diminuant la libération de catécholamines (qui sensibilisent le myocarde aux effets délétères des agents volatiles)
- Inclure un protocole d'analgésie préventive pour prévenir la douleur
- Tranquilliser, immobiliser le patient pour la réalisation d'actes mineurs tels qu'une pose de cathéter, une radio, des retraits de points, ou encore un débridement d'abcès. Ceci permet de sécuriser le manipulateur et l'animal (notamment s'il est agressif)
- Réduire la dose d'agent anesthésique et donc le risque anesthésique
- Prévenir ou traiter les effets secondaires associés à d'autres médicaments pour diminuer le risque de l'anesthésie (ex : on prévient les effets bradycardisants des agents halogénés avec de l'atropine)
- Améliorer l'induction et le réveil
- Prévenir ou traiter des affections spécifiques

Si la prémédication est bien réalisée, on pourra diminuer les doses nécessaires à l'induction.

L'anesthésie est induite et efficace lorsque la concentration du produit dans le cerveau est suffisamment élevée. Le cerveau recevant une grande partie du volume d'éjection systolique, l'induction est assez rapide (1-2 min) Pour les animaux débilités, l'induction sera plus lente car la fonction cardiovasculaire est moins bonne. Il faudra alors injecter plus lentement pour attendre de voir les effets et ne pas surdoser. Si l'animal est maigre, le réveil est plus long car il ne se redistribue pas dans les graisses mais dépend seulement du métabolisme hépatique. Si l'animal est gras, le réveil sera aussi plus long car il y a stockage graisseux puis relargage sur une longue période.

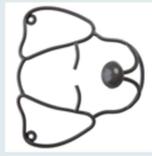
Puis, l'entretien est le fait de maintenir l'animal anesthésié. Il peut se faire avec des agents anesthésiques volatils ou injectables.

#### Bibliographie

Cours dispensés par le docteur Stéphane Junot à l'école nationale vétérinaire de Lyon, 2019



# Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente



## FICHE MATERIEL: La machine d'anesthésie volatile

### Matériel

Le **gaz de transport** = gaz diluant l'anesthésique pour l'amener à l'animal = gaz médicaux => soumis à une AMM

Le **manomètre** indique la pression dans le système respiratoire + permet de contrôler la ventilation assistée. La pression (le plus souvent en cmH2O ou en mbar, ou en kPa) doit être négative quand l'animal inspire, nulle quand il expire, et positive lors de ventilation artificielle. S'il n'y a pas de ventilation et que la pression monte, c'est que la valve pop-off est fermée : les gaz expirés s'accumulent. Cet « oubli » d'ouverture de la valve constitue la cause majeure des morts lors d'anesthésie volatile, il faut donc y faire très attention !

A la sortie de la bouteille, un **détendeur** fait passer la pression du gaz de 200 bar à 4-6 bar.

La **valve pop-off** (d'évacuation) => élimine les gaz expirés par l'animal. En règle générale, elle est toujours entrouverte sauf pour ballonner ou pour la vérification initiale de la gazeuse : la valve doit être fermée partiellement si on veut un ballon un peu gonflé, totalement fermée si on veut ventiler l'animal en le ballonnant (obtention d'une pression plus grande que la pression atmosphérique, ce qui est nécessaire pour insuffler de l'air dans les poumons). Il ne faut cependant surtout pas oublier de la rouvrir après avoir ballonné !! Cette valve sert aussi à vérifier l'étanchéité du circuit avant l'anesthésie en la fermant totalement. En effet, quand elle est fermée, la pression dans le circuit ne doit pas varier lorsque l'on ouvre la valve flush (valve d'arrivée de gaz) car sinon c'est qu'on a une fuite.

Le **débitmètre** contrôle le débit de gaz de transport grâce à une valve à pointe (petite vis micrométrique) qui obture plus ou moins le passage du gaz dans un cylindre de verre. Ce dernier contient un flotteur ou une bille permettant la lecture du débit en L/min.

L'**évaporateur** = système assurant le passage de l'agent anesthésique volatil de la forme liquide à la forme gazeuse, et la mise en contact du gaz de transport avec les vapeurs de gaz anesthésique.

La **valve de purge ou valve bypass** permet de court-circuiter le débitmètre et l'évaporateur : le gaz va directement dans le système respiratoire => bouton poussoir qui permet de mettre en contact l'oxygène en sortie de bonbonne et le circuit avant le débitmètre => délivre de l'oxygène pur sous forte pression (4-6 bar).  
/!\ Ne pas utiliser ce bypass quand l'animal est branché : la pression est trop forte et pourrait provoquer des barotraumatismes ou volotraumatismes (forte distension des alvéoles) graves sur les alvéoles (petits animaux notamment).  
=> Utilisée pour rincer le circuit en fin d'anesthésie et pour vérifier l'étanchéité avant anesthésie

### Les différents types de systèmes respiratoires

- Système réinspirant (= fermés ou semi-fermés) : les gaz expirés par l'animal peuvent être recyclés, c'est-à-dire qu'on récupère en partie l'air expiré et qu'on extrait le CO2. On recycle donc l'AV et les autres gaz (O2, N2O, etc.) que l'on peut ainsi réadministrer à l'animal à plus économique à l'usage.
- Système non réinspirant (= semi-ouvert) : les gaz expirés sont entièrement éliminés et donc non recyclés.
- Système ouvert → sans réutilisation des gaz expirés, sans ballon (ex : cage à induction). Il a l'avantage d'être peu cher à l'achat, de résistance minimale, avec peu de réinspiration, et de limiter le stress de l'animal. En revanche, c'est un système polluant (quand on ouvre la cage pour récupérer l'animal on s'expose à l'AV), cher à l'utilisation (gaspillage de gaz), ne permettant pas la ventilation assistée, et ne pouvant être utilisé qu'à l'induction.

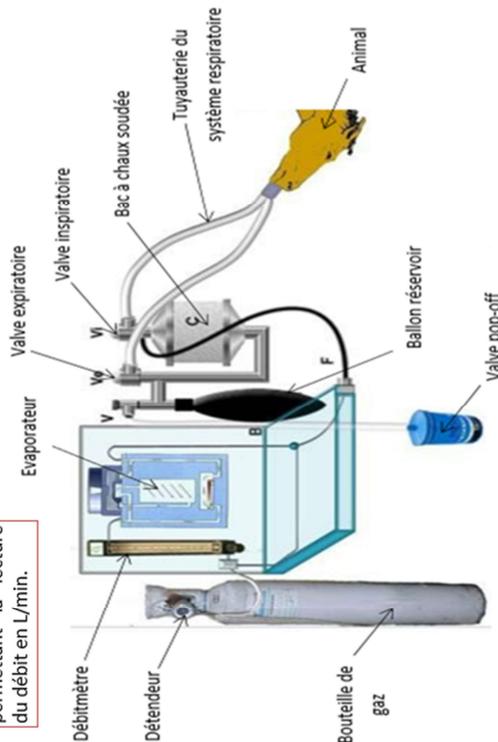
Le choix du système respiratoire dépend du gabarit de l'animal.

Il existe différents moyens d'éliminer les gaz :

- Absorbent d'halogéné = charbon actif qui fixe les halogénés. Le niveau de saturation du charbon est donné par son poids, il faut donc le peser régulièrement. C'est le système le plus souvent utilisé car il répond aux normes imposées.
- Évacuation des agents à l'extérieur : passive (on met directement le tuyau relié à une sortie directe à l'extérieur du bâtiment) ou active à l'aide d'une pompe c'est bien car cela chasse les gaz vers l'extérieur mais cela peut aussi créer une dépression et aspirer le contenu du ballon qui risque de se coller...

### Bibliographie

Cours dispensés par le Docteur Stéphane Junot, à l'école vétérinaire de Lyon, 2019



Le **ballon réservoir** joue différents rôles :

- Permet d'assurer un réservoir d'expansion, pour garantir un volume du circuit supérieur au volume des voies respiratoires de l'animal et garantir une respiration ample (pour que l'animal puisse complètement déployer ses poumons). Si le ballon est complètement collabé, il se peut qu'il n'y ait pas assez de réserve et que l'animal n'arrive pas à inspirer correctement.
- Permet d'assurer une ventilation artificielle si l'animal fait une apnée, il suffit alors d'appuyer sur le ballon pour chasser les gaz dans les poumons. Sa place peut varier dans le circuit.
- Permet la surveillance de la ventilation (le ballon bouge = l'animal respire). La taille du ballon doit être adaptée à l'animal et donc être supérieure à six fois le volume courant de l'animal (Volume courant d'environ 10-15mL/kg).



## Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie de: animaux de rente



### Fiche 4: EXAMEN PRE-OPERATOIRE

VetAgro Sup

- L'examen pré-anesthésique permet d'évaluer les risques (report de la chirurgie si trop élevés) et définir la technique d'anesthésie qui sera mise en place.
- Les examens cités ne sont pas exhaustifs, ils sont présentés ici à titre indicatif

#### Examen général

##### Comportement et posture

**Température** : 39°C environ

⇒ Si  $T^{\circ} > 39^{\circ}\text{C}$  ⇒ Hyperthermie ⇒ si abattement ou baisse d'appétit

⇒ en faveur d'un état infectieux ou d'un coup de chaleur

⇒ Si  $T^{\circ} < 39^{\circ}\text{C}$  ⇒ Hypothermie ⇒ état de choc ?

##### Déshydratation :

⇒ Yeux : ils doivent remplir les cavités orbitaires. Si yeux enfoncés ⇒ déshydratation.

⇒ Le pli de peau doit reprendre sa position initiale rapidement, s'il persiste ⇒ déshydratation

⇒ Muqueuses roses pâles, brillantes et humides

**Muqueuses** : Des muqueuses blanches sont le signe d'une anémie ou d'une hémorragie (interne ou externe), des muqueuses violacées d'un état de choc, d'un état infectieux ou d'une déshydratation, des muqueuses jaunes d'un ictère.

#### Examen de l'appareil cardio-respiratoire

oFR : 15 à 35 battements par minutes

. Présence d'**écoulements oculaires**, de **jetages nasaux** (« morves » ou « chandelles »), de toux ou de **dyspnée** (coup de flanc) peut indiquer une maladie respiratoire. Dans ces cas, la prise de température est indispensable pour une première orientation diagnostique entre parasitaire ou infectieux.

. **Coeur**: FC = 60 à 80 bpm chez un bovin adulte.

. **Pouls** : par palpation-pressure au niveau de l'artère faciale (au bord inférieur de l'os maxillaire) ou de l'artère coccygienne (face intérieure de la queue)

. **Gonflement des veines jugulaires** : péricardite ? d'une insuffisance cardiaque ? forte fièvre ?

#### Examen de l'appareil digestif

⇒ **Consistance, allure, couleur et degré de digestion des bouses** : permet de déterminer l'origine d'un plausible problème : atteinte des parties terminales du tractus digestif si les fèces sont liquides avec du sang rouge (non digéré), atteinte des parties antérieures du tractus digestif si les fèces sont liquides avec du sang noir (digéré), présence d'un agent pathogène très agressif (type salmonelle) si on note des lambeaux de muqueuse intestinale dans les fèces...

⇒ **Dilatation de l'abdomen/rumen** : Une dilatation de l'abdomen à droite ou à gauche peut être le signe d'une dilatation / torsion de la caillette ou d'une dilatation du rumen. L'absence de bouses et la présence de mucus dans le rectum signent une occlusion intestinale. Un arrêt de la rumination est à considérer comme un symptôme grave...

⇒ **Contractions du rumen au stéthoscope ou le test au garrot** permet de vérifier l'absence de douleurs abdominales.

#### Examen de l'appareil uro-génital

**Urine** de couleur jaune clair et limpide.: toute modification des urines (couleur café, aspect floconneux, couleur jaune orangé...), des efforts à la miction ou une augmentation de leur fréquence est anormal

o **Femelles** : en dehors des périodes de chaleurs, la vulve doit être propre et rose: la présence d'écoulements (muqueux, purulents, sanguins...) peut être le signe de métrite, d'hémorragie... + ne pas oublier la palpation trans-rectale de l'appareil reproducteur

o **Mâles** : les poils du fourreau doivent être secs, les testicules fermes et élastiques.

#### Examen de la mamelle

**Mamelle**: Symétrie des quartiers avant ou arrière, couleur de la peau (ictère, cyanose, anémie) , présence de lésions (plaies, ulcères, excoriations, abcès...). Palpation de la mamelle et des trayons à la recherche de blessures ou de zones sensibles, chaudes ou dures.

**Lait**: Premiers jets sur un bol à fond noir : couleur, consistance, odeur, présence d'éléments anormaux quartier par quartier.

> Une mamelle très froide ou très chaude peut être atteinte de mammite.

#### Examen de l'appareil locomoteur

**Examen** des oreilles, de la tête et de l'encolure, à la position des membres et à la position de la queue par rapport au tronc, courbure de la ligne dorsale.

> **Un dos voussé, une tête ou des oreilles basses, un écartement des membres antérieurs, une queue relevée en panache, une attitude en auto-auscultation** (l'animal se regarde le flanc) sont des attitudes anormales. La perte de la station debout signe un trouble métabolique, infectieux ou traumatique.

> La **présence de troubles neurologiques** (sommolence, inquiétude, convulsions, tourner en rond, pousser au mur...) renvoie à des affections type méningites bactériennes, virales (rage, maladie d'Aujeszky) ou parasitaires (néosporose), au tétanos, à des déficits métaboliques (tétanie d'herbage)...



## Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente

### FICHE 5 : MONITORING



#### Monitoring de la fonction cardio-vasculaire

- **Pouls** : différence des pressions systolique et diastolique = reflet du volume d'éjection systolique
- Remplissage jugulaire : par pression => reflet du bon retour veineux
- **Couleur des muqueuses et TRC (temps de remplissage capillaire)** : À surveiller mais ces paramètres sont modifiés tardivement (on observe une cyanose pour 70% de saturation en oxygène, alors qu'il y a hypoxémie dès 90%, ce qui est détectable par oxymétrie).
- **Stéthoscope œsophagien** : à son extrémité on trouve une membrane perforée, que l'on place dans l'œsophage. Selon la profondeur à laquelle on place le stéthoscope dans l'œsophage, on peut écouter la fréquence cardiaque et les bruits respiratoires.
- **ECG** : permet de mesurer la fréquence cardiaque et le rythme cardiaque. L'ECG est composé d'électrodes (pinces, ou fiches que l'on met dans des pinces, ou patches) et d'un oscilloscope.
- **Pression artérielle non invasive** pour calculer la pression artérielle moyenne (PAM) de façon non invasive : on peut utiliser un Doppler. On a une sonde émettrice et réceptrice d'ondes ultrasoniques. L'onde émise percute les érythrocytes en mouvement. La fréquence du signal retour est modifiée en fonction de leur mouvement. Le son dépend de la vitesse des érythrocytes et de leur nombre. On a ainsi la mesure de la PAS (pression artérielle systolique), la PAD (pression artérielle diastolique) et la pression moyenne peut être calculée. Pour rappel :  $PAM = 1/3 PAS + 2/3 PAD$  La mesure de la pression artérielle s'effectue avec un brassard et un sphygmomanomètre. On place le Doppler et le brassard sur l'artère. On gonfle le brassard, ce qui occlue l'artère. On n'a plus de son. Puis on dégonfle progressivement. Quand on réentend du bruit, c'est que l'on a atteint la pression artérielle systolique (PAS). Si on continue à dégonfler, les sons vont à nouveau disparaître : on a atteint la pression artérielle diastolique (PAD). La machine gonfle et dégonfle le brassard. Les premières oscillations correspondent à la PAS, les oscillations maximales correspondent à la PAM. Quand elles disparaissent, on a atteint la PAD. à Cette méthode est non invasive et facile à mettre en œuvre
- **Oxymétrie de pouls**: permet de mesurer un grand nombre de paramètre en même temps, il est facile d'utilisation et non invasif. Mesure du pourcentage de saturation en O<sub>2</sub> (SaO<sub>2</sub>%) de l'hémoglobine = le rapport de l'hémoglobine oxygénée sur l'hémoglobine totale :  $SaO_2\% = HbO_2 / (HbO_2 + Hb)$  Le résultat de la mesure de SaO<sub>2</sub> par l'oxymètre est la SpO<sub>2</sub> (avec une mesure parfaite, on a SpO<sub>2</sub> = SaO<sub>2</sub>)

#### Monitoring de la température

- Thermistor ou thermocouple dans une sonde
- Température périphérique
- Température centrale (œsophage, nasopharynx, rectum)
- Gradient de température centrale/périphérique (TC-TP = 2-4°C; perfusion périphérique). On met les deux sondes, une centrale et une périphérique. Attention, la température conditionne le réveil.

#### Monitoring de la fonction respiratoire

- Fréquence respiratoire et bruits respiratoires, auscultation pulmonaire (stéthoscope classique ou œsophagien), mouvements thoraciques, abdominaux et courbe respiratoire
- Couleur des muqueuses (mauvais indicateur car tardif à si les muqueuses sont bleues c'est que la SaO<sub>2</sub> est à 70%, hors l'hypoxie commence dès 90%...)
- Observation du ballon, des valves unidirectionnelles de la sonde trachéale, la buée dans la sonde
- Sentir d'éventuelles fuites du système respiratoire (isoflurane malodorant)
- Détecteur d'apnée c'est de moins en moins rencontré en clientèle. Cela repose sur le fait que les gaz expirés sont plus chauds que les gaz inspirés. On a un « bip » à chaque respiration, un petit temps entre deux expirations. En cas d'apnée, on a une alarme qui sonne.
- Le capnomètre mesure le pourcentage de CO<sub>2</sub> dans le mélange gazeux respiratoire, directement à la sortie de la trachée. Cela permet de contrôler les paramètres de ventilation, du métabolisme (par rapport à la production de CO<sub>2</sub> : si on a un arrêt cardiaque, il n'y a plus de production, ni d'expiration de CO<sub>2</sub>), de la circulation (voir si le sang ramène bien le CO<sub>2</sub> aux poumons), et le circuit respiratoire.
- Analyseur des gaz du sang C'est le gold standard des méthodes pour l'évaluation des échanges gazeux. Cela donne des informations sur l'oxygénation, la ventilation et le statut acido-basique de l'animal. Il faut prélever du sang, avec une petite seringue héparinée. On mesure le gaz sanguin artériel en pratique pour pouvoir interpréter la SaO<sub>2</sub>.
- Les paramètres mesurés sont le pH, la PO<sub>2</sub> et PCO<sub>2</sub>
- Les paramètres calculés sont HCO<sub>3</sub>- et SaO<sub>2</sub>

#### Monitoring de la volémie et de l'équilibre électrolytique

- Pli de peau , humidité des muqueuses, TRC, couleur des muqueuses , perméabilité du cathéter et rythme de perfusion , position du patient
- Pertes sanguines : volume sanguin total de 80 ml/kg. On calcule le volume sanguin : pour une baisse de 10%, on administre un cristalloïde, pour 20% un colloïde, pour plus de 30% on transfuse. On peut également évaluer les pertes sanguines par la technique des compresses (1g/ml) ou par un aspirateur.
- Volume des urines : cela correspond à des pertes sensibles (1-2 ml/kg/h, 6ml/kg/h en pédiatrique). Il faut vérifier la perfusion rénale et la fonction cardiovasculaire.
- Hématocrite, Protéines : Principe de mesure : on mesure l'hématocrite en observant la sédimentation dans le tube, et les protéines totales au réfractomètre.
- Pression Veineuse Centrale (PVC) On mesure la pression veineuse centrale avec un moniteur de pression invasive (pas trop en pratique courante)

#### Bibliographie

Cours dispensés par le docteur Stéphane Junot à l'école nationale vétérinaire de Lyon, 2019



VetAgro Sup

## Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente



### FICHE 6: TRAITEMENT DES COMPLICATIONS ANESTHESIQUES

#### Pneumonie par regurgitation et aspiration

**Prévention** : Jeun, intubation endotrachéale avec ballon suffisamment gonflé, élévation du cou par un sac de sable ou une serviette roulée;

**Traitement** : abaisser rapidement la tête de l'animal ou placer la sonde endotrachéale dans l'œsophage et gonfler le ballonnet pour permettre au contenu du rumen de s'écouler de la bouche tandis qu'un autre tube endotrachéal est placé dans la trachée. Laver la bouche et le nez de l'animal.

+ Aminophylline IV (2 à 4 mg / kg sur une période de 5 minutes ou 11 mg / kg sur une période de 20 minutes) + 100% d'O<sub>2</sub> + corticostéroïdes + antibiotiques à large

#### Obstruction des voies respiratoires

**Prévention** : L'application de lidocaïne en locale sur le larynx et une intubation douce minimisent les traumatismes du larynx.

**Traitement** : Placer l'animal en décubitus sternal, garder la tête haute, administrer un spray nasal contenant de la phényléphrine et insufflation à 100% d'O<sub>2</sub>. Réintuber si le réflexe de déglutition n'est pas revenu à la normale.

#### Météorisation

**Prévention** : Le jeûne préanesthésique (voir durée dans FICHES ESPECES)

**Traitement** : placer l'animal en décubitus sternal, passage d'une sonde gastrique ou, insertion d'une aiguille de calibre 12 à travers la paroi.

#### Salivation

**Traitement** : les anesthésiques volatiles réduisent la quantité de salive produite pendant l'anesthésie. Dans le passé, l'atropine était administrée systématiquement aux ruminants avant l'induction de l'anesthésie pour réduire la salivation. Cependant, l'atropine diminue la teneur en eau de la salive qui provoque l'augmentation de la viscosité de celle-ci. Aujourd'hui, l'atropine n'est administrée que pour le traitement de la bradycardie.

⇒ Surélever le cou afin d'éviter l'accumulation de salive et de matières régurgitées

#### Hypoventilation

**Traitement** : Doxapram, à 0,1–0,5 mg / kg IV pour initier la respiration. Si l'apnée persiste, le doxapram peut être administré en perfusion IV continue (5 à 10 µg / kg / minute)

#### Arythmies cardiaques

**Traitement** : une dose unique de lidocaïne (1 à 2 mg / kg IV) est efficace pour le traitement des contractions ventriculaires prématurées ou une perfusion continue de lidocaïne (40 à 60 µg / kg / minute)

Atropine (0,06–0,12 mg / kg IV) peut être administrée si bradycardie persistante ou si la pression artérielle est affectée.

#### Hypotension

**Prévention** : maintenir une profondeur raisonnable d'anesthésie, perfusion IV de solutés isotoniques

**Traitement** : Pour une légère hypotension : borogluconate de calcium (solution à 23%) => contraction musculaire adéquate : muscles lisses et muscles du myocarde => amélioration de la contractilité myocardique et augmente ainsi indirectement le débit cardiaque et la pression artérielle.

- dobutamine 1 à 5 µg / kg / minute : augmente le débit cardiaque et tension artérielle en augmentant la contractilité myocardique

- Dopamine 1 à 2 µg / kg / minute : augmentation de la fréquence cardiaque + vasoconstriction

- Phényléphrine : 2 à 4 mg / kg IV, ou elle peut être administrée en perfusion continue à 0,2–0,4 µg / kg / minute pour un effet plus durable. Elle augmente la pression artérielle et améliore les fonctions cardiovasculaires

#### Hypothermie

**Traitement** : supplément de chaleur avec circulation d'air chaud ou couverture/coussin chauffant ou bouteilles en plastique remplies d'eau chaude.

#### Hyperthermie maligne

**Traitement** :

- Cesser l'administration d'anesthésique par inhalation, augmenter le débit d'oxygène

- Démarrer la ventilation artificielle et hyperventiler

- Rafraîchir le patient avec de l'eau glacée

- Liquides IV froids

- Bicarbonate de sodium IV lentement, à partir de 1,5 mEq / kg

- Dantrolène IV 2 mg / kg par incréments jusqu'à 10 mg / kg, répéter 1 mg / kg toutes les 6 h pendant 24h

- Changer les granules d'absorbant de CO<sub>2</sub> si nécessaire

#### Neurpathie postanesthésique

**Traitement** : perfusion de solutions électrolytiques équilibrées, administration d'anti-inflammatoires, analgésiques, et bicarbonate de sodium (350–500 mEq / 450 kg (990 lb) IV) pour la correction de l'acidose métabolique.

**Prévention** : anesthésie légère, réduire la dose, perfusion d'électrolytes équilibrés et vasoactifs, un rembourrage adéquat,...

#### Arrêt cardiaque

**Traitement insuffisance cardiovasculaire imminente** : administration rapide de liquide de soutien (90 ml / kg), et arrêt de l'anesthésie.

+ Médicaments vasoactifs (par exemple, la dopamine, la phényléphrine, l'éphédrine 10 µg / kg IV) pour l'hypotension, les médicaments inotropes (par exemple, la dobutamine) pour la dépression myocardique, les médicaments chronotropes (par exemple, l'atropine, le glycopyrrolate) pour la bradycardie et les antiarythmiques (par exemple, la lidocaïne 0,5–2 mg / kg IV) pour les arythmies ventriculaires

**Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente**

FICHE 7: BOVIN ADULTE: Considérations pré-anesthésiques



**Attention à ...**

**Hypoventilation**  
 Rumen => exerce une pression sur le diaphragme via poids et volume => respiration altérée car diminution de la réserve respiratoire => Hypoxie, hypercapnie, diminution des échanges gazeux et acidose respiratoire (4)  
 ➤ L'utilisation d'une machine anesthésique est justifiée.

**Régurgitation**  
 Rumen => beaucoup d'aliment liquide => favorise la régurgitation.  
 • Anesthésie légère: si l'animal reçoit des stimulés trachéaux (intubation, ...) => **régurgitation active**.  
 • Anesthésie profonde : sphincter œsophagien détendu => écoulement possible de liquide alimentaire => **régurgitation passive** (1)  
 ➤ Conseil: **Intubation des bovins** lors d'anesthésie pour protéger les voies respiratoires d'une fausse route.

**Météorisation ruminale**  
 Anesthésie générale => arrêt éructation => accumulation gaz de fermentation dans le rumen => **ballonnement du flanc => météorisation**.  
 ➤ Jeune alimentaire de 18 à 24 heures + jeun hydrique de 12h pré-anesthésie conseillé pour les animaux ayant un rumen fonctionnel.  
 ➤ Correction de la distension abdominale avant la chirurgie si observée avant même que l'anesthésie n'est lieu => Sondage ou trocardage du rumen.  
 ➤ Remarque : En post-anesthésie, on préférera la position sternale améliorant les capacités de l'animal à ventiler et à éructer.

**Salivation abondante chez les bovins anesthésiés.**  
 ➤ La position : la salive doit pouvoir s'évacuer facilement du pharynx => serviette enroulée autour du cou de l'animal => pente descendante pour la salive + pente ascendante de l'autre côté pour les plausibles contenus alimentaires en cas de régurgitations.  
 ➤ Intubation

**Positionnement**  
 ➤ Attention aux lésions nerveuses radiales (paralysie du nerf radial) pouvant se développer dans le membre antérieur au contact du sol chez les bovins couchés en décubitus latéral pendant plus de 20 minutes environ => Rembourrage: chambres à air de tracteur gonflées, coussinets en mousse, des sacs remplis d'air ou d'eau à insérer sous l'épaule et l'avant-bras.  
 ➤ Membres supérieurs à élever en position horizontale + cornes protégées.

**Âge de l'animal, état corporel et santé de l'animal**

- Si < 2mois : monogastrique => **rumen non fonctionnel + fonctions hépatique et rénale immatures** => durée d'action des anesthésiques injectables prolongée + Attention perte de chaleur durant l'anesthésie augmentée avec le rapport surface corporelle sur poids + vasodilatation créée par les anesthésiques => **utiliser des couvertures chauffantes**
- Bovins laitiers en cétose => fonction hépatique altérée car infiltration lipidique du foie => chirurgie à reporter ou à effectuer sous analgésie locale.

**Valeurs à surveiller pendant le monitoring (2)**

Température	38°C
Fréquence cardiaque	60 à 80 battements par minute
Perfusion NaCl	5-10 mL/kg/h
Fréquence respiratoire	20 à 40 mouvements par minute
Pression sanguine	>60 mm Hg (moyenne) et >90 mm Hg (systolique)
Saturation en oxygène	>95%
EtCO2	35-45
Muqueuses	Roses

**Valeurs biochimiques de référence (3)**

Paramètre	Unités	Bovins
Na	Meq/L	134-144
K	Meq/L	5
Cl	Meq/L	100
Ca	Mg/L	90
Mg	Mg/L	25
P	Mg/L	70
HCO3-	Meq/L	25
Glucose	g/L	0.6
Cholestérol	g/L	1
Triglycérides	g/L	-
Albumine	g/L	30
Protéines	g/L	60
Créatinine	mg/L	8
Urée	g/L	0.1
Ammoniaque	µmol/L	-
Bilirubine	mg/L	<6
PAL	U/L	70
ALAT	U/L	30
ASAT	U/L	70
Amylase	U/L	35
Lipase	U/L	50
CPK	U/L	50 à 1200
GGT	U/L	25
LDH	U/L	3000

**Bibliographie**

(1) Greene, Stephen A. 2003. « Protocols for Anesthesia of Cattle ». *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*, Clinical Pharmacology Update, 19 (3): 679-93.  
 (2) K.W. Clarke, C.M. Trim and L.W. Hall. 2014. *Veterinary Anaesthesia*. Elsevier.  
 (3) Laetitia JAILLARDON LabOniris. 2017. « Valeurs de référence de biochimie ».  
 (4) Trim. 1997. « Special anesthesia considerations in the ruminant ». 1997.



## Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente



FICHE 8: BOVIN ADULTE : Gestes techniques

### La pose de cathéter et l'intraveineuse (1,2,3)

**Cathéter de calibre 14 et de 13 cm** de long pour une insertion dans la **veine jugulaire ou veine céphalique**

**Remarque:** cathéter de calibre 18 de 7,5 cm peut être inséré dans une veine auriculaire pour l'administration de xylazine et de kétamine

- La peau de 0,5 à 1,0 cm d'épaisseur sur la veine jugulaire : une petite incision à la lame de scalpel à travers une bulle intradermique de solution analgésique locale facilite la mise en place du cathéter (dirigé vers le cœur)
- La veine coxygienne est souvent utilisée pour l'injection IV d'agents de faible volume non irritants tels que la xylazine. Attention aux injections intra-artérielles accidentelles courantes...

### L'intubation au laryngoscope (1,2)

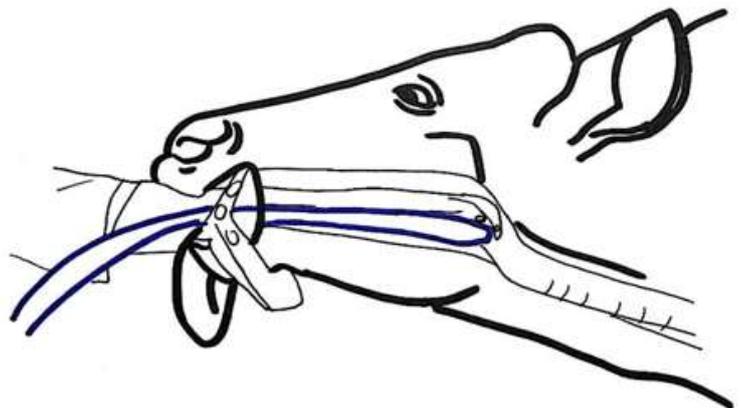
L'intubation au laryngoscope (idem CN/CT) est réservée au Bovin < 300 kg et se fait en position sternale + tête et cou étendu

**Remarque:** Chez les gros bovins, une lame de laryngoscope plus longue sera nécessaire pour visualiser l'ouverture du larynx. Un tube stomacal rigide ou un introducteur en plastique ou une tige métallique de 2 m avec une extrémité émoussée est passé par la bouche et dans la trachée. Le laryngoscope est retiré et la sonde endotrachéale est introduite dans l'introducteur dans la trachée, ce après quoi l'introducteur est retiré.

### L'intubation par palpation (1,2)

#### L'intubation par palpation

- Pas d'âne entre les molaires, tête étendue de sorte que l'oropharynx et la trachée soient en ligne droite
- Sonde endotrachéale de 26 mm ou 30 mm de DI
- Saisir l'extrémité de la sonde endotrachéale, insérer le bras et le tube dans la bouche de la vache
- L'index est utilisé pour enfoncer l'épiglotte, l'index et le majeur sont utilisés pour écarter les aryténoïdes et ouvrir le larynx
- Le bras de l'anesthésiste est retiré et la sonde endotrachéale est insérée sur toute sa longueur
- Gonflage du brassard et fixation de la sonde
- Lubrifiant sans analgésique local pour éviter la désensibilisation de la muqueuse de la trachée et du larynx



#### Bibliographie

- (1) Clarke, K. W., C. M. Trim, et L. W. Hall, éd. 2014. « Chapter 12 - Anaesthesia of Cattle ». In *Veterinary Anaesthesia (Eleventh Edition)*, 313-43. Oxford: W.B. Saunders.
- (2) Guatteo, Holophème. 2017. *Anesthésie des bovins: Les éditions du point vétérinaire*.
- (3) Trim. 1997. « Special anesthesia considerations in the ruminant ». 1997.

## Annexe 9 : Fiche 9 : Bovins adultes, Sédation et anesthésie



# Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente

FICHE 9: BOVIN ADULTE : Sédation et Anesthésie



**Protocoles de sédation (3,4,5,6)**

**Entretien de l'anesthésie "en fixe" = injectable (8)**

Molécule	Posologie (mg/kg)	Voie	Durée d'action et effets	Effets secondaires
Xylazine	0.02-0.3	IM, IV	1h de sédation environ, sédation dose-dépendante, utiliser une dose moins élevée (dose basse) si IV, décubitus si utilisée aux doses hautes	Induit des contractions utérines, supprime le réflexe de déglutition: attention aux fausses routes, induit une bradycardie et une diminution de la pression artérielle
Détomidine	0.01-0.04	IM, IV	Position debout aux faibles doses, couchée si utilisation des fortes doses	Augmente la pression artérielle, bradycardie, induit des contractions utérines
Butorphanol	0.025-0.05	IM, IV	Complémentaire au sédatif: augmente la qualité de la sédation quant il est administré avec la xylazine ou la détomidine + effet analgésique	
Ketamine	0.1-0.4	IM, IV	Complémentaire au sédatif ; faible dose (0.1) pour rester debout	

AMM bovins  
Autorisée via le principe de la cascade

**Protocoles d'induction de l'anesthésie (4,6,7,8)**

Prémédication	Doses (en mg/kg) et voies d'administration de la prémédication	Kétamine: induction (dose en mg/kg)
Xylazine: sédation légère: 15 min	0,0025 IV ou IM	3-4 IV
Xylazine: sédation profonde: 30 min	0,05-0,1 IV ou IM	2 IV
Romifidine	0,02- 0,04 mg/kg IM	2-3 IV
Détomidine	2,5-10 microg/kg IV ou IM	2-3 IV
Butorphanol	0,05-0,2 IV ou IM	A associer aux autres prémédications et réduire les doses de celles-ci ou réduire les doses des molécules d'induction (choisir la dose basse)

AMM bovins  
Autorisée via le principe de la cascade

**Agents analgésiques**
**Entretien de l'anesthésie avec des agents anesthésiques volatils (1,2,4)**

Agents anesthésiques volatiles principalement utilisés: **sévoflurane** et **isoflurane**.

Lors de la connexion d'une vache ou d'un taureau à un circuit circulaire de grand animal, le **débit initial d'O2 doit être de 8 à 10 L / min pendant 15 à 20 minutes** pour éliminer l'azote expiré et augmenter rapidement la concentration d'anesthésique du circuit avant de réduire le débit à 3 L / min pour la maintenance.

Un réglage de vaporisateur d'**isoflurane de 3,5%** ou de vaporisateur de **sévoflurane de 4,5%** est suffisant au départ.

➤ Une fréquence respiratoire de 10 respirations / min et un volume courant de 10 ml / kg assurent la normocarchie.

**Bibliographie**

(1) Abrahamson, Eric J. 2008. « Field Animal Anesthesia ». *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice, Field Surgery of Cattle, Part 1*, 24 (4): 409-41.

(2) Abrahamson, Eric J. Chemical Restraint and Injectable Anesthesia of Ruminants ». *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice, Pain Management*, 2010, 24 (1): 200-27.

(3) Ali, Fayez, Abdalla El, Anderson Ft, Spencer E, et Johnson Rd. 2000. « Effect of Xylazine in Heifers under Thermoneutral or Heat Stress Conditions. ». *American Journal of Veterinary Research* 61(2): 251-53.

(4) Clarke, K. W., C. M. 7th, et L. W. Hall, ed. 2014. « Chapter 12 - Anesthesia of Cattle ». In *Veterinary Anesthesia* (Eleventh Edition), 333-40. Oxford: WB Saunders.

(5) Hu, Li, et Rickard Mj. 2003. « Preliminary Study of the Effects of Xylazine or Detomidine with or without Butorphanol for Standing Sedation in Dairy Cattle. ». *Veterinary Therapeutics: Research in Applied Veterinary Medicine* 4 (2): 243-01.

(6) Jevay Jennifer M., et William W. Miller. 2006. « Chapter 6 - Farm Animal Anesthesia ». In *Farm Animal Surgery*, Edited par Susan L. Eubank et Morris G. Ducharme, 107-112. Saint Louis: WB Saunders.

(7) Eb, Campbell, Giovanni Ft, Richardson T, et Alexander Ja. 1975. « Hemodynamic Effects of Xylazine in the Calf. ». *American Journal of Veterinary Research* 40(12): 1777-80.

(8) Guadalupe, Holopferman. 2007. *Anesthésie des bovins*. Les Editions de point vétérinaire.

## Annexe 10 : Fiche 10 : Bovins adultes, Anesthésie loco-régionales de la tête



### Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente

FICHE 10: BOVIN ADULTE: Anesthésies loco-régionales de la tête



Bloc nerveux cornéen (1,2)

**Indication :** écornage

**Repères anatomiques:** Entre le canthus latéral de l'œil et la base de la corne le long du processus zygomatique

**Réalisation et résultats:** 5 à 10 mL d'un anesthésique par voie SC, dure ≈ 10 minutes

Pour les + gros bovins: infiltration anesthésique supplémentaire le long de la face caudale de la corne, sous la forme d'un bloc annulaire partiel, pour désensibiliser les branches sous-cutanées du deuxième nerf cervical



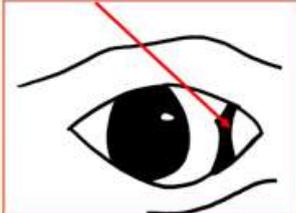
Bloc retro-bulbaire (4)

**Indications :** Utilisé pour l'énucléation de l'œil ou pour la chirurgie de la cornée: Analgésie de la cornée, mydriase et proptose

**Repères anatomiques :** Canthus médial et latéral ou les paupières supérieures et inférieures

**Réalisation :** Le doigt du chirurgien est utilisé pour dévier le globe pour le protéger de la pointe de l'aiguille, 15 ml d'anesthésique local

➤ Attention aux lésions du nerf optique et aux dysrythmies causées par l'initiation du réflexe



Anesthésie de la paupière (1)

- **Bloc de ligne de la paupière:** aiguille de 2,5 cm de calibre 20 ou 22, 10 ml d'un anesthésique local en plusieurs sites distants de 0,5 cm sur une ligne à environ 0,5 cm du bord de la paupière
- **Bloc de la branche auriculopalpébrale du nerf facial (bloc de la paupière inférieure):** aiguille de calibre 18 ou 20 de 2,5 cm placée par voie sous-cutanée à environ 5 à 7,5 cm de côté par rapport à l'arcade zygomatique, 5 à 10 mL d'anesthésique local



Bloc oculaire de Peterson (1,3,4)

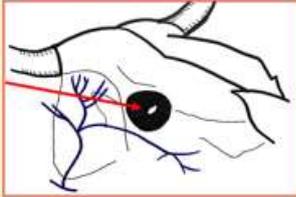
➤ Moins d'œdème et d'inflammation

**Indications:** Désensibilise les nerfs oculomoteur, trochléaire, abducent et trijumeau, responsables de la fonction sensorielle et motrice de toutes les structures de l'œil à l'exception de la paupière

**Repère anatomiques :** Dans l'encoche créée par le processus supraorbitaire crânien, l'arcade zygomatique ventrale et le processus coronoïde de la mandibule caudale: 5 ml d'anesthésique local en SC

**Matériel et réalisation:**

- Une aiguille de 2,5 cm de calibre 14 servant de canule est placée à travers la zone anesthésiée aussi loin que possible en avant et en ventrale dans l'encoche.
- Une aiguille droite de calibre 18 de 10 à 12 cm est insérée dans la canule et dirigée horizontalement l'apophyse coronoïde de la mandibule à environ 2,5 cm de profondeur. Sa pointe passe médialement autour du processus coronoïde vers la fosse rostrale ptérygopalatine jusqu'à la plaque osseuse solide qui se trouve à proximité immédiate du foramen orbital à une profondeur de 7,5 à 10 cm
- 15 ml d'anesthésique local
- Lubrifier la cornée (car absence de clignement de la paupière)



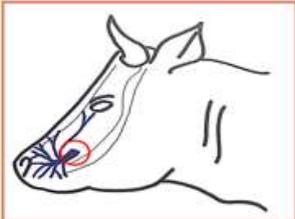
Bloc nerveux infra-orbitaire: anesthésie du muffle (3)

**Indications:** Réparation des lacérations nasales et la mise en place d'un anneau nasal

**Repères anatomiques :** rostralement à la tubérosité faciale: ligne s'étendant de l'encoche nasomaxillaire à la deuxième prémolaire supérieure

**Réalisation:** 20 à 30 ml d'agent anesthésique local injecté profondément dans le muscle élévateur nasolabial (aiguille de calibre 18 de 3,8cm)

**Résultat:** Délai d'action de 1à min, puis dure 1h



Bibliographie

- (1)Barrie Edwards. 1991. « Regional anaesthesia techniques in cattle | In Practice ». 1991.
- (2)Elmore RG. 1980. « Food-animal regional anesthesia: bovine blocks: epidural. - Abstract - Europe PMC ». 1980.
- (3)Edmondson, Misty A. 2016. « Local, Regional, and Spinal Anesthesia in Ruminants ». *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice, Ruminant Surgery*, 32 (3): 535-52.
- (4)Skarda, Roman T. 1986. « Techniques of Local Analgesia in Ruminants and Swine ». *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice* 2 (3): 621-63



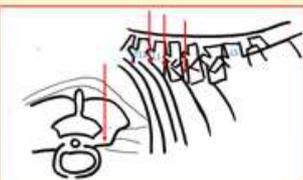
## Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente



FICHE 1 : BOVIN ADULTE: Anesthésies loco-régionales du tronc

Bloc nerveux paravertebral proximal (1,2)

- **Indication** : Chirurgies avec ouverture par le flanc, nerfs bloqués: branches dorsale et ventrale de T13, L1 et L2
- **Repère anatomiques** : 2,5 à 5 cm de la ligne médiane; T13 immédiatement devant l'apophyse transverse de L1; L1 immédiatement devant l'apophyse transverse de L2; L2 immédiatement devant le processus transverse de L3
- **Réalisation**: 20 ml de lidocaïne à 2% par site, peau à désinfectée chirurgicalement, 90 degrés par rapport aux espaces entre les processus dorsaux. 10 à 15 mL de lidocaïne à 2% sous le ligament (branche ventrale) , retirer l'aiguille de 1 à 2,5 cm suffisamment pour injecter 5 mL de lidocaïne à 2% au-dessus du ligament (branche dorsale)



Bloc en ligne (3)

**Indication:** Chirurgies avec abord par le flanc  
**Réalisation** : Petites injections de 10 ml de solution anesthésique locale en SC dans les couches musculaires profondes et le péritoine (Max 250 mL pour un BV de 450kg)

Epidurale caudale (4)

**Indications:** Interventions obstétricales

**Epidurale caudale haute**

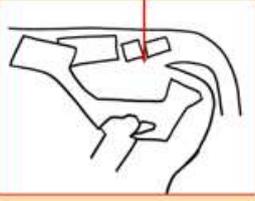
- Espace sacrococcygien (S5 – Co1)
- Désensibilise les nerfs sacrés S2 à S5

**Epidurale caudale basse**

- Espace coccygien (Co1 – Co2)
- Désensibilise les nerfs sacrés S3 à S5

**Réalisation:**

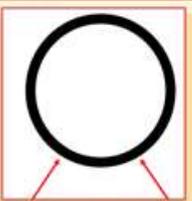
- ✓ Zone tondu, peau nettoyée et désinfectée
- ✓ Localiser la fosse entre la dernière vertèbre sacrée et la première vertèbre coccygienne en bougeant la queue
- ✓ Aiguille de 3,8 cm de calibre 18 sur la ligne médiane dorsale et dirigée perpendiculairement à la surface de la peau
- ✓ Placer une goutte de solution anesthésique locale dans l'aiguille puis avancer jusqu'à ce que la solution anesthésique soit aspirée dans l'espace péri-dural
- ✓ 0,5 mL par 45 kg de poids corporel.



Bloc nerveux de la mamelle (3,4)

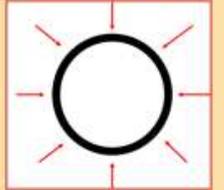
**Le bloc en V inversé**

- Lacération du trayon, verrue
- Aiguille de calibre 25 de 1,5 cm
- 5 ml d'anesthésique local dans la peau et le muscle dorsalement au site chirurgical en forme de V inversé.



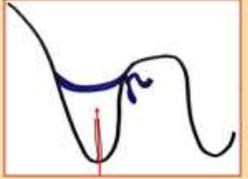
**Le bloc annulaire**

- Chirurgies des trayons
- Aiguille de calibre 25 de 1,5 cm
- 5 ml d'anesthésique local dans la peau et le muscle entourant toute la base de le trayon



**Infiltration du sphincter du trayon**

- Remplissage du trayon d'un anesthésique local pour chirurgies n'impliquant que les muqueuses (ex: exérèse des polypes)
- Mamelle traitée et nettoyée avec de l'alcool, Garrot à la base du trayon, Canule stérile introduite: 10 ml d'anesthésique local



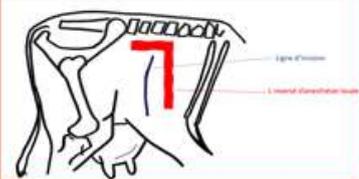
Bloc du L inverse (3)

**Indications** : Chirurgies avec abord par le flanc: bloque localement le tissu bordant la face caudale de la treizième côte et la face ventrale des apophyses transverses des vertèbres lombaires, Zone d'anesthésie ventro-caudale anesthésiée

**Matériel et réalisation** : Aiguille de calibre 18 de 3,8 cm, 100 mL de solution anesthésique locale répartis dans plusieurs petits sites d'injection

**Avantages:** simple, pas d'interférences avec la locomotion, pas d'hématome

**Inconvénients:** analgésie incomplète et une relaxation musculaire des couches plus profondes de la paroi abdominale, toxicité possible, coût élevé



Bloc nerveux pénien dorsal et castration (5)

**Réalisation:**

- **Intervention sur pénis:** 2 à 4 ml de lidocaïne à 2% en SC à travers le dos du pénis en amont de la lésion
- **Castration** : 10 à 15 ml d'anesthésique local par 200 kg de poids corporel est injecté dans le parenchyme de chaque testicule

Bibliographie

(1)Barrie Edwards. 1991. « Regional anaesthesia techniques in cattle | In Practice ». 1991.

(2)Fubini, Susan L., et Norm Ducharme. 2016. *Farm Animal Surgery - E-Book*. Elsevier Health Sciences.

(3)Skarda, Roman T. 1986. « Techniques of Local Analgesia in Ruminants and Swine ». *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice* 2 (3): 621-63

(4)K.W. Clarke, C.M. Trim and L.W. Hall. 2014. *Veterinary Anaesthesia*. Elsevier.

(5)Hopper, R., H. King, K. Walters, et D. Christiansen. 2012. « Management of Urogenital Injury and Disease in the Bull: The Scrotum and Its Contents. » *Clinical Theriogenology* 4 (3): 332-38



## Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente

FICHE BOVIN ADULTE: Anesthésies loco-régionales du membre thoracique



### Anesthésie de la région proximale

**Indications :**

- Diagnostique sémiologiques des boiteries
- Chirurgies des tissus mous: arque-bouleture, sutures de plaies ...
- Chirurgies osseuses: fractures ...
- Arthrotomie du carpe

**Matériel :**

- Aiguille 18G, 40X1.2mm
- Seringue 20 mL
- Lidocaïne à 2% : 45 mL

**Contention:**

- Cage de parage
- Mouchette

**Repères anatomiques:**

- Nerf médian
- Nerf radial
- Nerf ulnaire

**Réalisation et résultats:**

- 15mL par site d'injection
- Délai de 15 min puis dure 30 à 45 min

### Anesthésie de la région distale

**Indications :**

- Diagnostique sémiologiques des boiteries: fracture phalange...
- Chirurgies des tissus mous: sutures de plaies ...
- Chirurgies osseuses: fractures, amputation de la dernière phalange...

**Matériel :**

- Aiguille 18G, 40X1.2mm
- Seringue 20 mL
- Lidocaïne à 2% : 15 mL

**Contention:**

- Cage de parage
- Membre replié et contenu
- Mouchette

**Repères anatomiques:**

- Nerf digital commun dorsal latéral et dorso médial
- Nerf digital commun palmaire latéral et médial

**Réalisation et résultats:**

- 5mL par site d'injection
- Délai de 15 min puis dure 30 à 45 min

Anesthésie intraveineuse sous garrot

**Indications :**

- Chirurgie d'amputation

**Matériel :**

- Aiguille 20G, 2.5X0.9 mm
- Garrot en caoutchouc
- Seringue 20 mL
- Lidocaïne à 2% : 20 mL
- Clamp

**Repères anatomiques:**

On veut ponctionner :

- La veine digitale palmaire
- La veine digitale dorsale
- La veine radiale

**Contention:**

- Cage de parage
- Membre replié et contenu
- Mouchette

**Réalisation:**

- Garrot à mettre en place et attendre 5 min
- Insérer l'aiguille dans la veine repérée
- Laisser écouler la quantité de sang correspondant au volume d'anesthésique à injecter
- Attention garrot à laisser en place 1h30 max.

**Résultats:**

- 15mL par site d'injection
- Délai de 5 min puis dure 90min pour une injection de 20 mL

Bibliographie

Guatteo, Holopherne. 2017. *Anesthésie des bovins*. Les éditions du point vétérinaire.

## Annexe 13 : Fiche 13 : Bovins adultes, Anesthésie du membre pelvien



# Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente

FICHE BOVIN ADULTE: Anesthésies loco-régionales du membre pelvien



### Anesthésie de la région proximale

**Indications :**

- Chirurgie du pied chez l'adulte
- Chirurgies osseuses chez le veau : fractures hautes...

**Matériel :**

- Aiguille 20G, 40X1.2mm
- Seringue 20 mL
- Lidocaïne à 2% : 30 mL

**Contention:**

- Cage de parage
- Mouchette
- Sédation à la xylazine

**Repères anatomiques:**

- Nerf fibulaire**
- Nerf tibial**



Le nerf fibulaire est déjà divisé.

**Réalisation et résultats:**

- 15mL par site d'injection
- Délai de 10 min puis dure 45 min
- Myorelaxation des extenseurs des doigts => le boulet bascule vers l'avant

### Anesthésie de la région distale

**Indications :**

- Diagnostique sémiologiques des boiteries: fracture phalange...
- Chirurgies des tissus mous: sutures de plaies, lésions podales...
- Chirurgies osseuses: fractures, amputation doigt

**Matériel :**

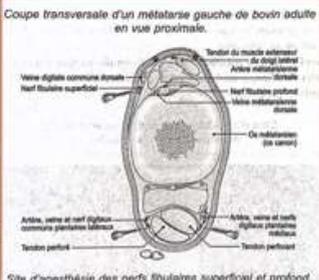
- Aiguille 18G, 40X1.2mm
- Seringue 20 mL
- Lidocaïne à 2% : 40 mL

**Contention:**

- Cage de parage
- Membre solidement attaché
- Mouchette

**Repères anatomiques:**

- Nerf fibulaire superficiel et profond**
- Nerf plantaire latéral et médial**



Site d'anesthésie des nerfs fibulaires superficiel et profond.

**Réalisation et résultats:**

- 10 mL par site d'injection
- Délai de 10 min puis dure 45 min

**Anesthésie intraveineuse sous garrot**

**Indications :**

- Chirurgie d'amputation

**Matériel :**

- Aiguille 20G, 2.5X0.9 mm
- Garrot en caoutchouc
- Seringue 20 mL
- Lidocaïne à 2% : 20 mL
- Clamp
- Compresse gaze

**Repères anatomiques:**

On veut ponctionner :

- La veine saphène latérale
- La veine digitale plantaire latérale



**Contention:**

- Cage de parage
- Membre solidement attaché
- Mouchette

**Réalisation:**

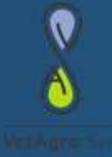
- Garrot à mettre en place et attendre 5 min + combler les trous avec la gaze si le garrot n'épouse pas la forme du jarret
- Insérer l'aiguille dans la veine repérée
- Laisser écouler la quantité de sang correspondant au volume d'anesthésique à injecter
- Attention garrot à laisser en place 1h30 max

**Résultats:**

- 20 mL par site d'injection
- Délai de 5 min puis dure 90min pour une injection de 20 mL
- Attention aux nécrose si le garrot est laissé plus de 2h

**Bibliographie**

Guatteo, Holopherne. 2017. *Anesthésie des bovins*. Les éditions du point vétérinaire.



## Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente

FICHE 14: VEAUX : Considérations pré-anesthésiques et gestes techniques



### Attention à ... (1,2)

Veau = animal « immature » => son anesthésie est donc plus risquée.

- **Hypoglycémie** : Besoins énergétiques du veau sont importants: tendance à l'hypoglycémie => pas de jeûne chez les jeunes veaux + surveiller la glycémie + perfusion de glucose mise en place + réaliser une réalimentation rapide à la suite de la chirurgie.
- **Hypothermie**: de part leur petite taille, on réchauffera donc les solutés à perfuser et on pensera à prévoir de réchauffer l'animal si nécessaire.
- **Foie et reins immatures** => on préférera des molécules non éliminées par ces organes.
- **Fonctions cardiaques et respiratoires immatures** : il faut porter une attention particulière au monitoring de l'anesthésie

### Intubation (3)

➤ **Faible amplitude d'ouverture** de la cavité buccale => intubation par visualisation du larynx avec un laryngoscope difficile => **intubation « à l'aveugle »**.

#### Réalisation:

- Après induction, le veau est placé en décubitus latéral et la tête en hyper-extension: quasi perpendiculairement au corps du veau.
- Le praticien tire sur la langue du veau dans l'axe médian puis installe sa sonde oro-trachéale à l'entrée du larynx et profite d'une inspiration du veau pour entrer dans la trachée.

**Matériel:** La trachée est intubée avec une sonde endotrachéale en utilisant une technique similaire à celle utilisée chez les chiens et une sonde de 10 à 11 mm de diamètre interne (DI) pour la plupart des veaux nouveau-nés jusqu'à 18 ou 20 mm de DI pour des veaux de 300 kg.

### Valeurs de référence pour le monitoring

Paramètre	Valeur
FC	105 à 125 battements par minutes
FR	12 mouvements par minutes
Débit de perfusion	3 à 5 mL / kg / h
TRC	< 2sec
Température	39°C

### Pose de cathéter (4)

**Réalisation:** Le cathéter est posé sur la veine jugulaire et le veau positionné en décubitus latéral.

**Remarque:** Si la veine jugulaire est peu perceptible, relever l'arrière de l'animal, afin de placer la tête en position déclive. Pendre le veau par les pattes postérieures peut être envisagé.

Préparation du site Le site est tondu, puis préparé chirurgicalement.

Fixer le cathéter à la peau

**Matériel:** cathéter 16 à 18G

### Bibliographie

- (1)Greene, Stephen A. 2003. « Protocols for Anesthesia of Cattle ». *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*, Clinical Pharmacology Update, 19 (3): 679-93.
- (2)PERIE. 2011. « L'anesthésie du jeune veau est un exercice à haut risque. La semaine vétérinaire. 2011. N° 1445. pp.36-38 », 2011.
- (3)HOLOPHERNE, D. 2008. « L'anesthésie générale du veau : des précautions spécifiques. Point vétérinaire. 2008. Vol. 39, pp. 7-15. », 2008.
- (4)Vetofocus. 2019. Fiche technique: « Pose de cathéter jugulaire sur veau ».

## Annexe 15 : Fiche 15 : Veaux, Protocoles anesthésiques



# Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente

FICHE 15: VEAUX: Sédation, anesthésie et analgésie



### Prémédication et sédation (1)

Xylazine à 0.01 à 0.05 mg/kg

### Induction: protocoles d'anesthésie injectable (1,2,3)

Prémédication	Doses (en mg/kg) et voies d'administration de la prémédication	Kétamine: induction (dose en mg/kg)
Xylazine: sédation légère: 15 min	0,0025 IV ou IM	3-4 IV
Xylazine: sédation profonde: 30 min	0,05-0,1 IV ou IM	2 IV
Romifidine	0,02-0,04 mg/kg IM	2-3 IV
Détomidine	2,5-10 microg/kg IV ou IM	2-3 IV
Butorphanol	0,05-0,2 IV ou IM	A associer aux autres prémédications et réduire les doses de celles-ci ou réduire les doses des molécules d'induction (choisir la dose basse)

AMM BOVINS

Autorisé par la cascade

### Analgésie

	Posologies et voie d'administration	Remarques
Kétoprofène	3 mg/kg PO, IM ou IV toutes les 24h jusque 3 jours	A réaliser 2h à 20 min avant l'intervention
Flunixin de méglumine	2 mg/kg PO, IM ou IV toutes les 24h jusque 3 jours	20 min avant l'intervention ou après celle-ci
Méloxicam	0,5 mg/kg SC, PO, IM, IV	Administration unique juste après l'intervention
Carprofène	1,4 mg/kg	Administration unique juste après l'intervention
Acide acétylsalicylique	50 mg/kg PO, IV toutes les 24h jusque à 3 jours	
Butorphanol	0,01 à 0,04 mg/kg	

### Entretien injectable (1)

**Déconseillée:** car **problème de métabolisation** des drogues par les jeunes animaux. Réservée à des interventions n'excédant pas 45 min.

+ Réveils longs et surveillance d'anesthésie rigoureuse obligatoire

### Entretien volatil (2)

**Sévoflurane** à 1.4 à 2 % pour maintenir l'immobilisation  
**Protoxyde d'azote** est utilisé occasionnellement, mais faible activité: nécessite au moins 50% pour un effet notable.

### Bibliographie

- (1) Guatteo, Holopherne. 2017. *Anesthésie des bovins*. Les éditions du point vétérinaire.
- (2) K.W. Clarke, C.M. Trim and L.W. Hall. 2014. *Veterinary Anaesthesia*. Elsevier.
- (3) Trim. 1997. « Special anesthesia considerations in the ruminant ». 1997.



## Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente

FICHE VEAU: Exemples d'anesthésie loco-régionales



**Rachianesthésie (4,5)**

**Indications :** Anesthésie et analgésie de la zone postérieure de l'animal jusqu'aux zones sous-ombilicale et sous-diaphragmatique (paroi abdominale, viscères, membres postérieurs et périnée) => chirurgies abdominales, ombilicales et sur les postérieurs, castration...

➤ Délai d'action de quelques secondes et dure entre 1 et 2h

**Réalisation:**

- Lidocaïne 2% 2mg/kg soit 1ml/10kg
- Xylazine 2% 0,2 mg/kg soit 0,1 ml/10kg

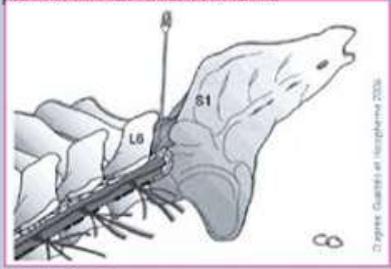
➔Lieu d'injection : à l'intersection entre la ligne reliant les deux iliums et la ligne médiane. La dépression formée par l'espace entre la dernière vertèbre lombaire et la première sacrée est palpable. (L6-S1)

➔Une tonte et un nettoyage chirurgical doivent impérativement être réalisés. Le praticien s'équipe d'une paire de gants stériles.

➔Deux méthodes de contention sont possibles.

- Méthode 1 : le veau est couché en décubitus latéral avec les membres postérieurs vers l'avant, les plus symétriques possibles. La colonne doit être rectiligne.
- Méthode 2 : le veau est debout, acculé dans un coin afin de lui faire vousser le dos et ramener ses postérieurs sous lui. Le veau est maintenu par un assistant. Le praticien peut plaquer son genou dans le flanc du veau pour participer à la contention et accentuer la position du veau.

➔L'aiguille traverse alors la peau, le tissu sous-cutané, le ligament supra-épineux et le ligament inter-épineux => une résistance apparaît => une légère pression de l'opérateur est suffisante pour passer la gaine périurale et la dure-mère et se retrouver dans la citerne subarachnoïdienne. Le liquide céphalorachidien (LCR) s'écoule en général spontanément. Sinon une aspiration avec une seringue stérile est faite. L'aiguille est en général enfoncée jusqu'au pavillon. Il faut retirer un volume de LCR légèrement inférieur à celui de la solution que l'on va injecter. En effet une surpression peut conduire à des troubles neurologiques. Injection lente



**Anesthésie du membre thoracique lors de chirurgie de l'arque-boutature**

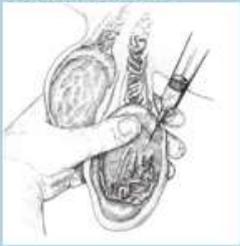
Voir FICHE BOVIN ADULTE et adapter les posologies

**Anesthésie lors de la castration (2)**

On peut anesthésier le site d'incision, de pose de la pince ou de l'élastique en sous cutané et il est possible d'y associer une anesthésie des testicules ou du cordon spermatique en injectant au centre du testicule ou directement dans le cordon prématique

⇒10 minutes de délai d'action

⇒ 4 mL par site d'injection



**Anesthésie du nerf cornual (1)**

**Indication :** ébourgeonnage

**Réalisation:**

⇒Délai d'action de 10 min et dure 2h

⇒Trajet du rameau cornual du nerf infra-trochléaire (A) et du nerf cornual issu du nerf zygomatiko-temporal (B)

⇒6mL par site d'injection



**Bibliographie**

- (1) Greenough PR, Johnson L. The tegumentary system. In: Oehme FW, Prier JE. (editors). Textbook of large animal surgery. Williams and Wilkins, Baltimore, 1988, 200-201
- (2) Clarke, K. W., C. M. Trim, et L. W. Hall, éd. 2014. « Chapter 12 - Anaesthesia of Cattle ». In *Veterinary Anaesthesia (Eleventh Edition)*, 313-43. Oxford: W.B. Saunders.
- (3) Greene, Stephen A. 2003. « Protocols for Anesthesia of Cattle ». *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice, Clinical Pharmacology Update*, 19 (3): 679-93.
- (4) PERIE. 2011. « L'anesthésie du jeune veau est un exercice à haut risque. La semaine vétérinaire. 2011. N° 1445. pp. 36-38 », 2011
- (5) VEQUAUD. 2005. « Intérêt de la rachianesthésie dans le traitement chirurgical des infections ombilicales chez le veau : comparaison de quatre protocoles. Thèse de doctorat vétérinaire. Nantes : Faculté de médecine. 113p. », 2005.

## Annexe 17 : Fiche 17 : Petits ruminants, Considérations préanesthésiques



### Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente



#### FICHE 17: PETITS RUMINANTS: Considérations pré-anesthésiques

##### Régurgitations et obstruction des voies respiratoires (1,2,3)

- Sécrétion de grands volumes de salive pendant l'anesthésie => contribue à l'obstruction des voies respiratoires. Attention : les anticholinergiques entraînent une augmentation de la viscosité de la salive, augmentant la probabilité d'obstruction des voies respiratoires.
- Régurgitation du contenu du rumen => asphyxie ou une pneumonie (fréquente lors d'une lourde anesthésie chirurgicale ou lorsque l'intubation endotrachéale est tentée chez un animal légèrement anesthésié)
- Le rumen ne peut pas être complètement vidé => le jeun n'empêche donc pas la régurgitation. Cependant, le maintien de l'animal en décubitus sternal minimise le risque. La meilleure façon d'éviter la régurgitation du contenu du rumen et de la salive et de protéger les voies respiratoires de l'obstruction est d'intuber l'animal avec une sonde endotrachéale à ballonnet. Si cette technique n'est pas réalisable, la tête peut être positionnée de telle sorte que le larynx soit surélevé par rapport à l'entrée thoracique et à la bouche, de sorte que le contenu du rumen et la salive s'écoulent hors de la bouche.

##### Hypoxie et détresse respiratoire (2,3)

- En décubitus latéral ou dorsal, le rumen et les autres viscères abdominaux ou l'utérus gravide interfèrent avec la ventilation, entraînant une hypoxémie et une hypercapnie.
- Le décubitus latéral ou dorsal altère l'éructation : le gaz produit par la fermentation s'accumule dans le rumen et conduit à un tympanisme, ce qui aggrave encore la détresse respiratoire.
- Les viscères abdominaux, en particulier lorsque l'animal est en décubitus dorsal, compriment également les principaux vaisseaux abdominaux et gênent le retour sanguin diminuant ainsi le débit cardiaque, la pression artérielle et la perfusion tissulaire.
- La rétention de nourriture pendant 12 à 18 heures et d'eau pendant 8 à 12 heures chez les animaux adultes améliore les effets néfastes sur la fonction cardiorespiratoire car elle diminue la gravité de la tympanie.
- En cas d'urgence: sondage avec un « stomachtube » ou l'insertion percutanée d'une aiguille dans le rumen pour éliminer le gaz accumulé.

##### Valeurs de référence pour le monitoring (5)

Paramètre	Valeurs de référence
<b>FC</b>	<b>60 à 120 battements par minute</b>
<b>FR</b>	15 à 30 mouvements par minute
<b>pH</b>	7.53
<b>Température</b>	37.5
<b>Pression sanguine</b>	>60 mm Hg (moyenne) et >90 mm Hg (systolique)
<b>Saturation en oxygène</b>	>95%
<b>EtCO2</b>	35-45
<b>Muqueuses</b>	Roses

##### Biochimie sanguine (4)

Paramètre	Unités	Petits Ruminants
Na	Meq/L	145
K	Meq/L	4
Cl	Meq/L	105
Ca	Mg/L	90
Mg	Mg/L	
P	Mg/L	60
HCO3-	Meq/L	27
Glucose	g/L	0.7
Cholestérol	g/L	0.7
Triglycérides	g/L	0.2
Albumine	g/L	30
Protéines	g/L	50
Créatinine	mg/L	60
Urée	g/L	10
Ammoniaque	micromol/L	
Bilirubine	mg/L	<4
PAL	U/L	50 à 230
ALAT	U/L	15 à 35
ASAT	U/L	100
Amylase	U/L	<30
Lipase	U/L	
CPK	U/L	30 à 130
GGT	U/L	30
LDH	U/L	500 à 1250

##### Bibliographie

- (1) Alexander Valverde Thomas J. Doherty. 2008. « Anesthesia and Analgesia of Ruminants », *Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals*, 385-411.
- (2) Galatos, Apostolos D. 2011. « Anesthesia and Analgesia in Sheep and Goats ». *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice, Therapeutics and Control of Sheep and Goat Diseases*, 27 (1): 47-59.
- (3) TW. Riebold. 2007. « Ruminants » WJ. Tranquilli, J.C. Thurmon, K.A. Grimm (Eds.), *Lumb & Jones' veterinary anesthesia and analgesia* (4th edition), Blackwell, Ames (IA) (2007), pp. 731-746.
- (4) Laetitia JAILLARDON LabOniris. 2017. « Valeurs de référence de biochimie ».
- (5) Trim. 1997. « Special anesthesia considerations in the ruminant ». 1997.



## Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente



### FICHE 18: PETITS RUMINANTS: Gestes techniques

#### La pose de cathéter (1)

Il existe de nombreux sites disponibles pour la ponction veineuse chez les moutons et les chèvres et le choix dépend du site de l'intervention chirurgicale et de la préférence personnelle de l'anesthésiste.

#### Réalisation:

- La **veine jugulaire** est un site courant pour la mise en place d'un cathéter. Les moutons et les chèvres adultes sont retenus debout, la tête penchée loin du côté de l'insertion du cathéter. Les petits animaux peuvent être retenus en décubitus latéral. La laine ou les poils doivent être tondu et une préparation chirurgicale de la peau doit être effectuée avant l'insertion d'un cathéter. Une injection sous-cutanée de lidocaïne au site d'insertion du cathéter est envisageable.
- La **veine céphalique** du membre antérieur et la veine saphène du membre postérieur sont facilement visibles une fois que la laine ou les poils qui les recouvrent ont été tondu.

**Matériel:** Cathéter (calibre 18, 5 cm de long) peut être inséré dans l'une ou l'autre des veines.

#### L'intubation (1,2,3,4)

**Indications:** Après toute induction d'anesthésie > 5-10 min => petits ruminants maintenus dans une position sternale tête haute jusqu'à ce que la trachée soit intubée et le ballonnet du tube endotrachéal gonflé afin de minimiser le risque de régurgitation et d'aspiration.

**Remarque:** Si une régurgitation survient pendant l'induction de l'anesthésie, l'animal doit être mis en décubitus latéral et la tête baissée pour permettre l'évacuation du contenu ruminal.

**Remarque:** L'intubation orotrachéale est préférable à l'intubation nasotrachéale

#### Matériel:

- Laryngoscope
- Tubes endotrachéaux de 11 à 12 mm de diamètre interne (DI) (taille à adapter en fonction de la taille)
- Tube-guide

**Réalisation :** L'extension complète de la tête et du cou est essentielle pour placer le pharynx et la trachée en ligne droite.

**Remarque:** En l'absence de laryngoscope, l'intubation aveugle peut être réalisée rapidement, bien que cela demande un peu de pratique, avec l'animal maintenu en décubitus sternal ou latéral, en saisissant le larynx à l'extérieur d'une main tandis que le tube endotrachéal y est inséré par l'autre. Une fois inséré, le brassard est gonflé et le tube est laissé en place jusqu'à ce que les réflexes de toux et de déglutition soient retrouvés pendant la récupération.

#### Bibliographie

- (1) Clarke, K. W., C. M. Trim, et L. W. Hall, éd. 2014. « Chapter 13 - Anaesthesia of Sheep, Goats, and Other Herbivores ». In *Veterinary Anaesthesia (Eleventh Edition)*, 345-83. Oxford: W.B. Saunders.
- (2) Galatos, Apostolos D. 2011. « Anesthesia and Analgesia in Sheep and Goats ». *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice, Therapeutics and Control of Sheep and Goat Diseases*, 27 (1): 47-59.
- (3) Gray, P. R., et W. N. McDonnell. 1986. « Anesthesia in Goats and Sheep. I. Local Analgesia ». *The Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian (USA)*.
- (4) L.W. Hall, K.W. Clarke, C.M. Trim. 2001. « Anaesthesia of sheep, goats and other herbivores *Veterinary anaesthesia* (10th edition), WB Saunders, London, pp. 341-366 ». In :

## Annexe 19 : Fiche 19 : Petits ruminants, Sédation et anesthésie



# Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente



## FICHE 19: PETITS RUMINANTS: Sédation et anesthésie générale

### Sédation

Molécule	Dose en mg/kg	Voie	Durée d'action	Remarque
Xylazine	0.10-0.25	IM/IV	Sédation +/- profonde en fonction de la dose	Réversible par atipamézole
Romifidine	0.05	IM/IV	Sédation	Réversible par atipamézole
Détomidine	0.03	IM/IV	Sédation	Réversible par atipamézole

Autorisé via la cascade AMM disponible

### Anesthésie volatile (1)

⇒ Rarement faisable car coûteuse

⇒ Plus, sûre et plus satisfaisante, en particulier pour les animaux affaiblis, gestants, très jeunes, âgés ou avec une durée d'anesthésie prolongée (c.-à-d. > 1 heure) ou des procédures chirurgicales compliquées, que l'anesthésie fixe.

⇒ Il est préférable d'utiliser des anesthésiques par inhalation uniquement pour le maintien de l'anesthésie induite par un anesthésique injectable.

⇒ L'halothane peut être utilisé, mais l'isoflurane et le sévoflurane sont préférés car le myocarde est moins sujet aux arythmies.

**Avantages:** Récupération rapide, praticité...

**Inconvénients:** pollution de l'environnement, induction est retardée, risque de régurgitation augmenté

### Induction de l'anesthésie

Molécules	Doses en mg/kg	Voies	Durée d'action	Remarque
Kétamine + Xylazine	2-4 + 0.1	IV	40 min	
Propofol	6,5 à 8	IV	5 min	Injections de 1mg/kg en entretien, fréquence à adapter en fonction de l'effet.
Alfaxone	3 à 5	IV	10	Injections de 1 à 2 mg/kg en entretien, fréquence à adapter en fonction de l'effet, toutes les 10 minutes.

Autorisé via la cascade AMM disponible

### Réalisation:

• Induction :

Le vaporisateur doit être réglé respectivement de 3% à 5%, 2% à 5% ou 4% à 6% lorsque l'halothane, l'isoflurane ou le sévoflurane, respectivement, le débit d'oxygène doit être de 2 à 4 L / min

• Entretien:

Le réglage du vaporisateur doit être ajusté de 1% à 2%, 1,5% à 3% ou 2,5% à 4% lorsque de l'halothane, de l'isoflurane ou du sévoflurane, respectivement, sont utilisés. Le débit d'oxygène est réduit de 0,5 à 1 L / min pendant l'entretien.

Le protoxyde d'azote n'est pas recommandé car il augmente le risque de tympanisme du rumen.

Les circuits d'anesthésie des petits animaux peuvent être utilisés pour administrer des anesthésiques par inhalation chez les petits ruminants.

### Analgésie

Molécule	Doses (mg/kg)
Méloxicam	0.5
Flunixiné	1
Kétoprofène	2
Acide tolfénamique	2
Carprofène	4

### Bibliographie

- (1) Alexander Valverde Thomas J. Doherty. 2008. « Anesthesia and Analgesia of Ruminants ». *Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals*, 385-411.
- (2) Carroll, Gwendolyn L., et Sandee M. Hartsfield. 1996. « General Anesthetic Techniques in Ruminants ». *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice* 12 (3): 627-61.
- (3) Cally. 1997. « The comparative hypoxaemic effect of four  $\alpha 2$  adrenoceptor agonists (xylazine, romifidine, detomidine and medetomidine) in sheep ». *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics - Wiley Online Library* ». 1997.
- (4) Clark, K. W., C. M. Trim, et L. W. Hall, éd. 2014. « Chapter 13 - Anaesthesia of Sheep, Goats, and Other Herbivores ». In *Veterinary Anaesthesia (Eleventh Edition)*, 345-83. Oxford: W.B. Saunders.
- (5) Galatos, Apostolos D. 2011. « Anesthesia and Analgesia in Sheep and Goats ». *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice, Therapeutics and Control of Sheep and Goat Diseases*, 27 (1): 47-58.

## Annexe 20 : Fiche 20 : Petits ruminants, Anesthésies locorégionales



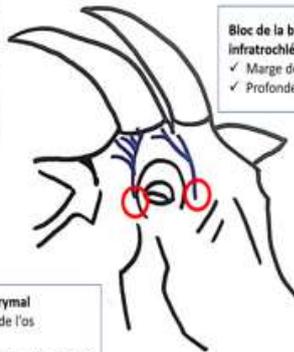
### Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente

#### FICHE 20: PETITS RUMINANTS: Exemples d'anesthésie loco-régionales



#### Bloc nerveux cornéen: écornage (3,5,6)

- 2 ml / site de lidocaïne à 2% (max 6mg/kg chez les adultes, 4 chez les jeunes)
- Sédation à la xylazine 0,05 mg / kg pour les adultes et 0,025 mg / kg pour les jeunes
- Un bloc de ligne sous-cutanée avec de la lidocaïne peut être nécessaire sur le bord caudal des cornes matures.

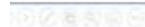


**Bloc de la branche cornéenne du nerf infraorbitaire**

- ✓ Marge dorsomédiale de l'orbite
- ✓ Profondeur d'environ 0,5 cm

#### Bloc de la branche cornue du nerf lacrymal

- ✓ Caudalement au processus frontal de l'os zygomatique
- ✓ Profondeur de 1,0 à 1,5 cm chez les chèvres adultes
- ✓ Vérifier que l'on ne se situe pas dans un vaisseau



#### Bloc paravertébral (4)

Idem bovins

**Indication :** Chirurgies avec ouverture par le flanc, Nerfs bloqués: branches dorsale et ventrale de T13, L1 et L2

**Repère anatomiques :** 2 cm de la ligne médiane; T13 immédiatement devant l'apophyse transverse de L1; L1 immédiatement devant l'apophyse transverse de L2; L2 immédiatement devant le processus transverse de L3

**Réalisation:** 5 ml de lidocaïne à 2% au total et donc divisés entre chaque site (dose max de 6mg/kg) , peau à désinfectée chirurgicalement, 90 degrés par rapport aux espaces entre les processus dorsaux.

**Durée:** début de l'analgésie peut être rapide: 5 minutes. La durée de l'analgésie est d'une heure environ.

#### Bloc du L-inverse (1,2,3)

**Indication:** laparotomie du flanc

**Repères anatomiques:** 2-3 cm crânien et dorsal par rapport au site d'incision cutané prévu.

**Réalisation:** Les bulles de lidocaïne doivent être injectées par voie sous-cutanée et profondément dans le muscle abdominal à des intervalles d'environ 1 cm le long du site d'injection. La dose maximale de lidocaïne à injecter en une seule fois est de 6 mg / kg et une dilution d'une solution à 2% à une solution à 1% peut être nécessaire pour fournir un volume suffisant pour l'injection.

**Durée:** 1,5 heure.

#### Bibliographie

- [1] Galván, Apostólos D. 2012. « Anesthesia and Analgesia in Sheep and Goats ». *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice, Therapeutics and Control of Sheep and Goat Diseases*, 27(1): 47-53.
- [2] G.J. Benson, J.C. Thurmon. 2003. « Regional Anesthesia I.L. Howard (Ed.), *Current veterinary therapy: 8: food animal practice*, WB Saunders, Philadelphia, pp. 77-88 ». In
- [3] Ivany, Jennifer M., et William W. Muir. 2003. « Chapter 5 - Farm Animal Anesthesia ». In *Farm Animal Surgery*, édité par Susan L. Fubler et Marie G. Coutanche, 07-112. Saint Louis: WB Saunders.
- [4] Gray R R., et W. N. McDermott. 1988. « Anesthesia in Goats and Sheep. I. Local Anesthesia ». *The Compendium on Continuing Education for the Practising Veterinarian (CCPE)*.
- [5] K.A. Brock, G.J. Heald. 1985. « Field anesthesia techniques in small ruminants. Part I. Local anesthesia Compend Contin Educ Pract Vet. 7 (Suppl), pp. S413-S420 ». In
- [6] Clarke, R.W., C. M. Trex, et L. W. Hunt, éd. 2014. « Chapter 15 - Anesthesia of Sheep, Goats, and Other Ruminants ». In *Veterinary Anesthesia (Sixth Edition)*, 345-411. Oxford: WB Saunders.

#### Bloc nerveux peridural caudal (5)

**Indications:** traitement du prolapsus vaginal, procédures obstétricales ou amputation des queues chez les agneaux.

**Réalisation :** animal retenu en position debout + laine tondue sur le sacrum et la base de la queue + nettoyage chirurgical de la peau. Le site d'insertion de l'aiguille est localisé en déplaçant la queue de haut en bas et en palpant le point d'articulation le plus crânien.

L'aiguille est insérée en ligne médiane avec un angle de 45 ° par rapport à la courbure de la croupe de sorte que la pointe de l'aiguille pénètre dans la colonne vertébrale et puisse avancer quelques millimètres crânialement.

⇒ Injection de 2 mL (0,5 mg / kg) de solution de lidocaïne à 2% dans le canal épidual

⇒ La xylazine, 0,07 mg / kg, peut être ajoutée à la lidocaïne pour un effet prolongé jusqu'à 36 heures qui serait utile dans le traitement du prolapsus vaginal après l'agnelage.

⇒ Un plus petit volume d'anesthésie local, de 0,75 à 1,0 ml de lidocaïne à 1%, fournira une analgésie pour l'arrachage des queues d'agneau.

**Matériel:** Une aiguille hypodermique de calibre 20

#### Bloc nerveux digital des membres(1,6)

Pour l'analgésie totale du métacarpe et des doigts, la lidocaïne ou la lidocaïne associée à la bupivacaine peuvent être infiltrées par voie sous-cutanée circonférentiellement à la jonction carpien-métacarpien ou tarsien-métatarsien. Une analgésie de plus de 12 heures peut être obtenue par infiltration de 80% d'une combinaison de lidocaïne, 1 mg / kg, et de bupivacaine, 0,5 mg / kg, bien mélangée dans la même seringue.



## Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente



FICHE 21: PORCIN: CONSIDERATIONS PRE-ANESTHESIQUES

### Attention à ... (3)

**Grande variation taille/poids au sein de l'espèce**  
Nécessité de s'adapter à l'animal : un nouveau-né pèse environ 8 kg et l'adulte peut peser plus de 350 kg ...

**Hypo/Hyperthermie**  
Peu ou pas de poils => prédisposition à développer une hypothermie lorsqu'ils sont sédatisés ou anesthésiés, ou une hyperthermie dans un environnement chaud.

**Obstruction respiratoire**

- Forme de la tête du porc + **graisse dans la région pharyngée** (en particulier chez les porcs à ventre vietnamien) + petit larynx et une trachée => augmentation de la probabilité d'obstruction respiratoire chez les animaux sous sédation et anesthésiés.
- Si pas d'intubation endotrachéale, **maintenir la tête et le cou étendus**, en poussant la mâchoire inférieure vers l'avant en appliquant une pression derrière le ramus vertical de la mandibule et en tirant la langue entre les incisives pour assurer la perméabilité des voies aériennes
- **Anticholinergiques** pour **diminuer la salivation** et l'obstruction des voies respiratoires

**Contention**

- Grosses truies et verrats: Manipulation difficile et dangereuse: dans un enclos: utilisation d'une **planche en bois** entre le porc et la personne pour serrer le porc contre le mur (planche plus grandes que le porc et peuvent avoir des poignées fixées sur un côté pour faciliter la manipulation de la planche)
- Il existe des **caisses de pesage** pour manipuler les grosses truies et verrats disposant d'un « attrape-tête »
- Les gros porcs peuvent être retenus par un **collet de corde ou de fil** placé autour de la mâchoire supérieure, caudale aux dents canines.

### Biochimie sanguine (2)

Paramètre	Unités	Porcins
Na	Meq/L	145
K	Meq/L	5
Cl	Meq/L	105
Ca	Mg/L	75
Mg	Mg/L	
P	Mg/L	50
HCO3-	Meq/L	
Glucose	g/L	1.2
Cholestérol	g/L	0.5
Triglycérides	g/L	0.7
Albumine	g/L	20
Protéines	g/L	70
Créatinine	mg/L	12
Urée	g/L	0.2
Ammoniaque	micromol/L	2.5
Bilirubine	mg/L	<3
PAL	U/L	100 à 300
ALAT	U/L	5 à 33
ASAT	U/L	
Amylase	U/L	300 à 1200
Lipase	U/L	<44
CPK	U/L	50 à 3500
GGT	U/L	9 à 18
LDH	U/L	575 à 3300

### Hyperthermie maligne du porc (4)

- **Maladie génétique** => prédisposition raciale: Landrace, Yorkshire, Pietrain => gène autosomique dominant => **complication anesthésique** lors d'interventions chirurgicales.
- **Physiopathologie**: incapacité de l'animal à contrôler les niveaux de calcium ionisé intracellulaire => augmentation du calcium intracellulaire => myopathie biochimique
- Ressemble au **syndrome de stress porcin**
- **Gène responsable** : mutations du récepteur de la ryanodine de type 1 du muscle squelettique
- **Agents anesthésiques déclencheurs** : tous les agents anesthésiques par inhalation, sauf l'oxyde nitreux, la succinylcholine
- **Remarque**: Les agents anesthésiques injectables ne déclenchent pas le syndrome mais la MH peut se développer chez les porcs anesthésiés avec des agents injectables lorsque le stress lié à la manipulation et à l'induction de l'anesthésie a déjà déclenché des changements dans le métabolisme musculaire.
- **Diagnostique**: Test => biopsie musculaire => mesure du degré de contracture induit dans les fibres musculaires exposées à l'halothane ou à la caféine (test de contracture in vitro ou IVCT)
- **Signes cliniques**
  - Respiration profonde rapide, concentrations élevées de CO2 en fin d'expiration et dans les artères
  - Tachycardie sinusale, hypertension, arythmies ventriculaires
  - Rigidité musculaire
  - Acidose métabolique modérée à sévère
  - Augmentation rapide de la température corporelle
  - Hyperkaliémie
- **Traitement**
  - Cesser l'administration d'anesthésique par inhalation, augmenter le débit d'oxygène
  - Démarrer la ventilation artificielle et hyperventiler
  - Rafraîchir le patient avec de l'eau glacée
  - Liquides IV froids
  - Bicarbonate de sodium IV lentement, à partir de 1,5 mEq / kg
  - Dantrolène IV 2 mg / kg par incréments jusqu'à 10 mg / kg, répéter 1 mg / kg toutes les 6 h pendant 24h
  - Changer les granules d'absorbant de CO2 si nécessaire

### Valeurs de référence pour le monitoring (1)

FC	103 ± 13 to 114 ± 6 battements par minute
FR	15 mouvements par minute
T°	38.5 ± 0.65°C
Débit de perfusion	5-10 mL/kg/h
Volume sanguin	67 mL/kg
Tension	70 mmHg

### Bibliographie

(1) Hannon, J. P., A. Boissone, et C. E. Wade. 1989. « Normal Physiological Values for Conscious Pigs Used in Biomedical Research ». LETTERMAN ARMY INST OF RESEARCH PRESIDIO OF SAN FRANCISCO CA

(2) Laetitia JAILLARDON LabOrins. 2017. « Valeurs de référence de biochimie ».

(3) Clarke, K. W., C. M. Trim, et L. W. Hall, éd. 2014. « Chapter 14 - Anaesthesia of the Pig ». In *Veterinary Anaesthesia (Eleventh Edition)*, 385-403. Oxford: W.B. Saunders.

(4) Rosenberg H., Davis M., James D., et al. 2007. « Malignant hyperthermia Orphanet J Rare Dis, 2, p. 21 ». In .



VetAgro Sup

## Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente



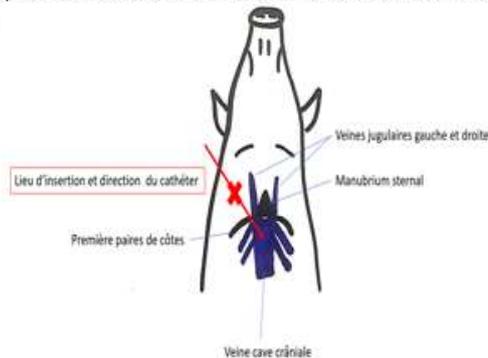
FICHE 22: PORCIN: GESTES TECHNIQUES

### Technique de l'intraveineuse (2)

- **Injections IV:** veines auriculaires sur la surface externe du volet auriculaire (pression sur la veine aussi près que possible de la base de l'oreille), veine céphalique sur la surface dorsale de l'avant-bras et la veine fémorale sur la surface médiale du membre postérieur



- **Pose de cathéter sur veines auriculaire :** calibre 23–18
- Avec l'expérience, il est possible de réaliser une prise de sang sur la veine cave crânienne par une technique à l'aveugle:
  - Petits porcs: sur le dos dans une auge en forme de V avec le cou étendu, la tête pendante et les pattes antérieures tirées vers l'arrière



- Gros porcs: debout avec un collet nasal et la tête et le cou étendus et la tête, le cou et le corps en ligne droite

**Matériel :** aiguille de 7,5 à 10 cm de long de 10 à 16 jauges, avec une seringue

**Réalisation:** Peau nettoyée et incisée comme pour une intervention chirurgicale, aiguille ou cathéter poussé(e) à travers la peau dans la dépression palpable latéralement à l'angle antérieur du sternum et formée par l'angle entre la première côte et la trachée. L'aiguille est dirigée dorsocaudalement vers un point imaginaire à mi-chemin entre les omoplates et avancée jusqu'à ce que le sang puisse être aspiré librement

- **Complications:**
  - ponction d'une artère est indiquée par un écoulement rapide de sang rouge vif
  - pénétration du canal thoracique indiquée par l'aspiration de liquide blanc rosâtre
  - pénétration de la trachée indiquée par l'aspiration d'air ou de mousse teintée de sang dans la seringue,
  - dommages au nerf phrénique qui sont suivis d'une dyspnée
  - formation d'hématome après une ponction artérielle

### Technique de l'intubation (1,2,3,4)

- Difficile car :
  - Laryngoscope non adapté à la forme et la taille de la tête et de la bouche + la visualisation du larynx.
  - La vue de l'ouverture laryngée obscurcie par le grand palais mou.
  - La pointe de la sonde se coince dans la rainure entre le cartilage cricoïde et l'épiglotte ou dans le diverticule œsophagien lors de l'insertion
- Intubation facilitée par l'application de lidocaïne, 1 à 2 mg / kg, dans le larynx
- **Matériel :** Sonde de 6 ou 7 mm de diamètre interne (DI) chez un porc de 25kg, 9 mm chez un animal de 50 kg, les gros verrats et les truies peuvent accueillir des tubes de 14 à 16 mm de diamètre intérieur
- Les traumatismes de la muqueuse laryngée doivent être évités car l'œdème peut provoquer une obstruction des voies respiratoires lors de la récupération de l'anesthésie après extubation
- Peu importe la position de l'animal, à condition que le cou et la tête soient complètement étendus. Avec le porc en position sternale, un assistant soulève la mâchoire supérieure et, de l'autre main, tire vers le bas sur la mâchoire inférieure et tire sur la langue
- La mise en place d'un masque laryngé (LMA) est une méthode alternative pour sécuriser les voies respiratoires. La taille 4 a été recommandée pour les porcs domestiques de 45 kg et la taille 5 pour les porcs miniatures adultes plus gros. Avec le brassard dégonflé et un gel lubrifiant stérile enduit à l'extérieur, tandis que la langue est immobilisée d'une main, le LMA est inséré dans la bouche du porc avec l'autre main et avancé dans le pharynx jusqu'à ce qu'une résistance se fasse sentir. Le brassard est gonflé avec jusqu'à 30 ml d'air

### Bibliographie

- (1) Birkholz, Torsten, Andrea Irouschek, Peter Kessler, James Allen Blunk, Dirk Labahn, et Joachim Schmidt. 2008. « Feasibility of the Laryngeal Tube Airway for Artificial Ventilation in Pigs and Comparison with the Laryngeal Mask Airway ». *Lab Animal* 37 (8): 371-79.
- (2) Clarke, K. W., C. M. Trim, et L. W. Hall, éd. 2014. « Chapter 14 - Anaesthesia of the Pig ». In *Veterinary Anaesthesia (Eleventh Edition)*, 385-403. Oxford: W.B. Saunders.
- (3) Fulkerson, Pamela J, et Scott B Gustafson. 2007. « Use of Laryngeal Mask Airway Compared to Endotracheal Tube with Positive-Pressure Ventilation in Anesthetized Swine ». *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 34 (4): 284-88.
- (4) Patil, Vijayalakshmi U.; Fairbrother, Connie R.; Dunham, Bernadette M. 1997. « Use of the Laryngeal Mask Airway for Emergency or Elective Airway...: Ingenta Connect ». 1997.



## Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente



FICHE 23: PORCIN: SEDATION ET ANESTHESIE

**Sédation (et premedication)**

- A jeun de nourriture 8 à 12 heures avant l'anesthésie et 2h pour l'eau.
- **Injections intramusculaires:** dans le cou immédiatement derrière la base de l'oreille au niveau de la deuxième vertèbre cervicale, ou dans les muscles triceps, quadriceps, fessier ou longissimus dorsii. Le cou est le site privilégié chez les porcs destinés à l'alimentation pour éviter les dommages aux autres muscles. **La peau doit être propre** avant l'injection pour éviter la production d'un abcès

**Induction de l'anesthésie**

Molécules	Doses et voies d'administration	Délai d'action	Durée d'action
Xylazine + Kétamine	0.5+5 IM	5 à 10 min	15 min
Xylazine + Kétamine	4 + 4IM	5-10 min	15-30 min
Azapéronne + Xylazine + kétamine	2 + 0.2 + 2 IM	7min	1h

Autorisé via la cascade
AMM disponible

**Entretien avec des agents anesthésiques volatils**

Isoflurane et le sévoflurane (Idem CN/CT)

**Analgésie**

Molécule	Dose (mg/kg) et voie d'administration	Fréquence d'administration (h)
Flunixiné	1 IM	24
Kétoprofène	3 IM	24
Paracétamol	30 PO	24
Méloxicam	0.4 IM	Une fois
Acide Tolfénique	2 IM	Une fois
Butorphanol (Hors AMM)	1 IV, IM, SC	Une fois 15 min avant l'intervention

**Bibliographie**

(1) Clarke, K. W., C. M. Trim, et L. W. Hall, éd. 2014. « Chapter 14 - Anaesthesia of the Pig ». In *Veterinary Anaesthesia (Eleventh Edition)*, 385-403. Oxford: W.B. Saunders.

(2) « Keita A., Pagot E., Prunier A., et al. Pre-emptive meloxicam for postoperative analgesia in piglets undergoing surgical castration *Vet Anaesth Analg*, 37 (2010), pp. 367-374 ». s. d.

(3) Keita, Alassane, Eric Pagot, Armelle Prunier, et Christian Guidarini. 2010. « Pre-Emptive Meloxicam for Postoperative Analgesia in Piglets Undergoing Surgical Castration ». *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 37 (4): 367-74.

(4) Lin, HuiChu, et Paul Walz. 2014. *Farm Animal Anesthesia: Cattle, Small Ruminants, Camelids, and Pigs*. John Wiley & Sons.

(5) Peter GG JacksonPeter D Cockcroft. 2007. « Analgesia, anaesthesia, and surgical procedures in the pig, Handbook of the pig ».

Molécules	Doses et voies d'administration en mg/kg	Délai d'action	Durée d'action
Azapéronne	1 à 2 IM	5-15 min	1 à 2h
Xylazine	1 à 2 IM ou IV		30 min
Détomidine	10 à 40 microgrammes IM ou IV	5 min	30 min à 1h
Zolazépan	8 à 25 IM en fonction du type d'intervention 5-7,5IV	5 min	10 min à 1h en fonction de la dose

Légalement interdits
Autorisé via la cascade
AMM disponible

**En plus de la prémédication**

- **Atropine**, 0,02 à 0,04 mg / kg, ou du **glycopyrrolate**, 0,005 à 0,01 mg / kg, IM ou IV peuvent être inclus dans la prémédication pour minimiser la salivation qui peut survenir chez un animal anxieux.
- Attention à l'obstruction respiratoire suite à l'extubation : si l'intubation a été traumatique on peut ajouter de la **dexaméthasone** à 1 mg / kg injectée lentement IV pendant l'anesthésie pour réduire l'enflure du larynx.



VetAgro Sup

## Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente



FICHE 24: PORCIN: EXEMPLES D'ANESTHESIE LOCO-REGIONNALES

- En pratique, pas beaucoup d'anesthésie loco-régionales chez le porc: on préfère de loin l'anesthésie générale !

### Epidurale lombo-sacrée (2)

**Indications** : anesthésie de l'abdomen et de l'arrière-train en fonction de la dose administrée. Cela permet d'effectuer une chirurgie ombilicale, scrotale, abdominale ou rectale.

**Contention** : physique ou chimique pour empêcher les mouvements causés par les membres antérieurs. Une sédation peut également être nécessaire pour contrôler le bruit/cré du porc.

**Site d'injection** : Caudalement au milieu de la ligne imaginaire tracée entre les deux tête fémorales indiquées par une dépression dans les apophyses épineuses.

**Matériel** : Aiguille de 8 cm et 20 G chez les porcs pesant jusqu'à 30 kg, aiguille de 10 cm de 18 G chez les porcs de 30 à 90 kg, et une aiguille de 12 à 16 cm de 18 G chez les porcs de plus de 90 kg.

**Réalisation** : Animal immobilisé => aiguille insérée avec un léger angle caudal à la perpendiculaire => avancer entre la dernière vertèbre lombaire et la première vertèbre sacrée => Résistance avant qu'un « pop » soit ressenti comme l'extrémité de l'aiguille

Si du sang est aspiré, l'aiguille doit être repositionnée.

On met une petite goutte de lidocaïne 2% sur la garde de l'aiguille, si celle-ci est disparue, l'aiguille est correctement positionnée. La dose est de **1 mL / 9 kg** de poids corporel de **2% de lidocaïne**.

=> L'analgésie doit être présente dans les 10 minutes et dure jusqu'à 120 min.

### Bibliographie

- (1) Clarke, K. W., C. M. Trim, et L. W. Hall, éd. 2014. « Chapter 14 - Anaesthesia of the Pig ». In *Veterinary Anaesthesia (Eleventh Edition)*, 385-403. Oxford: W.B. Saunders.
- (2) Keita, Alassane, Eric Pagot, Armelle Prunier, et Christian Guidarini. 2010. « Pre-emptive Meloxicam for Postoperative Analgesia in Piglets Undergoing Surgical Castration ». *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 37 (4): 367-74
- (3) Peter GG Jackson Peter D Cockcroft. 2007. « Analgesia, anaesthesia, and surgical procedures in the pig, Handbook of the pig ».

### Castration (1)

=> Jusqu'à environ 5 mois

=> L'anesthésie générale est plus satisfaisante pour les animaux plus âgés.

=> Réalisation: injection intratesticulaire => 3 à 15 ml de lidocaïne à 2%, selon la taille de l'animal, et une partie de la dose injectée par voie sous-cutanée sous la peau scrotale lors du retrait de l'aiguille.

=> Délai d'action de 5 min

- Une nouvelle technique pour anesthésier les porcelets âgés d'environ 1 semaine pour la castration est l'anesthésie volatile : isoflurane ou de sévoflurane, de l'oxygène et un inhalateur à réinspiration, combiné à une analgésie postopératoire utilisant, par exemple, le méloxicam.

### Anesthésie en ligne (3)

- En plus de l'anesthésie générale !
- Infiltration de lidocaïne 2% , jusqu'à 4 mg / kg sous forme de bloc de ligne au site d'incision ou de bloc régional sous forme de L inversé crânien et dorsal au site d'incision. La lidocaïne doit être injectée par voie sous-cutanée profonde dans le muscle abdominal jusqu'au péritoine.

## Annexe 25 : Fiche 25 : Camélidés, Considérations préanesthésiques



# Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente

FICHE 25: LAMAS/ALPAGAS: CONSIDERATIONS PRE-ANESTHESIQUES



### Contention des camélidés (1)

**Précautions :** Attention aux coups de pieds + ils peuvent balancer le membre vers l'avant et l'extérieur, et les mâles peuvent mordre

**Contention physique:**

- **barrières à lama =>** intégrant des sangles à passer sous le thorax et l'abdomen caudal de l'animal: empêche l'animal de se mettre en décubitus sternal
- **Licol avec longe:** tenir la tête avec le licol, puis exercer une force à l'aide du poids du corps du manipulateur sur les membres postérieurs afin que l'animal adopte une position sternale couchée (Les membres antérieurs sont les principaux porteurs de poids et que les membres postérieurs ne peuvent pas être « verrouillés ».) Taper légèrement derrière le genou du membre antérieur peut aider.

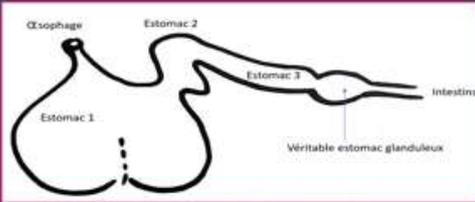
**Attention:** Ne pas attacher les jeunes pour ne pas léser les vertèbres cervicales + une manipulation agressive ou un choc contre un animal entraînera de la peur, de la méfiance et des crachats.

### Valeurs de référence pour le monitoring (3,4)

	Adulte	Juvenile
<b>FC</b>	60 à 80 battements par minute (FC diminuée si utilisation de la xylazine)	100 à 124 battements par minute
<b>FR</b>	10 à 22 mouvements par minute	22 à 35 mouvements par minute
<b>TRC</b>	<2s	<2s
<b>pH Sanguin</b>	7.3	7.3
<b>Pression artérielle moyenne</b>	70 à 100 mmHg	70 à 100 mmHg
<b>Débit de perfusion</b>	6 à 11 ml / kg / heure de RL	3 ml / kg / heure de dextrose
<b>Débit d'oxygène à administrer durant l'anesthésie</b>	22 ml / kg / min	/

### Tympanisme, régurgitation et pneumonie par aspiration (2)

- 3 estomacs => complications potentielles similaires à celles des ruminants (à quatre compartiments): tympanie, régurgitation et pneumonie par aspiration pendant l'anesthésie (voir partie bovins)
- Jeune de 12 à 18 heures et privation d'eau pendant 8 à 12 heures avant l'anesthésie pour diminuer la quantité d'ingestes fermentescibles et de liquide dans le premier compartiment gastrique
- Remarque: Si iléon néonatal, pas de jeûne car une hypoglycémie peut en résulter.



### Valeurs hématologiques (5)

<b>Hémoglobine</b>	15.3 +/- 1.7g/dL
<b>Hématocrite</b>	34.0 +/- 4.0%
<b>Erythrocytes</b>	10.88 +/- 1.1 x 10 <sup>6</sup> cells/mm <sup>3</sup>
<b>Leucocytes</b>	15.0 +/- 5.0 x 10 <sup>3</sup> cells/mm <sup>3</sup>
<b>Protéines du plasma</b>	6.5 +/- 0.4g/dL
<b>Fibrinogène</b>	300.0 +/- 114.0 mg/dL

### Attentions particulières (2)

Au cours de l'anesthésie, veiller à :

- Ajuster le positionnement du patient: surface plate rembourrée => Pour éviter la myopathie ou la neuropathie radiale en décubitus latéral, le membre antérieur dépendant doit être tiré vers l'avant de sorte que le thorax repose sur le triceps plutôt que sur l'humérus
- Attention de ne pas blesser les grands yeux proéminents du lama
- Tête positionnée pour permettre aux sécrétions buccales de s'écouler de la bouche et de ne pas entrer en contact avec l'œil
- Couverture chauffantes si hypothermie chez les petits lamas

### Biochimie (5)

<b>Albumine</b>	3.6 +/- 0.6g/dL
<b>Phosphatase alcalile</b>	38.6 +/- 23.3 UI/L
<b>AST</b>	113.2 +/- 41.6 UI/L
<b>Bilirubine</b>	0.2 +/- 0.2mg/dL
<b>BUN</b>	29.0 +/- 6.1 mg/dL
<b>Calcium</b>	9.0 +/- 0.7mg/dL
<b>Chlore</b>	115.9 +/- 4.8 mEq/L
<b>CK</b>	81.8 +/- 110 UI/L
<b>Créatine</b>	2.5 +/- 0.5mg/dL
<b>GGT</b>	19.8 +/- 4.8 UI/L
<b>Glucose</b>	134.2 +/- 36.0 mg/dL
<b>Magnésium</b>	1.9 +/- 0.3mEq/L
<b>Phospore</b>	5.8 +/- 2.2mg/dL
<b>Potassium</b>	3.8 +/- 0.9mEq/L
<b>Protéines totales</b>	5.9 +/- 0.5g/dL
<b>Sodium</b>	149.4 +/- 5.4 mEq/L

### Variations de taille et de poids (2)

- Les lamas peuvent peser jusqu'à 200 kg et vivre jusqu'à 20 ans.
- Les alpagas pèsent généralement de 65 à 80 kg mais peuvent peser jusqu'à 100 kg.

### Bibliographie

(1) Abrahamsen, Eric J. 2014. « Llama and Alpaca Care Medicine, Surgery, Reproduction, Nutrition, and Herd Health 2014, Pages 587-592 Chapter 45 - Chemical Restraint of Camelids ». In *Llama and Alpaca Care*, édité par Christopher Cebra, David E. Anderson, Ahmed Tibary, Robert J. Van Saun, et LaRue W. Johnson, 587-92. St. Louis: W.B. Saunders.

(2) Clarke, K. W., C. M. Trim, et L. W. Hall, éd. 2014. « Chapter 13 - Anaesthesia of Sheep, Goats, and Other Herbivores ». In *Veterinary Anaesthesia (Eleventh Edition)*, 345-83. Oxford: W.B. Saunders.

(3) D.a, Jessup, et Lance W.r. 1982. « What Veterinarians Should Know about South American Camelids [Lama]. » *California Veterinarian*.

(4) Lin, HuiChu, et Paul Walt. 2014. *Farm Animal Anesthesia: Cattle, Small Ruminants, Camelids, and Pigs*. John Wiley & Sons.

(5) Riebold, T. W., A. J. Kaneps, et W. B. Schmotzer. 1989. « Anesthesia in the Llama ». *Veterinary Surgery* 18 (5): 400-404.



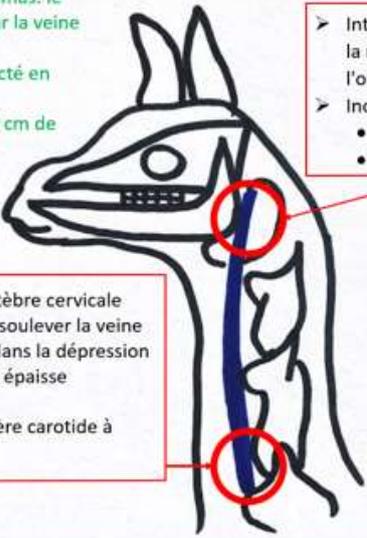
## Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente

FICHE LAMAS/ALPAGAS: GESTES TECHNIQUES



**Technique de l'intraveineuse ou de la pose de catheter (2,3,4)**

- ✓ Pas de rainure jugulaire chez les lamas: le retour veineux de la tête se fait par la veine jugulaire interne
- ✓ Anesthésique local (procaïne) injecté en sous-cutané sur le site
- ✓ Cathéter de calibre 14 ou 16 et 13 cm de long
- ✓ Entaille cutanée au scalpel
- ✓ Cathéter dirigé vers le cœur



➤ Intersection face ventrale du corps de la mandibule/ligne reliant la base de l'oreille et la première cervicale

➤ Inconvénients :

- Peau épaisse
- Mouvements tête

➤ Au niveau de la 5<sup>e</sup> vertèbre cervicale

➤ Utiliser le pouce pour soulever la veine jugulaire se trouvant dans la dépression

➤ Avantage: peau moins épaisse

➤ Inconvénient:

- Présence de l'artère carotide à proximité

**Technique de l'intubation oro-trachéale (1)**

**Matériel :** Sonde de diamètre intérieur (DI) de 10 mm peut être utilisé pour un lama de 60 kg. Sondes endotrachéales de 10–12 mm DI pour les alpagas adultes

**Réalisation:** Idem petits ruminants: vue dégagée du larynx + laryngoscope avec une longue lame. Le licol doit être retiré avant toute tentative d'intubation car elle limitera souvent l'ouverture des mâchoires

**Remarque:** Les lamas et les alpagas sont des respirateurs nasaux obligatoires. Une obstruction des voies respiratoires peut survenir pendant l'anesthésie: positionner la tête au-dessus du corps lorsque l'animal est couché pour prévenir la congestion nasale.

**Technique de l'intubation naso-trachéale (5,6)**

➤ Intubation nasotrachéale recommandée pour fournir une voie respiratoire dégagée pendant toute phase d'anesthésie

**Matériel :** Le DI sera environ 2 mm inférieur à la taille du tube choisi pour l'intubation orotrachéale

**Réalisation:** Importance de la lubrification du tube (Remarque: un lubrifiant contenant de la phényléphrine peut être utilisé pour provoquer une vasoconstriction dans la muqueuse nasale et limiter l'hémorragie)

- Pointe du tube insérée médialement et ventralement dans le méat nasal ventral, avec le biseau dirigé latéralement pour minimiser le traumatisme de la conchae. Important: garder un doigt sur le tube à l'intérieur des narines pour s'assurer que le tube reste dans le méat ventral tandis que le tube est avancé lentement et sans torsion
- Si le tube est au milieu méat, il aura un impact sur l'ethmoïde et entraînera une importante hémorragie
- Attention à l'obstruction par le grand diverticule, 1 cm de large et 2 cm profondément, à l'angle caudodorsal du nasopharynx. Si la pointe du tube est au niveau du pharynx et il ne peut pas être avancé puis le tube doit être retiré de plusieurs centimètres, redirigé et avancé à nouveau
- L'aryténoïde cartilages et épiglottes dépassent au-dessus du palais mou dans le nasopharynx: Hyperextension de la tête et du cou pour permettre au tube nasotrachéal de pénétrer dans le larynx OU laryngoscope inséré dans la bouche pour voir la pointe du tube alors saisie avec une pince et dirigé dans le larynx



**Bibliographie**

(1) Abrahamson, Eric J. 2014. « Llama and Alpaca Care Medicine, Surgery, Reproduction, Nutrition, and Herd Health 2014, Pages 587-592 Chapter 45 - Chemical Restraint of Camelids ». In *Llama and Alpaca Care*, édité par Christopher Cebra, David E. Anderson, Ahmed Tibary, Robert J. Van Saun, et LaRue W. Johnson, 587-92. St. Louis: W.B. Saunders.

(2) Ansel S.I., Kainer R.A., Johnson L.W. 1987. « Choosing the best site to perform venipuncture in a llama *Vet Med*, 82 (1987), pp. 535-536 ». In .

(3) Clarke, K. W., C. M. Trim, et L. W. Hall, éd. 2014. « Chapter 13 - Anaesthesia of Sheep, Goats, and Other Herbivores ». In *Veterinary Anaesthesia (Eleventh Edition)*, 345-83. Oxford: W.B. Saunders.

(4) Grint, Nicola, et Alexandra Dugdale. 2009. « Brightness of Venous Blood in South American Camelids: Implications for Jugular Catheterization ». *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 36 (1): 63-66.

(5) Riebold, T. W., A. J. Kaneps, et W. B. Schmotzer. 1989. « Anesthesia in the Llama ». *Veterinary Surgery* 18 (5): 400-404.

(6) Riebold, T.W., H.N. Engel, T.L. Grubb, J.G. Adams, M.J. Huber, et W.B. Schmotzer. 1994. « Orotracheal and nasotracheal intubation in llamas. » *Journal of the American Veterinary Medical Association* 204 (5): 779-83.

## Annexe 27 : Fiche 27 : Camélidés, Sédation et anesthésie



# Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente

FICHE 27: LAMAS/ALPAGAS: SEDATION ET ANESTHESIE



### Sédation (1)

### Anesthésie à l'aide d'agents anesthésiques volatiles (2,3)

### Molécules de sédation

### Induction de l'anesthésie: molécules et protocoles (1,2,3)

### Bibliographie

### Induction :

- Avec halothane ou isoflurane possible pour les lamas de petite taille ou les lamas affaiblis. **Remarque:** L'induction au masque chez des lamas adultes non tranquilisés n'est jamais tentée car ils résistent à l'application du masque et répondent en crachant...
- Débit d'oxygène de 4 à 6 l / min avec 3 à 4% d'halothane ou d'isoflurane

### Entretien :

- Si lama < 60 kg : appareils conventionnels d'anesthésie pour petits animaux utilisés, Si lama > 60 kg : appareils d'anesthésie humaine conventionnels
- Des débits d'oxygène de 12 ml / kg / min pendant la maintenance avec des débits minimaux de 1 l / min
- 1,5 à 2,5% d'halothane
- Une légère pression sur l'œsophage peut aider à prévenir la régurgitation + penser à abaisser la tête de l'animal lors de régurgitations + aspiration des sécrétions

Molécule	Posologie	Voie	Remarques
Xylazine	0.25-0.6 mg/kg	IV, IM	30 à 45 min de durée d'action
Medétomidine	0.01-0.03 mg/kg	IM	Sédation de 1 à 2h en fonction de la dose administrée
Diazépam	0.1-0.25 mg/kg	IV	Sédation moyenne, pas d'analgésie, à ajouter à un opioïde ou un agent anesthésique injectable
Midazolam	0.1-0.25 mg/kg	IV, IM	Sédation moyenne, pas d'analgésie, à ajouter à un opioïde ou un agent anesthésique injectable
Butorphanol	0.05-0.2 mg/kg	IV, IM	Sédation moyenne, utilisé pour augmenter l'effet d'autres anesthésiques injectables
Morphine	0.25 mg/kg	IM	Sédation et analgésie

Molécule	Posologie	Voie	Remarques
Kétamine	2.5 à 5 mg/kg	IV ou IM	Anesthésie générale, de plus forte doses sont nécessaire pour les alpagas
Propofol	2 à 4 mg/kg	IV	Induction de l'anesthésie avec prémédication avec de faible doses de xylazine ou de butorphanol

(1) García Pereira, F. L., S. A. Greene, M. -M. McEwen, et R. Keegan. 2006. « Analgesia and Anesthesia in Camelids ». *Small Ruminant Research*, Special Issue: South American Camelids, 61 (2): 227-33.

(2) Hartsfield SM. s. d. « Machines and Breathing Systems for Administration of Inhalation Anesthetics. In: Short CE, ed. Principles and Practice of Veterinary Anesthesia. Baltimore: Williams and Wilkins, 1987:395-418. », 1987.

(3) Riebold, T. W., A. J. Kaneps, et W. B. Schmotzer. 1989. « Anesthesia in the Llama ». *Veterinary Surgery* 18 (5): 400-404.



## Guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente

FICHE 28: LAMAS/ALPAGAS: EXEMPLES D'ANESTHESIE LOCO-REGIONALES



**La péridurale caudale (3,4,5)**

**Indications:** anesthésie de l'abdomen et de l'arrière-train en fonction de la dose administrée. Cela permet d'effectuer une chirurgie ombilicale, scrotale, abdominale ou rectale.

**Réalisation:**  
L'injection péridurale caudale de lidocaïne, de xylazine ou d'une combinaison de ceux-ci a été évaluée chez les lamas. Les injections sont faites dans l'espace sacrococcygien où l'espace péridural est peu profond et facilement accessible. La procédure a été réalisée avec une aiguille calibre 20 de 2,5 cm de long insérée à 60 ° par rapport à la base de la queue. Le délai d'action est rapide après l'injection de lidocaïne et l'analgésie a duré le plus longtemps lors de l'utilisation de la lidocaïne seule plutôt qu'avec une combinaison de celle-ci avec de la xylazine.  
Les trois combinaisons décrites sont :

- 1,5 ml de lidocaïne à 2%
- 20 mg de xylazine à 2%
- 0,75 ml d'une combinaison de xylazine à 2% et de lidocaïne.

**Castration (3)**

**Contention:** Lama debout et sédaté chimiquement comme suit.

**Réalisation:** Butorphanol à 0,1 mg / kg en IM a été administré 15 minutes avant de réaliser l'aseptise du site chirurgical sur la région périnéale. Puis, 2 à 5 mL de lidocaïne, solution à 2 %, a été injectée dans chaque testicule jusqu'à ce qu'elle devienne turgescence et 1 à 2 ml supplémentaires ont été déposés par voie sous-cutanée au niveau de la cicatrice lors de la fermeture de la plaie

**Analgésie péridurale caudale** a également été utilisée pour la castration. (voir paragraphe précédent)

**Laparotomie: exemple de la césarienne (1,3)**

- Abord chirurgical: fosse paralombaire gauche
- Décubitus latéral droit
- Sédation: faible dose de butorphanol
- Analgésie: infiltration de lidocaïne comme un bloc de ligne ou inversé-L
- Remarque: les foetus sont affectés par l'administration maternelle d'une faible dose de xylazine.

**Bibliographie**

(1) Anderson, David E. 2009. « Uterine Torsion and Cesarean Section in Llamas and Alpacas ». *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*, Alpaca and Llama Health Management, 25 (2): 523-38.

(2) Barrington, George, T.F. Meyer, et Steven Parish. 1993. « Standing castration of the llama using butorphanol tartrate and local anesthesia ». *Equine Pract* 15 (janvier): 35-39.

(3) Clarke, K. W., C. M. Trim, et L. W. Hall, éd. 2014. « Chapter 13 - Anaesthesia of Sheep, Goats, and Other Herbivores ». In *Veterinary Anaesthesia (Eleventh Edition)*, 345-83. Oxford: W.B. Saunders.

(4) Grubb, T.L., T.W. Riebold, et M.J. Huber. 1993. « Evaluation of lidocaine, xylazine, and a combination of lidocaine and xylazine for epidural analgesia in llamas ». *Journal of the American Veterinary Medical Association* 203 (10): 1441-44.

(5) Padula, A. M. 2005. « Clinical Evaluation of Caudal Epidural Anaesthesia for the Neutering of Alpacas ». *Veterinary Record* 156 (19): 616-17.



**FENART Mathilde**

**Élaboration d'un guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente**

**Thèse d'Etat de Doctorat Vétérinaire : Lyon, 1<sup>er</sup> juillet 2021**

**RESUME :** Le bien-être animal étant plus que jamais au cœur des débats animant la société, l'anesthésie des animaux de rente est un sujet d'actualité pour les vétérinaires.

Cette thèse, en deux parties, permet dans un premier temps de comprendre la démarche d'élaboration du projet de guide pratique et pédagogique en anesthésiologie des animaux de rente via le questionnaire ayant été envoyé préalablement aux vétérinaires. Elle explique également pourquoi l'anesthésie des animaux de rente est si particulière de part leur caractéristiques anatomiques et de part le concept One Health.

La deuxième partie de la thèse présente le contenu des fiches : particularités, sédation, anesthésies générales et locorégionales pour chaque espèce étudiée.

Les fiches sont élaborées de manière logique et simple d'utilisation afin d'être pratique à consulter pour les praticiens.

Ces fiches serviront à la rédaction d'un futur livre en anesthésiologie.

**MOTS CLES :**

- Anesthésie
- Animaux de rente
- Analgésie
- Guide pédagogique

**JURY :**

Président : Monsieur le Professeur Bernard Allaouchiche  
1er Assesseur : Monsieur le Professeur Stéphane Junot  
2e Assesseur : Madame la Docteur Claire Becker

**DATE DE SOUTENANCE : 1<sup>er</sup> juillet 2021**